

Année 2017



L'ALIMENTATION DES TORTUES D'EAU EN CAPTIVITÉS

THÈSE

Pour le

DOCTORAT VÉTÉRINAIRE

Présentée et soutenue publiquement devant

LA FACULTÉ DE MÉDECINE DE CRÉTEIL

le 19/01/2017

par

Florent RINEAU

Né le 23 septembre 1990 à Angers (Maine-et-Loire)

JURY

Président : Pr. IMBERT

Professeur à la Faculté de Médecine de CRÉTEIL

Membres

Directeur : Mme Laurence YAGUIYAN-COLLIARD

Maître de conférences à l'ENVA

Assesseur : M. Pascal ARNÉ

Maître de conférences à l'ENVA

LISTE DES MEMBRES DU CORPS ENSEIGNANT

Directeur : M. le Professeur GOGNY Marc

Directeurs honoraires : MM. les Professeurs : COTARD Jean-Pierre, MIALOT Jean-Paul, MORAILLON Robert, PARODI André-Laurent, PILET Charles, TOMA Bernard.
Professeurs honoraires : Mme et MM. : BENET Jean-Jacques, BRUGERE Henri, BRUGERE-PICOUX Jeanne, BUSSIERAS Jean, CERF Olivier, CHERMETTE René, CLERC Bernard, CRESPEAU François, M. COURREAU Jean-François, DEPUTTE Bertrand, MOUTHON Gilbert, MILHAUD Guy, POUCHOLON Jean-Louis, ROZIER Jacques.

DEPARTEMENT D'ELEVAGE ET DE PATHOLOGIE DES EQUIDES ET DES CARNIVORES (DEPEC)

Chef du département : M. GRANDJEAN Dominique, Professeur - Adjoint : M. BLOT Stéphane, Professeur

UNITE DE CARDIOLOGIE - Mme CHETBOUL Valérie, Professeur * - Mme GKOUNI Vassiliki, Praticien hospitalier - Mme SECHI-TREHIOU Emilie, Praticien hospitalier UNITE DE CLINIQUE EQUINE - M. AUDIGIE Fabrice, Professeur - Mme BERTONI Lélia, Maître de conférences contractuel - Mme BOURZAC Céline, Maître de conférences contractuel - M. DENOIX Jean-Marie, Professeur - Mme GIRAUDET Aude, Praticien hospitalier * - Mme MESPOULHES-RIVIERE Céline, Praticien hospitalier - Mme TRACHSEL Dagmar, Praticien hospitalier UNITE D'IMAGERIE MEDICALE - Mme PEY Pascaline, Maître de conférences contractuel - Mme STAMBOULI Fouzia, Praticien hospitalier UNITE DE MEDECINE - M. AGUILAR Pablo, Praticien hospitalier - Mme BENCHEKROUN Ghita, Maître de conférences - M. BLOT Stéphane, Professeur * - M. CAMPOS Miguel, Maître de conférences associé - Mme FREICHE-LEGROS Valérie, Praticien hospitalier - Mme MAUREY-GUENEC Christelle, Maître de conférences UNITE DE MEDECINE DE L'ELEVAGE ET DU SPORT - Mme CLERO Delphine, Maître de conférences contractuel - M. FONTBONNE Alain, Maître de conférences - M. GRANDJEAN Dominique, Professeur * - Mme MAENHOUDT Cindy, Praticien hospitalier - M. NUDELMANN Nicolas, Maître de conférences	DISCIPLINE : NUTRITION-ALIMENTATION - M. PARAGON Bernard, Professeur DISCIPLINE : OPHTALMOLOGIE - Mme CHAHORY Sabine, Maître de conférences UNITE DE PARASITOLOGIE ET MALADIES PARASITAIRES - M. BLAGA Radu Gheorghe, Maître de conférences (rattaché au DPASP) - Mme COCHET-FAIVRE Noëlle, Praticien hospitalier - M. GUILLOT Jacques, Professeur * - Mme MARIIGNAC Geneviève, Maître de conférences - M. POLACK Bruno, Maître de conférences - Mme RISCO CASTILLO Verónica, Maître de conférences (rattachée au DSBP) UNITE DE PATHOLOGIE CHIRURGICALE - M. FAYOLLE Pascal, Professeur - M. MAILHAC Jean-Marie, Maître de conférences - M. MANASSERO Mathieu, Maître de conférences - M. MOISSONNIER Pierre, Professeur - Mme VIATEAU-DUVAL Veronique, Professeur * - M. ZILBERSTEIN Luca, Maître de conférences DISCIPLINE : URGENCE SOINS INTENSIFS - Mme STEBLAJ Barbara, Praticien Hospitalier DISCIPLINE : NOUVEAUX ANIMAUX DE COMPAGNIE - M. PIGNON Charly, Praticien hospitalier
--	---

DEPARTEMENT DES PRODUCTIONS ANIMALES ET DE LA SANTE PUBLIQUE (DPASP)

Chef du département : M. MILLEMANN Yves, Professeur - Adjoint : Mme DUFOUR Barbara, Professeur

UNITE D'HYGIENE QUALITE ET SECURITE DES ALIMENTS - M. AUGUSTIN Jean-Christophe, Professeur - M. BOLNOT François, Maître de conférences * - M. CARLIER Vincent, Professeur UNITE DES MALADIES CONTAGIEUSES - Mme DUFOUR Barbara, Professeur * - Mme HADDAD/HOANG-XUAN Nadia, Professeur - Mme PRAUD Anne, Maître de conférences - Mme RIVIERE Julie, Maître de conférences contractuel UNITE DE PATHOLOGIE DES ANIMAUX DE PRODUCTION - M. ADJOU Karim, Maître de conférences * - M. BELBIS Guillaume, Assistant d'enseignement et de recherche contractuel - M. MILLEMANN Yves, Professeur - Mme RAVARY-PLUMIOEN Bérangère, Maître de conférences - Mme ROUANNE Sophie, Praticien hospitalier	UNITE DE REPRODUCTION ANIMALE - Mme CONSTANT Fabienne, Maître de conférences * - M. DESBOIS Christophe, Maître de conférences (rattaché au DEPEC) - Mme MASSE-MOREL Gaëlle, Maître de conférences contractuel - M. MAUFFRE Vincent, Assistant d'enseignement et de recherche contractuel - Mme EL BAY Sarah, Praticien hospitalier UNITE DE ZOOTECHNIE, ECONOMIE RURALE - M. ARNE Pascal, Maître de conférences - M. BOSSE Philippe, Professeur * - Mme DE PAULA REIS Alline, Maître de conférences contractuel - Mme GRIMARD-BALLIF Bénédicte, Professeur - Mme LEROY-BARASSIN Isabelle, Maître de conférences - M. PONTER Andrew, Professeur - Mme WOLGUST Valérie, Praticien hospitalier
---	---

DEPARTEMENT DES SCIENCES BIOLOGIQUES ET PHARMACEUTIQUES (DSBP)

Chef du département : M. CHATEAU Henry, Professeur - Adjoint : Mme PILOT-STORCK Fanny, Maître de conférences

UNITE D'ANATOMIE DES ANIMAUX DOMESTIQUES - M. CHATEAU Henry, Professeur * - Mme CREVIER-DENOIX Nathalie, Professeur - M. DEGUEURCE Christophe, Professeur - Mme ROBERT Céline, Maître de conférences UNITE DE BACTERIOLOGIE, IMMUNOLOGIE, VIROLOGIE - M. BOULOUIS Henri-Jean, Professeur * - Mme LE PODER Sophie, Maître de conférences - Mme LE ROUX Delphine, Maître de conférences - Mme QUINTIN-COLONNA Françoise, Professeur UNITE DE BIOCHIMIE - M. BELLIER Sylvain, Maître de conférences * - Mme LAGRANGE Isabelle, Praticien hospitalier - M. MICHAUX Jean-Michel, Maître de conférences DISCIPLINE : EDUCATION PHYSIQUE ET SPORTIVE - M. PHILIPS Pascal, Professeur certifié DISCIPLINE : ETHOLOGIE - Mme GILBERT Caroline, Maître de conférences UNITE DE GENETIQUE MEDICALE ET MOLECULAIRE - Mme ABITBOL Marie, Maître de conférences - M. PANTHIER Jean-Jacques, Professeur *	UNITE D'HISTOLOGIE, ANATOMIE PATHOLOGIQUE - Mme CORDONNIER-LEFORT Nathalie, Maître de conférences * - M. FONTAINE Jean-Jacques, Professeur - Mme LALOY Eve, Maître de conférences contractuel - M. REYES GOMEZ Edouard, Maître de conférences UNITE DE MANAGEMENT, COMMUNICATION, OUTILS SCIENTIFIQUES - Mme CONAN Muriel, Professeur certifié (Anglais) - M. DESQUILBET Loïc, Maître de conférences (Biostatistiques, épidémiologie) * - Mme FOURNEL Christelle, Maître de conférences contractuel (Gestion et management) UNITE DE PHARMACIE ET TOXICOLOGIE - Mme ENRIQUEZ Brigitte, Professeur - M. PERROT Sébastien, Maître de conférences - M. TISSIER Renaud, Professeur * UNITE DE PHYSIOLOGIE ET THERAPEUTIQUE - Mme COMBRISON Hélène, Professeur - Mme PILOT-STORCK Fanny, Maître de conférences - M. TIRET Laurent, Professeur *
---	---

* responsable d'unité

REMERCIEMENTS

Au Professeur de la faculté de médecine de Créteil,

Qui m'a fait l'honneur d'accepter la présidence de mon jury de thèse.

A Madame Laurence Yaguiyan-Colliard, Maître de conférences à l'ENVA,

Qui m'a fait l'honneur de diriger cette thèse, pour ses relectures et ses nombreux conseils,
Qu'elle trouve ici l'expression de ma reconnaissance la plus sincère.

A Monsieur Pascal Arné, Maître de conférences à l'ENVA,

Qui m'a fait l'honneur de participer au jury de cette thèse et pour ses conseils et sa relecture aussi précise,
Sincères remerciements.

A mes parents,

Qui m'ont soutenu tout le long de mes études et qui m'ont toujours poussé à faire mieux. Sans vous rien n'aurait été possible.

A mes frères,

A nous trois, nous pouvons maintenant soigner les humains, les plantes et les animaux.

A mes grands parents,

Ici ou là hauts, vous êtes toujours dans mon cœur.

A Romain,

Qui m'a soutenu tout le long de l'écriture de cette thèse.

A Clément, Maëli et Tristan,

C'est enfin fait.

A ma famille d'Alfort, Charles, Christelle, Marion et Vincent.

A mes amis d'Alfort : Anne-Sophie, Hélène, Kim, Mazhevenn, Sandrine et tous les autres...

TABLE DES MATIERES

TABLE DES FIGURES.....	7
TABLE DES TABLEAUX.....	8
TABLE DES ABREVIATIONS.....	9
INTRODUCTION	10
PREMIERE PARTIE : LES TORTUES D’EAU EN CAPTIVITES	11
I. Classification et présence en France	13
A. Classification.....	13
1) Définition	13
2) Phylogénie.....	13
3) Espèces concernées	14
B. Présence en France.....	15
II. Anatomie et physiologie digestive des tortues d’eau domestiques.....	16
A. Les voies digestives hautes	16
1) Bec corné.....	16
2) Cavité buccale	17
a) Plafond buccal.....	17
b) Plancher buccal	18
c) Langue.....	18
d) Glandes salivaires	18
3) Œsophage.....	18
B. Les voies digestives basses	19
1) Estomac.....	20
2) Intestin grêle.....	21
3) Gros intestin	21
4) Cloaque	23
C. Les glandes annexes.....	24
1) Foie.....	24
2) Pancréas	25
III. Les conditions de captivité.....	26
A. Aquaterrarium	26
1) Taille de l’aquaterrarium.....	26
2) L’eau : quantité, qualité et température	27
3) Les spots lumineux et les UV	27
B. Réglementation	28
1) La convention de Washington.....	28
2) La réglementation Européenne	28
3) La réglementation Française	29
a) Elevage d’agrément.....	29
b) Etablissement l’élevage.....	29

DEUXIEME PARTIE : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE DE L'ALIMENTATION DES TORTUES D'EAU DOMESTIQUES 31

I.	Préférences alimentaires	33
A.	Dans le milieu naturel	33
1)	<i>Trachemys scripta</i>	33
a)	Juveniles.....	33
b)	Adultes	34
2)	<i>Pelomedusa subrufa</i>	34
3)	<i>Heosemys spinosa</i>	35
B.	En captivité	35
1)	<i>Trachemys scripta</i>	35
2)	<i>Pelomedusa subrufa</i>	36
3)	<i>Heosemys spinosa</i>	36
a)	Juveniles.....	36
b)	Adultes	36
II.	Besoins quantitatifs	38
A.	Besoin énergétique	38
1)	Influence de la température ambiante	38
a)	Généralités	38
b)	Températures du milieu des espèces étudiées	38
2)	Autres influences.....	38
3)	Modèles énergétiques.....	39
a)	Le modèle FMR	39
i.	Technique de l'eau doublement marquée	39
ii.	Déduction du FMR	40
iii.	Critique de ce modèle	40
b)	Le modèle SMR	41
i.	Mesures	41
ii.	Formule.....	41
iii.	Critique de ce modèle	42
c)	Connaitre le poids théorique d'une tortue	42
d)	Choix du modèle	43
e)	Sources d'énergie	44
i.	Carnivores.....	44
ii.	Omnivores	44
iii.	Herbivores	45
B.	Autres besoins spécifiques	45
1)	Besoin protéique	45
i.	Pour les tortues carnivores.....	45
ii.	Pour les tortues omnivores	45
iii.	Pour les tortues herbivores	45
2)	Besoins en calcium et phosphore	46
i.	Le métabolisme phosphocalcique.....	46
ii.	Les besoins en phosphore et calcium	47
3)	Besoins vitaminiques	47
i.	Vitamine A	47
ii.	Vitamine B1.....	48
iii.	Vitamine D ₃	48

iv. Vitamine E.....	49
v. Besoins en vitamines	49

TROISIEME PARTIE : ETUDE DES MALADIES NUTRITIONNELLES 51

I.	Les maladies liées à un déséquilibre quantitatif.....	54
A.	Insuffisance pondérale	54
1)	Présentation clinique	54
2)	Démarche diagnostique	54
3)	Traitement	54
B.	Obésité	55
1)	Présentation clinique	55
2)	Démarche diagnostique.....	55
3)	Traitement	56
a)	Rééquilibrer l'alimentation.....	56
b)	Stimuler l'activité	56
c)	Stimuler l'alimentation	56
C.	Excès de protéine	57
1)	La goutte	57
a)	Etiologie	57
i.	Rappel sur le catabolisme chez les reptiles.....	57
ii.	Formation des dépôts d'acide uriques à l'origine de goutte	57
b)	Epidémiologie	58
c)	Présentation clinique	58
i.	Symptômes.....	58
ii.	Lésions	59
d)	Démarche diagnostique.....	60
i.	Diagnostic clinique	60
ii.	Examens complémentaires	60
iii.	Diagnostic nécropsique	61
e)	Traitements.....	61
i.	Fluidothérapie	61
ii.	Correction de l'alimentation.....	62
iii.	Traitement médical	62
iv.	Traitement chirurgical	62
2)	Croissance accélérée	62
a)	Etiologie	62
b)	Présentation clinique	63
c)	Démarche diagnostique	63
d)	Traitement	63
i.	Traitement étiologique.....	63
ii.	Traitement symptomatique	64
iii.	Traitement des complications.....	64
II.	Les maladies liées à un déséquilibre qualitatif.....	65
A.	Ostéofibrose nutritionnelle	65
1)	Etiologie	65
2)	Epidémiologie	65
3)	Présentation clinique	65

4) Démarche diagnostique	67
a) Diagnostic clinique	67
b) Examens complémentaires	67
5) Traitement	68
a) Correction de l'alimentation et des causes environnementales	68
b) Correction de la calcémie	68
c) Traitement des complications	68
B. Hypovitaminose A	69
1) Etiologie	69
2) Epidémiologie	70
3) Présentation clinique	70
4) Démarche diagnostique	70
a) Diagnostic clinique	71
b) Examens complémentaires	71
5) Traitement	72
a) Correction de l'alimentation	72
b) Traitement médical	73
c) Traitement chirurgical d'un pyogranulome de la caisse tympanique	73
i. Anesthésie	73
ii. Intervention chirurgicale	73
iii. Soins post-opératoires	74
d) Pronostic	75
C. Hypovitaminose B1	75
1) Etiologie	75
2) Commémoratifs	76
3) Présentation clinique	76
4) Démarche diagnostique	76
5) Traitement	77
a) Traitement étiologique	77
b) Traitement médical	77
c) Pronostic	77
D. Hypovitaminose E et stéatite	77
1) Etiologie	77
2) Epidémiologie	78
3) Présentation clinique	78
4) Démarche diagnostique	78
5) Traitement	78
E. Hypothyroïdie primaire	78
1) Etiologie	79
2) Présentation clinique	79
3) Diagnostic	80
4) Traitement	80

QUATRIEME PARTIE : ETUDE D'ALIMENTS « COMPLETS » DU COMMERCE ET ANALYSE D'UNE RATION MENAGERE	81
I. Les aliments de grande surface	83
A. Le cas des crevettes séchées (Gammarus)	83
1) Description du produit	83
a) Nature.....	83
b) Utilisation.....	84
c) Composition et constituants	84
2) Analyse nutritionnelle	84
a) Energie	84
b) Protéines.....	85
c) Vitamines et minéraux	85
3) Critique.....	85
B. Reptile pellets omnivores de Vitakraft®.....	86
1) Description du produit	86
a) Nature.....	87
b) Utilisation.....	87
c) Composition et constituants	87
2) Analyse nutritionnelle	87
a) Energie et protéines.....	87
b) Vitamines et minéraux	87
3) Critique.....	88
II. Les aliments d'animaleries spécialisées.....	89
A. Aquatic Turtle Food de Zoo-Med	89
1) Description du produit	89
a) Nature.....	89
b) Utilisation.....	90
c) Composition et constituants	90
2) Analyse nutritionnelle	90
a) Energie	90
b) Protéines.....	91
c) Vitamines et minéraux	91
3) Critique.....	91
B. Floating Pellets Aquatic Turtle d'Exo-Terra®	92
1) Description du produit	92
a) Nature.....	92
b) Utilisation.....	93
c) Composition et constituants	93
2) Analyse nutritionnelle	93
a) Energie	93
b) Protéines.....	93
c) Vitamines et minéraux	94
3) Critique.....	94
III. La ration ménagère de Prestreau	95
A. Description du produit	95
1) Nature.....	95
2) Utilisation.....	95

3) Composition	96
B. Analyse nutritionnelle	96
1) Energie	96
2) Protéines.....	96
3) Vitamines et minéraux	96
C. Critique.....	96
CONCLUSION.....	97
BIBLIOGRAPHIE	99
ANNEXES	107

TABLE DES FIGURES

- Figure 1 : Membres postérieurs d'une tortue terrestre (à gauche) et d'une tortue d'eau douce (à droite) (photographies : Kevin Hendricks à gauche et personnelle à droite)
- Figure 2 : Tortue-molle à épines (*Trionyx spiniferus*), de la famille des *Trionychidae* possédant des lèvres (flèche noire) conjonctivo-muscleuses (photographie : Kim Pardi)
- Figure 3 : Cavité buccale d'une *Trachemys scripta* (photographie : Turtle dissection, schéma personnel)
- Figure 4 : Appendice vermiforme d'une *Macrolemys temminckii* (photographie : L.A. Dawson)
- Figure 5 : Anatomie du tractus digestif d'une *Pseudemys* sp. (Hall, 2011)
- Figure 6 : Position de l'estomac dans la cavité cœlomique d'une *Mauremys rivulata* (le péricarde a été retiré et le foie basculé) (photographie personnelle)
- Figure 7 : Tube digestif d'une *Mauremys rivulata* extrait de la cavité cœlomique (photographie personnelle)
- Figure 8 : Coupe transversale schématique de la région cloacale d'une tortue (redessiné d'après Mac Arthur *et al.*, 2004)
- Figure 9 : Foie et pancréas d'une *Mauremys rivulata* (photographie personnelle)
- Figure 10 : Schéma d'un aqua-terrarium pour tortue d'eau (personnel)
- Figure 11 : *Pelomedusa subrufa* et *Trachemys scripta elegans* (photographie : Adrien PR et Aleksandar Stanikić)
- Figure 12 : Tortue dite « de Floride » (*Trachemys scripta* sp.), une tortue encore présente dans de nombreux foyers (photographie personnelle)
- Figure 13 : *Pelomedusa subrufa*, une tortue fréquemment rencontrée en consultation (photographie : Stefano De Bastiani)
- Figure 14 : Héosémyde épineuse (*Heosemys spinosa*), une tortue essentiellement herbivore (photographie : James Carmichael Jr.)
- Figure 15 : Théorie de la technique de l'eau doublement marquée (d'après DeLany, 1997)
- Figure 16 : Formules permettant la déduction du FMR selon le poids (Nagy *et al.*, 1999)
- Figure 17 : Comparaison des FMR des reptiles et des reptiles herbivores obtenus d'après les formules de Nagy *et al.* (2009)
- Figure 18 : Formule du BE (Donoghue, 2006)
- Figure 19 : Formule permettant de déduire le poids théorique d'une tortue d'eau selon la taille de son plastron (Donoghue, 1997)
- Figure 20 : Mesure de la longueur de plastron chez les tortues aquatiques comme *Mauremys rivulata* (photographie personnelle)
- Figure 21 : Comparaison entre les valeurs de FMR et SMR selon le poids (d'après Nagy *et al.*, 1999 et Donoghue, 2006)
- Figure 22 : La régulation de la calcémie (Schéma construit d'après Mac Arthur (2004a) et Watson et Mitchell (2014))
- Figure 23 : Quantité de vitamine A dans le foie des *Pelodiscus sinensis* selon le taux de Bêta-carotène dans leur alimentation (d'après Chen et Huang, 2011)
- Figure 24 : Motifs des consultations des tortues d'eau à l'ENVA entre 2002 et 2015
- Figure 25 : Obésité chez *Trachemys scripta elegans* (photographie : Bénédicte Desrus)
- Figure 26 : La dégradation des nucléotides chez les tortues d'eau (d'après Mader, 2006)
- Figure 27 : Cas critique de goutte articulaire chez une tortue au niveau des articulations des genoux, des tarses et des phalanges. (Photographie : Craig, 2013)
- Figure 28 : Dépôts récents de cristaux d'acide uriques dans les tubules rénaux (Reavill et Schmidt, 2010)

Figure 29 : Dépôt d'acide urique au niveau de l'articulaire du coude (lésion de goutte)
(Photographie : Martinson, 2013)

Figure 30 : Ecailles déformées (marginales et nucale) à l'origine d'une ulcération cervicale suite à une croissance accélérée (à gauche) et écailles normales chez un individu de la même espèce (à droite) (photographies personnelles)

Figure 31 : Schéma du mécanisme de l'hyperparathyroïdie d'origine alimentaire

Figure 32 : Lésion de SCUD chez une *Trachemys scripta* (photographie personnelle)

Figure 33 : Evaluation de la dureté d'une carapace (photographie personnelle)

Figure 34 : Position de la glande de Harder et de la glande postérolatérale lacrymale chez la tortue d'eau (Schéma construit d'après Brian et Cowan, 2005 et Jones *et al.*, 2012)

Figure 35 : *Mauremys rivulata* ayant présenté un œdème palpébral suite à une d'hypovitaminose A, avant et après traitement. (photographies personnelles)

Figure 36 : pyogranulome de la caisse tympanique droite chez une *Trachemys scripta scripta* (photographie : Patricius).

Figure 37 : Trois compléments minéraux vitaminés riches en vitamine A (Source : Francodex®, Exo-Terra®, TVM®)

Figure 38 : Parage de pyogranulome de la caisse tympanique en postopératoire direct (photographie : Patricius)

Figure 39 : Pyogranulome de la caisse tympanique à une semaine post-opératoire (photographie : Patricius)

Figure 40 : éperlan (*Osmerus eperlanus*) et faux éperlans (*Atherina boyeri*) (photographie : Ma Arzola et Roberto Pillon)

Figure 41 : régulation des hormones thyroïdiennes (personnel)

Figure 42 : Boîte de Gammarus de la marque Tetra® (photographie : Tetra®)

Figure 43 : *Gammarus sp.* (photographie : G. Carter)

Figure 44 : Boîte de « pellets omnivores » de Vitakraft® (Photographie : Vitakraft®)

Figure 45 : Les trois gammes d'Aquatic Turtle Food de Zoo-Med® (photographie Zoo-Med®)

Figure 46 : Composition, additifs et constituants analytiques de la « Hatchling Formula »

Figure 47 : Composition, additifs et constituants analytiques de la « Maintenance Formula »

Figure 48 : Les trois gammes de granulés flottants d'Exo-Terra (photographie : Exo-Terra®)

Figure 49 : composition des granulés pour juvéniles de la marque Exo-Terra®

Figure 50 : composition des granulés pour adultes de la marque Exo-Terra®

TABLE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Classification des principales espèces de tortues d'eau selon leur régime alimentaire principal (d'après Mac Arthur et Barrows, (2004), Bonin *et al.* (2006) et Cheloniophilie, 2012)

Tableau 2 : Valeurs du coefficient k selon l'activité physique ou le stade physiologique (Donoghue, 2006)

Tableau 3 : Besoins diététiques des tortues en vitamines

Tableau 4 : Motifs des consultations de tortues d'eau à l'ENVA entre 2009 et 2015

Tableau 5 : Le test de Murexide et mise en évidence de la goutte (d'après Mac Arthur, 2004c)

Tableau 6 : Composition de la gelée, établie d'après les valeurs nutritionnels Santé Canada (2005) et Anses (2013)

TABLE DES ABREVIATIONS

BE : Besoin Energétique
BEE : Besoin Energétique d'Entretien
CHUVA : Centre Hospitalier Universitaire Vétérinaire d'Alfort
CMV : Complément Minéral Vitaminé
EM : Energie Métabolisable
ENVA : Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort
FMR : Field Metabolic Rate
NAC : Nouveaux Animaux de Compagnie
PTH : Parathormone
SCUD Septicemic Cutaneous Ulcerative Disease
SMR : Standard Metabolic Rate
TSH : Thyréostimuline
UV : Ultra violets

INTRODUCTION

Les nouveaux animaux de compagnie (couramment appelés NAC) forment une clientèle en expansion au sein de la profession vétérinaire. Leur taille modeste et le peu d'entretien qu'ils semblent nécessiter en font des compagnons de premier choix dans notre société où l'on vit de plus en plus longtemps dans des appartements. Cependant, ces animaux requièrent en réalité une prise en charge et un environnement très spécifiques s'agissant pour beaucoup d'espèces non-domestiques n'ayant pas évolué au contact de l'homme.

Parmi celles-ci, les tortues constituent des NAC prisés des particuliers car elles ont une morphologie et une physiologie originales tout en présentant la réputation d'être résistantes. Beaucoup de personnes ont peur des serpents et n'oseraient pas prendre un reptile en tant qu'animal de compagnie mais la tortue apparaît plus « sympathique ». Les tortues d'eau douce ont commencé à intégrer les foyers français dès le milieu du XX^{ème} siècle et y occupe toujours une place non négligeable.

Les animaleries proposent des aliments généralistes pour les tortues qui ne correspondent pas forcément à leurs besoins. En effet, le régime alimentaire des tortues d'eau n'est pas toujours le même et la diversité des espèces au travers du monde entier rend impossible le développement d'un aliment unique.

Beaucoup de carences et de maladies nutritionnelles se développent au long terme chez ses espèces. En effet, les tortues n'expriment que peu de signes cliniques et leur développement peut prendre plusieurs années avant que le propriétaire n'observe les symptômes consécutifs à une mauvaise alimentation.

De plus en plus de vétérinaires reçoivent des NAC en consultation. C'est l'occasion de faire un point sur les besoins zootechniques et nutritionnels de l'animal présenté afin de rectifier les erreurs lorsqu'elles sont avérées mais aussi de les prévenir.

Il est difficile aujourd'hui encore de connaître précisément les besoins alimentaires spécifiques à chaque espèce de tortue. La plupart des informations que l'on possède sont issues d'observations de terrain ou de rations alimentaires développées dans les parcs zoologiques. Avec le développement d'internet, les amateurs de tortues d'eau se sont regroupés sur de nombreux sites et forums pour échanger des informations à propos de leurs animaux et l'on peut trouver sur de nombreuses pages des listes d'aliments conseillés. La bibliographie vétérinaire sur les NAC est en pleine expansion mais de nombreux ouvrages s'intéressent plus aux conséquences des carences alimentaires qu'à la formulation et l'évaluation de régimes alimentaires spécifiques.

Ce travail est une synthèse bibliographique sur l'alimentation des tortues d'eau en captivité. Il comprend une partie sur les bases anatomiques et physiologiques de leur système digestif puis une partie centrée sur leurs besoins alimentaires. Trois espèces de tortues ont été sélectionnées dans la seconde partie pour exposer leur régime alimentaire à partir de descriptions zoologiques réalisées en milieu naturel, mais également à partir de rations proposées dans les parcs zoologiques. Cette partie débouche ensuite sur une description des besoins alimentaires de ces animaux d'après la bibliographie scientifique disponible. La troisième partie est une description des principales maladies d'origine nutritionnelle rencontrées en consultation chez les tortues d'eau. Son intérêt est de pouvoir permettre au clinicien de reconnaître certaines maladies nutritionnelles, de proposer un traitement adéquat ainsi que des modifications de la ration alimentaire pour prévenir l'apparition d'autres cas au sein de l'élevage du propriétaire. La dernière partie est une évaluation de différents aliments que les propriétaires peuvent être amenés à donner pour voir s'ils sont équilibrés et à quel type de tortues ils semblent le mieux être adaptés.

PREMIERE PARTIE : LES TORTUES D'EAU EN CAPTIVITES

I. Classification et présence en France

A. Classification

1) Définition

Les tortues d'eau rassemblent les espèces qui passent leur vie à proximité immédiate de l'eau douce. On les appelle également tortues dulçaquicoles ou palustres. Elles se distinguent des tortues marines (chélonioidés) qui vivent en pleine mer. Contrairement aux tortues terrestres essentiellement herbivores, elles présentent majoritairement un régime carnivore ou omnivore. Elles peuvent être élevées dans un aquarium, un aqua-terrarium ou un bassin.

Si on les distingue des autres tortues par leur mode de vie, certaines caractéristiques morphologiques permettent également de les distinguer. Leur carapace est généralement moins bombée que celle des tortues terrestres. Leurs membres postérieurs sont adaptés en palettes natatoires présentant un allongement des phalanges (Bardet, 2005) et une palmature propice à la nage (figure 1).

Figure 1 : Membres postérieurs d'une tortue terrestre (à gauche) et d'une tortue d'eau douce (à droite) (photographies : Kevin Hendricks à gauche et personnelle à droite)



2) Phylogénie

Les tortues appartiennent au règne animal (*Animalia*), à l'embranchement des Chordés (*Chordata*), au sous-embranchement des vertébrés (*Vertabrata*), au superordre des tétrapodes (*Tetrapoda*) et au clade des Amniotes (*Amniota*). L'appartenance des tortues au clade des Anapsides (*Anapsida*) versus celui des Diapsides (*Diapsida*) n'est pas complètement tranchée à ce jour. D'un point de vue historique et morphologique on les rattache aux anapsides car elles ne portent pas de fosses temporales. Cependant des études (Debraga et Rieppel, 1997) remettent en cause ce positionnement dans la classification et concluent à une suppression tardive des fosses temporales.

Les tortues forment l'ordre des Chéloniens (*Testudines*) caractérisé entre autres par une carapace constituée d'un plastron ventral et d'une dossière (Millefanti, 2002). Les tortues d'eau douces ne constituent pas un groupe monophylétique.

3) Espèces concernées

On considère qu'il existe plus de 285 espèces de tortues (Jacobson, 2007) dont au moins 180 seraient des tortues dulçaquicoles. Les tortues aquatiques les plus souvent détenues en France appartiennent à la famille des Emidinés avec notamment les dix genres suivants : *Chrysemis*, *Clemys*, *Deirochelys*, *Emydoidea*, *Emys*, *Graptemys*, *Malaclemys*, *Pseudomys*, *Terrapene* et *Trachemys*, regroupant une quarantaine d'espèces différentes (Millefanti, 2002).

Le tableau 1 présente les principales espèces que l'on peut rencontrer en consultation vétérinaire ainsi que leur régime alimentaire.

Tableau 1 : Classification des principales espèces de tortues d'eau selon leur régime alimentaire principal (d'après Mac Arthur et Barrows, (2004), Bonin *et al.* (2006) et Cheloniophilie, 2012)

	Régime alimentaire		
	Carnivore	Omnivore	Herbivore
Espèces	<i>Apalone ferox</i> <i>Apalone mutica</i> <i>Apalone spinifera</i> <i>Chelus fimbriata</i> <i>Chelydra serpentina</i> <i>Chelodina longicollis</i> <i>Chelus fimbriatus</i> <i>Emys orbicularis</i> <i>Graptemys pulchra</i> <i>Hydromedusa tectifera</i> <i>Macrolemys temmincki</i> <i>Malaclemys terrapin</i> <i>Mauremys leprosa</i> <i>Mauremys rivulata</i> <i>Pelomedusa subrufa</i> <i>Pelusios niger</i> <i>Phrynops geoffroanus</i> <i>Platysternon megacephalum</i> <i>Pseudemys concinna</i> (juvéniles) <i>Trachemys scripta</i> (juvéniles)	<i>Chelodina novaeguinae</i> <i>Chinemys reevesii</i> <i>Chrisemys picta</i> <i>Clemmys guttata</i> <i>Clemmys insculpta</i> <i>Clemys muhlenbergi</i> <i>Cyclemys dentata</i> <i>Emydiudea blandingi</i> <i>Emydura subglobosa</i> <i>Geoemyda splengeri</i> <i>Graptemys geographica</i> <i>Graptemys pseudogeographica</i> <i>Heosemys grandis</i> <i>Kinosternon flavescens</i> <i>Kinosternon leucostomum</i> <i>Kinosternon odoratum</i> <i>Leucocephalon yuwonoi</i> <i>Melanochelys trijura</i> <i>Pelodiscus sinensis</i> <i>Phrynops spp.</i> <i>Pseudemys nelsoni</i> <i>Pseudemys rubriventris</i> <i>Siebenrockiella crassicolis</i> <i>Trachemys scripta</i> (adultes) <i>Trionyx triunguis</i>	<i>Batagur kachuga</i> <i>Carrotochelys insculpta</i> <i>Cuora flavomarginata</i> <i>Cuora amboinensis</i> <i>Heosemys spinosa</i> <i>Kachuga tecta</i> <i>Platemys spp.</i> (juvéniles) <i>Pseudemys concinna</i> (adultes) <i>Pseudemys floridana</i> <i>Rhinoclemmys pulcherrima</i>

B. Présence en France

Les tortues aquatiques ont été introduites en France en tant qu'animaux de compagnie depuis la moitié du XX^{ème} siècle. Les espèces majoritairement concernées par cette importation concernaient les tortues dites « de Floride » (*Trachemys scripta elegans*, *Trachemys scripta scripta*, *Trachemys scripta troosti*). Leur introduction en France a été massive à partir de l'année 1975 lorsque le gouvernement américain, sur un rapport de la Food and Drug Administration, Agence américaine des produits alimentaires et médicamenteux, décida d'en interdire la vente aux Etats-Unis d'Amérique suite à des cas de salmonelloses chez des enfants ayant manipulé des tortues (Code of Federal Regulations, 1975). Les fermes américaines se tournèrent alors vers l'exportation, notamment vers l'Europe. On considère qu'entre 1985 et 1994, plus de quatre millions de tortues de Floride ont été importées en France, soit environ 400 000 spécimens par an (Prévot-Julliard *et al.*, 2007a).

Cependant, les propriétaires peu informés par les animaleries sur l'entretien de ces animaux ainsi que sur leur croissance ont cherché plus tard à s'en débarrasser en relâchant un grand nombre de ces tortues dans des rivières et des étangs conduisant à une destruction de certains milieux naturels (Prévot-Julliard *et al.*, 2007b). Face à cette situation et suite aux pressions d'organisations écologiques, l'Union Européenne a interdit l'importation de *Trachemys scripta elegans* en 1997 ; les animaleries développèrent alors la vente d'autres espèces de tortues.

Au vu des 208 consultations des tortues d'eau effectuées au CHUVA entre 2002 et 2016, elles semblent toujours présenter un certain succès en France.

II. Anatomie et physiologie digestive des tortues d'eau domestiques

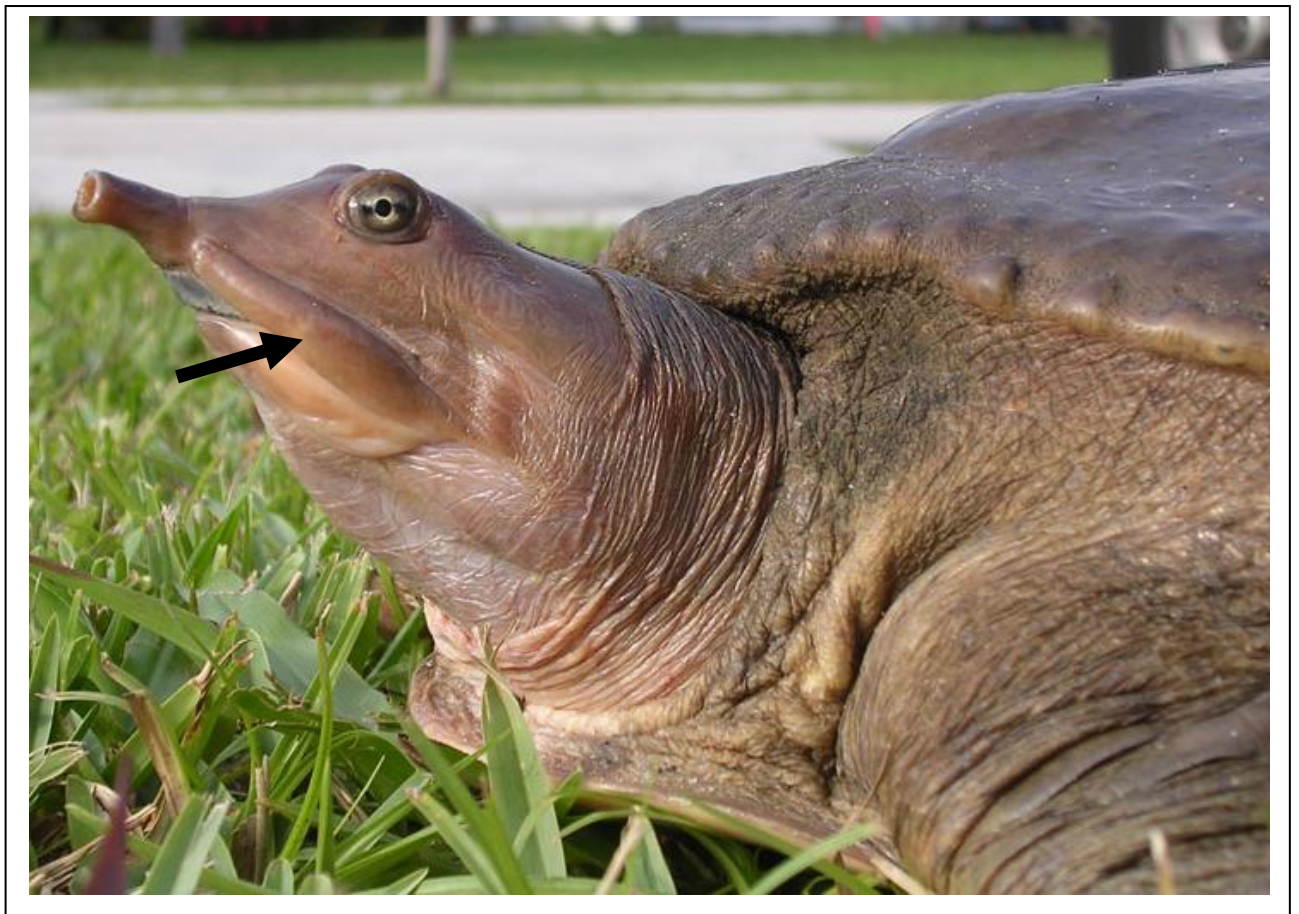
A. Les voies digestives hautes

1) Bec corné

Les tortues ne possèdent pas de dents ni de lèvres mais ont un bec corné kératinisé. La rhamphothèque est décrite par Wyneken et Witherington (2001) comme étant la partie visible du bec constitué d'un ensemble d'écailles fusionnées qui recouvre les mâchoires supérieure et inférieure. Le bec a un rôle essentiel dans la préhension des aliments (Mac Arthur *et al.*, 2004). Les zones d'affrontement de la mâchoire varient selon le régime alimentaire tout comme la présence ou non de crénelure sur le bec qui permet de retenir les aliments.

Les tortues de la famille des *Trionychidae* sont les seules à posséder des lèvres conjonctivo-muscleuses qui recouvrent leur bec corné. D'après Gomis (2002), elles possèderaient de nombreuses terminaisons nerveuses à mettre en relation avec leur mode de chasse qui consiste à s'enterrer dans le fond des cours d'eau avec seulement l'extrémité de la tête dépassant du sable ou de la vase.

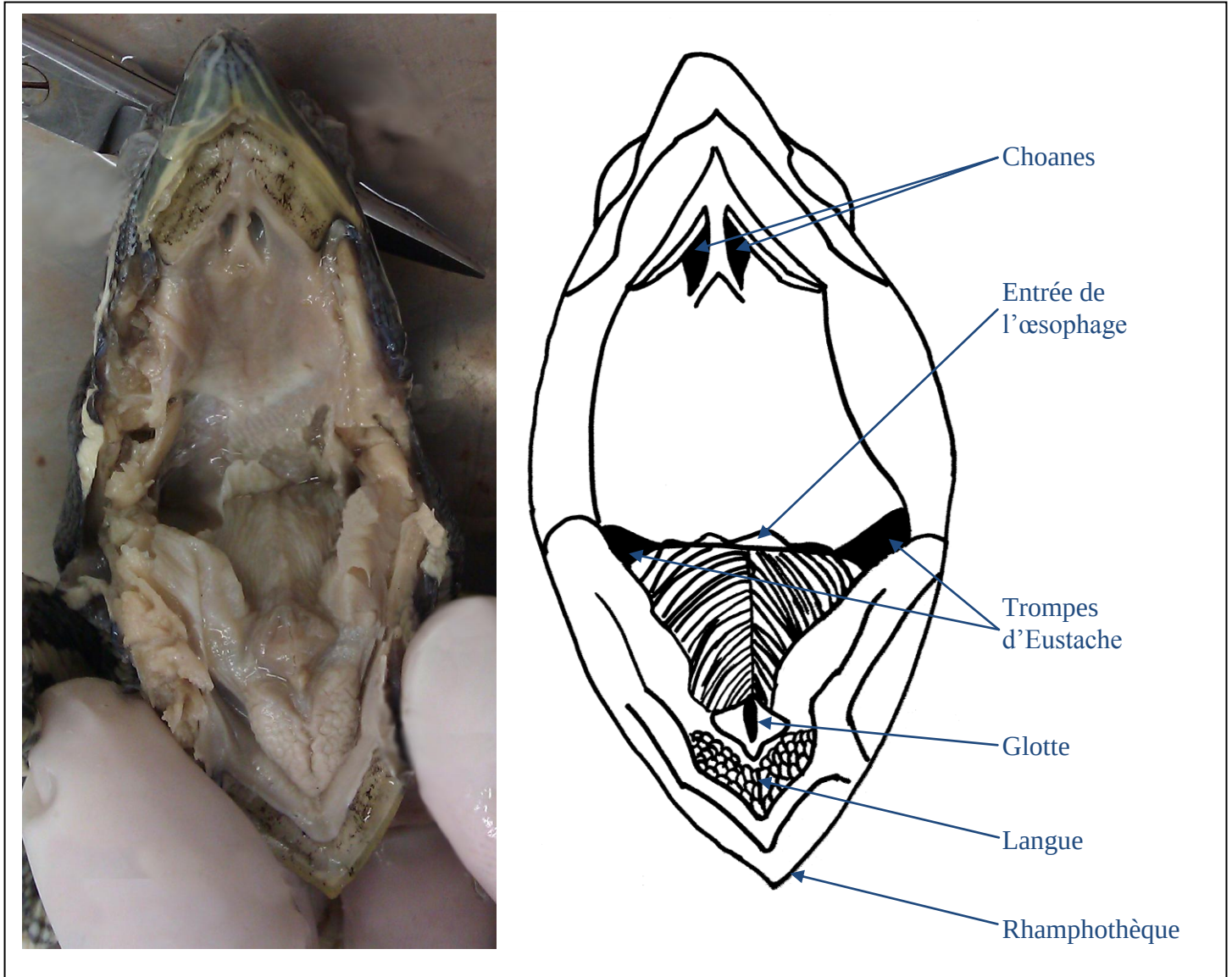
Figure 2 : Tortue-molle à épines (*Trionyx spiniferus*), de la famille des *Trionychidae* possédant des lèvres (flèche noire) conjonctivo-muscleuses (photographie : Kim Pardi)



2) Cavité buccale

La cavité buccale des tortues est délimitée dorsalement par un plafond buccal qui correspond au palais des mammifères et ventralement par la langue.

Figure 3 : Cavité buccale d'une *Trachemys scripta*
(photographie : Turtle dissection, schéma personnel)



a) Plafond buccal

Le plafond buccal est formé d'un palais primitif et se prolonge par une dépression au niveau des orbites. Deux longues fentes appelés choanes secondaires permettent une communication entre les voies digestive et respiratoire.

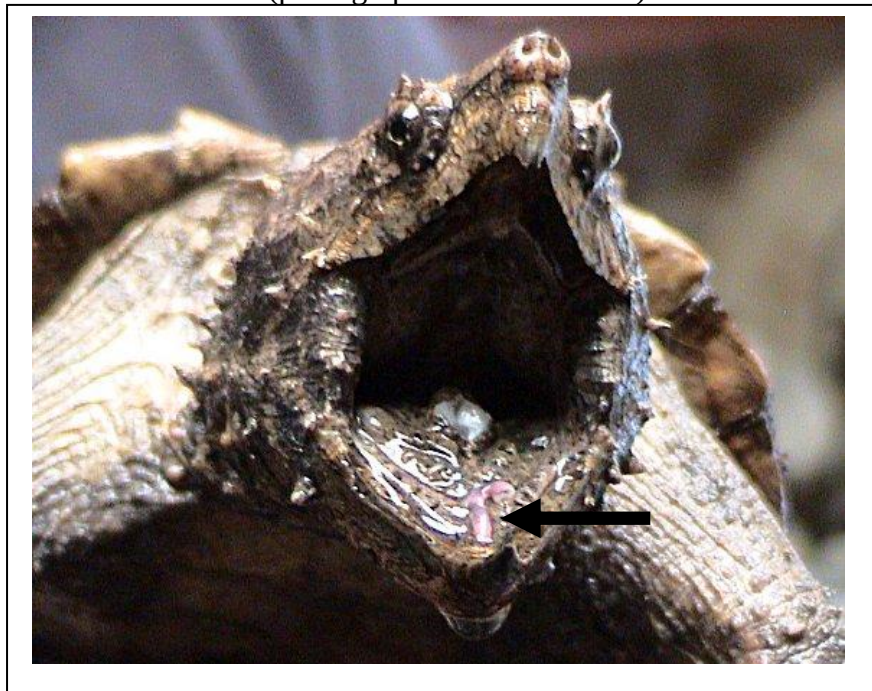
b) Plancher buccal

Le plancher buccal est limité par les maxillaires et formé par le muscle mylo-hyoïdien. Il se prolonge jusqu'à l'œsophage.

c) Langue

Les chéloniens ont une grosse langue charnue peu mobile (Bone, 1992). Elle a un rôle gustatif qui est important chez les tortues. A sa base se trouve l'orifice glottique qui forme l'entrée de la trachée. *Macroclemys temminckii* présente la particularité d'avoir un appendice vermiforme rose à l'extrémité de la langue qui lui permettrait d'attirer les poissons (Millefanti, 2002).

Figure 4 : Appendice vermiforme d'une *Macroclemys temminckii*
(photographie : LA. Dawson)



d) Glandes salivaires

Les glandes salivaires des chéloniens ont la particularité de ne pas sécréter d'enzymes digestives (Kirchgessner et Mitchell, 2009). La salive assure essentiellement une fonction de lubrification de l'œsophage.

3) Œsophage

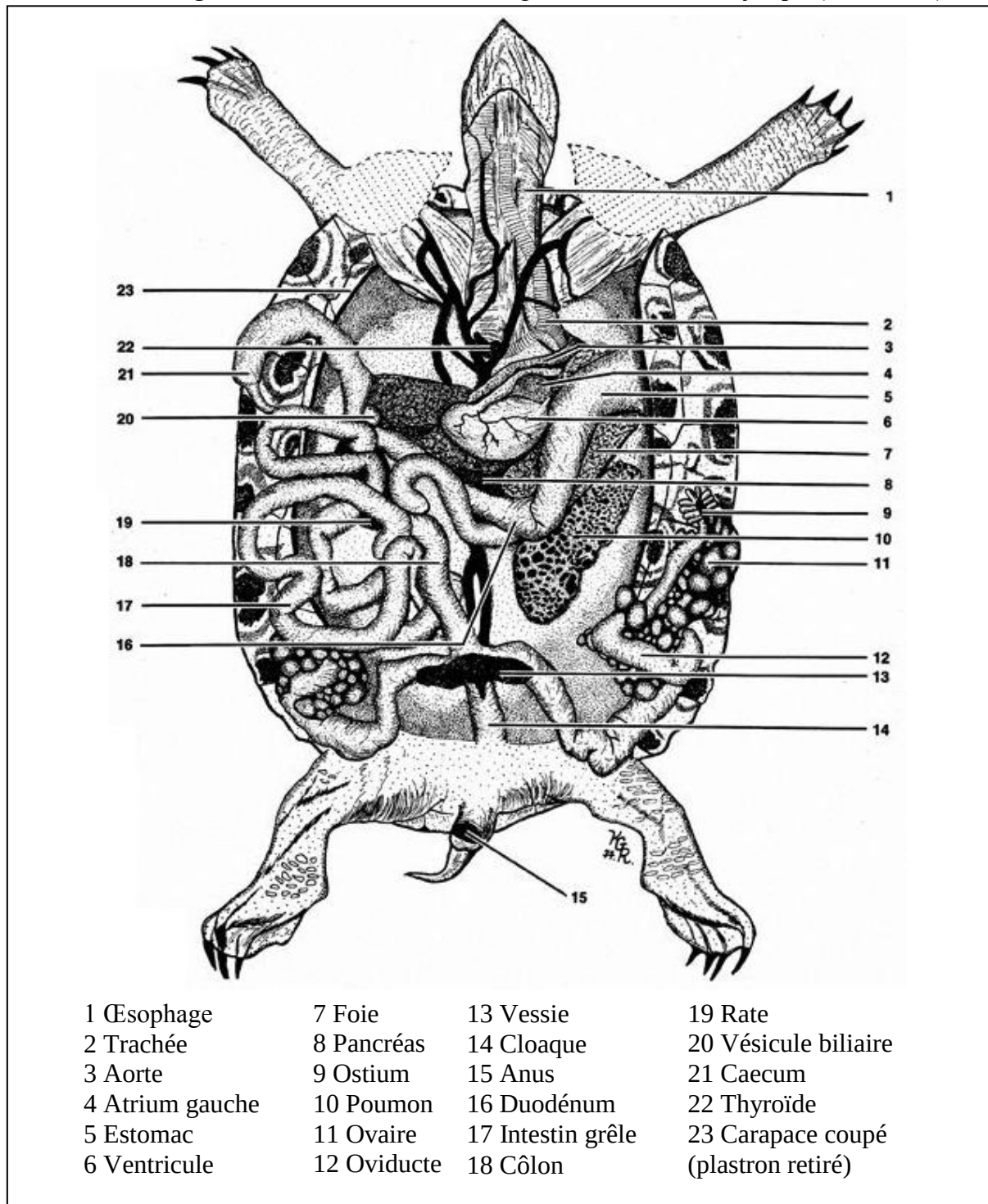
Il débute au fond de la gorge, en arrière de la trachée et descend sur la partie gauche du cou pour se terminer dans l'estomac après être passé à travers des lobes du foie.

B. Les voies digestives basses

Les intestins sont plus développés chez les tortues herbivores que ceux des omnivores, eux-mêmes plus longs que ceux des espèces carnivores (Diaz-Figueroa et Mitchell, 2006).

La digestion est beaucoup plus longue que chez les mammifères et peut durer jusqu'à quatre semaines (Kirchgessner et Mitchell, 2009). Elle dépendrait de la température, serait nulle à 7°C et extrêmement lente entre 10 et 15°C (Mac Arthur *et al.*, 2004). Des températures optimales de digestion existent pour chaque espèce concernée et dépendraient des températures optimales d'action enzymatique.

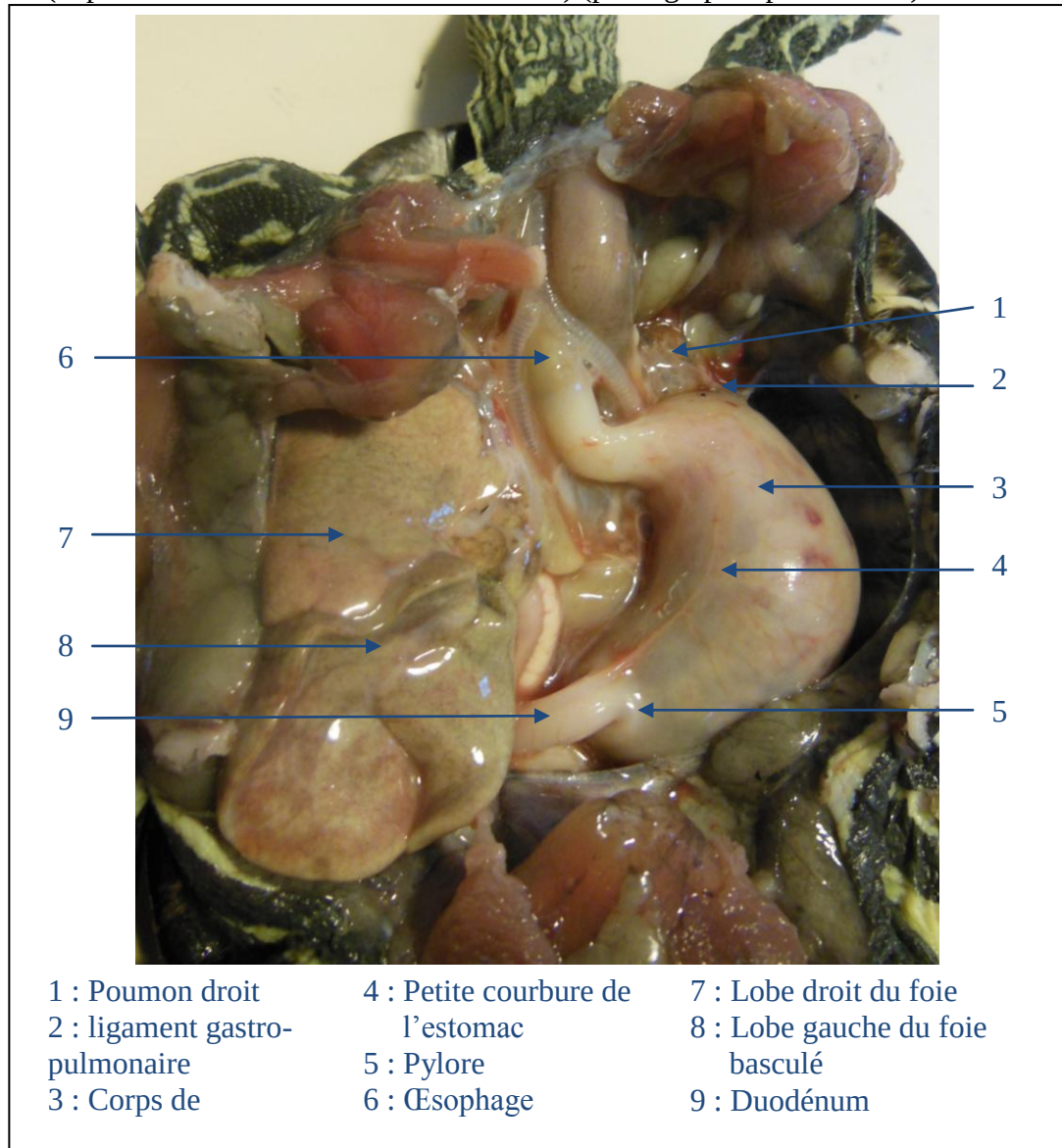
Figure 5 : Anatomie du tractus digestif d'une *Pseudemys* sp. (Hall, 2011)



1) Estomac

L'estomac, fusiforme, est situé sur le côté gauche de la tortue. Sa courbure épouse la forme du lobe gauche du foie et du péricarde. Il est fixé au foie par un ligament gastro-hépatique et au poumon gauche par un ligament gastro-pulmonaire (Wyneken et Witherington, 2001). Sa paroi est lisse jusqu'au pylore qui est plus resserré.

Figure 6 : Position de l'estomac dans la cavité cœlomique d'une *Mauremys rivulata* (le péricarde a été retiré et le foie basculé) (photographie personnelle)



D'un point de vue histologique, Gomis (2002) note que les glandes fundiques et pyloriques sont profondément enfoncées dans des replis de la muqueuse.

L'estomac sécrète différentes enzymes digestives : l'amylase, la pepsine et la trypsine, ainsi que la chitinase et la chitobiase chez certaines espèces telles *Mauremys rivulata* et *Emys orbicularis* (Mac Arthur *et al.*, 2004 ; Donoghue, 2006). L'amylase intervient dans le catabolisme des glucides à longues chaînes les subdivisant en petits polysaccharides. La pepsine et la trypsine participent au catabolisme des protéines en hydrolysant les liaisons peptidiques. La chitinase et la chitobiase sont

des enzymes qui permettent la dégradation des exosquelettes des insectes et des crustacés en hydrolysant notamment la chitine et la chitodextrine (Cloudsley-Thompson, 2012).

2) Intestin grêle

L'intestin grêle est situé dans la cavité cœlomique ; la distinction entre ses différents segments à savoir duodénum, jéjunum et iléon est difficile à effectuer (Mac Arthur *et al.*, 2004). Le duodénum est rattaché au lobe droit du foie par le ligament hépato-duodéal et retenu à la membrane cœlomique par la membrane pleuro-péritonéale dorsale. Le reste de l'intestin grêle est suspendu par le mésentère (*mesenterium proprium*), permettant une certaine mobilité du tube digestif.

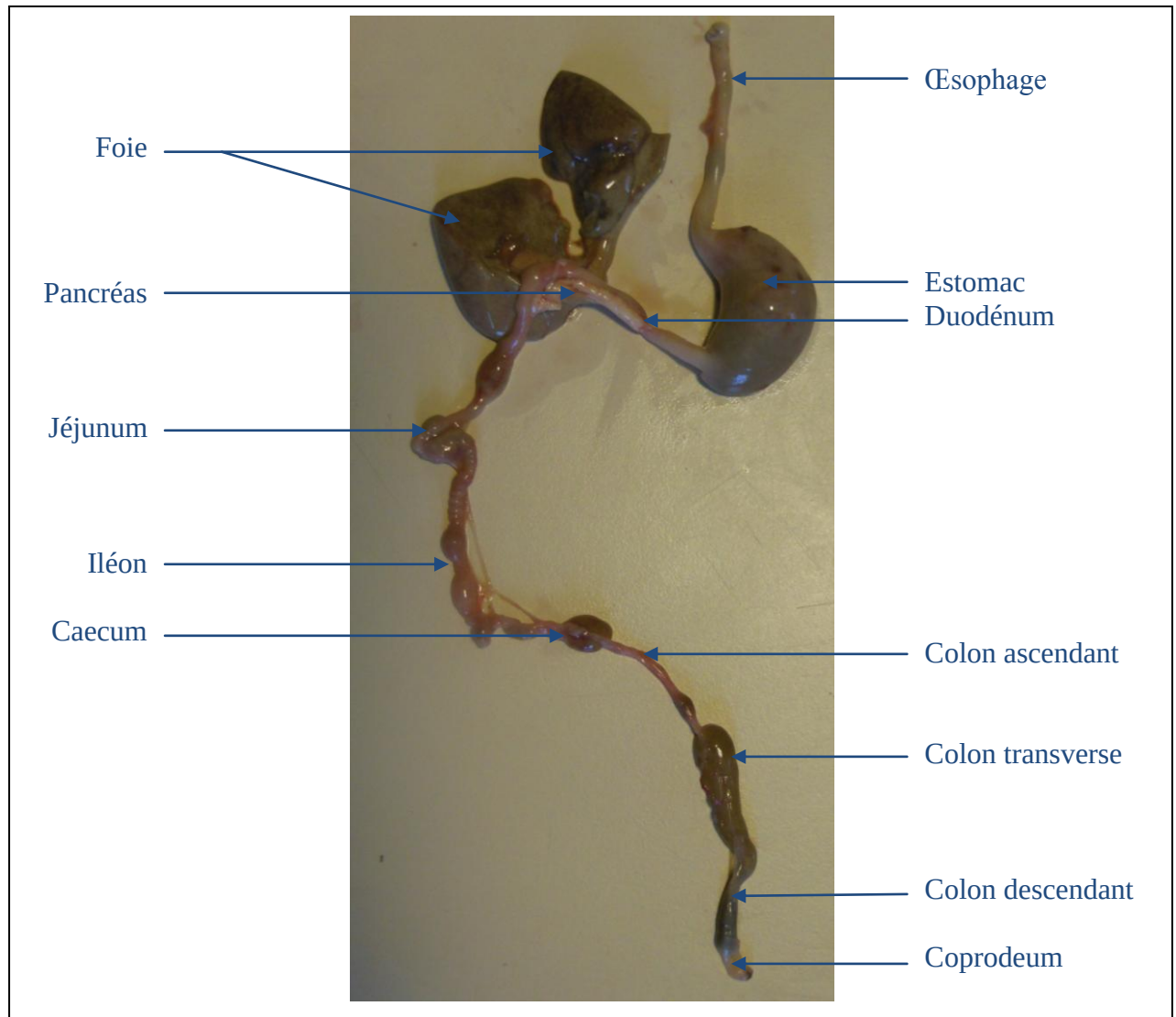
La muqueuse duodénale est composée d'un épithélium simple de cellules palissadiques cylindriques et comporte de nombreuses villosités en portion proximale mais elles sont moins nombreuses en portion distale. Une étude de Wurth et Musocaccia (1964) a montré que la régénération de l'épithélium intestinal durait 8 semaines chez la tortue peinte (*Chrysemys picta*).

L'intestin sécrète différentes enzymes : des protéinases et notamment la chitobiase, mais également des enzymes qui participent à la dégradation de différents sucres en glucose et en fructose : invertase, amylase, maltase, trehalase, isomaltase et sucrase.

3) Gros intestin

Le gros intestin débute par le *caecum* situé dans le cadran caudal droit de la cavité cœlomique et se termine par le *rectum* qui s'abouche au cloaque. Le *caecum* n'est pas un organe distinct du tube digestif chez les chéloniens mais plutôt un élargissement de la paroi du côlon proximal (Guibe, 1970). Il est volumineux chez les espèces herbivores, permettant une fermentation microbienne post-gastriques des végétaux, mais plutôt rudimentaire chez les espèces carnivores. On peut diviser le gros intestin en trois parties ascendante, transverse et descendante respectivement.

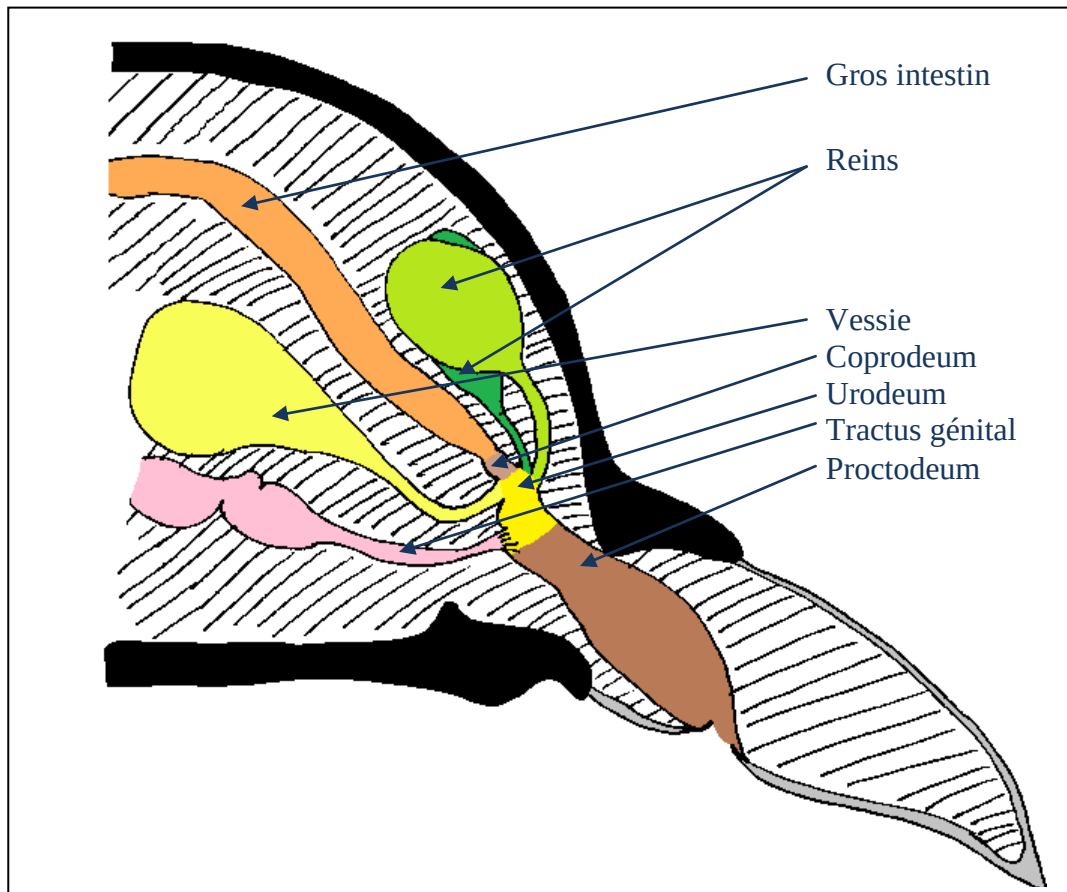
Figure 7 : Tube digestif d'une *Mauremys rivulata* extrait de la cavité cœlomique
(photographie personnelle)



4) Cloaque

Chez les reptiles la partie distale du tube digestif est le cloaque. Il s'agit également de l'embouchure des *tractus* génital et urinaire. Il comprend trois sections : le *coprodeum*, qui correspond la fin du côlon ; l'*urodeum*, qui représente la zone où s'abouchent les uretères ainsi que les voies génitales et la vessie ; et le *proctodeum*, partie la plus caudale qui permet la copulation et s'ouvre sur l'extérieur.

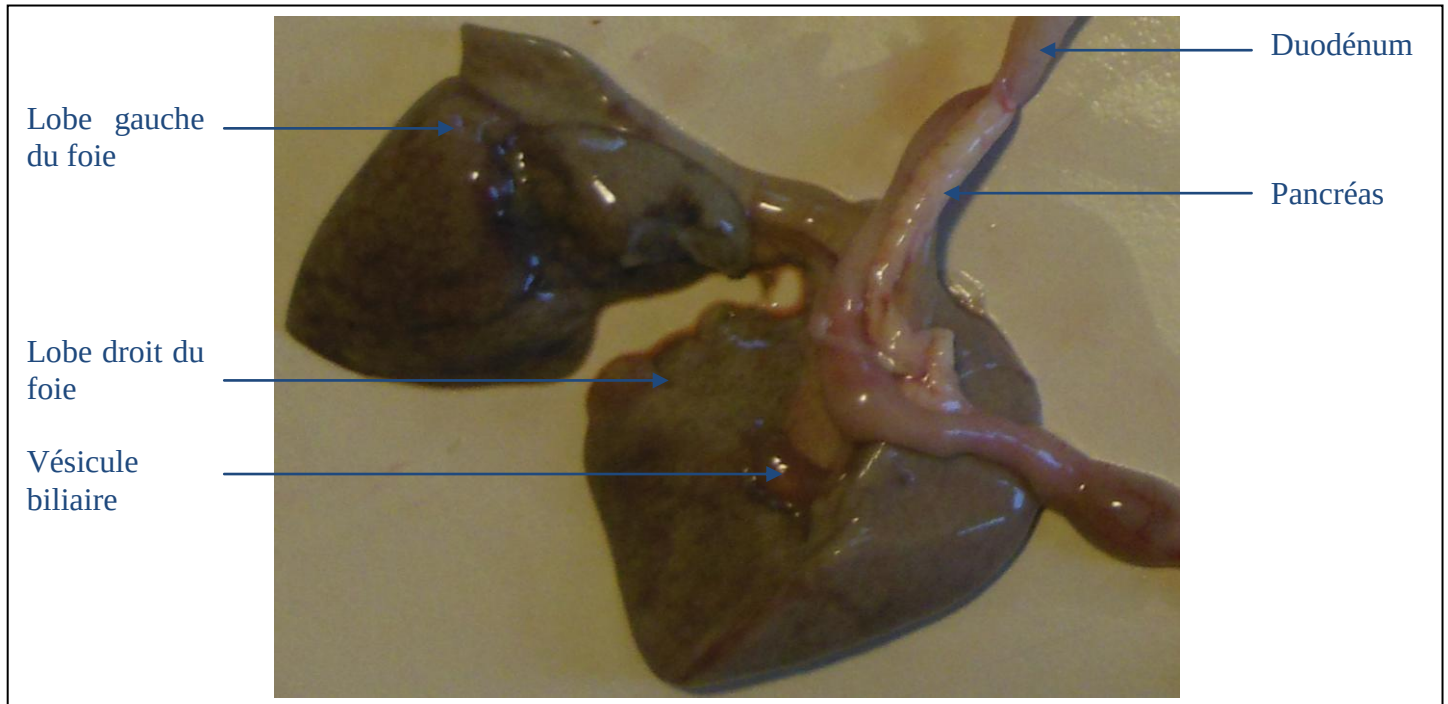
Figure 8 : Coupe transversale schématique de la région cloacale d'une tortue (redessiné, d'après Mac Arthur *et al.*, 2004)



C. Les glandes annexes

Le foie et le pancréas (figure 9) sont deux glandes qui interviennent au cours de la digestion. Le foie a pour principale fonction de détoxifier les éléments assimilés par le tube digestif. La vésicule biliaire libère la bile sécrétée par le foie et favorise la digestion. Le pancréas a une double fonction : il délivre des enzymes digestives et intervient dans la régulation de la glycémie via la production d'insuline et de glucagon.

Figure 9 : Foie et pancréas d'une *Mauremys rivulata* (photographie personnelle)



1) Foie

Le foie est au centre de la cavité coelomique des chéloniens. Il est divisé en deux lobes principaux situés autour du cœur et en un lobe caudé à droite dans lequel se loge la vésicule biliaire. La couleur brun-rouge et la texture du foie sont similaires à celles des autres vertébrés, elle peut tendre vers le jaune selon les infiltrations graisseuses (Schilliger, 2007).

D'un point de vue microscopique, le foie est organisé, comme chez les autres vertébrés, en tubules et trabécules mais avec un arrangement lobulaire moins net. Le parenchyme hépatocellulaire comprendrait également une importante quantité de mélanine (Frye, 1991).

Le foie intervient dans les métabolismes protéique, lipidique et glycogénique. Il a un rôle clé dans l'activation du calcitriol (vitamine D) (Kirchgessner et Mitchell, 2009) et contient des enzymes responsables de la dégradation des purines. Son fonctionnement est affecté chez de nombreuses espèces par les hibernations en période froide, durant lesquelles de grandes quantités de graisse y sont stockées. Son fonctionnement est également modifié par la fonction reproductrice des femelles : les œstrogènes déclenchent la production hépatique de la vitellogénine, une lipoprotéine qui sera accumulée dans les ovaires pour former le *vitellus* qui constituera la réserve énergétique pour l'embryon une fois la ponte effectuée. Dans ces situations, le foie est plus pâle et sa texture plus molle (Mac Arthur *et al.* 2004).

2) Pancréas

Le pancréas longe le duodénum du pylore jusqu'au canal cholédoque et sécrète des enzymes digestives dans le duodénum. Wyneken et Witherington (2001) précisent que le canal pancréatique est difficile à localiser chez les tortues mais que, chez les espèces les plus grandes, on peut le voir s'aboucher dans ou à proximité du canal cholédoque. Il existerait un nombre variable de canaux pancréatiques selon les individus, notamment chez *Malaclemys spp* (Mac Arthur *et al.*, 2004).

Sa fonction est similaire à celle des mammifères. Il est composé à la fois de tissus endocrine et exocrine. Le tissu exocrine sécrète des enzymes digestives, notamment des enzymes amylolytiques telle l'amylase, des enzymes lipolytiques et des enzymes protéolytiques comme la chymotrypsine, la trypsine, la carboxypeptidase et l'élastase). *Mauremys caspica* produit également des chitinases à mettre en relation avec son alimentation comprenant des crustacés (Mac Arthur *et al.* 2004).

Le pancréas sécrète enfin des fluides alcalins qui augmentent le pH du tube digestif. L'efficacité enzymatique dépend de la température corporelle (notamment l'amylase dont l'activité augmenterait avec la température) et du pH qui doit être supérieur à 6 (Diaz-Figueroa et Mitchell, 2006).

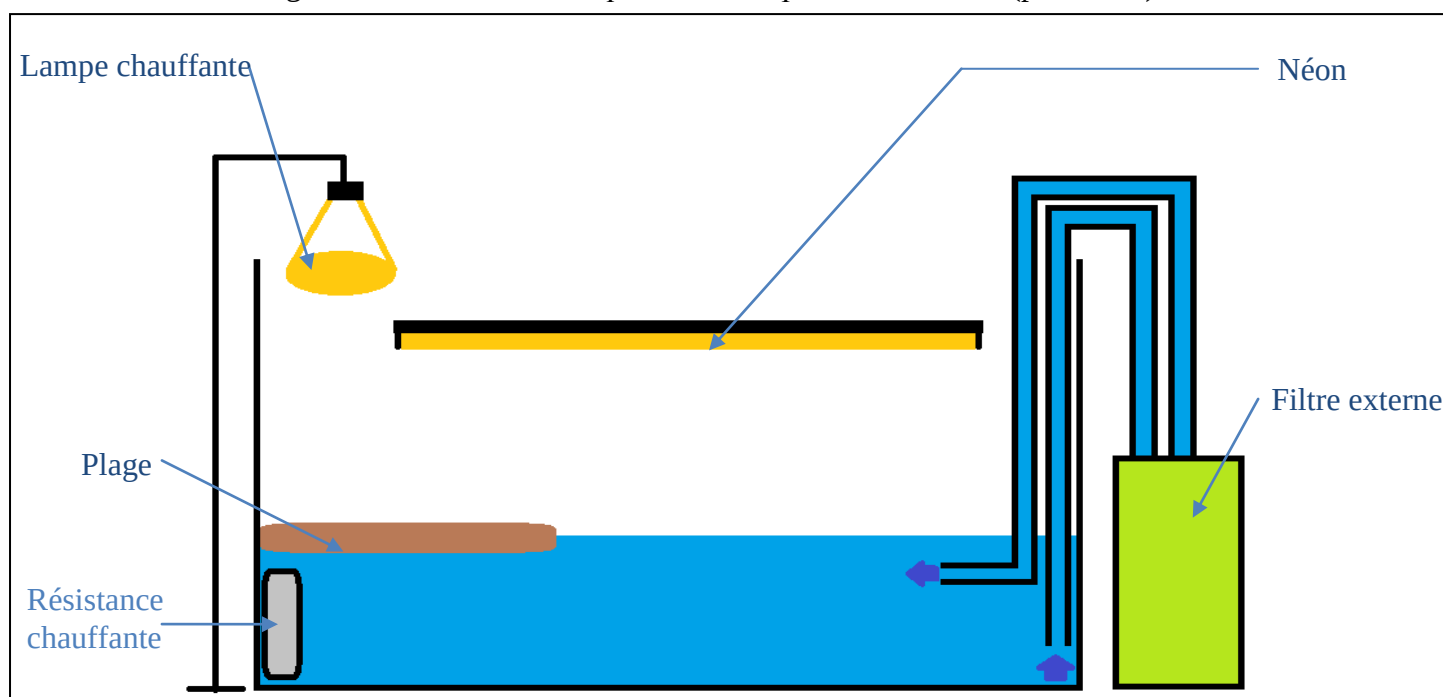
III. Conditions de captivité

Les conditions de captivité des tortues ne sont pas aussi simples que ce que l'on pourrait penser. Les conseils prodigués par les animaleries ne sont généralement pas suffisants pour maintenir un chélonien en bonne santé. On considère que sur les 240 000 tortues importées du Maroc vers la Grande-Bretagne dans les années soixante moins de 1 % aurait survécu à la première année. Circonstance aggravante, il n'est pas évident de déceler les répercussions de mauvaises conditions de captivité et donc de défauts d'entretien car les tortues expriment très peu de symptômes de mal-être et peuvent mourir brutalement après plusieurs années de captivités (Mac Arthur *et al.*, 2004).

A. Aqua-terrarium

Les tortues aquatiques nécessitent un plan d'eau propre ainsi qu'une zone de repos hors de l'eau pour les phases post-prandiales (Maran, 2000). Certaines tortues peuvent être détenues en extérieur, au moins durant une partie de l'année, c'est le cas de *Trachemys scripta* ainsi que d'*Emys orbicularis*. Cependant, s'il s'agit de jeunes, on conseille de les maintenir de préférence à l'intérieur (Mac Arthur et Barrows, 2004). Les tortues d'eau étant principalement détenues en intérieur (Millefanti, 2002), c'est cette configuration qui sera abordée par la suite.

Figure 10 : Schéma d'un aqua-terrarium pour tortue d'eau (personnel)



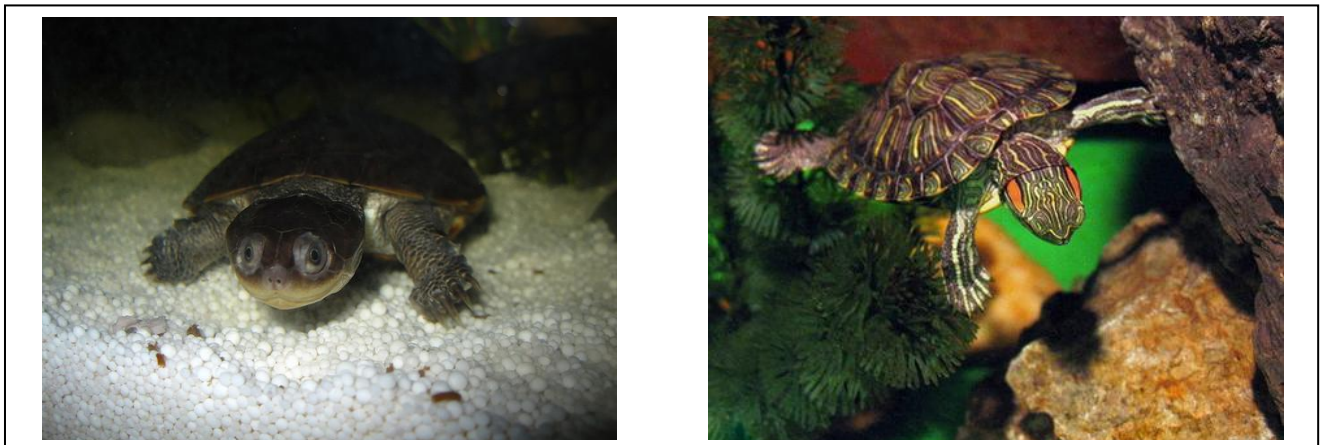
1) Taille de l'aqua-terrarium

La taille de l'aquarium est importante pour garantir de bonnes conditions de détention de la tortue. Certaines espèces, comme par exemple *Trionyx spp.*, sont extrêmement agressives et ce comportement serait aggravé dans un aquarium trop petit (Mac Arthur et Barrows, 2004) mais d'autres, comme *Trachemys scripta elegans*, supporteraient mieux la cohabitation. La taille conseillée pour l'aquarium serait d'au moins 3 fois la surface de la carapace d'après Boyer et Boyer (1994). Prestreau (2008a), quant à lui, recommande une longueur et une largeur d'aquarium égale à 7 fois le total des longueurs et largeurs de plastron des tortues adultes respectivement.

2) L'eau : quantité, qualité et température

La hauteur minimale de l'eau dans l'aqua-terrarium dépend des espèces. Certaines tortues, comme *Pelomedusa subrufa* (figure 11), vivent dans des eaux peu profondes et sont donc plus des marcheuses que de véritables nageuses nécessitant peu d'eau en conséquence (Cheloniophilie, 2012). Pour d'autres, comme *Trachemys scripta scripta* (figure 11), on considère qu'il faut au moins une hauteur d'eau de 30 centimètres pour que la tortue puisse nager dans de bonnes conditions (Prestreau, 2008a). L'eau utilisée peut être chlorée (Mac Arthur et Barrows, 2004) mais de nombreux amateurs la déconseillent fortement pour le bien-être des tortues (Prestreau, 2008a).

Figure 11 : *Pelomedusa subrufa* et *Trachemys scripta elegans*
(photographie : Adrien PR et Aleksandar Stanikić)



La qualité de l'eau est un des paramètres les plus importants pour maintenir des tortues d'eau en bonne santé (Johnson, 2004). Pour éviter toute prolifération bactérienne et une concentration excessive en urée issue du métabolisme et évacuée via l'urine ou la bouche (Ip *et al.*, 2012) il est conseillé d'utiliser un système de filtration suffisant (circulation de deux à trois fois le volume total de l'eau du bassin dans ses composants filtrants). Certains auteurs conseillent d'utiliser un osmoseur pour réguler le pH de l'eau ainsi que sa teneur en nitrates, nitrites, chlore entre autres éléments (Prestreau, 2008a) mais peu de particuliers semblent convaincus de cette nécessité (Cheloniophilie, 2012).

Il est conseillé de maintenir la température de l'eau à l'aide d'une thermo-résistance chauffe-eau pour les tortues juvéniles (26°C pour les *Trachemys*) mais elle n'est pas nécessairement utile une fois que les individus ont atteint une taille adulte (Maran, 2000 ; Prestreau, 2008a).

Une étude de Parmenter (1980) met en évidence que la capacité d'ingestion de *Chrysemys scripta scripta* dépendrait de la température de l'eau avec un maximum d'ingestion à 29°C. Il s'agit d'une des raisons pour lesquelles il est important de s'assurer que la température de l'eau soit adaptée à l'espèce que l'on possède. Si l'idéal serait de se renseigner sur la température moyenne de l'eau dans le milieu naturel de chaque espèce, on peut considérer que les espèces américaines peuvent être maintenues dans une eau entre 24 et 27°C et les espèces européennes dans une eau entre 20 et 24°C (Johnson, 2004).

3) Les spots lumineux et les UV

Il est indispensable que les aqua-terrariums possèdent une surface hors de l'eau sur laquelle les tortues puissent se sécher et s'exposer sous une lampe chauffante qui leur permettra d'augmenter leur température corporelle. La digestion, la croissance, les systèmes cardiovasculaire et immunitaire sont en effet dépendants de la température corporelle et donc de celle de l'environnement (Mac Arthur et Barrows, 2004). L'aire de repos doit être maintenue à environ 5 à 6°C de plus que celle de l'eau sauf la nuit. Un écart de température trop important entre la plage et l'eau pourrait exposer la tortue à un choc thermique lui-même à l'origine d'un affaiblissement des défenses immunitaires. Haines et Kleese (1977) ont ainsi montré qu'une telle situation entraînait la déclaration plus rapide des symptômes d'herpesvirose chez *Chelonia mydas*.

Il est également nécessaire d'équiper l'aqua-terrarium d'un tube néon diffusant des UV de la gamme B avec un indice de 5 (Prestreau, 2008a). L'utilisation de ce tube est indispensable pour le fonctionnement de certains mécanismes physiologiques comme le stockage des graisses et le métabolisme du calcium alimentaire (Johnson, 2004 ; Mac Arthur et Barrows, 2004). En effet, les UV B permettent la synthèse de vitamine D impliquée dans l'absorption intestinale du calcium. Les espèces carnivores peuvent se procurer de la vitamine D *via* l'alimentation mais ce n'est pas le cas des espèces herbivores.

B. Réglementation

1) La convention de Washington

La Convention sur le commerce international des espèces de faune et de flore sauvages menacées d'extinction est un accord signé le 3 mars 1975 à Washington (CITES, 1975) qui régit le commerce international de différentes espèces afin de limiter une surexploitation des réserves naturelles. Il comprend trois annexes (actualisées tous les trois ans) établies en fonction du risque d'extinction concernant les différentes espèces considérées:

- l'annexe I comprend les espèces dont le commerce est strictement interdit car elles sont les plus menacées ;
- l'annexe II comprend les espèces qui ne sont pas menacées d'extinction mais qui risquent de le devenir en cas de surexploitation. Leur commerce est réglementé ;
- l'annexe III comprend les espèces qui dont la réglementation dépend des pays sur leur territoire et qui demandent l'aide de la convention de Washington pour contrôler leur exportation.

De nombreuses tortues sont présentes dans ces différentes annexes (voir annexe 1).

2) La réglementation européenne

L'Europe s'est inspirée de la convention de Washington pour établir le règlement (CE) n° 338/97 (Journal officiel des communautés européennes, 1996). Il reprend les termes de la réglementation internationale et en renforce les termes. Il y a quatre annexes :

- l'annexe A comprend les espèces nécessitant une protection renforcée (annexe I + d'autres espèces des annexes II et III) ;
- l'annexe B : comprend des espèces de l'annexe II et III ainsi que des espèces considérées comme envahissantes ;
- l'annexe C : comprend des espèces de l'annexe III ne figurant pas dans les annexes A et B ;

- l'annexe D : comprend les espèces non inscrites à la convention de Washington mais dont l'Union Européenne souhaite surveiller le transport sur son territoire. Une fois encore des espèces de chéloniens figurent dans ces différentes listes.

3) La réglementation française

Toutes les tortues sont considérées comme des animaux sauvages si bien que leur détention notamment est soumise à une réglementation par l'arrêté du 10 août 2004 fixant les règles générales de fonctionnement des installations d'élevage d'agrément d'animaux d'espèces non domestiques (Legifrance, 2004). Elle varie selon que l'on possède un élevage d'agrément ou bien un établissement d'élevage.

a) Elevage d'agrément

Il s'agit ici d'espèces courantes en captivité, ni menacées dans l'environnement naturel, ni dangereuses, faciles d'entretien et dont le nombre ne dépasse pas six individus adultes. Il faut que l'élevage soit à but non lucratif. Certaines espèces telles que *Pelusios castaneus*, *Agrionemys horsfieldii*, *Pelomedusa sp* et *Centrochelys sulcata* ne nécessitent pas de demande d'autorisation.

Pour des espèces appartenant à l'annexe 2 de l'arrêté précité (correspondant à l'annexe A de la réglementation européenne), il est nécessaire de demander une autorisation d'élevage d'agrément. C'est le cas notamment pour les *Testudo sp*. Pour certaines espèces telles que *Trachemys* (tortues dites « de Floride ») il faut obtenir un certificat de capacité auprès de la Direction Départementale de Protection des Populations.

Une tortue protégée en France ou appartenant à l'Annexe 2 et qui fait plus de 6 cm doit être identifiée par un transpondeur électronique.

b) Etablissement d'élevage

Il s'agit des élevages à but lucratif ou d'élevage dont le nombre est supérieur à six adultes. Il faut alors obtenir un certificat de capacité et une autorisation d'ouverture d'établissement auprès de la préfecture.

DEUXIEME PARTIE : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE DE L'ALIMENTATION DES TORTUES D'EAU DOMESTIQUES

L'alimentation des tortues d'eau douce varie beaucoup d'une espèce à l'autre. Dans cette partie, l'alimentation de trois espèces de tortues sera détaillée : la tortue de Floride (*Trachemys scripta*) car, même si elle n'est plus autorisée à la vente, de nombreux propriétaires en possèdent encore, la péloméduse roussâtre (*Pelomedusa subrufa*) qui est une espèce fréquemment rencontrée en captivité et l'héosémyde épineuse (*Heosemys spinosa*) qui est une tortue d'eau presque exclusivement herbivore.

Pour se faire une idée des besoins alimentaires de ces espèces, on se base sur le plan qualitatif sur leur alimentation dans le milieu naturel et en captivité et sur des données de la littérature pour l'aspect quantitatif.

I. Préférences alimentaires

A. Dans le milieu naturel

1) *Trachemys scripta*

Les tortues du genre *Trachemys* (figure 12) sont originaire d'une région allant du sud de la Virginie jusqu'au Nord de la Floride et sont inscrite à l'annexe B du règlement (CE) n° 338/97.

Elles ne mangent que dans l'eau (Kirchgessner et Mitchell, 2009) et ont des besoins alimentaires sont différents selon l'âge.

Figure 12 : Tortue dite « de Floride » (*Trachemys scripta scripta*) encore présente dans de nombreux foyers (photographie personnelle)



a) Juvéniles

Les individus juvéniles sont presque exclusivement carnivores. Ils consomment différents animaux ainsi que des végétaux (en particulier les lentilles d'eau (*Lemnaceae*)) (Millefanti, 2002 ; Bonin *et al.*, 2006).

b) Adultes

Avec la maturité, le régime des *Trachemys scripta* change et passe de « carnivore » à « omnivore ». Leur consommation concerne essentiellement des végétaux avec occasionnellement des aliments carnés. Les individus mâles requièrent une alimentation plus carnée que les femelles (Johnson, 2004). Le site internet Cheloniophilie (2012) conseille de distribuer 70 % de végétaux et 30 % d'aliments carnés aux mâles et 80 % de végétaux et 20 % d'aliments carnés aux femelles.

2) *Pelomedusa subrufa*

Les *Pelomedusas* (figure 13) sont des tortues présentes dans tout le continent africain ainsi qu'à Madagascar et en Arabie saoudite. Elles ne sont soumises à aucune réglementation spécifique en France.

Les péloméduses roussâtres sont des tortues opportunistes essentiellement carnivores. Vivant dans des biotopes pauvres à l'état naturel, elles consomment d'après Bonin *et al.* (2006) tout ce qui passe à leur portée. Elles mangent essentiellement dans l'eau mais également hors de l'eau. Bonin décrit même qu'elles arrivent à chasser en bandes des oiseaux et des mammifères malades.

Figure 13 : *Pelomedusa subrufa*, une tortue fréquemment rencontrée en consultation
(photographie : Stefano De Bastiani)



3) *Heosemys spinosa*

L'héosémyde épineuse (figure 14) est une tortue originaire du Sud-est de l'Asie fait partie de l'annexe B du règlement (CE) n° 338/97

Elle est décrite comme une espèce de tortue essentiellement herbivore et frugivore (Hermann, 1993 ; Bonin *et al.*, 2006) dans son milieu naturel. Des feuilles de Songe caraïbe (*Alocasia macrorrhizos*) tombées dans l'eau seraient notamment régulièrement consommées par les juvéniles (Le Gratiet et Maran, 2008 ; Jensen et Das, 2006). Bonin *et al.*, 2006 décrit qu'occasionnellement elle peuvent se nourrir d'animaux. Cette tortue s'alimente surtout tôt le matin ou en début de soirée.

Figure 14 : Héosémyde épineuse (*Heosemys spinosa*), une tortue essentiellement herbivore (photographie : James Carmichael Jr.)



B. En captivité

1) *Trachemys scripta*

Kirchgessner et Mitchell (2009) conseillent de donner un mélange d'aliments dans les proportions suivantes : 75 à 90 % de végétaux et 10 à 25 % de viande, les proportions en viande devant être plus élevées chez les juvéniles que chez les adultes. Au niveau de l'alimentation carnée, ils conseillent de proposer des insectes (vers et larves) riches en vitamines et en minéraux. Il est également souvent recommandé par les amateurs (Forum-Tortues (2004) et Cheloniophilie (2012)) donner des poissons d'étang, des poissons crus entiers et du foie. Il vaut mieux éviter les croquettes pour mammifères en tant qu'aliment complet car elles sont trop riches en protéines et vitamines. Au niveau de l'alimentation végétale, des légumes verts (haricots, courgettes, épinards, trèfle, endives) peuvent être proposés sans problème. Les tortues sembleraient préférer les fruits (pomme, poire, melon, figue, raisin...) et légumes bien mûres, mais ils risquent d'être porteurs de bactéries et sont donc à éviter. Un apport en bêta-carotènes peut être effectué sous forme de carottes, patates douces et courges.

Un grand nombre de granulés commerciaux sont tout à fait adaptés aux espèces omnivores (Kirchgessner et Mitchell, 2009) et sont fréquemment donnés à ces espèces en captivité, mais il est

conseillé de les limiter à 30 % de la ration, le reste étant constitué d'aliments frais (Millefanti, 2002). Il est par contre primordial de retenir qu'une alimentation uniquement à base de crevettes séchées (*Gammarus*) et de petits poissons déshydratés n'est pas suffisante et sera responsable de carences alimentaires importantes (Millefanti, 2002)

Il ne faut pas oublier que dans le cas des *Trachemys scripta* les adultes deviennent de plus en plus herbivores et qu'il faut donc diminuer les quantités d'aliments carnés et augmenter les apports en végétaux.

2) *Pelomedusa subrufa*

Kirchgessner et Mitchell (2009) rapportent que pour beaucoup de tortues d'eau carnivores il est conseillé de proposer une alimentation à base de poisson se rapprochant de leur alimentation naturelle. Les poissons rouges (*Carassius auratus*) sont par contre déconseillés car très gras et potentiellement toxiques pour le foie (Kirchgessner et Mitchell, 2009). Si jamais les poissons donnés ont été congelés il faudra veiller à ce qu'ils ne soient pas d'une espèce trop riches en thiaminases (Mac Arthur, 2004b).

Millefanti (2002) suggère de donner aux *Pelomedusa* adultes des souris et des jeunes rats, des amphibiens ou des morceaux de viande blanche ou rouge de manière occasionnelle mais jamais comme aliment de base de la ration.

3) *Heosemys spinosa*

L'espèce est réputée difficile à nourrir en captivité (Le Gratiet et Maran, 2008). Il est donc nécessaire d'apporter des aliments diversifiés en début d'élevage pour repérer ceux qui sont acceptés par les tortues. Le régime alimentaire des juvéniles et des adultes n'étant pas exactement le même, il faudra veiller à proposer une alimentation différenciée selon l'âge.

a) Juvéniles

Hermann (1993) conseille de nourrir les héosémydes épineuses essentiellement avec des mélanges composés de fruits (tomates notamment dont elles raffoleraient) et de légumes (notamment du chou cavalier (*brassica oleracea var. viridis*) deux fois par semaines) et d'éviter de leur donner une alimentation carnée. Le Gratiet et Maran (2008) proposent de les nourrir avec des légumes cuits pour ratatouille et des morceaux de fruits (banane notamment) mais également de pâtée pour chats. Leur expérience aurait abouti à des résultats excellents en matière de croissance. Donner une alimentation omnivore à une espèce herbivore n'est pas toujours conseillée selon les auteurs et pourrait être à l'origine de carences nutritionnelles (Kirchgessner et Mitchell, 2009).

Hermann (1993) recommande également de rajouter un complément phospho-calcique ainsi qu'une source de vitamine D3.

b) Adultes

Le Gratiet et Maran (2008) décrivent les techniques d'élevage pratiquées dans le centre Matamata en Guyane française, un des rares parcs zoologique avec Atlanta (Hermann, 1993) et Knoxville (Goetz, 2007) ayant réussi à obtenir une reproduction de cette espèce (ce qui est un signe de bonnes conditions de captivité). Dans ce parc, les adultes sont nourris deux fois par semaine, le matin de bonne heure ou le soir avec des croquettes pour chat, du poisson frais, des fruits (bananes, corossols, mangues et papayes). Il est probable qu'elles se nourrissent aussi d'invertébrés et d'amphibiens présents dans leur bassin.

De façon anecdotique, Hermann (1993) conseille de donner toutes les deux semaines de la peau de souris haché ainsi que des membres de souris aux adultes pour l'apport carné.

On constate qu'au sein de la communauté scientifique différents régimes alimentaires sont proposés aux héosémydes épineuses, y compris des régimes présentant une alimentation en partie carnée chez cette espèce qui est décrite pourtant comme herbivore. Au vu des résultats d'Hermann (1993) et de Goetz (2007) cette espèce semble pouvoir consommer une variété d'aliment plus vaste que ce qu'elle consomme dans la nature.

II. Besoins quantitatifs des tortues

Les besoins nutritionnels d'un individu sont déterminés en premier par le besoin énergétique. C'est ce besoin qui va déterminer l'utilisation des ressources nutritionnelles par l'individu (Nagy *et al.*, 1999).

A. Besoin énergétique

En nutrition, la première étape dans l'étude de l'alimentation d'un individu est de déterminer son besoin énergétique, lequel va dépendre de différents paramètres tels le poids, la température du milieu, le niveau d'activité, le stade physiologique.

1) Influence de la température ambiante

a) Généralités

Les tortues comme tous les reptiles sont ectothermes et ont donc la même température corporelle que le milieu dans lequel elles vivent. En plus elles sont poïkilothermes, c'est-à-dire que leur température corporelle va varier avec ce milieu. Les modifications de leur température conditionnera leur activité physique (qui dans la nature est essentiellement orientée vers la quête de nourriture), leur appétit, leur fonction de digestion (Mac Arthur *et al.* 2004), l'absorption des nutriments et le métabolisme (Donoghue, 2006). Les reptiles vont donc adapter dans la mesure du possible la température de leur corps en fonction des besoins de leur métabolisme (Millefanti, 2002). C'est pourquoi il est particulièrement recommandé d'avoir un point chaud et un point froid dans l'aquarium des tortues en captivité (voir PARTIE I, III, A).

b) Températures du milieu des espèces étudiées

Nutting et Graham (1992) ont montré que la température préférée par les *Trachemys scripta* pour le point chaud était de 26°C, ce qui serait compatible avec d'autres études effectuées pour déterminer la température recherchée en phase post-prandiale par cette espèce. Millefanti (2002) recommande d'ailleurs des températures entre 20 et 28°C.

Pour *Pelomedusa subrufa* la température conseillée oscille entre 24 et 32°C (Millefanti, 2002).

Une température moyenne de 27°C dans des enclos d'héosémyde épineuse permettrait la reproduction (Le Gratiet et Maran, 2008) ; il s'agirait donc d'une température compatible avec de bonnes conditions d'élevage pour cette espèce.

2) Autres facteurs

Le stade physiologique va influencer le besoin énergétique de l'espèce considérée comme chez les mammifères. La croissance génère des besoins énergétiques plus importants de même pour la production d'œufs chez la femelle. Les conditions de maintenance ont également un impact direct sur le besoin énergétique notamment par le biais du stress. On peut donc avoir une variation du besoin énergétique pouvant atteindre un facteur trois à quatre fois en fonction des conditions physiologiques et environnementales dans lesquelles sont placées les tortues ; il faudra donc veiller à les prendre en compte lors du calcul du besoin énergétique (Donoghue, 2006).

3) Modèles énergétiques

Deux modèles énergétiques ont été créés : le *Field Metabolic Rate* (FMR ou métabolisme de base dans le milieu naturel) et le *Standard Metabolic Rate* (SMR ou métabolisme de base en condition standard). Ces deux modèles permettent de déduire du poids de l'animal son besoin énergétique dans des conditions différentes.

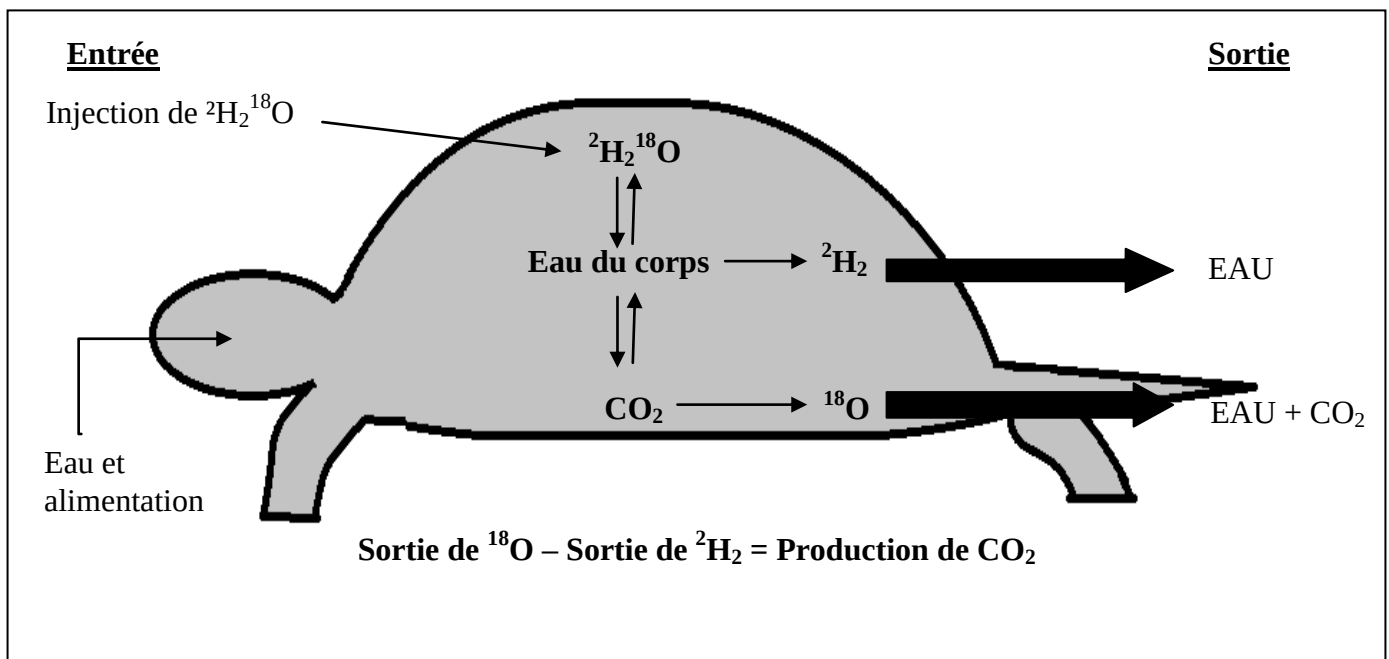
a) Le modèle FMR

Le FMR correspond à la valeur du métabolisme de base d'un individu dans son milieu naturel. Le métabolisme de base correspond aux besoins énergétiques d'entretien d'un animal. On peut considérer qu'il correspond à l'apport énergétique quotidien nécessaire à la survie de cet animal. On va donc s'intéresser à ce modèle pour voir s'il est possible d'en déduire le besoin énergétique d'une tortue dont on chercherait à calculer la ration.

i. Technique de l'eau doublement marquée

Pour déterminer le FMR on utilise la méthode dite de l'eau doublement marquée (*doubly labeled water*). On remplace l'hydrogène et le dioxygène de l'eau par des isotopes de ces éléments. En pratique sont utilisés du deutérium (^2H) et du dioxygène-18 (^{18}O). Après administration de l'eau doublement marquée (figure 15), on suit le taux d'élimination des deux isotopes dans l'urine (Delany, 1997). L'eau étant un élément de base du métabolisme, on peut en déduire le FMR (Lifson et McClintock, 1966).

Figure 15 : Théorie de la technique de l'eau doublement marquée (d'après DeLany, 1997)



ii. Déduction du FMR

Nagy *et al.* (1999) ont étudié le métabolisme de 229 espèces de vertébrés terrestres comprenant 55 reptiles, dont une tortue terrestre *Gopherus agassizzi*, dans leur milieu naturel. Nagy (2005) explique qu'en premier lieu c'est le type de métabolisme (endotherme ou ectotherme) qui influence le FMR chez les vertébrés avant le taxon et enfin le poids.

Nagy *et al.* (1999) établissent une première formule permettant de déduire le FMR selon le poids d'après les 55 reptiles étudiés et une seconde basée uniquement sur les 8 reptiles herbivores étudiés (figure 16).

Figure 16 : Formules permettant la déduction du FMR selon le poids (Nagy *et al.*, 1999)

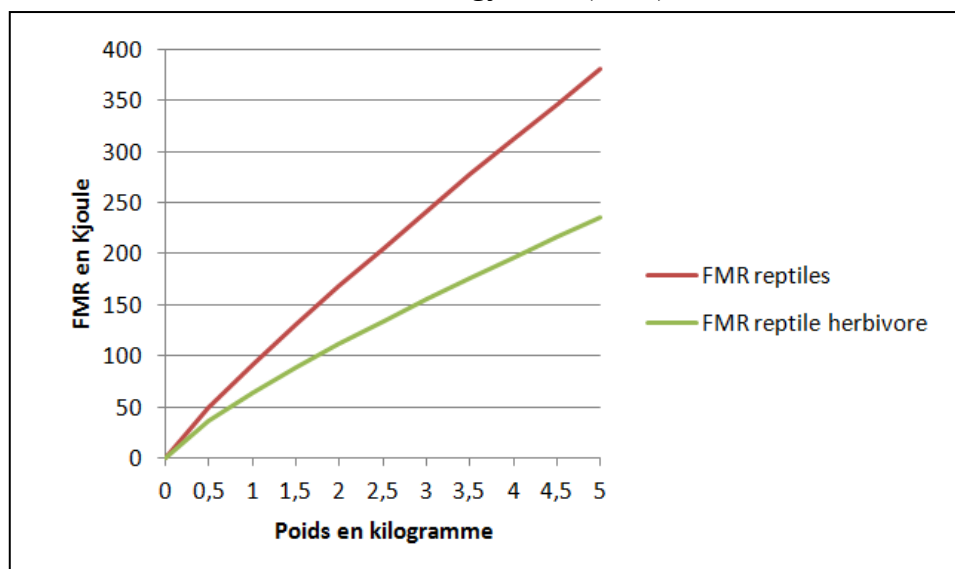
<u>Pour les reptiles :</u>	$FMR = 0.196 \times P^{0.889}$
FMR en kJ/jour.	
P : poids en gramme.	
<u>Pour les reptiles herbivores :</u>	$FMR = 0.232 \times P^{0.813}$
FMR en kJ/jour.	
P : poids en gramme.	

iii. Critique de ce modèle

Ce modèle nous permet d'obtenir le besoin énergétique de base d'un reptile dans son milieu naturel.

Le premier problème concerne les reptiles étudiés dans l'étude de Nagy *et al.* (1999). On n'y dénombre une seule tortue et il ne s'agit pas d'une tortue d'eau. Les conditions environnementales des tortues dulçaquicoles sont très différentes de celles des chéloniens terrestres et il est donc probable que leur besoin énergétique ne soit pas le même. En comparant le FMR « global » des reptiles et celui des reptiles herbivores, on constate un écart important entre les valeurs (figure 17). Cet écart est peut-être encore plus important chez les tortues d'eau compte tenu de la spécificité du milieu.

Figure 17 : Comparaison des FMR des reptiles et des reptiles herbivores obtenus d'après les formules de Nagy *et al.* (2009)



De plus, ces mesures ont été faites dans le milieu naturel. Or les conditions environnementales ne sont pas les mêmes dans le milieu naturel et en captivité, d'où une probable nouvelle source d'écart dans le FMR. Cet écart sera influencé, d'une part par le fait que la température varie beaucoup plus en milieux naturel qu'artificiel et va donc influencer le métabolisme (puisque les tortues sont poïkilothermes) ; mais également par l'écart d'activité entre milieu naturel et captivité (une tortue captive a généralement moins d'activité qu'un individu sauvage, notamment du fait que la première n'a pas besoin de chercher sa nourriture).

Une évaluation de ce modèle a été effectuée par Lickel (2010) pour les tortues léopards (*Stigmochelys pardalis*) et l'auteur a conclu à une surestimation de la quantité d'énergie réellement consommée par les tortues lors de l'administration d'une ration basée sur les calculs de Nagy *et al.* (1999). Ce modèle nécessiterait d'être également testé chez les tortues d'eau en captivité pour en déduire si il est réellement applicable où s'il ne faut pas également le moduler.

b) Le modèle SMR

Le SMR correspond à la valeur du besoin énergétique dans des conditions standardisées. Il correspond donc à une mesure de l'énergie nécessaire au métabolisme de base sur une journée. La différence avec le FMR tient dans la mesure qui n'a pas été obtenue en milieu naturel (comprenant donc des périodes de repos et d'activité) mais dans des conditions de température et de luminosité standardisées.

i. Mesures

L'énergie nécessaire pour une journée a été mesurée sur des animaux à jeun, au repos et dans l'obscurité, soumis à une température contrôlée de 30°C chez différents reptiles (Schilliger, 2000) et a permis d'en déduire une formule approximant le besoin énergétique sur une journée.

ii. Formule

Schilliger (2000) cite une formule permettant d'en déduire le Besoin Energétique d'Entretien (BEE) pour les chéloniens. De fait, il utilise une formule issue de mesures du SMR puisque basée sur des expérimentations ayant eu lieu dans des conditions standardisées. Cette formule est par ailleurs la même que celle citée par Donoghue et Langenberg (1996) qui permet d'évaluer le besoin énergétique des chéloniens placés dans des conditions expérimentales précises. Donoghue (2006) affine ensuite cette formule à l'aide d'un coefficient k qui dépend de l'état physiologique et de l'activité de l'animal pour en déduire le Besoin Energétique BE (*Energy Intake*).

Figure 18 : Formule du BE (Donoghue, 2006)

$\mathbf{BE = k \times SMR = k \times 32 \times P^{0.86}}$ SMR en kcal/jours. P : le poids en kilogramme. k : coefficient dont la valeur est définie dans le tableau 2

L'animal n'étant pas toujours au repos, certains facteurs vont influencer sa consommation énergétique. Avec une activité plus importante, la consommation d'énergie s'accroît. Il en est de même en période de croissance ou d'ovogénèse qui sont des états physiologiques nécessitant une

quantité importante d'énergie. Les valeurs prises par le coefficient k sont inscrites dans le tableau 2.

Tableau 2 : Valeurs du coefficient k selon l'activité physique ou le stade physiologique (Donoghue, 2006)

Statut / activité	Valeur du coefficient k
Stress, croissance	2,5
Croissance	2
Ovogénèse	1,5
Activité	1,25
Repos	1

iii. Critique de ce modèle

Ce modèle a été établi à une température précise, ce qui le rend plus proche des conditions dans lesquelles les chéloniens sont généralement maintenus. Par exemple nous avons vu que l'eau de l'aquarium d'une *Trachemys scripta* devait être d'environ 26°C et la température de la plage 3°C au dessus soit 29°C (voir partie I, III, A, 2).

Cette fois-ci la formule est adaptée de l'animal « au repos » ce qui se rapproche de la situation d'une tortue placée dans un aqua-terrarium qui n'a pas besoin de chasser.

Ce modèle n'a pas été évalué par des études expérimentales chez des tortues d'eau en captivité. On ne peut donc pas affirmer que le besoin énergétique réel des tortues d'eau captives soit bien estimé par la formule de Donoghue.

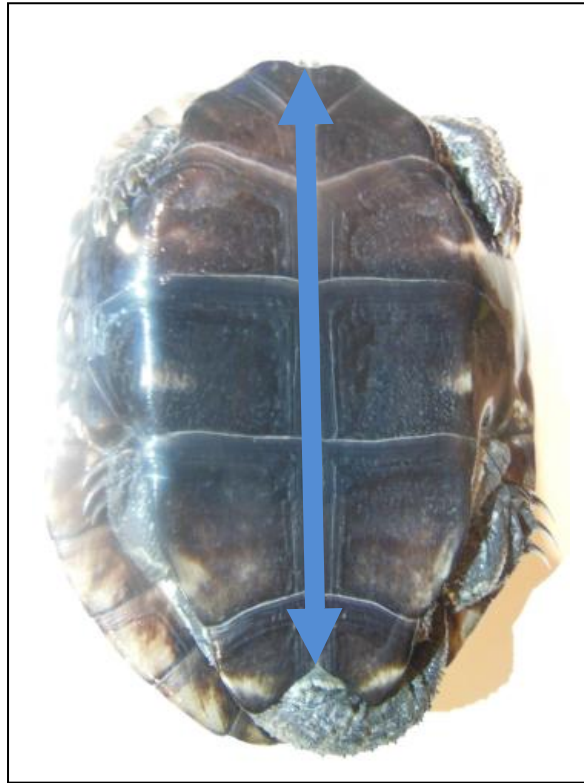
c) Connaître le poids théorique d'une tortue

Les deux modèles énergétiques présentés nécessitent de connaître le poids de la tortue. Il est possible de peser la tortue pour connaître son poids mais Donoghue (1997) a établi une formule allométrique qui permet de calculer le poids théorique idéal d'une tortue en fonction de la longueur de son plastron et donc de ne pas commettre d'erreur en sous-alimentant une tortue déjà maigre ou en sur-alimentant une tortue obèse (figures 19 et 20).

Figure 19 : Formule permettant de déduire le poids théorique d'une tortue d'eau selon la taille de son plastron (Donoghue, 1997)

$P = 0.191 \times L^3$ P = poids théorique L = longueur du plastron
--

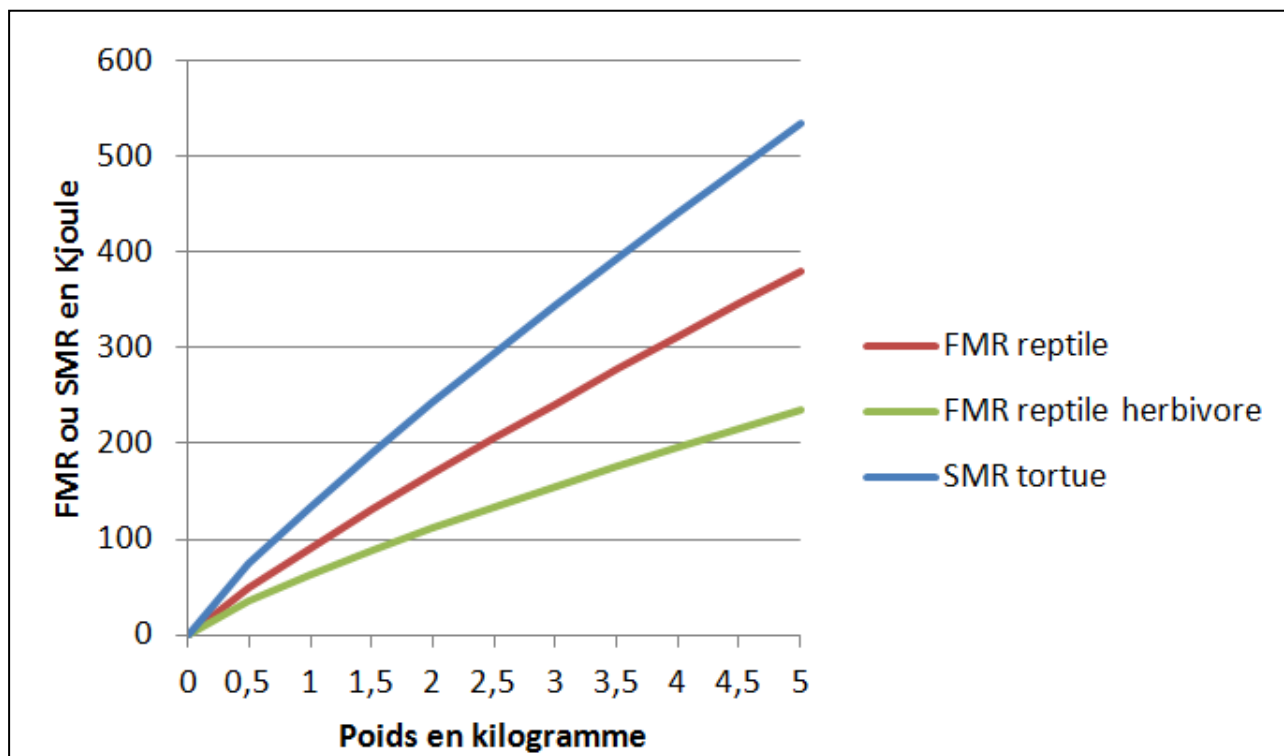
Figure 20 : Mesure de la longueur de plastron chez les tortues aquatiques comme *Mauremys rivulata* (photographie personnelle)



d) Choix du modèle

Avant de composer une ration alimentaire il semble donc nécessaire de choisir parmi l'un des deux modèles précités pour déterminer quelle quantité d'énergie fournir. L'absence de comparaison entre modèles théoriques et expérimentaux ne permet pas de savoir lequel est le meilleur estimateur du besoin énergétique des tortues d'eau douce maintenues en captivité. La seule étude comparative (Lickel, 2010) disponible concerne le FMR des tortues terrestres herbivores et montre une surestimation de celui-ci. S'il en est de même pour les tortues aquatiques on peut conseiller de se baser sur les valeurs du FMR des reptiles car les valeurs de SMR lui sont supérieures (figure 21) et donc encore plus surestimées par rapport au réel besoin énergétique.

Figure 21 : Comparaison entre les valeurs de FMR et SMR selon le poids (d'après Nagy *et al.*, 1999 ; Donoghue, 2006)



e) Sources d'énergie

Il existe différentes sources qui permettent de couvrir le besoin énergétique qui dépendent du régime alimentaire de la tortue. Chaque type d'aliment contient une certaine quantité d'énergie brute mais, une fois consommé et digéré, seule l'énergie métabolisable (EM) est réellement utilisable par l'individu.

i. Carnivores

Chez les espèces carnivores, l'énergie est issue essentiellement de la néoglucogenèse par utilisation des protéines (30 à 60 %) et des lipides (40 à 70 %). La fraction énergétique provenant des glucides alimentaires est négligeable. Les lipides apportent environ 9 kcal EM/g et les protéines environ 4 kcal EM/g (Donoghue, 1998).

ii. Omnivores

Pour les tortues omnivores, les sources d'énergies correspondent à un mélange de protéines, de lipides et de glucides. Dans leur milieu naturel, les juvéniles consommeraient plus de protéines (entre 25 et 40 %) et de lipides. Contrairement aux idées reçues cette différence n'est pas liée au fait que les juvéniles ont un estomac plus petit et qu'elles auraient besoin de consommer des aliments plus riches pour satisfaire leur besoin en protéines. Les tortues adaptent leur consommation d'aliment en fonction de leur besoin énergétique (Mac Cauley et Bjorndal, 1999).

iii. Herbivores

Chez les chéloniens herbivores, les principales sources d'énergie sont les glucides (entre 50 et 75 %) et les protéines (15 à 35 %) (Donoghue, 2006). La consommation de lipides représente habituellement 5 à 10 % de la matière sèche de la ration. Si le taux de lipides est supérieur à 12 % de la ration, on observe des troubles digestifs. Les glucides et les protéines apportent chacun environ 3,5 kcal EM/g chez les espèces herbivores. La fermentation des fibres dans leur tube digestif produit des acides gras à chaînes courtes qui délivreront environ 2 kcal ME/g de fibre. Les lipides apportent 8,5 kcal ME/g chez ces espèces (Donoghue, 1998).

B. Autres besoins spécifiques

1) Besoin protéique

Les acides aminés issus de l'alimentation sont utilisés pour produire de l'énergie via la néoglucogénèse mais également pour former de nouvelles protéines. Les protéines alimentaires doivent donc être assimilables mais également être suffisamment diversifiées pour fournir tous les acides aminés essentiels.

i. Pour les tortues carnivores

Les reptiles carnivores ont besoin de protéines de grande qualité qui ne peuvent être obtenues qu'à partir d'aliments d'origine animale. Il semblerait en effet que les autres sources de protéines (gluten, soja, caséine, gliadine) soient inadaptées. Le recours exclusif à des protéines issues de l'œuf ou du soja permettrait un maintien du poids et représenterait donc une alternative (Donoghue, 2006).

Les aliments d'origines animales contiennent tous les acides aminés indispensables.

ii. Pour les tortues omnivores

Pour les tortues omnivores, les sources protéiques peuvent être à la fois animales et végétales. Donoghue (2006) rapporte cependant qu'une étude réalisée chez *Emydura macquarii* montre qu'on ne peut se contenter d'un régime strictement végétarien chez les omnivores car la digestibilité était de seulement 49 % par rapport à un régime basé sur la viande (91 %). Il est donc indispensable de procurer des protéines animales aux tortues omnivores.

iii. Pour les tortues herbivores

Chez les herbivores, il est important de fournir une alimentation variée car certains végétaux sont pauvres en acides aminés essentiels (lysine, méthionine, cystine, tryptophane, thréonine). Par exemple, les céréales manquent de lysine et les légumineuses de méthionine (Donoghue, 2006). Certaines plantes possèdent des taux élevés de purines comme les asperges et les épinards qui peuvent provoquer des dépôts d'acide urique et d'urates à l'origine de la goutte chez les tortues. Elles doivent donc être proposées en quantité modérée.

2) Besoins en calcium et phosphore

L'absorption du Calcium ne peut pas se faire indépendamment de celle du phosphore. Il est conseillé de respecter un rapport calcium sur phosphore de 1,5 : 1 à 2 : 1 dans la ration (Scott, 1992 ; Kirchgessner et Mitchell, 2009).

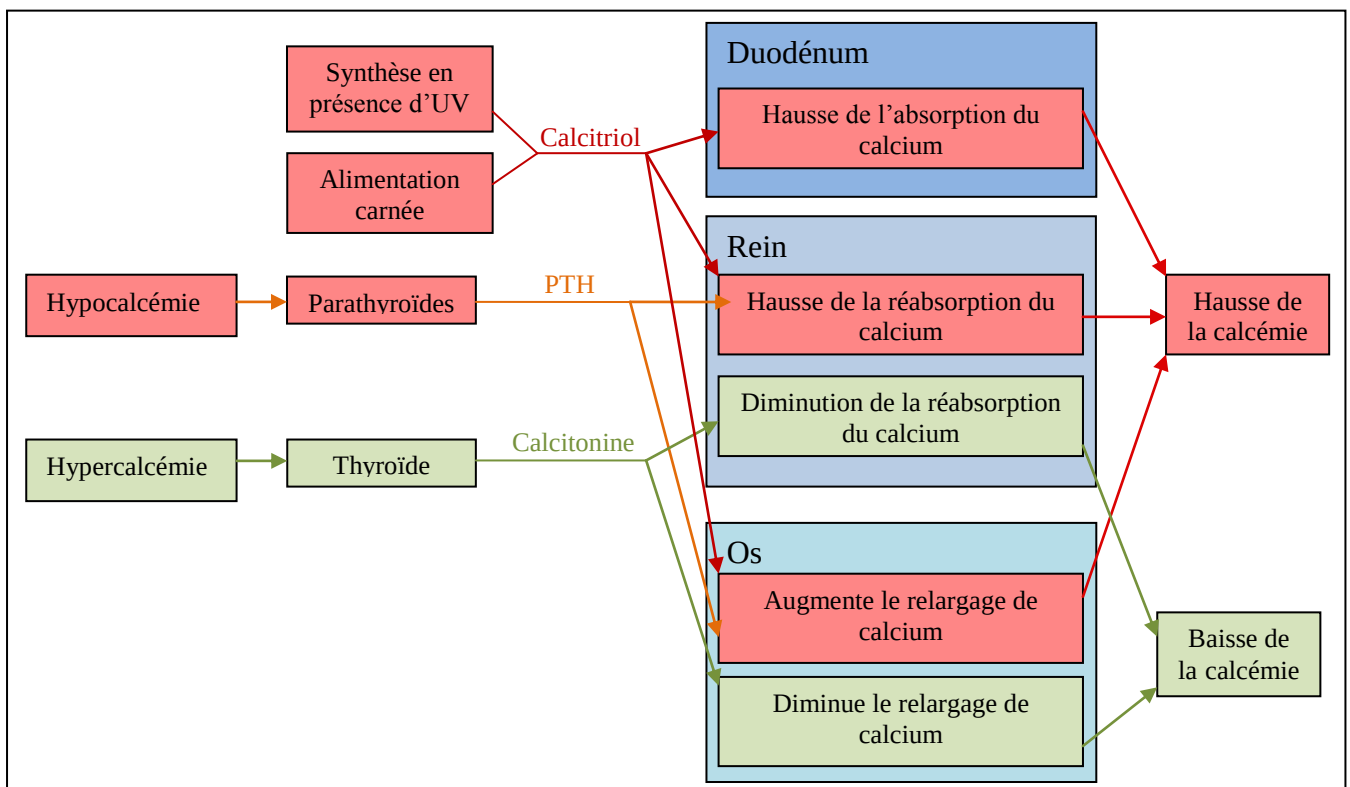
i. Le métabolisme phosphocalcique

L'absorption du calcium par l'organisme dépend de la forme sous laquelle il est distribué, de la quantité de phosphore dans l'alimentation et de l'état du *tractus* digestif.

La calcémie est régulée par trois hormones (figure 22):

- la parathormone (PTH) qui est sécrétée par quatre glandes parathyroïdes qui sont situées deux à deux en avant de la thyroïde et caudalement à l'arc aortique en avant du cœur. Elle permet une régulation de la calcémie par relargage du calcium osseux, augmentation de la réabsorption calcique rénale et augmentation de l'excrétion du phosphore (Mac Arthur, 2004a). Son taux augmente lorsque la calcémie est basse et diminue lorsqu'elle est haute ;
- le calcitriol qui est une forme active de vitamine D. Il peut provenir de deux origines, soit par le biais de l'alimentation chez les tortues carnivores soit par synthèse sous l'influence des UVB (Watson et Mitchell, 2014). Le calcitriol permet conjointement à la parathormone une réabsorption calcique au niveau des reins, une meilleure absorption du calcium au niveau du duodénum et une résorption osseuse ;
- la calcitonine est synthétisée par la thyroïde. Elle a un rôle inverse de celui de la parathormone : elle inhibe la résorption osseuse et diminue la réabsorption rénale du calcium.

Figure 22 : La régulation de la calcémie
(Schéma construit d'après Mac Arthur (2004a) et Watson et Mitchell (2014))



La régulation du phosphore est influencée par les mêmes hormones que celles du calcium et est donc sous sa dépendance :

- le calcitriol stimule l'absorption du phosphore au niveau du duodénum en même temps que celle du calcium ;
- la parathormone diminue la réabsorption tubulaire des phosphates ;
- la calcitonine diminue la réabsorption tubulaire du calcium et des phosphates.

Calcium et phosphore sont donc régulés par trois hormones : le calcitriol qui est hypercalcémiant et hyperphosphatémiant, la parathormone qui est hypercalcémiant et hyperphosphatémiant et la calcitonine qui est hypercalcémiant et hypophosphatémiant.

ii. Les besoins en phosphore et calcium

Des plus hauts taux de calcium sont surtout importants pour les juvéniles et les femelles reproductrices (production d'œufs) en lien avec des besoins calciques plus importants. Toutefois chez *Trachemys scripta elegans* un apport trop élevé en calcium peut être responsable de retards de croissance (Donoghue, 2006).

Trachemys scripta elegans doivent recevoir 2 % de calcium sur la base de la matière sèche (Kass *et al.*, 1982). Schilliger (2000) conseille une quantité de calcium comprise entre 0,8 et 1,4 % de la matière sèche de la ration (ou 1,8 à 3 mg de calcium / kilocalories) et pour le phosphore de 0,5 à 0,9 % de la matière sèche.

3) Besoins vitaminiques

Quatre vitamines doivent être obligatoirement fournies par la ration en quantité suffisante. Il s'agit des vitamines A, B1, D3 et E.

i. Vitamine A

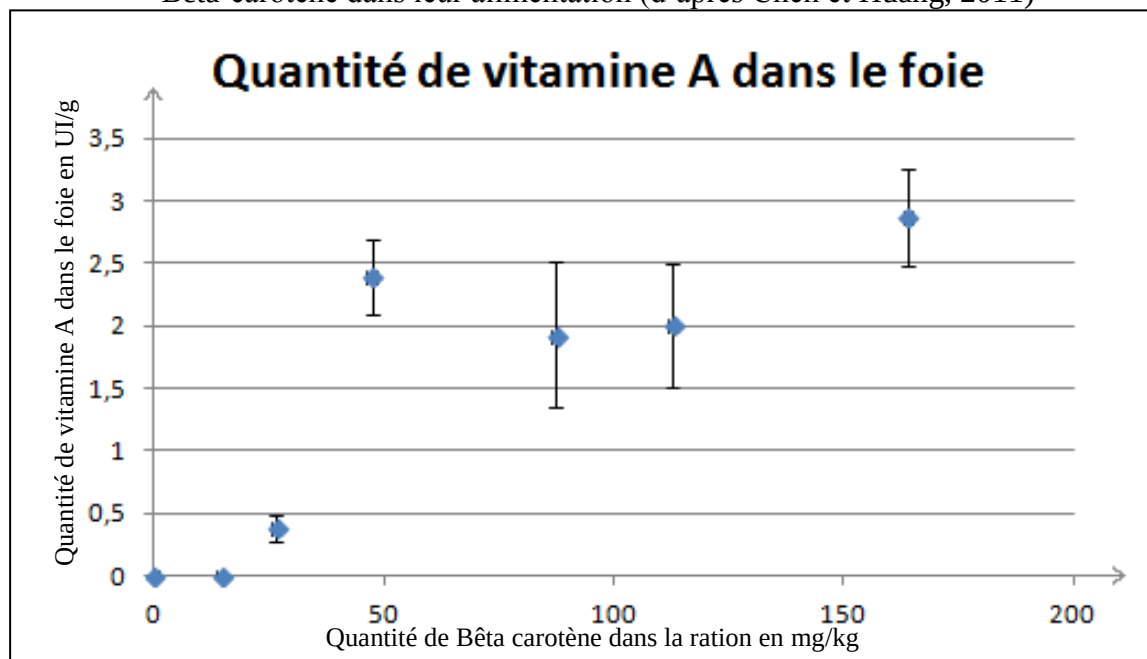
La vitamine A, également appelée rétinol, est une vitamine qui intervient dans la croissance des os, la vision et qui protège les épithéliums (Schilliger, 2000).

Son absorption se fait par l'intestin sous forme de précurseur ou directement sous forme de rétinol dans le cas d'une ingestion de foie ou de tissu adipeux. Le principal précurseur de la vitamine A est le bêta-carotène qui est présent dans de nombreux végétaux (carotte, chou, endives, patate douce).

Cependant les reptiles ne semblent pas absorber correctement le bêta-carotène (Mans et Braun, 2014). Black (2006) rapporte en effet qu'enrichir la ration en bêta-carotène n'entraînerait pas d'augmentation de la concentration plasmatique du bêta-carotène ou du rétinol. Raila *et al.* (2002) recommandent donc d'utiliser d'autres précurseurs de la vitamine A comme la lutéine ou la canthaxanthine pour s'assurer d'un apport suffisant.

Chen et Huang (2011) ont montré qu'il était possible pour certaines tortues de produire du rétinol à partir de bêta-carotène. Ils ont administré un régime sans vitamine A à 140 *Trionyx* de Chine (*Pelodiscus sinensis*). Les tortues, ensuite réparties en sept lots ont reçu des quantités variables de bêta-carotène allant de 0 à 163,8 mg/kg pendant dix semaines. Leur étude a montré qu'au-delà de 47,3 mg/kg de bêta-carotène dans l'alimentation, le taux de vitamine A augmentait de manière significative dans le foie jusqu'à atteindre un plateau d'environ 2,5 UI/g (figure 23).

Figure 23 : Quantité de vitamine A dans le foie des *Pelodiscus sinensis* selon le taux de Bêta-carotène dans leur alimentation (d'après Chen et Huang, 2011)



Il est généralement admis que les reptiles ne peuvent pas synthétiser du rétinol à partir de bêta-carotène. Cependant l'étude de Chen et Huang (2011) semble indiquer que certaines espèces de tortues le pourraient et il serait intéressant de voir si c'est également le cas pour d'autres espèces.

ii. Vitamine B1

La vitamine B1, également appelée thiamine, est une vitamine soluble dans l'eau, qui intervient dans de nombreuses voies métaboliques et est à l'origine d'une co-enzyme essentielle à certaines décarboxylases. Elle intervient dans le cycle de Krebs et est nécessaire au système nerveux en permettant en particulier la dégradation du pyruvate qui est neurotoxique (Combs, 2008).

La thiamine est synthétisée entre autres par les bactéries du tube digestif et absorbée dans la portion terminale de l'intestin grêle. Elle peut également être issue directement de l'alimentation (Combs, 2008).

iii. Vitamine D₃

La vitamine D₃, également appelée cholécalférol intervient dans les mécanismes de régulation de l'absorption du calcium.

Le cholécalférol peut être soit produit par photo-conversion grâce aux UVB soit apporté par l'alimentation. Contrairement aux mammifères, les reptiles ne peuvent utiliser la vitamine D₂ présente dans les végétaux pour la convertir en calcitriol. Seuls les aliments carnés, en particulier ceux riches en graisses, peuvent fournir de la vitamine D₃ aux reptiles. Les espèces herbivores doivent donc obligatoirement avoir accès à des UVB pour pouvoir synthétiser directement leur cholécalférol à partir de dérivés de cholestérol puisqu'ils ne peuvent pas y avoir accès via l'alimentation. L'utilité des UVB pour les omnivores et les carnivores est par contre controversée (Mans et Braun, 2014).

iv. Vitamine E

La vitamine E, est un antioxydant liposoluble. Elle maintient l'intégrité des cellules et des membranes en prévenant la peroxydation des acides gras insaturés et donc la formation de radicaux libres (Howard *et al.* 2011).

Elle est obtenue uniquement par l'alimentation. On la retrouve en particulier dans les huiles végétales mais aussi dans les céréales, les légumes verts, la margarine et les poissons gras. Mans et Braun (2014) rapportent qu'il est possible d'en fournir aux tortues *via* des insectes nourris à l'aide de germes de blé.

v. Besoins en vitamines

Le tableau 3 rapporte les quantités spécifiques à chaque vitamine chez les chéloniens.

Tableau 3 : Besoins diététiques des tortues en vitamines

Vitamine	Besoins diététiques	Source
A	1500-10000 UI/kg MS	Schilliger, 2000
B1	20/30 mg/kg	Girgling, 2013
D3	2000-50000 UI/kg MS	Schilliger, 2000
E	400 UI/kg MS 20-80 UI/kg MS	Schilliger, 2000 Mans et Braun, 2014

TROISIEME PARTIE : ETUDE DES MALADIES NUTRITIONELLES

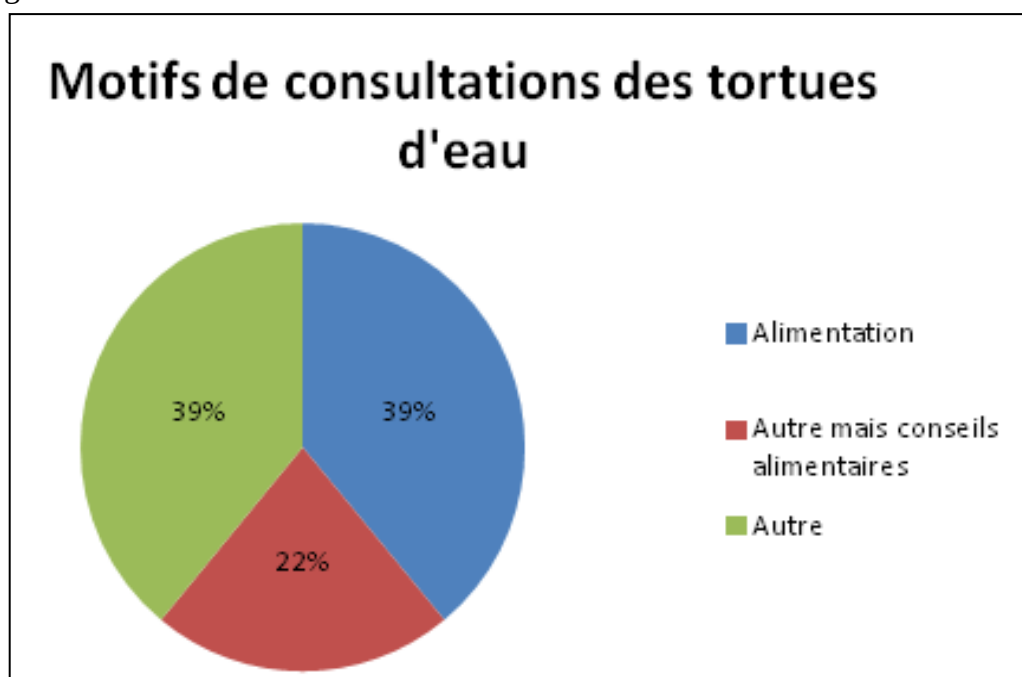
Les tortues d'eau, à l'instar de l'ensemble des nouveaux animaux de compagnies, font l'objet de consultations vétérinaires de plus en plus fréquemment. Etant donné qu'il s'agit d'animaux arrivés relativement récemment dans nos foyers, de nombreux propriétaires ne connaissent pas réellement les conditions d'entretien des tortues et plus largement leurs besoins alimentaires.

Sur les 208 consultations de tortues d'eau ayant eu lieu à l'ENVA entre octobre 2002 et mai 2016, l'alimentation était responsable des signes cliniques à l'origine de 39 % des consultations. Sur les 60 % des consultations dont le motif était autre, 34 % ont donné lieu à des conseils portant sur alimentation car les commémoratifs indiquaient des anomalies dans ce domaine (tableau 4 et figure 24).

Tableau 4 : Motifs des consultations de tortues à l'ENVA entre 2009 et 2015

Type de consultation	Nombre de consultation
Consultations dont le motif est l'alimentation	82 cas soit 39 %
Consultations dont le motif n'est pas l'alimentation mais qui aboutissent à des conseils alimentaires	44 cas soit 22 %
Consultations dont le motif n'est pas l'alimentation et qui n'abordent pas le sujet	82 cas soit 39 %

Figure 24 : Motifs des consultations des tortues d'eau à l'ENVA entre 2002 et 2015



L'alimentation est une dominante pathologique non négligeable chez les tortues dulçaquicoles, ce qui implique que les vétérinaires souhaitant assurer ce type de consultations connaissent les maladies nutritionnelles auxquelles elles sont potentiellement exposées.

I. Les maladies liées à un déséquilibre quantitatif

A. Insuffisance pondérale

L'insuffisance pondérale est due à un déficit énergétique de la ration ou à la distribution de quantités trop faibles d'aliments. Les juvéniles sont les animaux les plus touchés en particulier s'ils sont nourris avec une ration pauvre en protéines et placés dans un environnement chaud.

1) Présentation clinique

Les tortues sont généralement de petite taille par rapport à leur âge et sont abattues. Dans les cas sévères, on peut observer une amyotrophie (Mans et Braun, 2014) Chez les juvéniles il est possible d'observer des défauts de calcification (carapace molle). L'insuffisance pondérale est un facteur de développement d'infections fongiques secondaires (Hoppmann et Barron, 2007).

2) Démarche diagnostique

Le diagnostic est basé en grande partie sur le recueil de commémoratifs portants sur l'alimentation puisque les symptômes sont assez frustes.

Il est difficile de se rendre compte si un animal est en surpoids ou non. Il est possible d'utiliser l'équation de Donoghue (1997) (figure 19) pour avoir une idée théorique.

Une tortue dont le poids serait inférieur à 90 % du poids théorique serait en insuffisance pondérale. Cependant cette équation n'est pas considérée comme valide par une partie des amateurs (Forum-Tortues (2004) et Cheloniophilie (2012)).

En cas de suspicion d'infection fongique secondaire, il est possible d'effectuer une cytologie sur l'exsudat présent qui révélera des signes d'inflammation granulomateuse ou directement une culture mycologique.

3) Traitement

Il faut rééquilibrer l'alimentation en augmentant la quantité d'énergie apportée par la ration. Temporairement il est possible de mettre en place une alimentation de support de type Critical Care Formula® (Mac Arthur, 2004c). Si jamais la tortue est anorexique, il est possible de mettre en place une sonde d'œsophagostomie sous anesthésie générale pour assurer une réalimentation rapide. Il faut alors distribuer des volumes allant de 2 à 10 % du poids de l'animal (Mans et Braun, 2014).

En cas de développement d'une infection fongique secondaire, il est possible de la traiter avec du kétoconazole à la dose de 25 mg/kg *per os* une fois par jour pendant 14 à 28 jours ainsi qu'à l'aide de soins locaux à la povidone-iodée (Vetedine®) en plus de mesures d'hygiène (nettoyage de l'aquaterrarium à l'eau bouillante) (Hoppmann et Barron, 2007).

B. Obésité

L'obésité est caractérisée par une hausse de poids liée à une quantité excessive de tissu adipeux. Elle peut avoir pour origine une suralimentation ou une absence d'activité physique. Les causes peuvent en être une surconsommation alimentaire en cas de distribution *ad libitum* ou un apport important d'aliments trop gras comme des larves d'insectes. L'absence d'hibernation

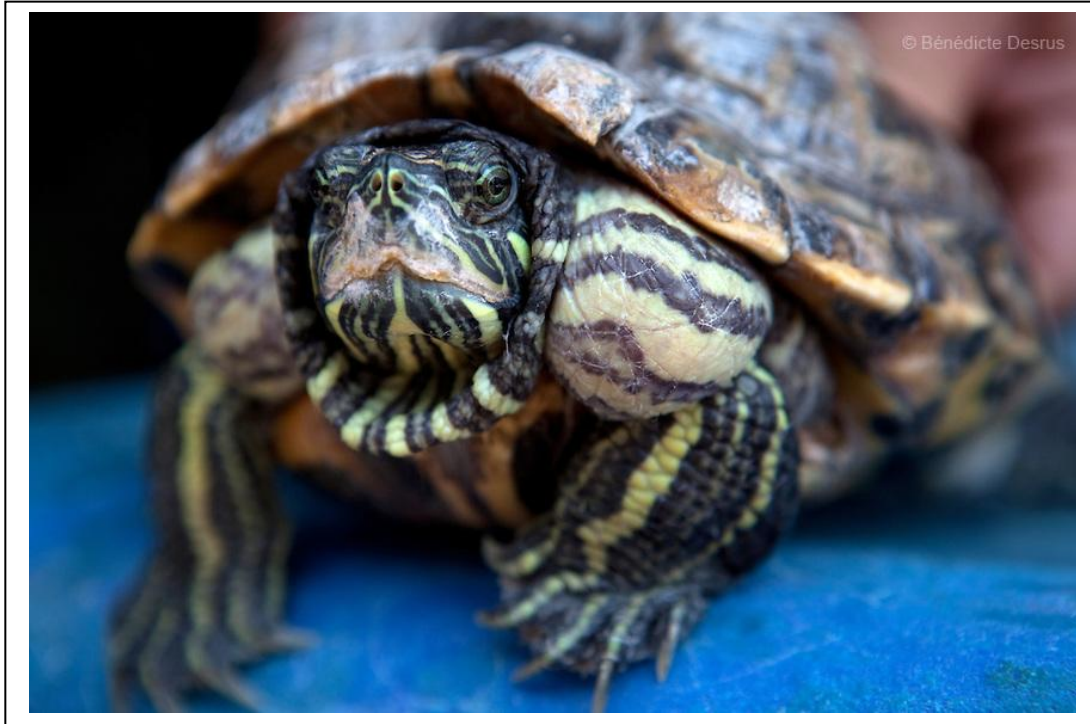
constituerait un facteur favorisant de l'obésité, l'animal accumulant des réserves énergétiques en vue d'hiberner qu'il n'aura pas à consommer au final (Mader, 2006 ; Mans et Braun, 2014).

1) Présentation clinique

Les signes d'obésité sont l'observation d'une accumulation de graisse en régions pré-fémorales et autour du cou (figure 26). Une tortue obèse aura également des difficultés à rétracter ses membres dans la carapace.

Scott (1992) rapporte qu'une tortue d'eau obèse alimentée uniquement avec du bacon aurait présenté des dépôts de cholestérol visible sur la cornée, mais ce symptôme ne semble pas confirmé par d'autres études.

Figure 25 : Obésité chez *Trachemys scripta elegans* (photographie : Bénédicte Desrus)



L'obésité est un facteur de risque de développement d'une lipidose hépatique (Hernandez-Divers et Cooper 2006) dont les symptômes sont peu spécifiques comme une diminution de l'appétit et de l'activité. Dans de rares cas sévères, un ictère peut être observé.

2) Démarche diagnostique

Sauf dans les cas extrêmes, il n'est pas toujours simple de savoir si une tortue est obèse ou non. L'utilisation de l'équation de Donoghue (1997) peut aider à savoir si la tortue est en surpoids. Si le poids réel de la tortue est supérieur à 110 % du poids théorique, alors la tortue est potentiellement en surpoids. Au-delà de 20 %, la tortue peut être considérée comme obèse si l'on se réfère aux critères développés en médecine humaine ou vétérinaire (Beers et Berkow, 2004 ; Sanderson, 2007).

3) Traitement

a) Rééquilibrer l'alimentation

Le premier traitement à mettre en place consiste en une diminution de l'apport calorique. Si la ration est équilibrée, il suffit d'en diminuer les quantités. Si elle est déséquilibrée, il va falloir diminuer l'apport en lipides.

Si jamais des larves d'insectes sont données, il est conseillé de choisir des formes larvaires tardives, voire des adultes qui seront plus riches en protéines. En effet, les adultes contiennent parfois seulement la moitié, des quantités de lipides contenues dans les formes larvaires (Mans et Braun, 2014).

Chez les tortues herbivores, une augmentation de la teneur en fibres de la ration peut diminuer les risques d'obésité. Il doit être située entre 20 et 30% (Mcarthur, 2004b et Prestreau, 2008b)

b) Stimuler l'activité

Schilliger (2000) conseille également de stimuler l'activité de la tortue en augmentant la température de l'eau pour l'inciter à se dépenser. Il peut également être recommandé de proposer des proies vivantes (poisson) pour stimuler l'instinct de chasse de la tortue.

L'inactivité peut également être la conséquence d'un aqua-terrarium de trop petite taille (Mans et Braun, 2014) qu'il faudra alors changer.

c) Stimuler l'alimentation

Si jamais la tortue développe une lipidose hépatique secondaire à son obésité il est important de la réalimenter au plus vite.

Il est possible de gaver la tortue à l'aide d'un aliment liquide de type Critical Care® ou Emeraid®. Il est facile de mettre en place une sonde d'œsophagostomie (Mac Arthur, 2004b) pour simplifier les gavages : une pince atraumatique est introduite dans l'œsophage de la tortue préalablement anesthésiée, en passant par la bouche, On pousse cette pince latéralement jusqu'à ce qu'elle fasse protrusion sous la peau. On incise alors directement la peau et l'œsophage entre les branches de la pince et on y fait passer la sonde. Une radiographie permet de s'assurer de son bon positionnement dans l'estomac. Le maintien en place peut être assuré à l'aide d'une suture en « lacet chinois » (McCormack *et al.*, 2015).

L'ajout de L-carnitine à la dose de 250 mg/kg d'aliments fournis, même s'il n'a pas prouvé son efficacité chez les reptiles est conseillé par Hernandez-Divers et Cooper (2006) pour soutenir le foie. Cette molécule est en effet nécessaire au transport de l'acyl-coenzyme A à travers la membrane mitochondriale interne des hépatocytes et son apport complémentaire pourrait renforcer cette fonction et favoriser le métabolisme hépatique des lipides.

C. Excès de protéines

1) La goutte

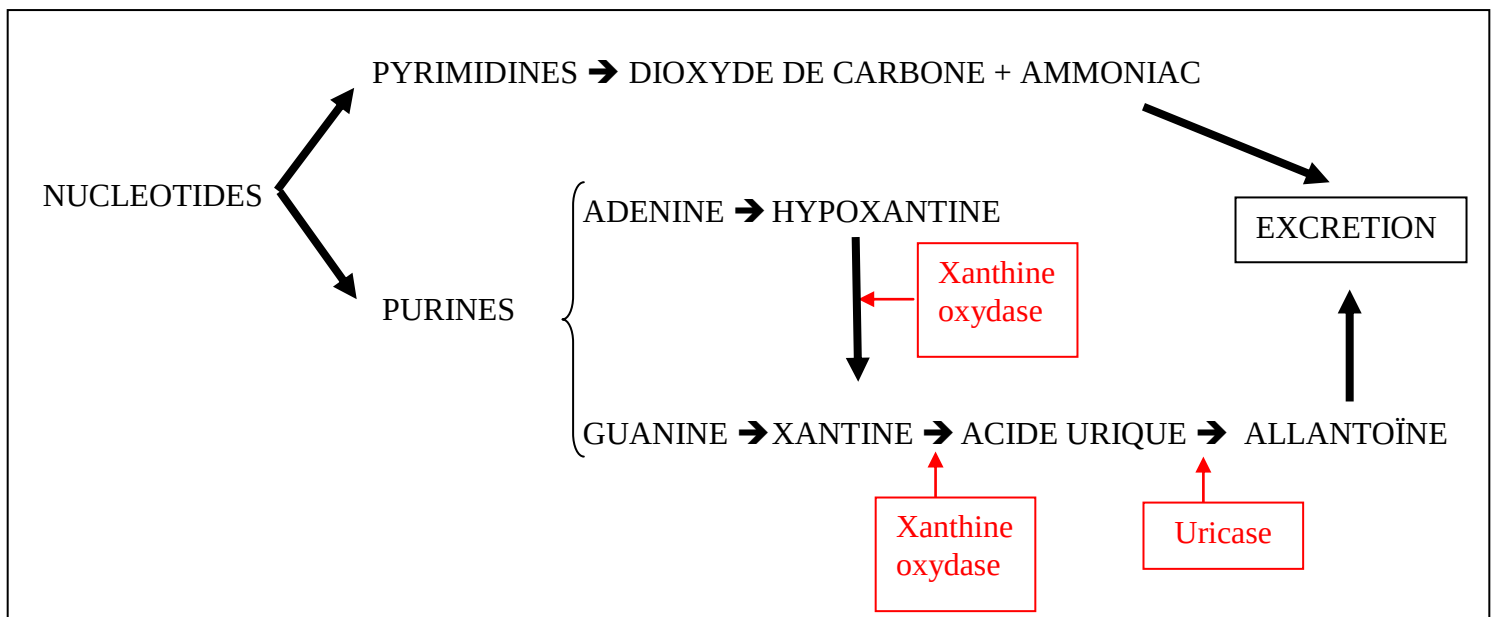
La goutte est causée par des dépôts d'acide urique et d'urates (appelés *tophus*) qui peuvent s'effectuer dans les zones articulaires, péri-articulaires mais aussi sur les séreuses de certains organes (Appleby et Siller, 2005). Les tissus prédisposés à ces dépôts d'urates sont les capsules articulaires, le péricarde, le foie, le cortex rénal et la rate mais également l'encéphale, les gonades et les muqueuses orales (Mac Arthur, 2004c).

a) Etiologie

i. Rappel sur le catabolisme protéique chez les reptiles

Les deux sources de nucléotides de l'organisme proviennent de la dégradation des protéines alimentaires par les nucléases et la synthèse protéique par le foie. Ces nucléotides sont alors hydrolysés pour former des bases puriques et pyrimidiques qui sont dégradées par l'organisme lorsqu'elles ne sont pas utilisées (figure 27). Le catabolisme des bases pyrimidiques aboutit à la production d'ammoniac et de dioxyde de carbone. La dégradation des purines aboutit à la création d'acide urique. On considère que, chez la plupart des tortues aquatiques (Donoghue, 1998 ; Rothschild *et al.*, 2012), l'acide urique est dégradé en allantoïne par une uricase mais cette voie métabolique ne serait pas forcément présente chez toutes les espèces (Lee *et al.*, 2007).

Figure 26 : La dégradation des nucléotides chez les tortues d'eau (d'après Mader, 2006)



ii. Formation des dépôts d'acide urique à l'origine de goutte

Les *tophi* se forment lorsque la production d'acide urique est augmentée ou lorsque son excrétion est diminuée. Un régime trop riche en protéines, associé ou non à une déshydratation est considérée comme la cause principale de goutte chez les reptiles (Scott, 1992) en particulier chez les espèces herbivores nourries avec des protéines animales riches en bases puriques. Schilliger

(2000) rapporte que des tortues d'eau nourries avec des sardines ou des anchois pourraient développer de la goutte viscérale ou articulaire à cause de la trop grande quantité de purine présente dans ces poissons. Une diminution de l'excrétion et de la dégradation de l'acide urique pourrait être liée à une baisse de la perfusion rénale causée par un hyper-parathyroïdisme ou par l'emploi de médicaments néphrotoxiques comme la gentamicine (Mac Arthur, 2004c ; Reavill et Schmidt, 2010). L'hyper-uricémie générée par la baisse d'excrétion et/ou par la hausse de production d'acide urique, est à l'origine de la précipitation de microcristaux d'urates.

Une déshydratation importante (phénomène extrêmement rare chez les tortues d'eau qui sont normalement maintenues dans un aquarium) ou une longue anurie peuvent également entraîner la précipitation d'urates par saturation de la vessie (Mac Arthur, 2004c), notamment durant l'hibernation.

b) Epidémiologie

La goutte est une affection relativement commune chez les reptiles et toucherait entre 0 et 4 % des chéloniens selon les auteurs (Mac Arthur, 2004c). Mader (2006) rapporte que certaines études nécropsiques de tortues montreraient une incidence 16 % de goutte rénale. Sa prévalence est plus importante chez les tortues terrestres que chez les tortues aquatiques, ces dernières ayant un métabolisme qui tend plus vers de l'amino-urotélisme.

La déficience chronique en vitamine A, à l'origine d'une insuffisance rénale induite par métaplasie des tubules rénaux, pourrait être un facteur favorisant l'apparition de goutte chez la tortue. Une hyper-vitaminose D, comme c'est le cas chez les oiseaux, favoriserait également l'apparition de goutte chez les reptiles (Mac Arthur, 2004c).

c) Présentation clinique

i. Symptômes

La plupart des signes cliniques de goutte sont non spécifiques :

- tuméfaction articulaire (figure 28): le diagnostic différentiel est à faire avec l'arthrite, la pseudo-goutte, l'hyperparathyroïdisme rénal et les infections à *Mycobacterium* (Lee et al., 2011) ;
- abattement et hypo-réactivité liés à des dépôts d'urates au niveau du système nerveux central, du cœur ou du foie ;
- déshydratation (pli de peau persistant, yeux enfoncés).

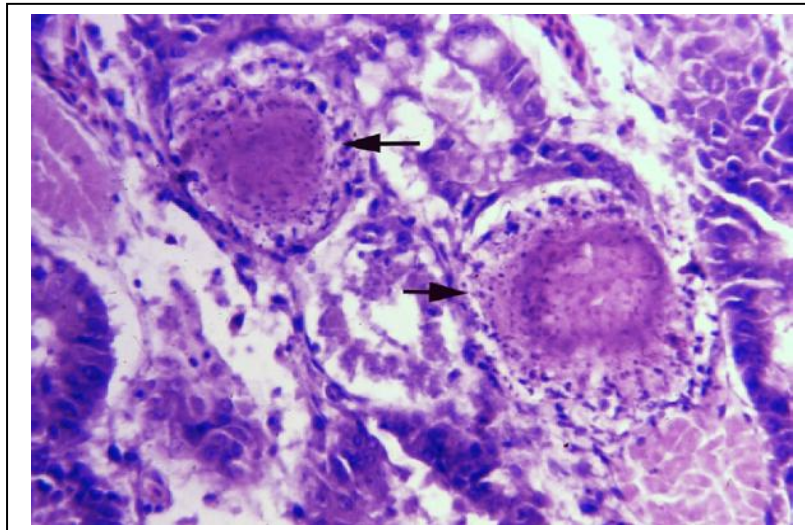
Figure 27 : Cas critique de goutte articulaire chez une tortue au niveau des articulations des genoux, des tarses et des phalanges. (Photographie : Craig, 2013)



ii. Lésions

Dans le cadre de la goutte rénale, on peut observer primitivement des dépôts de cristaux d'acide urique dans les cellules épithéliales des tubules (figure 29).

Figure 28 : Dépôts récents (flèche) de cristaux d'acide uriques dans les tubules rénaux (Reavill et Schmidt, 2010)



L'accumulation d'acide urique se fait ensuite graduellement de manière concentrique. En s'accumulant, les cristaux vont casser la membrane basale du tubule et former les *tophi* typiques de gouttes, entourés de cellules inflammatoires. Dans des cas très avancés, les cellules inflammatoires

vont dégénérer en hétérophiles, en macrophages et en polynucléaires (Reavill et Schmidt, 2010). La destruction de la structure des tubules est à l'origine d'une insuffisance rénale.

d) Démarche diagnostique

i. Diagnostic clinique

Il faut penser à la goutte lorsque de mauvaises conditions de détention et d'alimentation sont rapportées dans les commémoratifs (tortues aquatiques maintenues en captivité hors de l'eau, alimentation trop riche en protéines, en particulier pour les espèces herbivores).

ii. Examens complémentaires

L'uricémie n'est pas toujours corrélée à la présence de goutte car, si la concentration a pu être élevée au moment de la création du *tophus*, elle ne l'est pas forcément au moment de l'apparition des symptômes ou de la consultation. Le taux sanguin permettant la minéralisation de l'acide urique se situe autour de 1500 $\mu\text{mol/L}$ (Mac Arthur, 2004c). Cependant, dans certains contextes physiologiques, en particulier lors d'inflammation locale, une concentration inférieure permet la formation des *tophi*.

Il peut être intéressant de s'assurer que l'urémie et la créatininémie sont dans les normes, des valeurs hautes pouvant être en faveur de goutte rénale (Mader, 2006).

La cytologie d'un tissu atteint de goutte permet généralement de mettre en évidence des cellules inflammatoires et des cristaux d'urates. Ces derniers peuvent être mis en évidence par le test de Murexide (tableau 5).

Tableau 5 : Le test de Murexide et mise en évidence de la goutte
(d'après Mac Arthur, 2004c)

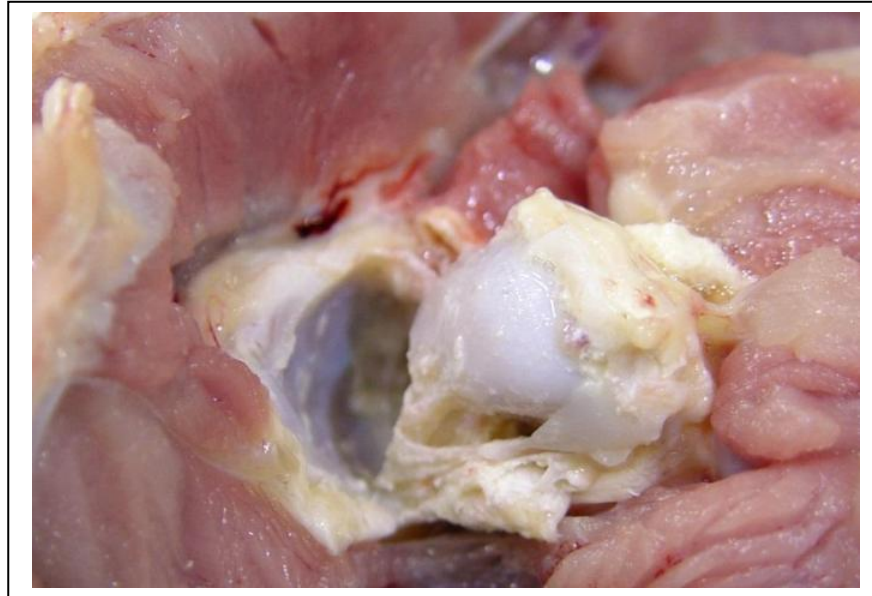
Protocole du test de Murexide			
Etape 1	Etape 2	Etape 3	Etape 4
Placer une goutte du prélèvement cytologique sur une lame.	Ajouter une goutte d'acide citrique.	Assécher à la flamme la lame.	Ajouter une goutte d'ammoniaque.
Interprétation du résultat			
Coloration rouge à violette		Absence de coloration	
Présence d'urates dans le prélèvement		Absence d'urates	

Les examens d'imagerie ne sont pas les plus pertinents pour confirmer le diagnostic de goutte mais peuvent tout de même être intéressants pour suivre l'effet du traitement mis en place (Lee *et al.*, 2007). La radiographie met difficilement en évidence les cristaux d'urates (urates de sodium) qui sont radio-transparents sauf lorsqu'ils sont minéralisés (cristaux d'urates de calcium) (Mac Arthur, 2004c). A l'échographie nous pouvons observer des zones hyper-échogènes liées à des cristallisations au niveau des reins ou du cœur, mais cela nécessite un matériel de petite taille ainsi qu'une certaine habitude à la lecture d'images radiographiques chez les tortues. Le scanner peut également mettre en évidence des *tophi* au niveau du système nerveux central.

iii. Diagnostic nécropsique

Macroscopiquement, des dépôts blancs ou jaunes pâles peuvent être observés dans les capsules articulaires et dans les zones péri-articulaires (figure 30). L'analyse chimique peut confirmer alors la présence d'urates (Appleby et Siller, 2005).

Figure 29 : Dépôt d'acide urique au niveau de l'articulaire du coude (lésion de goutte)
(Photographie : Martinson, 2013)



Dans les cas de gouttes rénales, on peut observer macroscopiquement des nodules blancs-jaunes à la surface des reins et dans les cas les plus sévères de multiples masses accolées les unes aux autres (Reavill et Schmidt, 2010).

e) Traitements

Pour Scott (1992) les traitements les plus importants sont la fluidothérapie et la régulation de l'apport en protéine alimentaire.

i. Fluidothérapie

Mac Arthur (2004c) conseille de réhydrater l'animal sauf si les reins ne sont plus fonctionnels, auquel cas une euthanasie sera préconisée. Le but de la fluidothérapie est de diminuer l'hyper-uricémie si elle est présente et de restaurer une hydratation normale pour limiter la formation de nouveaux *tophi*. Dans le cas de maladie chronique, il est conseillé d'administrer de l'eau à la posologie de 1 à 2 % du poids vif de l'animal jusqu'à rétablir une émission normale d'urine. Cette administration va permettre d'augmenter la filtration glomérulaire. Dans certains cas de déshydratation sévère, la restauration de la fonction rénale va permettre de dissoudre partiellement l'acide urique précipité.

ii. Alimentation

Il faut réduire l'apport en purines et en protéines. En début de stabilisation la tortue peut présenter de l'anorexie, il est alors nécessaire de passer à une alimentation hyperénergétique. En cas de persistance de l'anorexie, la mise en place d'une sonde à œsophagostomie ou d'une sonde gastrique sera à envisager ainsi que la mise en place d'une alimentation de soutien de type Critical Care®.

iii. Traitement médical

L'allopurinol (ZYLORIC®) est un traitement souvent proposé et qui semble avoir fait ses preuves pour traiter l'hyperuricémie et donc la goutte chez les tortues. Il s'agit d'un inhibiteur de l'uréase qui va augmenter la production d'ammoniac par dégradation de l'urée. Scott (1992) évoque la possibilité de l'utiliser à la dose de 15 à 20 mg/kg *per os* par jour mais Mac Arthur (2004c) considère qu'il est possible de l'administrer à la posologie de 50 mg/kg pour plus d'efficacité. La durée du traitement dépendra de l'étiologie de la goutte. Si la cause est traitée alors le traitement sera de courte durée jusqu'à stabilisation de l'uricémie. Lee *et al.* (2007) ont traité une *Trachemys scripta elegans* de 30 ans atteinte de goutte articulaire dans un contexte d'hyper-uricémie à l'aide d'allopurinol à la dose de 20 mg/kg et ont observé une amélioration clinique et radiographique au bout d'un mois de traitement. Si l'hyper-uricémie est constatée dans un contexte de post-hibernation, le traitement devra être poursuivi pendant au moins six mois (Mac Arthur, 2004c). En cas de *tophi* rénaux, il faut entre deux et quatre mois pour les dissoudre à l'aide d'un traitement à l'allopurinol associé avec une fluidothérapie.

La goutte est une affection très douloureuse, mais l'emploi d'anti-inflammatoires non stéroïdiens est déconseillé chez les chéloniens dont le fonctionnement rénal et hépatique aurait pu être atteint ; il faut donc les utiliser avec prudence (Mc Arthur, 2004c ; Mader, 2006).

Les surinfections qui pourraient être présentes suite à l'inflammation locale doivent être prises en charge.

iv. Traitement chirurgical

En cas de goutte articulaire sévère, un traitement chirurgical est envisageable et consiste à retirer les cristaux d'acide urique présents dans la capsule articulaire. Cependant, la capsule articulaire peut présenter des lésions irréversibles auxquelles s'ajouteront des lésions chirurgicales qui ne permettront pas forcément de limiter la douleur et de traiter la goutte (Mader, 2006). Mac Arthur (2004c) rapporte avoir retiré de telles masses au niveau du pharynx qui l'obstruaient partiellement et nécessitaient un débridement.

2) Croissance accélérée

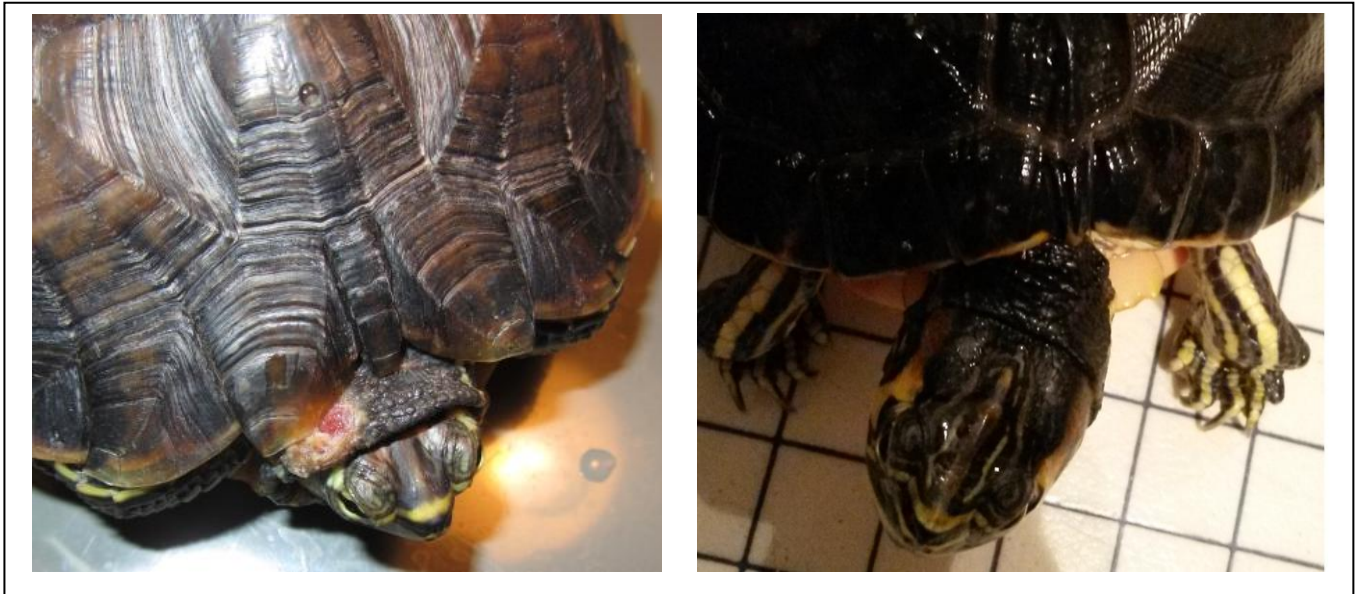
a) Etiologie

Un régime trop riche en protéines peut être à l'origine d'une croissance accélérée des tortues mais elle est également souvent corrélée à des erreurs d'entretien (absence de rayonnement UVB dans le terrarium et absence d'hibernation) (Mac Arthur, 2004b).

b) Présentation clinique

Cette croissance accélérée va être à l'origine de déformations, notamment de la forme du bec dont la partie supérieure est parfois augmentée par rapport à la partie inférieure. Les écailles apparaissent parfois plus longues que chez les spécimens dont la croissance est normale. Elles peuvent être à l'origine de blessures notamment au niveau du cou à cause de frottements répétés (figure 31).

Figure 30 : Ecailles déformées (marginales et nucale) à l'origine d'une ulcération cervicale suite à une croissance accélérée (à gauche) et écailles normales chez un individu de la même espèce (à droite) (photographies personnelles)



Fréquemment les tortues présentent également des défauts de calcifications des os et de la carapace qui peuvent être mis en évidence par radiographie.

c) Démarche diagnostique

Le diagnostic est orienté par la présentation clinique mais doit être confirmé par les commémoratifs relatifs à l'alimentation. En effet, ces symptômes sont assez peu spécifiques : des déformations du bec sont également observées chez des individus nourris avec des aliments trop mous ou suite à des traumatismes (Mans, 2013). Des écailles déformées peuvent avoir pour origine un défaut de mue par défaut d'exposition aux UV et les anomalies de calcification peuvent être la conséquence d'une hyperparathyroïdie d'origine nutritionnelle.

d) Traitement

i. Traitement étiologique

Le premier traitement à mettre en place consiste en une correction du régime alimentaire intégrant une réduction de l'apport protéique. L'ajout d'un spot émettant dans les UVB peut améliorer la mue et limiter la déformation de la carapace. La mise en place d'une alternance entre hibernation et périodes d'activités peut également limiter la poursuite de la croissance excessive (Mac Arthur, 2004c).

ii. Traitement symptomatique

Il est possible de réduire la déformation du bec, notamment à l'aide d'une scie Dremmel® ou d'une fraise à diamant sans anesthésie générale (Mac Arthur, 2004c). Une légère sédation peut être effectuée pour faciliter le limage. Pour les écailles, il est également possible de réduire les pointes à l'origine de lésions cutanées à l'aide d'une Dremmel® ou plus simplement d'une lime et d'accélérer leur mue en s'assurant d'une bonne exposition aux UV.

iii. Traitement des complications

En cas de lésion ulcérate de la peau, un traitement local à base de Povidone iodée (Vetédine®) pour désinfecter la plaie est envisageable suivi d'une mise au sec sous une lampe UV pendant au moins trente minutes. Il est alors possible de redéposer la tortue seule dans un bac présentant un fond d'eau qui sera nettoyé tous les jours pour éviter toute infection.

II. Les maladies liées à un déséquilibre qualitatif

A. Ostéofibrose nutritionnelle

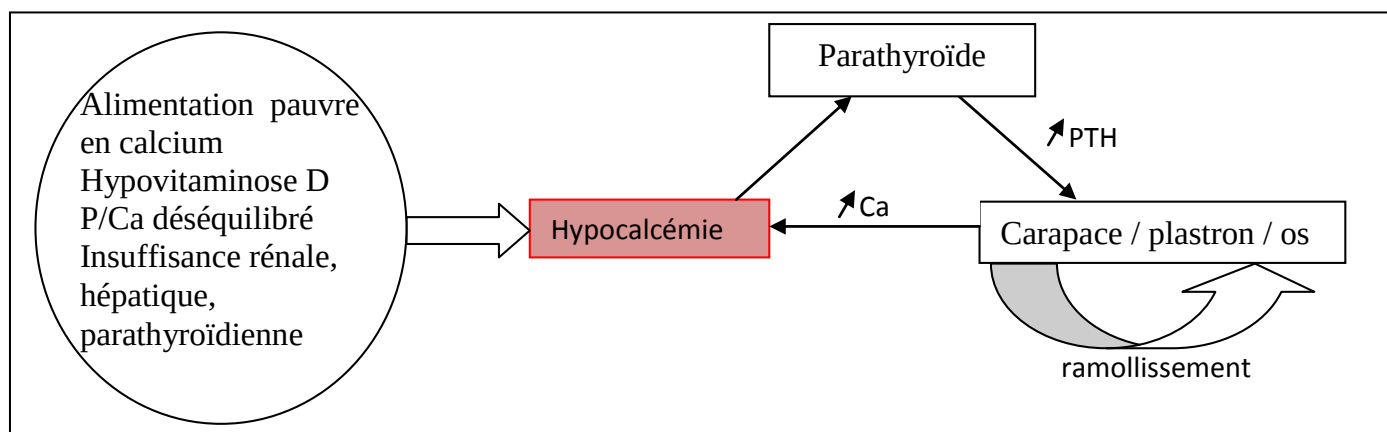
L'ostéofibrose nutritionnelle (Metabolic Bone Disease) est également appelée la maladie du plastron mou (Soft Shell Disease) ou hyper-parathyroïdisme d'origine nutritionnelle. Il s'agit d'une ostéopathie raréfiante fréquente chez les jeunes tortues qui présentent une déminéralisation de l'ensemble du tissu osseux.

1) Etiologie

L'ostéofibrose nutritionnelle a pour origine une hypocalcémie (figure 32). Celle-ci peut avoir pour origine une carence en calcium alimentaire, un déficit en vitamine D (alimentaire chez les espèces carnivores ou par défaut de synthèse chez les espèces herbivores), un régime alimentaire avec un rapport phospho-calcique déséquilibré, un possible excès de protéines en période de croissance, une maladie hépatique, rénale intestinale ou parathyroïdienne (Mac Arthur, 2004c).

Cette hypocalcémie entraîne une stimulation des glandes parathyroïdes qui augmentent la quantité de parathormone (PTH) dans le sang. Cette hausse accroît la calcémie en stimulant le relargage de calcium osseux provoquant, en cas d'hypocalcémie chronique, un ramollissement des os et de la carapace.

Figure 31 : Schéma du mécanisme de l'hyperparathyroïdie d'origine alimentaire (personnel)



On considère que d'autres facteurs peuvent entraîner une ostéofibrose nutritionnelle comme la température trop élevée et une humidité trop faible lors de l'incubation des œufs, des défauts de synthèse enzymatique et une possible origine génétique.

2) Epidémiologie

Il s'agit d'une affection fréquente que l'on rencontre principalement chez les jeunes tortues, et surtout chez les herbivores dont les conditions de captivité ne permettent pas toujours la synthèse de vitamine D (Schilliger, 2000).

3) Présentation clinique

Chez les jeunes tortues d'eau, la présentation clinique classique consiste en la présence d'une carapace molle et/ou déformée. Il faut noter que la présence chez certaines espèces d'une

carapace molle est tout à fait normale, notamment dans la famille des *Trionychidae*. Elle peut être occasionnellement accompagnée d'une malformation de la rhamphothèque (Mac Arthur *et al.*, 2002 ; Norton, 2005).

Les individus adultes ont une plus grande réserve calcique dans les os, la carapace et le plastron et résistent mieux à une hypocalcémie. Cependant une diminution de la concentration palsmatique de calcium est susceptible d'engendrer une faiblesse musculaire, une ostéomalacie, une ostéoporose ainsi que d'autres troubles comme de l'anorexie, des dystocies, des prolapsus cloacaux et de la diarrhée (Mac Arthur, 2004c). Finlayson et Woods (1977) ont décrit un cas de rupture d'artère pulmonaire chez une Emyde lépreuse (*Mauremys leprosa*) qui présentaient de nombreuses calcifications artérielles attribuées à un hyperparathyroïdisme. Mac Arthur (2004c) signale que l'ostéofibrose nutritionnelle pourrait également favoriser le développement d'infections secondaires de la carapace et du plastron telle la SCUD (*Septicemic Cutaneous Ulcerative Disease*) qui s'exprime par des ulcérations des écailles (figure 33) accompagnées parfois d'hémorragies, de pétéchies et d'écoulements purulents (Divers, 2015).

Figure 32 : Lésion de SCUD chez une *Trachemys scripta* (photographie personnelle)



4) Démarche diagnostique

a) Diagnostic clinique

L'examen clinique, en particulier de la consistance de la carapace ainsi que de possible déformations des membres et du bec vont orienter vers une ostéodystrophie nutritionnelle. En appuyant sur le plastron d'une tortue avec les deux pouces, elle n'est pas sensée réagir si son plastron est normalement consolidé (figure 34).

Figure 33 : Evaluation de la dureté d'une carapace (photographie personnelle)



Les commémoratifs, en particulier relatifs à l'alimentation et à l'exposition aux UV chez les espèces herbivores vont potentiellement renforcer l'hypothèse diagnostique. Chez les espèces carnivores concernées, on retrouve souvent des tortues alimentées à base de filet de poisson ou de steak haché.

b) Examens complémentaires

La mesure du calcium total dans le sang ne permet pas toujours de savoir si la tortue prélevée est en hypocalcémie. En effet, si pour la plupart des reptiles, la mesure du calcium dans le sang varie entre 2 et 2,7 mmol/L, on considère que l'animal est en hypocalcémie lorsque cette valeur se situe en dessous de 2 mmol/L (8 mg/dl) (Campbell, 2014), en particulier si l'albuminémie est concomitamment normale ou haute (Mac Arthur, 2004c). Il a été montré que ce taux dépendait de l'espèce et du statut physiologique de l'animal (Kirchgessner et Mitchell, 2009). Par exemple, la vitellogénèse chez les femelles gravides augmente le taux de calcium total dans le sang, c'est pourquoi le taux de calcium ionisé dans le sang, plus stable, devrait être privilégié. Cependant, les valeurs de référence de ce paramètre chez les tortues ne sont pas encore parfaitement établies. Chez *Testudo sp.* On considère qu'il est normal autour de 1,3 mmol/L (Eatwell, 2010).

L'ostéofibrose nutritionnelle présente certains signes identifiables par radiographie comme une réduction de l'opacité des os, un gonflement des tissus mous du cou et des membres ainsi que des fractures pathologiques. Différents auteurs recommandent de particulièrement observer le pont

osseux reliant le plastron et la dossière qui serait plus radio-transparent en cas d'ostéofibrose (Mac Arthur, 2004c).

5) Traitement

a) Correction de l'alimentation et des causes environnementales

Il faut établir un régime alimentaire dont le rapport phospho-calcique soit correct. Une manière d'augmenter l'ingestion de calcium est d'ajouter un os de seiche dans l'aquarium auquel pourront accéder les tortues. Si on constate que l'os est délaissé, il est possible de verser directement sur l'alimentation donnée de la poudre de calcium obtenue en broyant de l'os de seiche ou la coquille d'un œuf.

L'apport de protéines d'origine animale à une tortue omnivore ou carnivore devrait suffire à la supplémenter en vitamine D. Cependant l'ajout d'un spot émettant des UVB à changer de manière régulière au niveau de la plage permettra une synthèse suffisante en calcitriol. Si la température le permet, on placera la tortue à l'extérieur pour l'exposer aux rayons directs du soleil, ce qui constitue encore la meilleure option (Mac Arthur, 2004c).

b) Correction de la calcémie

Il est possible d'administrer *per os* une complémentation en vitamine D₃ mais les doses n'ont pas été clairement établies chez les tortues. Mac Arthur (2004c) prescrit une goutte de dihydrotachystérol (AT.10®) par kg durant un à trois jours puis tous les deux jours pendant au maximum deux semaines.

Une complémentation temporaire en calcium est possible. Johnson (2004) conseille de distribuer *per os* du gluconate de calcium à la dose de 10 mg/kg une à deux fois par jour ou d'injecter par voie sous-cutanée ou intramusculaire du gluconate de calcium à la dose de 10 à 50 mg/kg. Norton (2005) rapporte que l'on peut injecter du calcium sous forme de lactate ou du glycérophosphate à la dose de 10 mg/kg en sous-cutanée ou en intramusculaire. Pour Mac Arthur (2004c) l'injection de calcium ne semble pas nécessaire pour traiter l'ostéofibrose nutritionnelle. Selon lui elle n'est utile qu'en cas de dystocie concomitante à la dose de 100 mg/kg de gluconate de calcium en complément d'un traitement à base d'ocytocine à la dose de 0,25 UI en intramusculaire.

Il est également possible d'utiliser sur le long terme une poudre riche en calcium et vitamine D3 (Calcium + D3 EXO TERRA®) dans l'alimentation pour éviter des récives.

Les effets de l'injection de calcitonine de saumon (Calcitonin pharmy II® ou Miacalcin®) chez *Trachemys scripta* à la dose de 50 UI/kg en intramusculaire une fois par semaine pendant deux semaines en plus d'un traitement à base de vitamine D3 et de calcium ont été testés. Chez l'iguane un tel protocole thérapeutique permet de réduire de 6 mois à 6 semaines le traitement de l'ostéofibrose nutritionnelle ; par analogie un tel traitement semble pouvoir présenter un intérêt chez la tortue d'eau. Mader (2006) traite l'hyper-parathyroïdisme chez *Testudo spp.* à l'aide d'une supplémentation orale en vitamine D et en calcium, puis, trois jours après, effectue une injection de calcitonine à la dose de 50 UI/kg. Il recommande d'effectuer un suivi du calcium ionisé pendant trois jours.

c) Traitement des complications

En cas de SCUD, Drivers (2015) recommande d'appliquer des soins locaux à l'aide d'une solution iodée (Vetédine®) ainsi que l'administration d'un antibiotique par voie systémique.

Kaplan (1957) considère le chloramphénicol (MYCOLICINE®) comme l'antibiotique de première intention en cas de SCUD. Il peut être administré *per os* ou par injection sous-cutanée à la dose de 40 mg/kg une fois par jour pendant 4 semaines (Gibbons *et al*, 2013) ou à 80 mg/kg en dose de charge puis 40 mg/kg deux fois par jours pendant 7 jours (Ridgley et Sakamoto, 2001). Jackson et Fulton (1970) ont relaté un épisode de SCUD contagieux survenu après avoir introduit douze *Chrisemys picta* dans une colonie rassemblant de nombreuses espèces de tortues d'eau. Ils traitèrent les tortues en versant directement du chloramphénicol dans l'aquarium à la dose de 3,3 mg de chloramphénicol pour un litre d'eau et la contagion cessa.

Mac Arthur (2004c) conseille d'utiliser des fluoroquinolones en première intention (enrofloxacin (BAYTRIL®) à la dose de 10 mg/kg *per os* une fois par jour pendant 4 semaines) mais leur utilisation en France est réglementée (Legifrance, 2008) et nécessite la réalisation préalable d'un antibiogramme.

La gentamicine peut également être appliquée localement (SOLIGENTAL®) sur les lésions, en association avec une administration intramusculaire (G4®) à la dose de 10 mg/kg toutes les 48 heures pendant 20 jours (Ridgley et Sakamoto, 2001).

D'après Ridgley et Sakamoto (2001), les lésions peuvent mettre plus de 2 ans avant de disparaître.

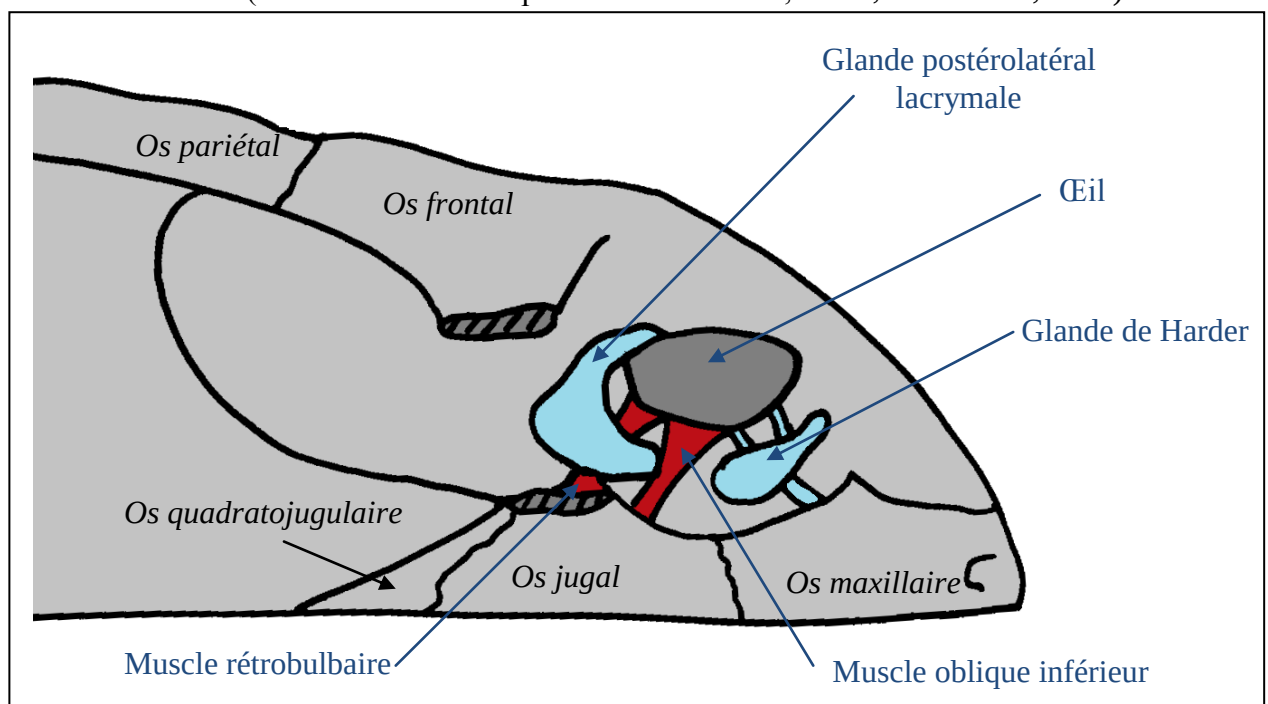
B. Hypovitaminose A

1) Etiologie

Une carence en vitamine A entraîne une métaplasie squameuse multifocale et une hyperkératose des épithéliums. Les épithéliums respiratoires, oculaires, endocrines, gastro-intestinaux, génitaux et urinaires sont les plus souvent touchés (Boyer, 2006). Les cellules vont se nécroser ou s'atrophier et des polynucléaires éosinophiles et hétérophiles vont migrer en masse. L'épithélium cubique et prismatique est remplacé par des cellules pavimenteuses qui desquament de manière continue. La présence de granulocytes et de cellules mortes va favoriser la formation de nombreux kystes de rétention de kératine qui vont bloquer les canaux excréteurs de ces glandes.

Chez les chéloniens, deux glandes lacrymales sont particulièrement touchées : la glande de Harder et la glande postérolatérale lacrymale (figure 34).

Figure 34 : Position de la glande de Harder et de la glande postérolatérale lacrymale chez la tortue d'eau (schéma construit d'après Brian et Cowan, 2005 ; Jones *et al.*, 2012)



L'hypovitaminose A entraîne une métaplasie de ces glandes, à l'origine d'une fermeture progressive des paupières et de l'accumulation de débris cellulaires dans les sacs conjonctivaux. Dans les cas d'hypovitaminose sévère, les glandes ophtalmiques peuvent provoquer une éversion des conjonctives (Boyer, 2006).

L'hypovitaminose A est à l'origine d'une fragilisation des épithéliums respiratoires. C'est pourquoi elle s'accompagne souvent d'affections bactériennes secondaires. Une complication courante de cette carence est alors la formation d'un pyogranulome de la caisse tympanique. Les bactéries se multiplient depuis les voies respiratoires et envahissent l'oreille moyenne via la trompe d'Eustache (O'Malley, 2005).

Il semblerait que l'hypovitaminose A puisse entraîner chez certains reptiles une métaplasie squameuse des reins à l'origine d'une insuffisance rénale, laquelle peut favoriser le développement de goutte viscérale (voir Partie III, I, C, 1) mais un tel mécanisme n'a pas encore été décrit chez les tortues d'eau.

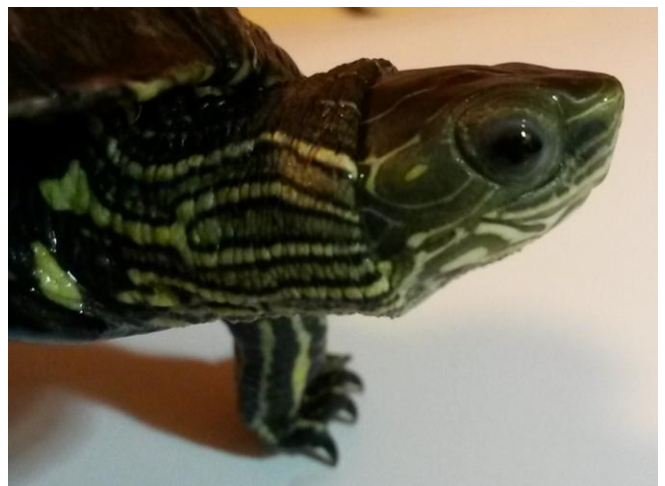
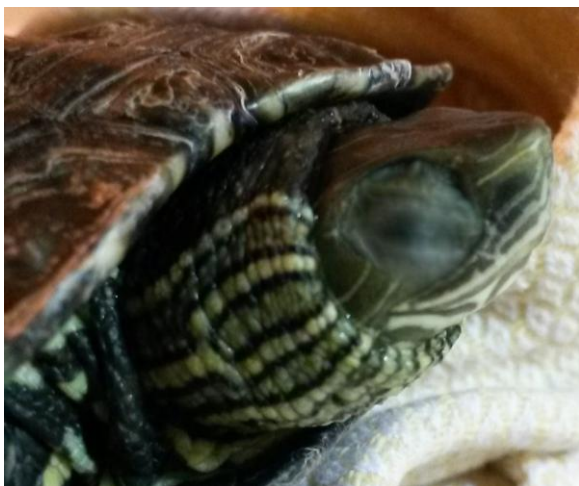
2) Epidémiologie

L'hypovitaminose A est très fréquente chez les jeunes *Trachemys scripta elegans* (Scott, 1992) et plus largement chez les tortues qui consomment une alimentation non adaptée comme par exemple à base uniquement de laitue ou de muscle (Donoghue, 1998 ; Rosskopf et Shindo, 2003), d'aliments non complémentés ou d'aliments mal formulés issus du commerce (Johnson, 2004).

3) Présentation clinique

L'examen clinique révèle généralement un œdème palpébral uni ou bilatéral (figure 35), associé dans certains cas à la présence de débris cellulaires blanc-jaunes souvent pris pour du pus. Une conjonctivite est possible (Richman et Montali, 1995). Hoppmann et Barron (2007) rapporte que l'on observe souvent une hyperkératose et un épaissement de la peau chez les tortues concernées. Un abattement ainsi qu'un jetage peuvent parfois être observés (Boyer, 2006). Les propriétaires constatent généralement un retard de croissance de leur tortue par rapport à d'autres du même âge ainsi qu'une tendance à l'anorexie.

Figure 35 : *Mauremys rivulata* ayant présenté un œdème palpébral suite à une d'hypovitaminose A, avant et après traitement. (photographies personnelles)



La présence de jetage fait suspecter une possible infection des voies respiratoires (Mac Arthur, 2004c). En cas de pyogranulome de la caisse tympanique (figure 36) on observe une déformation, voire une perforation de la membrane tympanique, s'accompagnant parfois de sécrétions purulentes dans le fond de la gueule (Bulliot, 2009).

Figure 36 : pyogranulome de la caisse tympanique droite chez une *Trachemys scripta scripta* (photographie : Patricius).



L'apparition d'œdèmes inguinaux et axillaires peut être le signe d'une insuffisance rénale secondaire à l'hypovitaminose A.

4) Démarche diagnostique

a) Diagnostic clinique

Le diagnostic est à la fois basé sur la clinique et sur les commémoratifs. Il est important de bien se renseigner sur l'alimentation donnée lorsque l'on suspecte une hypovitaminose A car l'œdème palpébral pourrait être causé par un traumatisme ou une infection.

b) Examens complémentaires

Le dosage de la vitamine A dans le foie ou dans le sang serait réalisable pour diagnostiquer une hypovitaminose A chez les tortues. Le foie présenterait normalement des concentrations pouvant varier entre 500 et 1000 UI/g. Si la réalisation de biopsie hépatique est possible, elle n'est réalisée que de manière exceptionnelle pour diagnostiquer l'hypovitaminose A car, le prélèvement peut nécessiter de sacrifier l'animal. Le dosage du rétinol dans le sang est également possible. La concentration mesurée chez 15 espèces de tortues a été évaluée entre 0,04 et 0,61 $\mu\text{m/L}$. Cependant,

de concentrations inférieures à 0,2 µm/ml ont été mesurées chez des tortues ne souffrant pas d'hypovitaminose A. C'est pourquoi Boyer (2006) considère que l'on peut affirmer qu'une tortue présente une carence en vitamine A lorsque le taux de vitamine A dans le foie et le taux de rétinol dans le sang sont simultanément bas.

Il est possible d'effectuer une cytologie ou une biopsie sur les débris cellulaires présents sous la paupière lorsque l'historique alimentaire n'oriente pas vers l'hypothèse d'une hypovitaminose A. On recherche alors la présence de kératinocytes desquamés et de granulocytes.

5) Traitements et pronostic

a) Correction de l'alimentation

Le premier traitement consiste à rétablir un régime alimentaire équilibré en vitamine A soit à une concentration comprise entre 2000 et 10000 UI/kg d'aliment. L'ajout de sources de carotènes et en particulier de bêta-carotènes peut être utile pour prévenir cette affection. Chez les tortues herbivores, il est possible d'ajouter des épinards, du chou, des brocolis ainsi que des carottes et des patates douces. Chez les espèces carnivores, on peut donner du foie de souris, des poissons entiers avec suffisamment de vitamine A pour éviter une carence. D'après Boyer (2006) les algues seraient particulièrement intéressantes pour prévenir l'hypovitaminose A chez les tortues d'eau. Certains aliments distribués dans le commerce sont également parfaitement équilibrés (Donoghue, 1998).

En cas de distribution d'un aliment non équilibré, il est possible de compléter la ration à l'aide d'un complément minéral vitaminé (CMV) comme le : TORTUE VIT®, le MULTI VITAMIN® ou le TONIVIT® (figure 37).

Figure 37 : Trois compléments minéraux vitaminés riches en vitamine A (Source : Francodex®, ExoTerra®, TVM®)



b) Traitement médical

Il est possible de délivrer à la tortue de la vitamine A soit sous forme orale ou sous forme injectable. Johnson (2004) recommande d'administrer une dose de direction 200 à 300 UI/kg de poids corporel. Mayer et Donnelly (2013) conseillent de faire des injections sous-cutanées de vitamine A à la dose de 500 à 5000 UI/kg en une fois ou deux (à 15 jours d'intervalle). Il ne faut pas dépasser ces posologies car une seule injection de 10000 UI/kg de vitamine A pourrait entraîner une dermatite liée à une hypervitaminose A (Harvey-Clark, 1995 ; Roskopf et Shindo, 2003).

Les débris cellulaires sous les paupières peuvent être retirés délicatement à l'aide d'une pince à bords mousses. Des antibiotiques locaux doivent être administrés en cas d'infection oculaire secondaire.

Des antibiotiques systémiques peuvent être administrés en cas de jetage. Il faut veiller à ne pas employer d'antibiotiques néphrotoxiques tels l'enrofloxacin (BAYTRIL®) ou l'association triméthoprime-sulfaméthoxazole (BACTRIM®) à moins d'avoir auparavant effectué une analyse des paramètres biochimiques pertinents en raison d'une possible atteinte rénale en cas d'hypovitaminose A.

Il est recommandé de placer la tortue sous un spot chauffant et UV au sec pendant quelques heures après l'administration des traitements pour améliorer leur efficacité.

c) Traitement chirurgical d'un pyogranulome de la caisse tympanique

i. Anesthésie

Le parage de l'abcès s'effectue sous anesthésie générale chez la tortue afin d'éviter les désagréments liés à la douleur ou au stress pour l'animal et pour permettre un accès plus aisé au site chirurgical.

La prémédication chez les chéloniens peut être réalisée à l'aide d'alphaxolone (ALFAXAN®) à la dose de 6 à 15 mg/kg par voie intramusculaire ou intraveineuse. Cette seule injection peut parfois suffire à induire l'animal et à le maintenir anesthésié pour toute la durée de l'intervention. Cependant une induction suivie d'un relais par anesthésiant volatil comme l'isoflurane (ISOFLURANE®, VETFLURANE®) est également réalisable.

L'analgésie peut être effectuée avec de la morphine par injection de 1,5 à 6,5 mg/kg en intramusculaire (Gibbons *et al*, 2013).

ii. Intervention chirurgicale

Après un nettoyage et une désinfection du site chirurgical, une incision en demi-lune est effectuée en portion ventrale de la membrane tympanique. Un curetage de l'abcès est alors effectué à l'aide d'une curette. Généralement, la consistance caséeuse du pus des tortues permet de le retirer d'un seul bloc et de laisser une cavité tympanique propre.

Un écouvillonnage de la cavité peut être effectué à ce moment là si l'on souhaite réaliser une mise en culture et un antibiogramme.

Une détersion de la cavité est ensuite effectuée avec du sérum physiologique. Bulliot (2009) recommande même d'effectuer un flushing de la cavité à l'aide d'un antiseptique dilué en inclinant la tortue du côté de la lésion. Une partie du pus peut s'être évacuée par la trompe d'Eustache et être retirée par la gueule.

La plaie peut être partiellement fermée si elle est trop béante, mais il est important de la laisser en partie ouverte (figure 38) pour laisser s'effectuer une cicatrisation par seconde intention (Schilliger, 2006).

Figure 38 : Parage de pyogranulome de la caisse tympanique en postopératoire direct (photographie : Patricius)



iii. Soins post-opératoires

Jusqu'à cicatrisation complète la tortue doit être maintenue à l'isolement, dans une petite quantité d'eau propre.

Schilliger (2006) recommande l'application d'une pommade bactéricide (Fucidine®, Flammazine®, Sulmidol®) jusqu'à fermeture totale de la plaie. La cicatrisation dure généralement entre 1 (figure 39) et 3 semaines (Bulliot, 2009).

Figure 39 : Parage de pyogranulome de la caisse tympanique à une semaine post-opératoire (photographie : Patricius)



Un traitement antibiotique par voie systémique peut être effectué et s'avère même indispensable en cas d'atteinte osseuse pendant au moins 30 à 40 jours. Le choix de l'antibiotique adéquat doit en toute rigueur dériver des résultats d'un antibiogramme.

Un traitement anti-inflammatoire à base de méloxicam (INFLACAM®) peut être administré pendant 4 à 10 jours. La posologie chez *Trachemys scripta sp.* est de 0,5 mg/kg. L'injection par voie intramusculaire doit être préférée car permettant une meilleure absorption du principe actif que la voie orale. Chez les autres chéloniens les doses recommandées sont de 0,1 à 0,2 mg/kg en *per os* ou intramusculaire (Gibbons *et al*, 2013).

d) Pronostic

En présence d'insuffisance rénale, le pronostic est sombre. En son absence, sous traitement médical ou chirurgical, les symptômes régresseraient en deux à quatre semaines.

Tant que les yeux ne sont pas rouverts il est normal que la tortue soit anorexique. Il ne faut pas la gaver, sauf si elle présente des signes de cachexie et d'abattelements sévères.

C. Hypovitaminose B1

L'hypovitaminose B1 n'est généralement pas liée à un défaut d'absorption de thiamine, mais à l'ingestion de thiaminases capables de l'inactiver.

1) Etiologie

L'hypovitaminose B1 est généralement liée à la consommation d'aliments contenant de la thiaminase qui va dégrader la thiamine avant son absorption. Il semblerait également que l'administration d'antibiotique durant de longues périodes puisse être à l'origine d'une destruction

des bactéries intestinales capables de synthétiser la thiamine et entraîner une hypovitaminose B1 (Richman et Montali, 1995).

L'absence de thiamine est responsable d'une dégénérescence des gaines de myéline à l'origine d'une encéphalopathie nécrosante et de névrites périphériques (Mans et Braun, 2014).

2) Commémoratifs

Les tortues présentant le plus souvent une hypovitaminose B1 sont généralement alimentées avec du poisson cru ou décongelé (Mac Arthur, 2004c). La congélation ne neutralise pas les thiaminases, lesquelles au cours de la décongélation, détruiraient la thiamine présente dans l'aliment. La consommation de poisson décongelé génère donc deux problèmes : la consommation de thiaminase et d'aliments appauvris en thiamine (Mans et Braun, 2014).

Les aliments suivants sont souvent donnés par les propriétaires alors qu'ils sont trop riches en thiaminase : éperlan (*Osmerus mordax*), sardine (*Sardina pilchardus*), alose commune (*Alosa sapidissima*), carpe (*Cyprinidae*), hareng (*Clupea harengus*), chabot (*Cottus gobio*), poisson chat (*Ameiurus melas*), poisson rouge (*Carassius auratus*), moule (*Mytilus edulis*) (Schilliger, 2000) et sont donc potentiellement responsables d'une hypovitaminose B1.

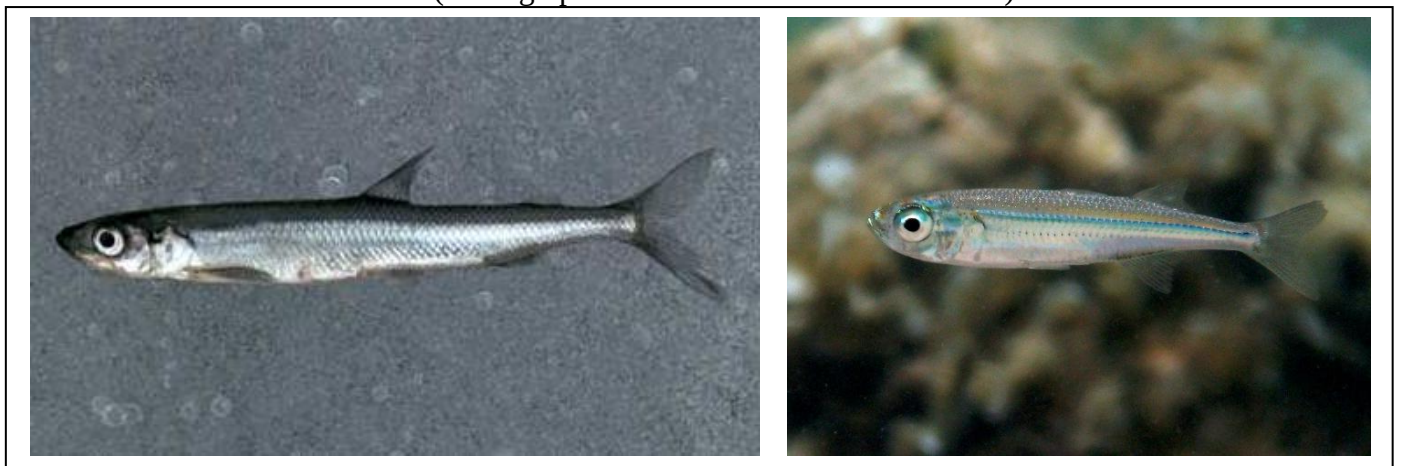
3) Présentation clinique

Les signes cliniques d'hypovitaminoses B1 sont assez peu spécifiques : anorexie, perte de poids (Zwart, 2000). Des signes neurologiques peuvent également être observés comme un torticolis, un opisthotonos, une cécité, des trémulations musculaire et une nage en cercle (Richman et Montali, 1995 ; Mac Arthur, 2004c ; Mans et Braun, 2014). Dans certains cas, l'hypovitaminose B1 entraînerait des morts subites.

4) Démarche diagnostique

Un recueil précis des commémoratifs est important pour suspecter une hypovitaminose B1 en raison des signes cliniques frustes associés. Il faut s'assurer que le propriétaire connaisse précisément quelle espèce de poisson il donne à manger. Par exemple, beaucoup de propriétaires disent donner de l'éperlan (*Osmerus eperlanus*) à leurs tortues alors qu'en réalité ils distribuent des faux-éperlans (figure 40), également appelés joëls (*Atherina boyeri*). Le premier est riche en thiaminase alors que le second en est dépourvu (Prestreau, 2008b). Il peut être conseillé de demander au propriétaire d'apporter directement un échantillon de poisson qu'il donne pour s'assurer qu'il s'agit d'une espèce dépourvue de thiaminase (voir annexe 2).

Figure 40 : éperlan (*Osmerus eperlanus*) et faux éperlans (*Atherina boyeri*)
(Photographie : Ma Arzola et Roberto Pillon)



L'association d'une alimentation riche en thiaminase avec des signes neurologiques oriente fortement vers une hypovitaminose B1.

Il est possible de mesurer la calcémie de l'animal pour écarter une hypocalcémie qui peut être à l'origine de signes cliniques similaires.

L'analyse histologique *post-mortem* permet de mettre en évidence une nécrose du cortex cérébral et des neuropathies périphériques (Mans et Braun, 2014).

5) Traitement

a) Traitement étiologique

Il faut modifier la ration alimentaire et limiter la distribution de poissons contenant des thiaminases pour les remplacer par des espèces plus adaptées (vairons (*Phoxinus phoxinus*), goujons (*Gobio gobio*), saumons (*Salmonidae*), guppys (*Poecilia reticulata*)). Perlowin (2012) rapporte qu'il est également possible de cuire les filets de poisson 5 minutes à 82°C pour détruire la thiaminase et donc prévenir le risque d'hypovitaminose B1. Il est également possible de compléter l'alimentation avec de la thiamine à la dose de 20 mg par kilogramme de poisson distribué ou d'utiliser directement un CMV qui contient de la vitamine B1 (TORTUE VIT®, MULTI VITAMIN®, TONIVIT®).

b) Traitement médical

Il est possible d'administrer *per os*, par voie sous-cutanée ou intramusculaire de la thiamine (ULTRA®B) à la dose de 50 à 100 mg/kg une fois par jour jusqu'à résolution des symptômes (Mans et Braun, 2014).

c) Pronostic

Une fois la carence en thiamine diagnostiquée, et sous réserve que le traitement médical soit rapidement mis en place, le pronostic est très bon (Hedley et Kubiak, 2015).

D. Hypovitaminose E et stéatite

Une alimentation trop riche en lipides ne convient absolument pas à une tortue herbivore, mais peut également être dangereuse chez les espèces carnivores et omnivores. Beaucoup de tortues qui recevraient ce genre d'alimentation souffriraient de stéatite généralisée. Mac Arthur (2004c) rapporte que, chez les tortues d'eau, la stéatite est souvent associée à une carence en vitamine E et en sélénium issue de ce régime trop riche en matière grasse.

1) Etiologie

La vitamine E est un antioxydant liposoluble qui est obtenu uniquement par l'alimentation.

Le sélénium est un oligo-élément essentiel incorporé dans les séléno-protéines, dont la glutathion-péroxydase qui détoxifie les peroxydes (Forstrom *et al.*, 1978).

En l'absence de vitamine E et de sélénium, des radicaux libres vont se former lors de la peroxydation d'acides gras insaturés si ces derniers sont présents à des taux élevés. Leur accumulation va être à l'origine d'une stéatite qui peut aller jusqu'à la nécrose (Manawatthana et Kasorndorkbua, 2005).

2) Epidémiologie

Les tortues omnivores comme *Trachemys scripta elegans* seraient particulièrement touchées suite à une alimentation contenant trop de poissons gras. Il est possible qu'à l'instar de ce qui est décrit chez les tortues marines, une alimentation à base de poisson congelé favorise le risque de carence en vitamine E et donc de stéatite (Manawatthana et Kasorndorkbua, 2005).

3) Présentation clinique

La tortue atteinte est généralement en surpoids et présente de petites masses blanc-jaunes sous-cutanées qui peuvent nécroser, entraînant une desquamation de la peau. Une pyodermite secondaire va se développer fréquemment (Harkewics, 2002). Mans et Braun (2014) rapportent que ces symptômes peuvent être associés avec de l'anorexie.

4) Démarche diagnostique

Il s'agit essentiellement d'un diagnostic clinique confirmé par le recueil des commémoratifs. Il est possible de déterminer par chromatographie le taux de vitamine E dans le sang mais cette méthode coûte très chère et n'est pas réalisable en pratique courante. Chez *Chrysemys picta picta* ce taux serait compris entre 1,56 et 12,64 µg/ml (Mans et Braun, 2014). Un diagnostic histologique après biopsie est possible sur les tissus adipeux qui présentent l'accumulation d'un pigment céroïde (brun-jaune) issu de l'oxydation des acides gras insaturés (Manawatthana et Kasorndorkbua, 2005).

5) Traitement

La première mesure à prendre est de corriger l'alimentation en diminuant l'apport en lipides et en augmentant les sources de vitamine E avec un apport de légumes verts ou l'ajout d'un complément vitaminé et de sélénium (porc, bœuf, mollusque). Une diminution de l'utilisation de poissons congelés dans la ration peut également être conseillée. Manawatthana et Kasorndorkbua (2005) ont supplémenté en vitamine E les tortues marines apparemment indemnes de stéatite de leur centre à la dose de 100 UI/kg d'aliment pour prévenir l'apparition de cette affection. Une telle supplémentation pourrait donc être testée préventivement chez les tortues dulçaquicoles.

Il est possible d'effectuer des injections de vitamine E (SÉLÉPHÉROL[®]). Il n'y a pas de toxicité rapportée en cas d'apport excessif. Mans et Braun (2014) recommandent de faire une unique injection entre 1 et 50 UI/kg en intramusculaire. Cependant, son utilisation ne permettrait pas de limiter la stéatite ni les nécroses déjà en cours mais serait uniquement préventif.

Il faut également traiter les pyodermites secondaires à l'aide d'une antibiothérapie appropriée.

E. Hypothyroïdie primaire

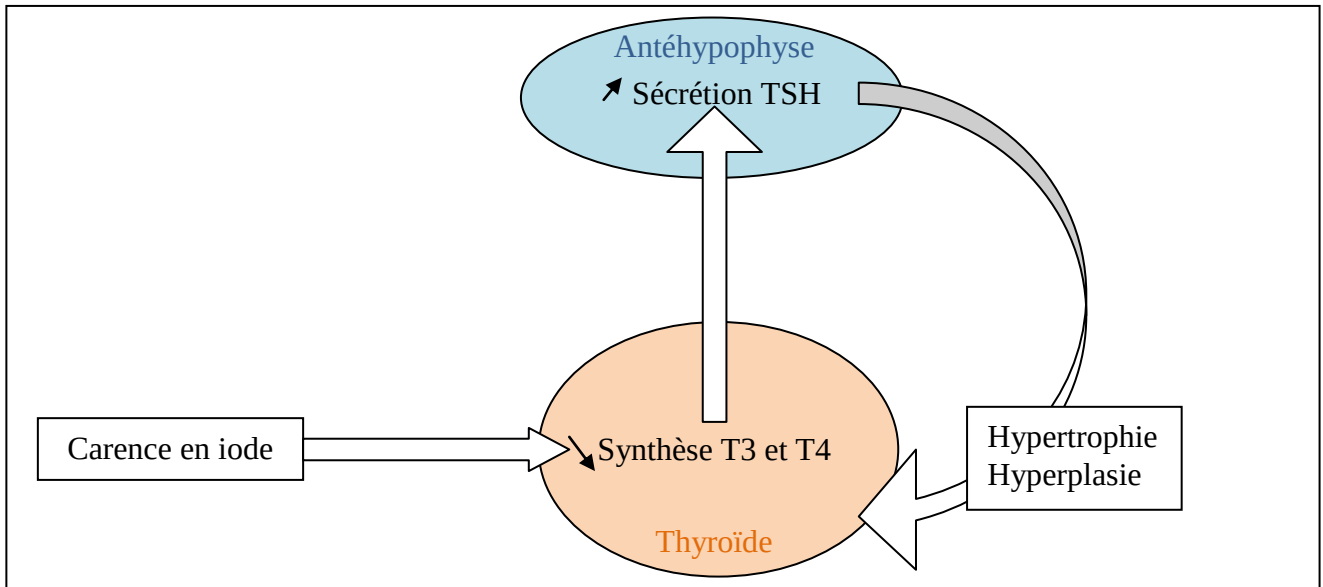
L'hypothyroïdie primaire n'a, à ce jour, pas été formellement caractérisée chez tous les chéloniens et plus précisément chez les tortues d'eau. Cependant, elle est avérée chez de nombreux reptiles et a été mise en évidence dans deux espèces de tortues terrestres. C'est pourquoi elle est tout de même décrite ici.

1) Etiologie

La glande thyroïde régule de nombreux systèmes hormonaux par la sécrétion d'hormones ayant incorporé de l'iode (figure 41). L'iode est absorbé au niveau de l'intestin grêle.

En cas de carence en iode, la synthèse des hormones thyroïdiennes sera diminuée, ce qui entraînera une augmentation de la production de thyro-stimuline (TSH) par l'antéhypophyse. La TSH induira une hypertrophie et une hyperplasie de la glande thyroïde.

Figure 41 : régulation des hormones thyroïdiennes (personnel)



Chez les espèces herbivores, une alimentation à base de végétaux poussant sur des sols pauvres en iode peut être à l'origine de cette carence. Il existe également des aliments goitrigènes comme le brocoli, le chou, le chou-fleur, le chou frisé, le chou de chine (Bok choy), les graines de moutarde, le colza, les pousses de soja et les navets. Ces aliments sont riches en thiocyanates qui inhibent partiellement la capacité de capture de l'iode par la thyroïde (Tonacchera *et al.*, 2005). De tels ingrédients exacerberaient la formation de goitre en cas de carence en iode déjà installée.

2) Présentation clinique

Chez les reptiles, la présentation clinique classique d'une carence en iode correspond à la formation d'un goitre. Cependant, du fait de leur conformation, il est difficile de constater la présence d'un goitre chez les tortues. Ce symptôme a été décrit chez les tortues géantes des Galápagos (*Geochelone elephantopus*) et des Seychelles (*Dipsochelys dussumieri*) (Frye et Dutra, 1974 ; Norton *et al.*, 1989).

Les autres signes cliniques sont moins spécifiques et comprennent une perte d'appétit, un abattement, de l'obésité, une dysecdysis ou mue persistante, un retard de croissance, un œdème du cou et des membres (Rivera et Lock, 2008 ; Mans et Braun, 2014).

3) Diagnostic

Il n'y pas encore de valeurs établies permettant de d'envisager une hypothyroïdie en mesurant les taux de T4 et de TSH. Le diagnostic repose donc sur la clinique et sur les commémoratifs.

4) Traitement

Il faut augmenter la teneur en iode en équilibrant la ration et supprimer la distribution d'aliments goitrigènes. Il n'est généralement pas nécessaire de supplémenter la ration si celle-ci est équilibrée. De plus une supplémentation excessive pourrait être à l'origine de symptômes similaires (Mans et Braun, 2014).

L'hypothyroïdie du chien peut être traitée à l'aide de levothyroxine (LEVENTA[®], FORTHYRON[®]). L'intérêt de son utilisation chez les chéloniens n'a pas été prouvé mais Norton *et al.* (1989) ont traité une tortue atteinte d'hypothyroïdisme en administrant 0,02 mg/kg de levothyroxine *per os* toutes les 48 heures pendant 43 jours (jusqu'au rétablissement de taux normaux de T3/T4). Mans et Braun (2014) proposent une administration *per os* de levothyroxine à la dose de 0,02 à 0,025 mg/kg toutes les 24 à 48 h jusqu'à rémission des symptômes.

QUATRIEME PARTIE : ETUDE D'ALIMENTS
« COMPLETS » DU COMMERCE ET ANALYSE D'UNE
RATION MENAGERE

Dans cette partie nous allons analyser deux aliments issus du rayon « animalerie » d'une grande surface, deux aliments issus d'une animalerie spécialisée dans les reptiles (La Ferme Tropicale, Paris) et une ration alimentaire proposée sur de nombreux sites amateurs.

I. Les aliments de grande surface

A. Le cas des crevettes séchées (*Gammarus*)

Il existe différentes marques de « Gammarus » vendues selon les grandes surfaces. La marque Tetra® (figure 42) fait partie des marques présentes au rayon animalerie des supermarchés français.

Figure 42 : Boîte de Gammarus de la marque Tetra® (photographie : Tetra®)



1) Description du produit

a) Nature

Les *Gammarus* (figure 43) sont un genre de crustacés aquatiques vivant dans la mer ou dans les ruisseaux, improprement appelées « crevettes d'eau douce » alors qu'ils ne font pas partie de ce taxon. *Gammarus pulex* mesure en moyenne 11 mm de long et jusqu'à 20 mm pour certains mâles (Elwood *et al.*, 1987). Ils sont vendus comme aliment pour tortues sous forme déshydratée.

Figure 43 : *Gammarus* sp. (photographie : G. Carter)



b) Utilisation

Il figure sur l'emballage : « Aliment naturel pour tortues d'eau, pour un régime alimentaire varié et adapté à l'espèce ». Cependant il n'est inscrit nulle part à quelle espèce de chéloniens il est précisément destiné alors que le régime alimentaire n'est pas le même selon les espèces. Le dessin figurant sur la boîte peut laisser supposer qu'il s'agit de *Trachemys scripta*.

c) Composition et constituants

La composition indiquée sur le paquet est la suivante : *Gammarus* naturels déshydratés (*Gammarus pulex*) : 100 %. Nous avons donc ici un aliment exclusivement d'origine animale, ce qui le rend compatible avec le régime de *Pelomedusa Subrufa* et des juvéniles de *Trachemys scripta* en tant qu'aliment complet.

Les constituants indiqués sont les suivants : protéine brute 44,0 %, matières grasses brutes 6,0 %, cellulose brute 6,5 %, teneur en eau 14,0 %, calcium 5,0 %. La cellulose brute n'étant pas digérée par les tortues carnivores, elle ne nous intéresse pas dans la suite de l'analyse.

2) Analyse nutritionnelle

a) Energie

Pour un gramme de *Gammarus* de Tetra® on obtient 0,44 g de protéines et 0,06 g de lipides soit, pour une tortue carnivore, au maximum 2,3 kcal EM (voir partie II.A.3.d.i) soit 9,6 kJ. En utilisant la formule du FMR reptile de Nagy (1999), on en déduit que cette quantité permettrait de fournir assez d'énergie à une tortue pesant 79 grammes. Une tortue devrait donc consommer 1,2 % de son poids (= 1/79) en *Gammarus* pour ingérer suffisamment d'énergie. Les tortues adaptant leur capacité d'ingestion à leur besoin énergétique (Mac Cauley et Bjorndal, 1999), il semble tout à fait réaliste qu'une tortue puisse consommer assez de *Gammarus* pour couvrir son FMR.

Les *Trachemys scripta* possèdent une chitinase (Kaiser *et al.*, 2011) fonctionnelle qui leur permet d'assimiler la chitine constituant l'exosquelette des *Gammarus*. On peut donc considérer que chez cette espèce elle sera dégradée en oses pouvant participer à la formation d'énergie. Il n'existe pas d'information dans la littérature scientifique sur la présence éventuelle de chitinase chez *Pelomedusa subrufa*.

b) Protéines

Le taux de protéines dans l'aliment est suffisamment élevé, tout en ne dépassant pas la limite de 45 % au-delà de laquelle, d'après Mac Arthur et Barrows (2004), des problèmes de croissance peuvent survenir. Etant donné qu'elles sont à 100 % d'origine animale, on considère leur qualité comme satisfaisante et donc que les acides aminés qui en seront issus seront réutilisables pour la synthèse d'autres protéines dans l'organisme des tortues.

Utiliser une seule source de protéines dans l'alimentation présente le risque que cette source soit déficitaire en certains acides aminés essentiels pour les tortues. Il n'existe pas dans la littérature d'information concernant les taux de chaque acide aminé essentiel présent dans la composition des *Gammarus* séchés.

De plus, on considère que cet aliment est trop riche en protéines d'origines animales pour nourrir des espèces omnivores dont la limite supérieure est fixée à 25 % (Donoghue, 1999)

c) Vitamines et minéraux

La teneur en vitamines de cet aliment n'est pas précisée sur l'emballage. Leur taux de lipides étant relativement faible, on peut suspecter de faibles teneurs en vitamines liposolubles A, D3 et E dans les *Gammarus* puisque ces vitamines se concentrent essentiellement dans les tissus adipeux. De plus, l'exposition des *Gammarus* à une source de chaleur importante au cours du processus de déshydratation risque d'entraîner une dégradation des vitamines.

Le taux de calcium dans l'aliment est de 5 % en matière humide soit 5,6 % en matière sèche. Le taux de calcium fourni par cet aliment semble correct car il est supérieur à 2 % (voir partie II, B, 2, ii). Cependant, on ne dispose pas de la quantité de phosphore fourni par les *Gammarus* et on ne peut donc pas en déduire si le rapport phospho-calcique est satisfaisant. Prestreau (2008b) prétend que le rapport phospho-calcique des *Gammarus* est déséquilibré avec un excès de phosphore mais n'indique pas de références pouvant appuyer ses propos.

3) Critique

Les « crevettes séchées » en tant qu'aliment unique sont considérées comme une très mauvaise alimentation par de nombreux forums regroupant des passionnés de reptiles (Forum-Tortues (2004), Tortues-Action (2010), Tortues du monde (2010) et Cheloniophilie (2012)). Prestreau (2008b) spécifie que donner des crevettes séchées à des tortues revient quasiment à les priver d'alimentation.

Lorsque l'on s'intéresse à la composition du produit, il n'est pas aussi simple de démontrer qu'il est aussi mauvais qu'on le prétend. Il est probable que cet aliment ne soit pas équilibré en termes d'acide aminés et de vitamines. La quantité de calcium fourni par l'aliment semble correcte mais la teneur en phosphore n'étant pas indiquée, on ne peut en déduire si le rapport phospho-calcique est bon sans réaliser une analyse quantitative de l'aliment. Il semble donc possible de se servir des *Gammarus* comme d'un complément alimentaire, mais pas comme d'un aliment complet.

Dans tous les cas, cet aliment ne doit pas être donné seul à une tortue herbivore ou omnivore car sa composition exclusivement d'origine animale ne leur convient car excédant les limites d'incorporation préconisées.

B. Reptile pellets omnivores de Vitakraft®

On trouve également en grande surface des granulés pour tortues commercialisée par Vitakraft® qui est une marque courante dans les grandes surfaces et les animaleries non spécialisées.

1) Description du produit

Vitakraft® produit trois aliments pour tortues. Un aliment « carnivore » qui est constitué de *Gammarus*, un aliment « omnivore » sous forme de granulés et un aliment « herbivore » à destination des tortues terrestres. L'aliment « omnivore » est présenté comme destiné à de nombreuses espèces de tortues aquatiques ainsi qu'à d'autres reptiles omnivores. L'image sur l'emballage (figure 44) présente sous forme de dessins une *Trachemys scripta elegans* et une tortue probablement du genre *Emys*. Dans cette partie on s'intéresse uniquement à la gamme omnivore.

Figure 44 : Boîte de « pellets omnivores » de Vitakraft® (Photographie : Vitakraft®)



a) Nature

Les granulés sont constitués de céréales, de poissons et sous-produits de poissons, de viande et sous-produits de viande ainsi que de mollusques et crustacés.

Tous les granulés ne sont pas de la même couleur ou forme. Mais d'après la FEDIAF (2010) leur composition est forcément la même, donc même si les tortues trient il n'y aura pas de déséquilibre alimentaire.

b) Utilisation

Cet aliment est décrit comme complet. Au dos de la boîte, il est indiqué que cet aliment est à destination des tortues aquatiques, tortues des marais et des tortues boîtes. La quantité à donner est de « une à deux cuillères à café par jour en fonction de la taille », sans indications plus précises.

c) Composition et constituants

La composition indiquée sur le paquet est la suivante : céréales, poissons et sous-produits de poissons (21 %), viandes et sous-produits animaux (16,9 %), mollusques et crustacés (5,3 %), extraits de protéines végétales, huiles et graisses, algues, sous-produits d'origine végétale, substances minérales, levures.

Les constituants analytiques ne sont que très peu développés : à cette rubrique figurent seulement : 2,0 % calcium, 1,2 % de phosphore.

Des additifs nutritionnels ont été ajoutés : 13113 UI/kg de vitamine A, 1477 UI/kg de vitamine D3, 0,016 mg/kg de sélénium, 551,1 mg/kg de fer, 0,09 mg/kg d'iode, 0,71 mg/kg de cuivre, 0,47 mg/kg de manganèse, 5,87 mg de zinc.

2) Analyse nutritionnelle

a) Energie et protéines

Compte tenu du fait que la constitution analytique de ce produit ne détaille que les teneurs en calcium et en phosphore, il n'est pas possible d'en déduire si l'aliment est équilibré en termes d'énergie et de protéines. On peut seulement dire qu'il est effectivement à destination de tortues omnivores puisque composé en premier lieu de céréales et d'aliments d'origine animale (43,2 %).

b) Vitamines et minéraux.

La quantité de vitamine A apportée dans les additifs est supérieurs aux besoins quotidiens (voir tableau 3). La quantité de vitamine D3 correspond aux recommandations de Schilliger (2000). Il n'y a pas d'indications concernant les vitamines B1 ou E. Il est possible que leurs apports soient couverts par les constituants des granulés.

Les quantités en calcium et en phosphore sont supérieures aux préconisations, ce qui n'est pas un problème car le métabolisme phospho-calcique permet de réguler une hypercalcémie éventuelle. Le rapport phospho-calcique est de 1,7 ce qui correspond aux recommandations de Scott (1992).

3) Critique

Il est difficile d'évaluer l'impact nutritionnel de cet aliment chez les tortues omnivores compte tenu que nous ne disposons pas d'une composition analytique assez précise. De plus il est considéré comme complet sauf qu'il n'est pas précisé pour quelles espèces il est complet. Les points positifs de cet aliment sont la présence de vitamines ajoutées et un bon rapport phospho-calcique. La qualité des protéines est difficile à évaluer au vu de la description de leurs origines. Les « sous-produits » utilisés ne sont pas décrits, nous ne pouvons savoir s'ils sont de bonne qualité (comme le foie) ou de mauvaise qualité (comme des os broyés). De plus nous ne connaissons pas précisément la part de chacun d'entre eux dans la composition des granulés.

II. Les aliments d'animaleries spécialisées

Deux marques semblent dominer le rayon alimentation des animaleries spécialisées comme la ferme tropicale. Il s'agit de Zoo-Med® et Exo-Terra®.

A. Aquatic Turtle Food de Zoo-Med

Zoo-Med® est une société américaine spécialisée dans les reptiles. Elle développe du matériel (lampe UV, rondins flottants etc.) et une grande gamme d'aliments pour reptiles.

1) Description du produit

Il existe trois gammes d'aliments pour tortue d'eau « Aquatic Turtle Food » (figure 45). Ces gammes correspondent à des moments précis dans la vie des tortues : « Hatchling Formula » correspond à une gamme pour juvéniles (jusqu'à 5 cm de longueur de plastron), « Growth Formula » correspondant à de jeunes tortues de moins de 15 cm de longueur de plastron et « Maintenance Formula » correspond aux adultes. Dans la suite de cette partie on s'intéressera aux deux formules « hatchling » et « maintenance » qui correspondent aux animaux juvéniles et adultes décrit dans la partie II.

Figure 45 : Les trois gammes d'Aquatic Turtle Food de Zoo-Med® (photographie Zoo-Med®)



a) Nature

La composition change avec les formules mais toutes contiennent de la farine de poisson, de soja et de blé, de d'huile de poisson et de la lécithine. La formule pour juvéniles comprend en plus

de la farine de sang et des sous-produits d'abattoir de volailles. Celle pour adultes est constituée de remoulage, de farine de gluten de maïs, d'huile de poisson et de phosphate dicalcique.

b) Utilisation

L'aliment est décrit comme complet et adapté au stade de développement de la tortue. Il n'est donc pas conseillé d'associer cet aliment à un autre aliment (FEDIAF, 2010)t.

Il n'est pas précisé si cet aliment peut convenir à toutes les espèces de tortues d'eau. Il est visiblement destiné aux tortues omnivores ou carnivores car constitué en partie d'aliment d'origine animale. Dans l'aliment juvénile, le premier aliment cité de la composition est la farine de poisson et doit donc correspondre à l'ingrédient présent en plus grande quantité ; pour les tortues adultes, le premier aliment est le « remoulage », suivi des farines de soja et de blé et enfin de la farine de poisson. Nous ne connaissons par la nature de ce remoulage mais il s'agit généralement soit de blé soit d'orge.

c) Composition et constituants

Ci-dessous (figures 46 et 47) sont précisées les compositions, additifs et consistants analytiques des aliments pour « juvéniles » et pour « tortues adultes » :

Figure 46 : Composition, additifs et constituants analytiques de la « Hatchling Formula »

COMPOSITION : Farine de poisson, farine de sang (séchée à la vapeur, non ruminant), sous-produit d'abattoir de volailles, farine de soja, farine de blé, huile de poisson, lécithine.

ADDITIFS : Vitamine A 7055 IU/kg, vitamine D3 2205 IU/kg, vitamine E 95 mg/kg, vitamine C 135 mg/kg, E5 monohydrate de sulfate de manganèse 100 mg/kg, E6 monohydrate de sulfate de zinc 190 mg/kg, E1 monohydrate de sulfate de fer 90 mg/kg, E4 pentahydrate de sulfate de cuivre 8 mg/kg, E8 sélénite de sodium 0,7 mg/kg, E2 iodate de potassium 1,3 mg/kg.

CONSTITUANTS ANALYTIQUES : Protéine 43,0 %, Teneur en matières grasses 10,0 %, Fibres alimentaire brutes 3,0 %, Teneur en eau 10,0 %.

Figure 47 : Composition, additifs et constituants analytiques de la « Maintenance Formula »

COMPOSITION : remoulage, farine de soja, farine de blé, farine de poisson, farine de gluten de maïs, huile de poisson, lécithine, phosphate dicalcique.

ADDITIFS : vitamine A 5950 IU/kg, vitamine D3 1760 IU/kg, vitamine E 80 mg/kg, vitamine C 135 mg/kg, E5 monohydrate de sulfate de manganèse 99 mg/kg, E6 monohydrate de sulfate de zinc 150 mg/kg, E1 monohydrate de sulfate de fer 90 mg/kg, E4 pentahydrate de sulfate de cuivre 15 mg/kg, E8 sélénite de sodium 0,3 mg/kg, E2 iodate de potassium 1,2 mg/kg.

CONSTITUANTS ANALYTIQUES : Protéine 25,0 %, Teneur en matières grasses 5,0 %, Fibres alimentaire brutes 8,0 %, Cendres 10 %, humidité 11,0 %, phosphore 1 %

2) Analyse nutritionnelle

a) Energie

Pour un gramme d'aliment de la « maintenance formula » on obtient 0,25 g de protéines et 0,05 g de lipides. En reprenant les valeurs mentionnées dans la partie II, A, 3, e, i, on obtient pour un gramme d'aliment 1,45 kcal EM soit 6,0 kJ. En utilisant la formule du FMR reptile de Nagy (1999), on en déduit que cette quantité permettrait de fournir assez d'énergie pour une tortue de 47 grammes. Il faudrait donc qu'une tortue adulte mange 2 % de son poids vif pour ingérer assez

d'énergie si on se base sur la valeur du FMR. En sachant que le FMR est possiblement surestimé, cette valeur d'ingéré semble tout à fait réalisable. Cet aliment fournit donc suffisamment d'énergie pour la ration.

Les apports en protéines et en lipides de la formule de croissance étant supérieurs à ceux de la formule de maintenance, on est certain qu'elle fournit, elle aussi, suffisamment d'énergie pour couvrir les besoins de croissance en énergie.

b) Protéines

Le taux de protéines incorporées décroît dans l'aliment quand l'âge des tortues ciblées s'accroît. Ainsi, les juvéniles reçoivent-elles 43 % de protéines et les adultes 25 % de protéines, soit des taux tout à fait corrects.

La qualité des protéines apportées est bonne avec, pour les juvéniles, un apport essentiellement d'origine animale (farine de poisson et de sang) et probablement suffisamment varié pour éviter toute carence en acides aminés essentiels même si, une fois encore, nous n'avons pas la composition analytique des protéines.

La qualité des protéines apportées dans la formule d'entretien est probablement inférieure à celle des juvéniles les apports étant essentiellement fournis *via* le remoulage et les farines de soja et de blé. Donoghue (2006) précise en effet que les protéines issues du soja ou du gluten ne seraient pas adaptées. La quantité de farine de poisson apportée dans l'alimentation est probablement suffisante car l'aliment est décrit comme « complet » mais encore une fois il n'est pas précisé pour quelles espèces il est complet et ne l'est donc probablement pas pour toutes les espèces.

c) Vitamines et minéraux

La composition de l'aliment nous révèle que des vitamines A, D et E ont été ajoutées. Les quantités de chacune des 3 vitamines sont supérieures aux recommandations figurant dans le tableau 3. Nous ne connaissons pas les quantités de vitamine B fournies par la ration mais nous savons que de la thiamine est naturellement présente dans le poisson et donc probablement présente par les farines de poissons.

Nous pouvons déduire de la composition de l'aliment « maintenance » le rapport phosphocalcique de la ration car nous disposons des quantités de phosphore et de calcium, ce qui n'est pas le cas pour l'aliment « juvéniles ». Ce rapport est de 1,5 dans l'aliment d'entretien, ce qui correspond aux recommandations de Scott (1992) et Kirchgessner et Mitchell (2009). Dans les deux rations, la quantité de calcium est située entre 0.8 et 1,5 % , ce qui correspond aux recommandations de Schilliger (2000).

3) Critique

Cet aliment est fréquemment recommandé sur les forums d'amateurs de tortues (Forum-Tortues (2004), Tortues-Action (2010), Tortues du monde (2010) et Cheloniophilie (2012)) et par les vétérinaires lors des consultations de tortues d'eau. Les cliniciens du CHUVA le considèrent comme équilibré.

Sur la base de notre analyse nutritionnelle, on peut considérer cet aliment comme équilibré et le conseiller auprès des propriétaires de tortues d'eau. Il ne faut pas perdre de vue que la gamme pour les juvéniles semble plutôt adaptée aux carnivores et la gamme « maintenance » plutôt aux omnivores et des modulations doivent être effectuées en fonction du régime alimentaire de l'espèce en milieu naturel.

B. Floating Pellets Aquatic Turtle d'Exo-Terra®

Exo-Terra® est une marque d'origine canadienne qui a commencé à produire des terrariums et du matériel pour reptiles avant de développer sa propre marque d'aliment.

1) Description du produit

Comme pour les granulés Zoo-Med®, Exo-Terra® a développé trois gammes de granulés pour tortues d'eau adaptées à leur stade de croissance. Les aliments « Hatchling » pour les tortues qui viennent d'éclore, ceux « juvenile » sont pour les jeunes tortues et la dernière correspond à l'aliment à destination des adultes (figure 48). Dans la suite de cette partie on s'intéressera aux deux formules « hatchling » et « adult » qui correspondent aux animaux juvéniles et adultes décrit dans la partie II.

Figure 48 : Les trois gammes de granulés flottants d'Exo-Terra (photographie : Exo-Terra®)



a) Nature

Les granulés sont constitués de poissons, de sous-produits végétaux, de céréales, de légumes, de mollusques et de crustacés. Les constituants sont essentiellement d'origine animale dans les gammes « hatchling » et « juveniles » et d'origine végétale pour les adultes.

b) Utilisation

Les trois boîtes n'indiquent ni le régime alimentaire ni les espèces particulières de chéloniens visés mais affichent convenir à « toutes les tortues aquatiques et semi-aquatiques ».

L'aliment est décrit comme complet donc présente *a priori* tous les nutriments nécessaires aux tortues. Il est conseillé de distribuer les granulés à volonté et de retirer le surplus qui n'a pas été mangé cinq minutes après distribution.

c) Composition

Ci-dessous (figures 49 et 50) sont détaillées les compositions des gammes « juvéniles » et « adultes » :

Figure 49 : composition des granulés pour juvéniles de la marque Exo-Terra®

Composition : poisson et sous-produits de poisson, sous-produits d'origine végétale, céréales, glycérine, légumes, mollusques et crustacés (crevettes *Gammarus* 3 %), extraits de protéines végétales, substances minérales, huiles et matières grasses, algues, lécithine, levures (extrait de levure 1 %).

Additifs par kg : additifs nutritionnels : Vitamine A (min) 15,000 IU/kg; Vitamine D₃ (min) 2,100 IU/kg ; E1 (fer) 620 mg; E2 (iode) 4,0 mg; E3 (cobalt) 3,0 mg; E4 (cuivre) 80 mg; E5 (manganèse) 105 mg; E6 (zinc) 140 mg; E8 (sélénium) 1,7 mg; antioxydants.

Constituants analytiques : Protéines : 35 %, Teneur en matières grasses : 5 %, Fibres alimentaires brutes : 3.3 %, Matières inorganiques : 11 %, Humidité : 13 %.

Figure 50 : composition des granulés pour adultes de la marque Exo-Terra®

Composition : sous-produits d'origine végétale, céréales, poisson et sous-produits de poisson, glycérine, huiles et matières grasses, extraits de protéines végétales, légumes, mollusques et crustacés (crevettes *Gammarus* 3 %), substances minérales, algues, lécithine, levures (extrait de levure 1 %).

Additifs par kg : additifs nutritionnels : Vitamine A (min) 15,000 IU/kg; Vitamine D₃ (min) 2,100 IU/kg; E1 (fer) 620 mg; E2 (iode) 4,0 mg; E3 (cobalt) 3,0 mg; E4 (cuivre) 80 mg; E5 (manganèse) 105 mg; E6 (zinc) 140 mg; E8 (sélénium) 1,7 mg; antioxydants.

Constituants analytiques : Protéines : 25 %, Teneur en matières grasses : 5 %, Fibres alimentaires brutes : 8 %, Matières inorganiques : 11 %, Humidité : 13 %.

2) Analyse nutritionnelle

a) Energie

Un gramme d'aliment « juvénile » apporte 0,35 grammes de protéines et 0,05 grammes de matière grasse, soit 1,85 kcal donc une quantité d'énergie suffisante pour une tortue de 62 grammes. Un gramme d'aliment « adulte » apporte 0,25 grammes de protéines et 0,05 grammes de lipides soit 1,45 kcal soit une quantité suffisante d'énergie pour une tortue de 47 grammes. Une tortue adulte devrait donc consommer 2 % de son poids pour ingérer suffisamment d'énergie.

L'aliment à destination des juvéniles est donc plus énergétique que celui des adultes mais l'un comme l'autre semblent apporter suffisamment d'énergie à la ration.

b) Protéines

Les taux de protéines dans chacun des 3 formules d'aliment vont décroissants avec l'âge de la tortue. Pour les nouveau-nés, l'apport est maximal avec 43 % de protéines. Pour les juvéniles, il est de 35 % et pour les adultes de 25 %. Ces taux sont conformes aux recommandations.

La qualité des protéines doit être relativement bonne avec des protéines d'origine animale dans les trois formules. Cependant, l'incorporation de « sous-produits » ne garantit pas forcément

des protéines de bonne qualité avec possiblement des éléments peu digestibles où dont la composition en acides aminés ne sera pas nécessairement très variée (peau, os).

Il est difficile d'évaluer la qualité des protéines végétales fournies dans l'aliment « adultes » car les végétaux utilisés ne sont définis que par les mentions « céréales » et « extrait de protéines végétales ».

c) Vitamines et minéraux

La quantité de vitamine A présente dans les additifs est supérieure aux valeurs conseillées par Schilliger (2000). La quantité de vitamine D3 des additifs est quant à elle conforme aux recommandations de Schilliger (2000). Il n'y a pas d'ajouts de vitamines B1 et E dans ces aliments. En l'absence d'autres précisions, la présence de poisson dans la composition laisse supposer que ces vitamines sont présentes dans l'aliment.

Aucune information concernant les quantités de phosphore et de calcium présentes dans cet aliment n'est disponible et nous ne pouvons donc pas affirmer qu'il est équilibré en ce qui concerne ces minéraux.

3) Critique

Il s'agit d'un aliment technique qui, comme celui de la marque Zoo-Med®, est souvent conseillé sur les forums d'amateurs de tortues. Les apports énergétiques et protéiques semblent équilibrés et les apports en vitamines rajoutées semblent en partie couverts. Cependant, l'absence d'information concernant le rapport phospho-calcique est un point négatif, même s'il n'est pas obligatoire de le préciser (FEDIAF, 2010). De plus la présence uniquement de « sous- produits » dont on ne connaît ni la nature ni les proportions exactes est un autre point négatif.

III. La ration ménagère de Prestreau

Prestreau (2008b) propose sur son site internet une ration alimentaire à laquelle les amateurs font souvent référence. C'est pourquoi il est intéressant d'en évaluer la qualité.

A. Description du produit

1) Nature

Cet aliment est proposé sous forme de gelée dont la recette est décrite en Annexe 3. Il est à conserver au congélateur et à sortir le jour même de sa distribution. Un colorant alimentaire rouge entre dans sa composition pour rendre l'aliment plus appétissant aux tortues.

2) Utilisation

Cet aliment est décrit comme permettant une « bonne croissance des tortues » et à destination « d'environ 30 espèces de tortues aquatiques ». Prestreau (2008b) n'indique ni les espèces, ni leur régime alimentaire. D'après lui, cette recette convient aux tortues d'eau, qu'elles soient juvéniles ou adultes.

3) Composition

Les ingrédients essentiels de cet aliment sont d'origine animale avec de la truite, des crevettes, des moules, du bœuf, des œufs, du lait et du foie de lapin ou de volaille. Il semble de fait plutôt à destination des espèces de chéloniens carnivores ou omnivores. En effet, il y a aussi une part de végétaux apportés par les pots de purée de carottes, légumes et épinards.

Tableau 6 : Composition de la gelée, établie d'après les valeurs nutritionnels Santé Canada (2005) et Anses (2013)

		Quantité par grammes d'aliment			Quantité pour la ration en grammes		
Aliment	Quantité en g	Protéines	Glucides	Lipides	Protéines	Glucides	Lipides
Truite	1500	0,24	0	0,07	360	0	105
Crevette	720	0,09	0,01	0,01	66,96	3,84	7,2
Moule	540	0,24	0,07	0,04	129,6	39,96	21,6
Escalope de bœuf	1500	0,30	0,00	0,04	450	0	60
Œufs	318	0,12	0,01	0,10	38,16	3,18	31,8
Lait	1500	0,03	0,05	0,02	45	75	30
Purée carotte	390	0,00	0,05	0,00	0	19,5	0
Purée de légumes	390	0,03	0,07	0,03	11,7	27,3	11,7
Purée d'épinards	390	0,02	0,04	0,00	7,8	15,6	0
Foie de volaille	300	0,24	0,00	0,06	72	0	18
TOTAL	7548				1200	180	280
		Quantité par gramme de gelée			0,16	0,02	0,04

B. Analyse nutritionnelle

L'analyse suivante est basée d'après les valeurs du tableau 6. Il est cependant possible que le processus de fabrication ait produit une déshydratation de l'aliment et donc que les quantités en protéines, glucides et lipides calculées dans le tableau 6 soient en réalité sous-estimées.

1) Energie

Avec 0,16 grammes de protéines et 0,04 grammes de lipides, un gramme d'aliment fournit 4,1 kJ d'énergie à une tortue, ce qui implique que cette quantité d'énergie serait suffisante pour une tortue d'environ 30 grammes. Une tortue devrait donc consommer 3 % de son poids pour ingérer suffisamment d'énergie.

2) Protéines

Avec une teneur de 16 % en protéines, cette ration semble plutôt convenir aux adultes qu'à des juvéniles. En effet, les juvéniles dans la nature consomment généralement plus de 25 % de protéines dans leur alimentation (Mac Cauley et Bjorndal, 1999).

L'apport est essentiellement issu de protéines animales, donc composé de protéines de bonne qualité au vu de leur origine. De plus l'origine variée des aliments permet d'imaginer qu'il est équilibré en termes d'acides aminés essentiels.

3) Vitamines et minéraux

Sans analyse nutritionnelle précise, il n'est pas possible de déduire la quantité de vitamines et minéraux de cet aliment.

Cependant, le foie de volaille est très riche en vitamine A, la moule est riche en vitamine B1 et en sélénium, la crevette est riche en vitamine E et le bœuf est riche en vitamine A et B1. Donc l'aliment présente des sources de qualité pour toutes ces vitamines.

Les crevettes et le bœuf procurent du phosphore et du calcium.

De plus, la présence d'un complément en vitamine et en minéraux *via* le REPTIVIT® permet de garantir la présence de vitamines et de minéraux dans le mélange, sans précisément en connaître la teneur.

C. Critique

Il est difficile de faire une évaluation poussée de cet aliment sans qu'une véritable analyse nutritionnelle ait été réalisée. Cette recette de gelée est donc à considérer avec précaution.

La teneur en protéines est adaptée selon le stade de développement de la tortue à laquelle il est destiné. Les juvéniles nécessitant plus de protéines il faudra augmenter les quantités d'aliments carnés.

De nombreux amateurs s'en servent (Presteau (2008b), Forum-Tortues (2004)) et la trouvent satisfaisante.

Cependant en cas de symptômes évoquant une carence alimentaire il semble nécessaire d'envisager des modifications dans les pourcentages d'aliments pour essayer de corriger la teneur de l'élément carencé.

CONCLUSION

Nous avons vu que les tortues d'eau en captivité se recrutent parmi un grand nombre d'espèces aux régimes alimentaires variés, majoritairement omnivores ou carnivores. Il s'agit d'animaux dont la détention est réglementée car ce sont des espèces sauvages, parfois protégées ou considérées comme envahissantes. Les conditions d'entretien et d'alimentation de ces espèces sont donc très importantes.

L'engouement encore récent pour les reptiles fait qu'il n'existe que peu de bibliographie disponible pour chacune des espèces concernée détaillant leurs besoins alimentaires. Les formules de besoin énergétiques ont été calculées d'après des mesures faites sur de nombreuses espèces de reptiles différentes, pas forcément des chéloniens et ne comptant aucune tortue d'eau. Leur utilisation faute de mieux chez les chéloniens aquatiques est donc une approximation qui mériterait d'être vérifiée expérimentalement pour s'assurer de leur pertinence.

Les déséquilibres quantitatifs et qualitatifs des nutriments peuvent être à l'origine de nombreux troubles alimentaires qui représentent une grande partie des motifs de consultations chez le vétérinaire (39 % des consultations de tortues d'eau à l'ENVA entre 2002 et 2015). Il est donc important pour le clinicien de connaître les principales maladies d'origine alimentaire chez ces espèces pour pouvoir proposer des traitements adaptés aux propriétaires mais également pour formuler des conseils pour qu'ils modifient l'alimentation de leurs tortues pour prévenir d'autres carences.

Idéalement, il faudrait pouvoir fournir aux tortues des aliments similaires à ceux qu'elles consomment dans leur milieu naturel mais c'est difficilement réalisable pour les particuliers. Il est alors intéressant de pouvoir évaluer les aliments proposés par le commerce. Ceux proposés dans les grandes surfaces sont souvent déséquilibrés ou non adaptés pour toutes les espèces. Il existe également des gammes d'aliments disponibles en animaleries spécialisées ou sur internet qui comprennent de nombreux additifs pour prévenir des carences minérales ou vitaminiques.

Malgré cela, il n'existe pas aujourd'hui d'aliment spécifique pour chaque espèce de tortue et il est donc important de compléter ou d'adapter l'aliment fourni à l'espèce ciblée. Pour les espèces omnivores, il est souvent intéressant de compléter une alimentation à base de végétaux avec des aliments complets. Pour les tortues carnivores, ce sont souvent les aliments juvéniles qui comprennent le plus de protéines d'origine animale et qui sont donc les mieux adaptés, malgré un risque de fournir un taux de protéine trop élevé.

Il serait intéressant que des études soient faites sur les rations ménagères proposées par les particuliers pour voir si elles sont aussi équilibrées qu'elles le prétendent.

Le développement important de la médicalisation des NAC verra peut-être le développement d'aliments vétérinaires complets spécifiques à certaines espèces de tortues fréquemment rencontrées en captivité, basés sur des études quantitatives et qualitatives de leurs besoins.

BIBLIOGRAPHIE

ANSES. (2013). Composition nutritionnelle des aliments TABLE Ciqua. [en ligne] <https://pro.anses.fr/tableciqua> (Consulté le 25/08/16).

APPLEBY EC, SILLER WG. (2005). Some cases of gout in reptiles, *The Journal of Pathology*, **80**, 427-430.

BARDET N. (Mise à jour le 16/06/2005). Palettes natatoires, In : TAQUET P. *Le déroulement de l'évolution, sa chronologie et l'histoire des milieux* [Dossier Sagascience du site internet du CNRS] [<http://www.cnrs.fr/cw/dossiers/dosevol/imgArt/images/Chap2/bardet/palettes.html>] (consulté le 21/07/15)

BEERS MH, BERKOW R. (2004). Disorders of Nutrition and metabolism: Obesity In : *The Merck Manual of Medical Information*, 2nd, POCKET BOOKS, a division of Simon & Schuster, New-York, 914-919.

BLACK GB. (2006) Avian Nutrition, 3th edition, Minneapolis, Avian publications, 324 p.

BONE RD. (1992). Gastrointestinal system. In: BEYNON PH (editor), LAWTON MPC (editor), COOPER JE (editor), *Manual of reptiles*, British Small Animal Veterinary Association, 101-116.

BONIN F, DEVAUX B, DUPRE A. (2006). *Toutes les tortues du monde*, 2nd ed., Loney, Delachaux et Niestlé, 415 p.

BOYER DM, BOYER TH. (1994). Tortoise care, *Bull Assoc Reptil Amphib Vet*, **4**, 1-16.

BOYER TH. (2006). Hypovitaminosis A and hypervitaminosis A. In : MADER D.R, (editors) *Reptile Medicine and Surgery*, 2nd ed., Saunders Elsevier, St Louis, 831-835.

deBRAGA M, RIEPPEL O. (1997). Reptile phylogeny and the interrelationships of turtles, *Zoological Journal of the Linnean Society*, **120**, 281-354.

BRIAN F, COWAN M. (2005). The homology of cranial Glands in Turtles: With Special Reference to the Nomenclature of "Salt Glands", *Journal of Morphology*, **141**, 157-169.

BULLIOT C. (2009). Le pyogranulome du tympan. *Chéloniens*, **15**, 32-33.

CAMPBELL TW. (2014). Clinical Pathology. In: MADER DR, DIVERS SJ *Current Therapy in Reptile Medicine and Surgery*, Saunders Elsevier, St Louis, 70-92.

CHELONIOPHILIE, *le monde de la tortue*. [en ligne]. (Création en janvier 2012). [<http://www.cheloniophilie.com/Alimentation/alimentationaquaquatiques.php>] (Consulté le 01/02/16).

CHEN LP, HUANG CH. (2011). Effects of dietary β -carotene levels on growth and liver vitamin A concentrations of the soft-shelled turtle, *Pelodiscus sinensis* (Wiegmann), *Aquaculture Research*, **42**, 1848-1854.

CITES. (1975). Convention sur le commerce international des espèces de faune et de flore sauvage menacées d'extinction. [en ligne]. (Création en 2013). [<https://cites.org/>] (Consulté le 16/11/16)

CLOUDSLEY-THOMPSON JL. (2012). The Diversity of Amphibians and Reptiles : An Introduction, 2nd ed., London, Springer Science & Business Media, 254 p.

CODE OF FEDERAL REGULATIONS. (1975). Control of communicable diseases, Title 21, Volume 8 - May 23, 1975

COMBS, GFJr. (2008). *The vitamins: Fundamental Aspects in Nutrition and Health*, 3rd ed.). Ithaca, NY: Elsevier Academic Pres, 583 p.

COMMITTEE ON ANIMAL NUTRITION (1982). Nutrient Requirements of Mink and Foxes, 2nd ed., National Research Council, The National Academy of Sciences, Washington, D.C., 81 p.

CRAIG. (2013). *Extreme case of Gout. Australian Freshwater Turtles*. [en ligne] [<https://www.australianfreshwaterturtles.com.au/gallery/showimage.php?i=5204&catid=member&imageuser=2>] (Consulté le 03/08/16).

DELANY JP. (1997). Doubly Labeled Water for Energy Expenditure. In: CARLSON-NEWBERRY J, COSTELLO EB, (editors) *Emerging Technologies for Nutrition Research*, National Academy Press, Washington, 281-296.

DIAZ-FIGUEROA O, MITCHELL MA. (2006). Gastrointestinal anatomy and physiology. In : MADER D.R, (editors) *Reptile Medicine and Surgery*, 2nd ed., Saunders Elsevier, St Louis, 145-162.

DIVERS SJ. (Mise à jour en octobre 2015). Bacterial Diseases of Reptiles. In: *The MERCK VETERINARY MANUAL*. [en ligne] [http://www.merckvetmanual.com/mvm/exotic_and_laboratory_animals/reptiles/bacterial_diseases_of_reptiles.html] (consulté le 25/06/16).

DONOGHUE S. (1997). Nutritional status of tortoises: using morphometrics to assess body condition. *Vivarium*, **8**, 46-49.

DONOGHUE S. (1998). Nutrition of pet amphibians and reptiles, *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, **7**, 148 - 153.

DONOGHUE S. (2006). Nutrition In: MADER D.R, (editors) *Reptile Medicine and Surgery*, 2nd ed., Saunders Elsevier, St Louis, 251-298.

DONOGHUE S., LANGENBERG J. (1996). Nutrition. In: MADER D.R. (editors) : *Reptile Medicine and Surgery*. Philadelphia, W. B Saunders Company : 148-174.

EATWELL K. (2010). Calcium and phosphorus values and their derivatives in captive tortoises (*Testudo* species), *Journal of Small Animal Practice*, **51**, 472-475.

ELWOOD R, GIBSON J, NEIL S. (1987). The amorous Gammarus: size assortative mating in *G. pulex*. *Animal Behaviour*, 35(1), 1-6.

FEDIAF. (2010). *Guide de bonnes pratiques de fabrication d'aliments pour animaux familiers*, Bruxelles, 47p.

FINLAYSON R, WOODS SJ. (1977). Arterial disease of reptiles, *Journal of the Zoological Society London*, **183**, 397-410.

FORSTROM JW, ZAKOWSKI JJ, TRAPPEL AL. (1978) Identification of the catalytic site of rat liver glutathione peroxidase as selenocysteine. *Biochemistry*, **17**, 2639-2644.

FORUM-TORTUES *Le forum francophone pour tous les passionnés de tortues* [en ligne]. (Création en janvier 2004). [<http://www.tortueforum.com/>] (Consulté le 03/04/16).

FRYE, FL. (1991) *Biomedical and Surgical Aspects of Captive Reptile Husbandry*, 2nd ed., Krieger Publishing Company, Melbourne.

FRYE FL, DUTRA FR. (1974). Hypothyroidism in turtles and tortoises. *Vet. Med. Small Anim. Clin.*, **69**, 990-3.

GIBBONS PM, KLAPHAKE E, CARPENTER JW. (2013). Chapter 4: Reptiles, *In: Exotic Animal Formulary*, 4th ed, Saunders Elsevier, St Louis, 89-171.

GIRLING SJ. (2013). *Veterinary Nursing of Exotic Pets*, 2nd ed., Wiley Blackwell, 376 p.

GOETZ M. (2007) Husbandry and Breeding of the Spiny Turtle *Heosemys spinosa* (Gray, 1931) at the Durrell Wildlife Conservation Trust. *Radiata*, **12**, 2-15.

GOMIS D. (2002). Anatomie appliquée de la tortue. Thèse Méd. Vét., Alfort, n°88.

GUIBE J. (1970) L'appareil digestif. *In: GRASSE PP (éditeur) : Traité de Zoologie, XIV, Paris, Masson.*

HAINES H, KLEESE WC. (1977). Effect of Water Temperature on a Herpesvirus Infection of Sea Turtles, *Infect. Immun.* March, **15**, n°3, 756-759.

HALL DH. (2011). An illustrated Dissection Guide to the Turtle, Rochester, Ward's Natural Science, 56 p.

HARKEWICZ KA. (2002). Dermatologic Problems of Reptiles, *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, **11**, 151-161.

HARVEY-CLARK CJ. (1995). Common Dermatologic Problems in Pet Reptilia, *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, **4**, 205-219.

- HEDLEY J, KUBIAK M. (2015). Neurologic diseases of Birds and Reptiles. *Journal of Exotic Pet Medicine*, **24**, 6-20.
- HERMANN DW. (1993) Reproduction and Management of the Southeast Asian Spiny Turtle (*Heosemys spinosa*) in Captivity, *Herpetological Natural History*, 1 (1), 97-100.
- HERNANDEZ-DIVERS SJ, COOPER JE. (2006). Hepatic lipidosis In : MADER D.R, (editors) *Reptile Medicine and Surgery*, 2nd ed., Saunders Elsevier, St Louis, 806-813.
- HOPPMANN E, BARRON HW. (2007) Dermatology in Reptiles, *Journal of Exotic Pet Medicine*, **16**, 210-224
- HOWARD AC, MCNEIL AK, MCNEIL PL. (2011). Promotion of plasma membrane repair by vitamin E. *Nature Communication*, **2**, 1-8.
- IP YK, LOONG AM, LEE SML, ONG JLY, WONG WP, CHEW SF. (2012). The Chinese soft-shelled turtle, *Pelodiscus sinensis*, excretes urea mainly through the mouth instead of the kidney. *Journal of Experimental Biology*, 215, 3723-3733.
- JACKSON CG JR, FULTON M. (1970). A turtle colony epizootic apparently of microbial origin, *Journal of Wildlife Diseases*, **6**, 466-468.
- JACOBSON ER. (2007). Overview of reptile biology, anatomy, and histology. In: *Infectious Disease And Pathology of Reptiles*, CRC Press, 2.
- JENSEN KA, DAS I. (2006). *Heosemys spinosa*. *Diet Herpetol. Rev*, **37**, 458
- JOHNSON JH. (2004). Husbandry and medicine of aquatic reptiles, *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, **13**, 223-228.
- JONES ME, WERNEBURG I, CURTIS N, PENROSE R, O'HIGGINS P, FAGAN MJ, EVANS SE. (2012) The head and neck anatomy of sea turtles (*Cryptodira: Chelonioidae*) and skull shape in *Testudines*, **PloS One**, **7**, 11.
- JOURNAL OFFICIEL DES COMMUNAUTES EUROPEENNES. (1996). 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. **61** 1-69.
- KAISER KA, GARETTE AM, BOUCHARD S, TANSEY JT. (2011). Identification and Characterization of a Chitinase Activity in the Gut of the Yellow-Bellied Slider Turtle *Trachemys scripta*, *The FASEB Journal*, **25**, 1, 722-726.
- KASS RE, ULLREY DE, TRAPP AL. (1982). A study of calcium requirements of the red eared slider turtle (*Pseudemys scripta elegans*). *Journal of Zoo Animal Medicine*, **13**, 62-65.
- KAPLAN HM. (1957). Septicaemic, cutaneous ulcerative disease of turtles. In: *Proceedings Animal Care Panel*, vol. 7, Animal Care Edition, Chicago, 273-277.

KIRCHGESSNER M, MITCHELL MA. (2009) Chelonians. In : Mitchell M. A, Tully T. N. JR. *Manual of Exotic Pet Practice*, Saunders Elsevier, 207-245.

LE GRATIET G, MARAN J. (2008) Note sur l'élevage et la reproduction en captivité de l'Héosémyde épineuse, *Héosémys spinosa* (Gray, 1831). *Chéloniens*, **9**, 25-36.

LEE SM, WONG WP, LOONG AM, HIONG KC, CHEW SF, IP YK. (2007) Postprandial increases in nitrogenous excretion and urea synthesis in the Chinese soft-shelled turtle, *Pelodiscus sinensis*, *J. Comp. Physiol. B.*, **177**, 19-29.

LEE SY, KIM JW, PARK HM (2011) Diagnosis and Management of Articular Gout in a Red-eared Slider (*Trachemys Scripta Elegans*) *한국임상수의학회지*, **28**, 449-451.

LEGIFRANCE (2004). Arrêté du 10 août 2004 fixant les règles générales de fonctionnement des installations d'élevage d'agrément d'animaux d'espèces non domestiques. [en ligne] [<https://www.legifrance.gouv.fr/affichTexte.do?cidTexte=LEGITEXT000005851004>] (Consulté le 16/11/16)

LEGIFRANCE (2008). Arrêté du 18 mars 2016 fixant la liste des substances antibiotiques d'importance critique prévue à l'article L. 5144-1-1 du code de la santé publique et fixant la liste des méthodes de réalisation du test de détermination de la sensibilité des souches bactériennes prévue à l'article R. 5141-117-2 [en ligne] [<https://www.legifrance.gouv.fr/eli/arrete/2016/3/18/AGRG1526116A/jo/texte>] (Consulté le 16/11/16)

LICKEL L. E. (2010). Intake, apparent digestibility, and digesta passage in leopard tortoises (*Geochelone pardalis*) fed a complete, extruded feed. Thesis for Master of Science in Agriculture, Faculty of California Polytechnic State University, San Luis Obispo.

LIFSON N, MCCLINTOCK R. (1966). Theory of use of the turnover rates of body water for measuring energy and material balance. *J. Theor. Biol.*, **12**, 46-74.

MAC ARTHUR S. (2004a) Calcium metabolism, In : WILKINSON R, (editors). *Medicine and surgery of tortoises and turtles*, Blackwell Publishing Company, 257-263.

MAC ARTHUR S. (2004b) Feeding techniques and fluids, In : WILKINSON R, (editors). *Medicine and surgery of tortoises and turtles*, Blackwell Publishing Company, 87-89.

MAC ARTHUR S. (2004c). Problem-solving approach to common diseases of terrestrial and semi-aquatic chelonians. In : WILKINSON R, (editors). *Medicine and surgery of tortoises and turtles*, Blackwell Publishing Company, 309-378

MAC ARTHUR S, BARROWS M. (2004). General care of chelonians. In : WILKINSON R, (editors). *Medicine and surgery of tortoises and turtles*, Blackwell Publishing Company, 73-107

MAC ARTHUR S, WILKINSON RJ, BARROWS MG (2002) Tortoises and turtles. In: MEREDITH A. (editor), REDROBE S. (editor), BSAVA Manual of Exotic Pets, 4th Ed, 208-222.

MAC ARTHUR S, MEYER J, INNIS C. (2004). Anatomy and physiology. In : WILKINSON R, (editors). *Medicine and surgery of tortoises and turtles*, Blackwell Publishing Company, 35-73.

MAC CAULEY SJ, BJORNDALE KA. (1999). Response to Dietary Dilution in an Omnivorous Freshwater Turtle: Implications for Ontogenetic Dietary Shifts, *Physiological and Biochemical Zoology*, 72(1), 101-108

MAC CORMACK S, NEVAREZ J, PIGNON C. (2015). Un guide pour la mise en place d'une sonde d'œsophagostomie chez les chéloniens, *LafeberVet*. [en ligne] [http://lafeber.com/vet/fr/un-guide-pour-la-mise-en-place-dune-sonde-doesophagostomie-chez-les-cheloniens/#Les_instructions_etape_par_etape] (consulté le 09/06/16)

MADER DR. (2006). Reptile Medicine and Surgery, Saint Louis, Elsevier Saunders, 2nd ed., 715-818.

MARAN J. (2000). L'élevage des tortues aquatiques, Philippe Gérard Editions.

MANAWATTHANA S, KASORNDORKBUA C. (2005). Steatitis and Vitamin E deficiency in captive olive ridley turtles (*Lepidochelys olivacea*). *Preceedins of the 2nd International symposium on SEASTAR2000 and Asian Bio-logging Science (The 6th SEASTAR2000 Workshop)*, Bangkok, 2005, 85-87.

MANS C. (2013). Clinical update on diagnosis and management of disorders of the digestive system of reptiles. *Journal of Exotic Pet Medicine*, 22, 141-16.

MANS C, BRAUN J. (2014). Update on Common Nutritional Disorders of Captive Reptiles. *Vet. Clin. North Am. Exot. Anim. Pract.*, 17, issue 3, 369-395.

MARTINSON S. (2013). *Reptile pathology. Necropsy techniques and common diseases*. Atlantic veterinary College, Diagnostic Services, 70 p.

MAYER J, DONNELLY TM. (2013). Clinical Veterinary Advisor, Birds and Exotic Pets, Saint Louis, Elsevier Saunders, 752 p.

MILLEFANTI M. (2002) Les tortues aquatiques : morphologie, choix des espèces, élevage et soins... Faune DVE, Editions de Vecchi.

NAGY KA, GIRARD IA, BROWN TK. (1999) Energetics of free-ranging mammals, reptiles, and birds, *Annu. Rev. Nutr.*, 19 : 247-277

NAGY KA. (2005) Field metabolic rate and body size, *The Journal of Experimental Biology*, 208, 1621-1625.

NORTON TM, JACOBSON ER, CALIGIURI R, KOLLIAS GV. (1989). Medical Management of a Galapagos Tortoise (*Geochelone elephantopus*) with hypothyroïdisme. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 20, 212-216.

- NORTON TM. (2005) Chelonian Emergency and Critical Care, *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, **14**, 106-130.
- NUTTING WL, GRAHAM TE. (1992) Preferred body temperature in five nearctic freshwater turtles: a preliminary study, *Comp. Biochem. Physiol.*, **104A**, No. 2 : 243-246.
- O'MALLEY B. (2005). Clinical Anatomy And Physiology Of Exotic Species, Saint Louis, Elsevier Saunders, 269 p.
- PARMENTER RR. (1980) Effects of Food Availability and Water Temperature on the Feeding Ecology of Pond Sliders (*Chrysemys s. scripta*). *Copeia*, **3** : 503-514.
- PERLOWIN D. (2012) Garter and water snakes: from the experts at advanced vivarium systems, The Herpetocultural Library, 2nd Edition.
- PRESTREAU J. (2008a). Installer un aquarium pour des tortues aquatiques, le minimum à connaître (Mise à jour le 16/02/08) *In* : Bien élever et soigner votre tortue. [<http://jacques.prestreau.pagesperso-orange.fr/tortues/pdf/>] (consulté 10/07/16)
- PRESTREAU J. (2008b). L'alimentation des tortues aquatiques de type *Trachemys*, *Graptemys*, *Pseudemys* (Mise à jour le 17/02/08) *In* : Bien élever et soigner votre tortue. [<http://jacques.prestreau.pagesperso-orange.fr/tortues/pdf/>] (consulté 9/08/15)
- PRÉVOT-JULLIARD AC, CADI A, SERVAIS V. (2007a). Programme « tortue de floride » : exemple d'un programme intégré recherche-gestion-sensibilisation, *Le Biodiversitaire*, n°3, 73-74.
- PREVOT-JULLIARD, AC, GOUSSET A, ARCHINARD C, CADI A, GIRONDOT M. (2007b). Pets and invasion risks: is the Slider turtle strictly carnivorous ?, *Amphibia-Reptilia*, n°28, 139-143.
- RAILA J, SCHUHMACHER A, GROPP J, SCHWEIGERT FJ. (2002). Selective absorption of carotenoids in the common green iguana, *Comparative Biochemistry and Physiology*, **Part A** **132**, 513-518.
- REAVILL DR, SCHMIDT RE. (2010). Urinary Tract Diseases of Reptiles, *Journal of Exotic Pet Medicine*, **19**, 280-289.
- RICHMAN L, MONTALI RJ. (1995). The interplay of nutrition and disease. *In: Desert Tortoise Council, proceedings of the 1995 symposium*, Las Vegas, Nevada, 1995, Desert Tortoise Council Inc., San Bernardino, 63-64.
- RIDGLEY F, SAKAMOTO K. (2001). Septicemic Cutaneous Ulcerative Disease of Chelonians. *In: Indiana Animal Disease Diagnostic Laboratory, Purdue University*. [en ligne] [<https://www.addl.purdue.edu/newsletters/2000/fall/scudc.shtml>] (Consulté le 25/06/16)
- RIVERA S, LOCK B. (2008). The Reptilian Thyroid and Parathyroid Glands. *Vet. Clin. Exot. Anim.*, **11**, 163-175.

ROSSKOPF WJ, SHINDO MR. (2003). Syndromes and Conditions of Commonly Kept Tortoise and Turtle Species, *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, **13**, 149-161.

ROTHSCHILD BM, SCHULTZE HP, PELLEGRINI R (2012) Herpetological Ostéopathology : Annotated Bibliography of Amphibians and Reptiles, New York, Springer, 14-26.

SANDERSON SL. (2007). Obesity Management in Dogs, *NAVc clinician's brief*, 27-33.

SANTE CANADA, 2005, Aliments et nutrition. [en ligne] <http://www.hc-sc.gc.ca/fn-an/index-fra.php> (consulté le 25/08/16)

SCHILLIGER L. (2000). Alimentation des reptiles et dominantes pathologiques d'origine nutritionnelle. *Revue Méd. Vét.*, **151**, 1107-1118.

SCHILLIGER L. (2006), Les abcès chez les tortues, *Manouria*, **32**, 21-22.

SCHILLIGER L. (2007), Les tortues « de jardin », Animalia editions, Mouleydier, 158.

SCOTT PW. (1992). Nutritional diseases. In: BEYNON PH (editor), LAWTON MPC (editor), COOPER JE (editor), *Manual of reptiles*, British Small Animal Veterinary Association, 138-152.

TONACCHERA M, PINCHERA A, DIMIDA A, FERRARINI E, AGRETTI P, VITTI P, SANTINI F, CRUMP K, Gibbs J. (2005). Relative Potencies and Additivity of Perchlorate, Thiocyanate, Nitrate, and Iodide on the Inhibition of Radioactive Iodide Uptake by the Human Sodium Iodide Symporter, *Thyroid*, **14**, 1012-1019.

TORTUES-ACTIONS [en ligne]. (Création en 2010).
[<http://tortues-actions.naturalforum.net>] (Consulté le 20/06/16).

TORTUES DU MONDE *Conseils et partage d'expériences* (Création en 2010).
[<http://www.tortues-du-monde.net>] (Consulté le 12/07/16).

TURTLE DISSECTION (Mise à jour le 21/04/2011) In: *Bio 324 Vert Zoo CSULB* .[en ligne] [<http://bio324vertzoo.blogspot.fr/2011/04/turtle-dissections.html>] (Consulté le 15/02/16).

WATSON MK, MITCHELL MA. (2014). Vitamin D and ultraviolet B radiation considerations for exotic pets, *Journal of Exotic Pet Medicine*, **23**, 369-379.

WURTH SMA, MUSACCHIA XJ. (1964). Renewal of intestinal epithelium in the freshwater turtle, *Chrysemys picta*. *Anatomical Record*, **148**, 427-439.

WYNEKEN J., WITHERINGTON D., (2001) The Anatomy of Sea Turtles, NOAA Technical Memorandum NMFS-SEFSC **470**, 1-172.

ZWART P. (2000). Nutrition of Chelonians. In: NIJBOER J, KAUMANN W, BEIJNEN A, GANSLOßER (editor) *Zoo Animal Nutrition*, Filander Verlag, 33-44.

Annexe 1 : liste des Tortues réglementées par la convention de Washington
(source : <http://cites.org>)

Annexe A	Annexe B	Annexe C
<i>Pseudemys umbrina</i> <i>Cheloniidae spp.</i> <i>Dermochelys coriacea</i> <i>Glyptemys muhlenbergii</i> <i>Terrapene coahuila</i> <i>Batagur affinis</i> <i>Batagur baska</i> <i>Geoclemys hamiltonii</i> <i>Melanochelys tricarinata</i> <i>Morenia ocellata</i> <i>Pangshura tecta</i> <i>Astrochelys radiata</i> <i>Radiated tortoise</i> <i>Astrochelys yniphora</i> <i>Angonoka</i> <i>Chelonoidis nigra</i> <i>Galapagos giant tortoise</i> <i>Gopherus flavomarginatus</i> <i>Bolson tortoise</i> <i>Malacochersus tornieri</i> <i>Pancake tortoise</i> <i>Psammobates geometricus</i> <i>Geometric tortoise</i> <i>Pyxis arachnoides</i> <i>Madagascar spider tortoise</i> <i>Pyxis planicauda</i> <i>Madagascar flat-shelled</i> <i>Testudo graeca</i> <i>Spur-thighed tortoise</i> <i>Testudo hermanni</i> <i>Testudo kleinmanni</i> <i>Egyptian tortoise</i> <i>Testudo marginata</i> <i>Apalone spinifera atra</i> <i>Cuatro Cienegas soft-shell</i> <i>Aspideretes gangeticus</i> <i>Indian soft-shell turtle</i> <i>Aspideretes hurum</i> <i>Peacock soft-shell turtle</i> <i>Aspideretes nigricans</i>	<i>Carrotochelys insculpta</i> <i>Chelodina mccordi</i> <i>Dermatemys mawii</i> <i>Chrysemys picta</i> <i>Glyptemys insculpta</i> <i>Terrapene spp.</i> <i>Trachemys scripta elegans</i> <i>Batagur spp.</i> <i>Cuora spp.</i> <i>Heosemys annandalii</i> <i>Heosemys depressa</i> <i>Heosemys grandis</i> <i>Heosemys spinosa</i> <i>Leucocephalon yuwonoi</i> <i>Malayemys macrocephala</i> <i>Malayemys subtrijuga</i> <i>Mauremys annamensis</i> <i>Maremys mutica</i> <i>Notochelys playnota</i> <i>Orlitia borneensis</i> <i>Pangshura spp.</i> <i>Siebenrockiella crassicollis</i> <i>Siebenrockiella leytenensis</i> <i>Playsternon megacephalum</i> <i>Erymnochelys</i> <i>madagascariensis</i> <i>Peltocephalus dumerilianus</i> <i>Podocnemis spp.</i> <i>Testudinidae spp.</i> <i>Amyda cartilaginea</i> <i>Chitra spp.</i> <i>Lissemys punctata</i> <i>Lissemys scutata</i> <i>Pelochelys spp.</i>	<i>Macrochelys temminckii</i> <i>Graptemys spp.</i> <i>Geomyda spengleri</i> <i>Mauremys iversoni</i> <i>Mauremys megaloccephala</i> <i>Mauremys nigricans</i> <i>Mauremys pritchardi</i> <i>Mauremys reversii</i> <i>Mauremys sinensis</i> <i>Ocadia glyphistoma</i> <i>Ocadia philippeni</i> <i>Scalia bealei</i> <i>Sacalia pseudocellata</i> <i>Sacalia quadriocellata</i> <i>Palea steindachneri</i> <i>Pelodiscus axenaria</i> <i>Pelodiscus maackii</i> <i>Pelodiscus parviformis</i>

Annexe 2 : liste non exhaustive de poissons présentant ou non des thiaminase
(d'après Committee on Animal Nutrition, 1982)

Présence avérée de thiaminase	Absence avérée de thiaminase
Alose à gésier (<i>Dorosoma cepedianum</i>)	Achigan à grande bouche (<i>Micropterus salmoides</i>)
Alose commune (<i>Alosa sapidissima</i>)	Anguille d'Amérique (<i>Anguilla rostrata</i>)
Bar blanc (<i>Morone chrysops</i>)	Black-bass à petite bouche (<i>Micropterus dolomieu</i>)
Barbue de rivière (<i>Ictalurus punctatus</i>)	Crapet arlequin (<i>Lepomis macrochirus</i>)
Brème commune (<i>Abramis brama</i>)	Crapet des roche (<i>Ambloplites rupestris</i>)
Brochet crocodiles (<i>Lepisosteus oculatus</i>)	Grand brochet (<i>Esox lucius</i>)
Campostome (<i>Campostoma anomalum pullum</i>)	Joëls (<i>Atherina boyeri</i>)
Carpe (<i>Cyprinus carpio</i>)	Lépisosté osseux (<i>Lepisosteus osseus oxyurus</i>)
Chabot (<i>Cottus gobio</i>)	Marigane noire (<i>Pomoxis nigromaculatus</i>)
Eperlan (<i>Osmerus eperlanus</i>)	Morue de l'atlantique (<i>Gadus morhua</i>)
Grand corégone (<i>Coregonus clupeiformis</i>)	Perche soleil (<i>Lepomis gibbosus</i>)
Hareng (<i>Clupea harengus</i>)	Saumon atlantique (<i>Salmo salar</i>)
Ictiobus (<i>Ictiobus cyprinellus</i>)	Saumon truite (<i>Salmo trutta fario</i>)
Meunier noir (<i>Catostomus commersoni</i>)	Truite grise (<i>Salvelinus namaycush</i>)
Murène (<i>Gymnothorax ocellatus</i>)	Truite arc-en-ciel (<i>Salmo gairdnerii irideus</i>)
Notropis (<i>Notropis hudsonius</i> et <i>Notropis atherinoides</i>)	
Poisson rouge (<i>Carassius auratus</i>)	
Poisson-castor (<i>Amia calva</i>)	
Poisson-chat (<i>Ameiurus m. melas</i>)	
Sardine (<i>Sardina pilchardus</i>)	
Tête de boule (<i>Pimephales promelas</i>)	

Annexe 3 : Recette de pudding pour tortue aquatique (Prestreau, 2008b)

Composition :

Les ingrédients sont les suivants pour environ 12 litres :

- a. 60 sachets de gélatine de cuisine sous forme de poudre, de marque Oetker ou d'une marque équivalente
- b. 1,5 kg de truites fraîches du poissonnier
- c. 0,72 kg de crevettes naturelles FRAICHES
- d. 0,54 kg de moules naturelles FRAICHES
- e. 1,5 kg d'escalope de bœuf
- f. 6 œufs de calibre moyen
- g. 1,5 litre de lait
- h. 9 pots de purée pour bébés, répartis en :
 - 3 pots de carottes
 - 3 pots de légumes du jardin
 - 3 pots d'épinards
- i. 0,3 kg de foie de lapin ou de foie de volaille
- j. 3 cuillères à soupe de poudre multivitaminée Reptivit
- k. 2 petits sacs de colorant alimentaire rouge fraise
- l. 2,5 litres d'eau
- m. Des récipients en aluminium.

Préparation :

1. Verser les 60 sachets de gélatine en poudre dans un récipient de contenance d'au moins 12 litres. Le récipient doit être environ deux fois plus haut que la hauteur de la gélatine qui sera préparée dedans.
2. Ajouter lentement 2,2 litres d'eau de bonne qualité en remuant le tout.
3. Laisser prendre pendant environ 20 minutes.
4. La gélatine doit rester bien liquide à une température de 40°
5. Pendant ce temps rincer abondamment les crevettes et les moules sous l'eau du robinet.
6. Hacher les truites, la viande de bœuf, le foie, les crevettes et les moules. Bien mélanger le tout dans un grand récipient.
7. Verser le contenu des 9 pots pour bébés dans la purée hachée de viande, de mollusques et de poissons.
8. Y verser ensuite le lait et les œufs en remuant lentement.
9. Finalement y ajouter les 3 cuillères de poudre vitaminée (Reptivit).
10. Diluer le colorant rouge dans environ 0,3 litre d'eau chaude, puis ajouter à la bouillie.
11. Mélanger le tout afin d'obtenir une bouillie parfaitement homogène.
12. Chauffer pour atteindre une température de 40° équivalente à la gélatine de l'autre récipient.
13. Refroidir légèrement la gelée au dernier moment en y ajoutant quelques centilitres d'eau froide sans oublier de la remuer en permanence !
14. Verser rapidement la bouillie dans le récipient de gélatine liquide. Remuer énergiquement le tout durant quelques minutes.
15. Répartir le mélange dans les récipients en aluminium, ces récipients étant les plus petits et les plus nombreux possibles
16. Laissez refroidir lentement, puis mettez quelques heures dans la partie la plus froide du réfrigérateur
17. Lorsque le mélange a durci, après quelques heures, il est transféré dans le congélateur.

Annexe 4 : Correspondance entre nom latin et nom vernaculaire utilisé dans la thèse

<i>Apalone ferox</i>	Tortue à carapace molle
<i>Apalone mutica</i>	Tortue à carapace molle et lisse
<i>Apalone spinifera</i>	Tortue épineuse
<i>Batagur kachuga</i>	Emyde Batagur
<i>Carretochelys insculpta</i>	Carettochélyde d'Australie / Tortue à nez de cochon
<i>Chelodina longicollis</i>	Chélodine à long cou
<i>Chelodina novaeguinae</i>	Chélodine de Nouvelle-Guinée
<i>Chelus fimbriata</i>	Matamata
<i>Chelydra serpentina</i>	Tortue serpentine
<i>Chrisemys picta</i>	Tortue peinte
<i>Clemmys guttata</i>	Tortue ponctuée / Clémmyde à gouttelettes
<i>Clemmys insculpta</i>	Tortue des bois
<i>Clemys muhlenbergi</i>	Tortue de Muhlenberg
<i>Cuora flavomarginata</i>	Tortue boîte asiatique
<i>Cuora amboinensis</i>	Tortue boîte d'Asie
<i>Cyclemys dentata</i>	Tortue feuille asiatique
<i>Emydiudea blandingi</i>	Tortue mouchetée
<i>Emydura subglobosa</i>	Emydure à ventre rouge
<i>Emys orbicularis</i>	Cistude d'Europe
<i>Geoemyda splengeri</i>	Geomyde de Spengler
<i>Gratemys geographica</i>	Tortue géographique
<i>Gratemys pseudogeographica</i>	Tortue pseudogéographique
<i>Gratemys pulchra</i>	Tortue géographique d'Alabama
<i>Heosemys grandis</i>	Tortue asiatique géante des marais
<i>Heosemys spinosa</i>	
<i>Kachuga tecta</i>	Pangshura tecta
<i>Hydromedusa tectifera</i>	Hydromeduse à dos rugueux
<i>Kinosternon flavescens</i>	Tortue de boue jaune
<i>Kinosternon leucostomum</i>	Cinosterne à bouche blanche
<i>Kinosternon odoratum</i>	Cinosterne odorant
<i>Leucocephalon yuwonoi</i>	Tortue des forêts de Célèbes
<i>Macroclemys temmincki</i>	Tortue Alligator
<i>Malaclemys terrapin</i>	
<i>Mauremys leprosa</i>	Emyde lépreuse
<i>Mauremys reversii</i>	Emyde de Reeves
<i>Mauremys rivulata</i>	Emyde caspienne occidentale
<i>Melanochelys trijura</i>	Tortue noire indienne
<i>Pelodiscus sinensis</i>	Trionyx de Chine
<i>Pelomedusa subrufa</i>	Pélomeduse roussâtre
<i>Pelusios niger</i>	Péluse à bec crochu
<i>Phrynops geoffroanus</i>	Emyde de Geoffroy
<i>Platemys spp.</i>	Platémydes
<i>Platysternon megacephalum</i>	Playsterne à grosse tête
<i>Pseudemys concinna</i>	Pseudémyde
<i>Pseudemys floridana</i>	Pseudémyde de Floride
<i>Pseudemys nelsoni</i>	Pseudémyde de Nelson
<i>Pseudemys rubriventris</i>	Tortue à ventre rouge
<i>Rhinoclemmys pulcherrima</i>	Tortue forestière ornée
<i>Trachemys scripta</i>	
<i>Trionyx triunguis</i>	Tortue de floride
	Tortue molle du Nil

L'ALIMENTATION DES TORTUES D'EAU EN CAPTIVITÉ

NOM et Prénom : RINEAU Florent

Résumé

Les tortues d'eau rencontrées en captivités sont issues de nombreuses espèces aux besoins alimentaires très différents. De nombreuses tortues d'eau présentées en consultations présentent des affections liées à des carences alimentaires et il est donc important pour le vétérinaire de pouvoir identifier et corriger ces déficits.

La bibliographie concernant les besoins alimentaires des tortues est limitée et une grande partie est extrapolée depuis les besoins alimentaires d'autres reptiles.

Tous les aliments issus du commerce ne semblent pas convenir à toutes les espèces et les centres zoologiques recommandent de fournir aux tortues aquatiques des aliments proches de ceux qu'elles consomment dans la nature. Cependant certains aliments aujourd'hui semble fournir l'essentiel des apports recommandées.

Mots clés

ALIMENTATION - CARENCE NUTRITIONNELLE - ANIMAUX EN CAPTIVITE - CHELONIEN - TORTUE AQUATIQUE

Jury :

Président : Pr.

Directeur : **Mme Laurence YAGUIYAN-COLLIARD**

Assesseur : **M. Pascal ARNÉ**

THE DIET OF CAPTIV WATER TURTLES

SURNAME : RINEAU

Given name : Florent

Summary

The water turtles met in captivity originate from numerous species with very different alimentary needs. Many water turtles presented in consultations present affections related to food deficiencies and it is thus important for the veterinarian to be able to identify and correct these deficits.

The bibliography concerning alimentary needs for water turtles is limited and a great part is extrapolated from the needs of other reptiles.

All foods found on the market do not seem to be appropriate for all species and the zoological centers recommend providing water turtles food close to that which they consume in nature. However, some pet foods today seem to provide most of the recommended intake.

Keywords

DIET – NUTRITIONAL DEFICIENCY – ANIMALS IN CAPTIVITY - CHELONIAN – WATER TURTLE

Jury :

President : Pr.

Director : **Mme Laurence YAGUIYAN-COLLIARD**

Assessor : **M. Pascal ARNÉ**