



HAL
open science

Conseils officinaux en terrariophilie : traitement et prévention des pathologies des reptiles. Risques physiques et zoonotiques chez l'homme.

Johann Guillon

► To cite this version:

Johann Guillon. Conseils officinaux en terrariophilie : traitement et prévention des pathologies des reptiles. Risques physiques et zoonotiques chez l'homme.. Sciences pharmaceutiques. 2010. hal-01732937

HAL Id: hal-01732937

<https://hal.univ-lorraine.fr/hal-01732937v1>

Submitted on 14 Mar 2018

HAL is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.



AVERTISSEMENT

Ce document est le fruit d'un long travail approuvé par le jury de soutenance et mis à disposition de l'ensemble de la communauté universitaire élargie.

Il est soumis à la propriété intellectuelle de l'auteur. Ceci implique une obligation de citation et de référencement lors de l'utilisation de ce document.

D'autre part, toute contrefaçon, plagiat, reproduction illicite encourt une poursuite pénale.

Contact : ddoc-theses-contact@univ-lorraine.fr

LIENS

Code de la Propriété Intellectuelle. articles L 122. 4

Code de la Propriété Intellectuelle. articles L 335.2- L 335.10

http://www.cfcopies.com/V2/leg/leg_droi.php

<http://www.culture.gouv.fr/culture/infos-pratiques/droits/protection.htm>

UNIVERSITE HENRI POINCARÉ - NANCY 1

2010

FACULTE DE PHARMACIE

**Conseils officinaux en terrariophilie : traitement et
prévention des pathologies des reptiles
Risques physiques et zoonotiques chez l'Homme**

T H E S E

Présentée et soutenue publiquement

Le vendredi 8 octobre 2010

pour obtenir

le Diplôme d'Etat de Docteur en Pharmacie

par **Johann GUILLON**
né le 02 février 1976 à Clermont Ferrand (63)

Membres du Jury

Président : Mr Luc FERRARI, Maître de Conférences, Faculté de Pharmacie de Nancy.
Juges : Mme Sandrine BANAS, Maître de Conférences, Faculté de Pharmacie de Nancy.
Mr Benoit RICHARD, Docteur en Pharmacie, Faculté de Pharmacie de Nancy.
Mr Rémy SALAÜN, Directeur d'une jardinerie-animalerie, éleveur de serpents
venimeux.

UNIVERSITÉ Henri Poincaré, NANCY 1
FACULTÉ DE PHARMACIE
Année universitaire 2009-2010

DOYEN

Francine PAULUS

Vice-Doyen

Francine KEDZIEREWICZ

Président du Conseil de la Pédagogie

Bertrand RIHN

Commission de la Recherche

Christophe GANTZER

Mobilité ERASMUS et Communication

Francine KEDZIEREWICZ

Hygiène Sécurité

Laurent DIEZ

Responsable de la filière Officine : Francine PAULUS

Responsables de la filière Industrie : Isabelle LARTAUD,
Jean-Bernard REGNOUF de VAINS

Responsable du Collège d'Enseignement : Jean-Michel SIMON
Pharmaceutique Hospitalier

DOYEN HONORAIRE

Chantal FINANCE

Claude VIGNERON

PROFESSEURS EMERITES

Jeffrey ATKINSON

Marie-Madeleine GALTEAU

Gérard SIEST

Claude VIGNERON

PROFESSEURS HONORAIRES

Roger BONALY

Thérèse GIRARD

Maurice HOFFMANN

Michel JACQUE

Lucien LALLOZ

Pierre LECTARD

Vincent LOPPINET

Marcel MIRJOLET

François MORTIER

Maurice PIERFITTE

Janine SCHWARTZBROD

Louis SCHWARTZBROD

**MAITRES DE CONFERENCES
HONORAIRES**

Gérald CATAU

Jocelyne COLLOMB

Bernard DANGIEN

Marie-Claude FUZELLIER

Françoise HINZELIN

Marie-Andrée IMBS

Marie-Hélène LIVERTOUX

Jean-Louis MONAL

Dominique NOTTER

Marie-France POCHON

Anne ROVEL

Maria WELLMAN-ROUSSEAU

ASSISTANT HONORAIRE

Marie-Catherine BERTHE

Annie PAVIS

ENSEIGNANTS

PROFESSEURS

Gilles AULAGNER	Pharmacie clinique
Alain BAGREL.....	Biochimie
Jean-Claude BLOCK	Santé publique
Christine CAPDEVILLE-ATKINSON	Pharmacologie cardiovasculaire
Chantal FINANCE.....	Virologie, Immunologie
Pascale FRIANT-MICHEL.....	Mathématiques, Physique, Audioprothèse
Christophe GANTZER	Microbiologie environnementale
Max HENRY	Botanique, Mycologie
Jean-Yves JOUZEAU.....	Bioanalyse du médicament
Pierre LABRUDE.....	Physiologie, Orthopédie, Maintien à domicile
Isabelle LARTAUD.....	Pharmacologie cardiovasculaire
Dominique LAURAIN-MATTAR.....	Pharmacognosie
Brigitte LEININGER-MULLER	Biochimie
Pierre LEROY	Chimie physique générale
Philippe MAINCENT	Pharmacie galénique
Alain MARSURA	Chimie thérapeutique
Patrick MENU	Physiologie
Jean-Louis MERLIN.....	Biologie cellulaire oncologique
Jean-Bernard REGNOUF de VAINS	Chimie thérapeutique
Bertrand RIHN	Biochimie, Biologie moléculaire
Jean-Michel SIMON.....	Economie de la santé, législation pharmaceutique

MAITRES DE CONFÉRENCES

Sandrine BANAS	Parasitologie
Mariette BEAUD	Biologie cellulaire
Emmanuelle BENOIT	Communication et santé
Isabelle BERTRAND.....	Microbiologie environnementale
Michel BOISBRUN	Chimie thérapeutique
François BONNEAUX	Chimie thérapeutique
Ariane BOUDIER.....	Chimie Physique
Cédric BOURA.....	Physiologie
Jean-Claude CHEVIN	Chimie générale et minérale
Igor CLAROT	Chimie analytique
Joël COULON.....	Biochimie
Sébastien DADE.....	Bio-informatique
Dominique DECOLIN	Chimie analytique
Béatrice DEMORE.....	Pharmacie clinique
Joël DUCOURNEAU	Biophysique, audioprothèse, acoustique
Florence DUMARCAY.....	Chimie thérapeutique
François DUPUIS.....	Pharmacologie
Raphaël DUVAL	Microbiologie clinique
Béatrice FAIVRE	Hématologie - Génie Biologique
Adel FAIZ.....	Biophysique-acoustique
Luc FERRARI	Toxicologie
Stéphane GIBAUD	Pharmacie clinique
Thierry HUMBERT	Chimie organique
Frédéric JORAND	Santé et environnement

Olivier JOUBERT.....Toxicologie, sécurité sanitaire
Francine KEDZIEREWICZPharmacie galénique
Alexandrine LAMBERTInformatique, Biostatistiques
Faten MERHI-SOUSSI.....Hématologie biologique
Christophe MERLINMicrobiologie environnementale et moléculaire
Blandine MOREAUPharmacognosie
Maxime MOURER.....Pharmacochimie supramoléculaire
Francine PAULUSInformatique
Christine PERDICAKISChimie organique
Caroline PERRIN-SARRADOPharmacologie
Virginie PICHONBiophysique
Anne SAPIN.....Pharmacie galénique
Marie-Paule SAUDERMycologie, Botanique
Nathalie THILLYSanté publique
Gabriel TROCKLEPharmacologie
Marie-Noëlle VAULTIER.....Biodiversité végétale et fongique
Mohamed ZAIYOUBiochimie et Biologie moléculaire
Colette ZINUTTIPharmacie galénique

PROFESSEUR ASSOCIE

Anne MAHEUT-BOSSERSémiologie

PROFESSEUR AGREGE

Christophe COCHAUDAnglais

**Bibliothèque Universitaire Santé - Lionnois
(Pharmacie - Odontologie)**

Anne-Pascale PARRET.....Directeur

SERMENT DES APOTHICAIRES



Je jure, en présence des maîtres de la Faculté, des conseillers de l'ordre des pharmaciens et de mes condisciples :

D'honorer ceux qui m'ont instruit dans les préceptes de mon art et de leur témoigner ma reconnaissance en restant fidèle à leur enseignement.

D'exercer, dans l'intérêt de la santé publique, ma profession avec conscience et de respecter non seulement la législation en vigueur, mais aussi les règles de l'honneur, de la probité et du désintéressement.

De ne jamais oublier ma responsabilité et mes devoirs envers le malade et sa dignité humaine ; en aucun cas, je ne consentirai à utiliser mes connaissances et mon état pour corrompre les mœurs et favoriser des actes criminels.

Que les hommes m'accordent leur estime si je suis fidèle à mes promesses.

Que je sois couvert d'opprobre et méprisé de mes confrères si j'y manque.



« LA FACULTE N'ENTEND DONNER AUCUNE APPROBATION, NI IMPROBATION AUX OPINIONS EMISES DANS LES THESES, CES OPINIONS DOIVENT ETRE CONSIDEREES COMME PROPRES A LEUR AUTEUR ».

REMERCIEMENTS

À Monsieur Luc FERRARI

Maître de conférences, professeur de toxicologie
Qui m'a fait l'honneur d'accepter la présidence de mon jury de thèse.
Hommages respectueux.

À Madame Sandrine BANAS

Maître de conférences, professeur de parasitologie
Qui a consenti à m'encadrer dans la réalisation de ce travail.
Sincères remerciements.

À Monsieur Benoit RICHARD

Docteur en pharmacie
Qui m'a guidé, avec son père Jean-François RICHARD, tout au long de mon stage.
Qui a aimablement accepté de faire partie de mon jury.

À Monsieur Rémy SALAÛN

Directeur d'une jardinerie-animalerie et éleveur de serpents venimeux
Qui a aimablement accepté de faire partie de mon jury.
Pour sa disponibilité et ses nombreux conseils dans le domaine de la terrariophilie.

À mon père et ma mère

Pour leur aide et leur soutien durant mes longues années d'étude.

À Audrey

Ma compagne
Pour son soutien et toute l'aide qu'elle m'a apporté, à la réalisation et à la correction
de ce travail.
Et pour tout ce qu'elle a fait pour moi.

À Sören

Mon fils
Pour le bonheur qu'il m'apporte, chaque jour dans la vie.

... Et aussi à ma grand-mère, à ma sœur, à toute ma famille et à tous mes amis.

SOMMAIRE

TABLE DES ILLUSTRATIONS	11
INTRODUCTION	14
1. LEGISLATION	15
1.1. LA LÉGISLATION INTERNATIONALE	15
1.1.1. ANNEXE I.....	15
1.1.2. ANNEXE II	15
1.1.3. ANNEXE III	15
1.2. LA LÉGISLATION EUROPÉENNE	16
1.2.1. ANNEXE A	16
1.2.2. ANNEXE B	16
1.2.3. ANNEXE C	16
1.2.4. ANNEXE D	16
1.3. LA LÉGISLATION FRANÇAISE	17
1.3.1. PROTECTION DES REPTILES FRANCAIS	17
1.3.2. DETENTION DE REPTILES EXOTIQUES EN FRANCE	18
1.3.2.1. ESPÈCES CONCERNÉES PAR LES ARRÊTÉS DU 10 AOUT 2004	18
1.3.2.2. ELEVAGE D'AGRÉMENT ET ÉTABLISSEMENT D'ÉLEVAGE	19
1.3.2.3. IDENTIFICATION DES REPTILES	20
1.3.2.4. LE CERTIFICAT DE CAPACITÉ	20
1.3.2.5. L'AUTORISATION D'OUVERTURE D'ÉTABLISSEMENT	20
1.3.3. RESPONSABILITÉ CIVILE ET SANCTIONS PÉNALES	21
2. CLASSIFICATION DES REPTILES	22
2.1. CLASSIFICATION GENERALE	22
2.2. SOUS-ORDRE DES OPHIDIENS	22
2.2.1. CLASSIFICATION DES OPHIDIENS.....	22
2.2.2. LES PRINCIPALES FAMILLES D'OPHIDIENS.....	22
2.2.2.1. LES BOÏDÉS	22
2.2.2.2. LES COLUBRIDÉS	24
2.2.2.3. LES VIPÉRIDÉS	25
2.2.2.4. LES ÉLAPIDÉS	27
2.3. SOUS-ORDRE DES SAURIENS	28
2.3.1. CLASSIFICATION DES SAURIENS	28
2.3.2. LES PRINCIPALES FAMILLES DE SAURIENS.....	28
2.3.2.1. LES IGUANIDÉS	28
2.3.2.2. LES AGAMIDÉS	30
2.3.2.3. LES CAMÉLÉONIDÉS.....	31
2.3.2.4. LES GECKONIDÉS.....	32
2.3.2.5. LES SCINCIDÉS.....	33
2.3.2.6. LES VARANIDÉS.....	34
2.3.2.7. LES TÉIIDÉS.....	35

2.3.2.8. LES CROTAPHYTIDÉS.....	35
2.3.2.9. LES CORDYLIDÉS	36
2.3.2.10. LES LACERTIDÉS	36
2.4. ORDRE DES CHELONIENS.....	37
2.4.1. CLASSIFICATION DES CHELONIENS	37
2.4.2. LE SOUS-ORDRE DES PLEURODIRA	37
2.4.2.1. LES PELOMEDUSIDÉS.....	37
2.4.2.2. LES CHÉLIDÉS	38
2.4.2.3. LES PODOCNEMIDIDÉS	39
2.4.3. LE SOUS-ORDRE DES CRYPTODIRA	39
2.4.3.1. LES CARETTOCHÉLYIDÉS	39
2.4.3.2. LES TRIONYCHIDÉS.....	40
2.4.3.3. LES KINOSTERNIDÉS.....	40
2.4.3.4. LES CHÉLYDRIDÉS.....	41
2.4.3.5. LES PLATYSTERNIDÉS	41
2.4.3.6. LES GÉOÉMYDIDÉS	42
2.4.3.7. LES EMYDIDÉS.....	43
2.4.3.1. LES TESTUDINIDÉS	44
3. CARACTÉRISTIQUES ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES DES REPTILES ...	46
3.1. CARACTÉRISTIQUES ANATOMIQUES	46
3.1.1. TÉGUMENT DES REPTILES	46
3.1.1.1. LE TÉGUMENT.....	46
3.1.1.2. LA CARAPACE	46
3.1.1.3. PHANÈRES ET ANNEXES ÉPIDERMIQUES.....	47
3.1.2. LES ORGANES SENSORIELS	48
3.1.2.1. L'ŒIL ET SES ANNEXES.....	48
3.1.2.2. L'ŒIL PINÉAL.....	49
3.1.2.3. L'ORGANE DE JACOBSON : APPAREIL OLFACTIF.....	50
3.1.2.4. LES FOSSETTES THERMOSENSIBLES (ORGANES THERMORÉCEPTEURS)	50
3.1.2.5. L'APPAREIL AUDITIF	50
3.1.2.6. LE SYSTÈME GUSTATIF.....	51
3.1.2.7. LE SENS TACTILE	51
3.1.3. LE CŒUR ET LA CIRCULATION SANGUINE	51
3.1.3.1. STRUCTURE DU CŒUR	51
3.1.3.2. LOCALISATION DU CŒUR	52
3.1.3.3. CIRCULATION SANGUINE.....	52
3.1.3.4. PHYSIOLOGIE	53
3.1.3.5. COMPOSITION DU SANG	53
3.1.3.6. LE SYSTÈME PORTE RÉNAL	53
3.1.4. L'APPAREIL RESPIRATOIRE.....	53
3.1.4.1. ANATOMIE	53
3.1.4.2. LA RESPIRATION	54
3.1.5. L'APPAREIL DIGESTIF	54
3.1.5.1. LA CAVITÉ BUCCALE.....	54
3.1.5.2. LE TUBE DIGESTIF ET SES ANNEXES	56

3.1.6. L'APPAREIL UROGÉNITAL.....	57
3.1.6.1. L'APPAREIL URINAIRE	57
3.1.6.2. L'APPAREIL GÉNITAL	57
3.1.7. L'APPAREIL SQUELETTIQUE	58
3.1.7.1. LE CRÂNE	58
3.1.7.2. LE RACHIS ET LES CEINTURES	58
3.1.7.3. LA QUEUE	59
3.1.8. LE SYSTÈME NERVEUX CENTRAL.....	59
3.2. PARTICULARITÉS PHYSIOLOGIQUES.....	60
3.2.1. LA THERMORÉGULATION	60
3.2.1.1. LA TEMPÉRATURE CORPORELLE.....	60
3.2.1.2. LA THERMORÉGULATION PHYSIOLOGIQUE	61
3.2.1.3. LA THERMORÉGULATION COMPORTEMENTALE.....	61
3.2.1.4. L'HIBERNATION.....	61
3.2.2. LA MUE	62
3.2.3. LE STRESS PHYSIOLOGIQUE	63
3.2.4. L'ANAEROBIOSE.....	63
4. ENTRETIEN ET ELEVAGE DES REPTILES EN CAPTIVITE	64
4.1. LE CHOIX DU SPECIMEN	64
4.2. L'HABITAT DU REPTILE.....	64
4.2.1. ELEVAGE EN MILIEU INTÉRIEUR	64
4.2.1.1. LE TERRARIUM.....	64
4.2.1.2. L'AQUARIUM ET L'AQUATERRARIUM	66
4.2.2. ELEVAGE EN MILIEU EXTÉRIEUR.....	67
4.2.2.1. ENCLOS EXTÉRIEUR	67
4.2.2.2. BASSIN EXTÉRIEUR	68
4.3. EQUIPEMENTS ET MAINTIEN DES PARAMÈTRES ENVIRONNEMENTAUX	68
4.3.1. LE SYSTÈME DE CHAUFFAGE	69
4.3.2. L'HYGROMÉTRIE	70
4.3.3. L'ECLAIRAGE	71
4.3.4. LE SUBSTRAT	72
4.3.5. LES ABRIS	72
4.3.6. AUTRES ACCESSOIRES DE DÉCOR	73
4.4. ENTRETIEN DU TERRARIUM.....	73
4.5. CONTENTION DU REPTILE	73
4.5.1. MANIPULATION DES OPHIDIENS.....	74
4.5.1.1. CONTENTION DES SERPENTS NON-VENIMEUX	74
4.5.1.2. CONTENTION DES SERPENTS VENIMEUX	74
4.5.2. MANIPULATION DES SAURIENS.....	75
4.5.3. MANIPULATION DES CHÉLONIENS	76
4.6. ALIMENTATION ET HYDRATATION.....	76
4.6.1. HYDRATATION	76

4.6.2. ALIMENTATION.....	77
4.6.2.1. RÉGIME ALIMENTAIRE.....	77
4.6.2.2. FRÉQUENCE ET QUANTITÉ	78
4.6.2.3. ALIMENTS POUR REPTILES.....	80
4.6.2.4. SUPPLÉMENTATION VITAMINIQUE ET CALCIQUE	83
4.7. REPRODUCTION	85
4.7.1. LES MODES DE REPRODUCTION.....	85
4.7.1.1. MODE DE REPRODUCTION OVIPARE	85
4.7.1.2. MODE DE REPRODUCTION OVOVIVIPARE.....	85
4.7.1.3. MODE DE REPRODUCTION VIVIPARE	85
4.7.1.4. MODE DE REPRODUCTION PARTHÉNOGÉNÉTIQUE.....	86
4.7.2. ACCOUPLEMENT ET PARADE NUPTIALE.....	86
4.7.2.1. LA PARADE NUPTIALE.....	86
4.7.2.2. L'ACCOUPLEMENT	87
4.7.3. LA FEMELLE GRAVIDE	87
4.7.4. CONDITIONS POUR LA REPRODUCTION EN CAPTIVITÉ.....	87
4.7.4.1. LES CONDITIONS ENVIRONNEMENTALES.....	87
4.7.4.2. LA PÉRIODE DE REPOS.....	88
4.7.4.3. L'ÉTAT DE SANTÉ DES REPTILES REPRODUCTEURS	88
4.7.4.4. LA MATURITÉ SEXUELLE	88
4.7.4.5. LA DETERMINATION DES SEXES.....	89
4.7.4.6. LA PONTE.....	91
4.7.4.7. L'INCUBATION DES ŒUFS	92
5. PATHOLOGIES PRINCIPALES DES REPTILES ÉLEVÉS EN CAPTIVITÉ - TRAITEMENTS ET PRÉVENTION	93
5.1. PRINCIPES GÉNÉRAUX DE THÉRAPEUTIQUES	93
5.1.1. LES VOIES D'ADMINISTRATION DES MÉDICAMENTS	93
5.1.1.1. LA VOIE PARENTÉRALE	93
5.1.1.2. LA VOIE ORALE.....	94
5.1.1.3. LA VOIE LOCALE	94
5.1.2. LA THERMOTHÉRAPIE.....	95
5.1.3. LA MISE EN QUARANTAINE	95
5.2. LES AFFECTIONS CUTANÉES D'ORIGINE ENVIRONNEMENTALE	96
5.2.1. LA DYSECDYSIE OU TROUBLE DE LA MUE	96
5.2.1.1. SYMPTÔMES	96
5.2.1.2. ÉTIOLOGIE	96
5.2.1.3. TRAITEMENT	97
5.2.1.4. PROPHYLAXIE	98
5.2.2. L'ABRASION ROSTRALE	98
5.2.2.1. ÉTIOLOGIE	98
5.2.2.2. SYMPTOMATOLOGIE	98
5.2.2.3. TRAITEMENT	99
5.2.2.4. PRÉVENTION	99

5.2.3. LA MALADIE DES AMPOULES : BLISTER DISEASE.....	99
5.2.3.1. ETIOLOGIE	99
5.2.3.2. SYMPTOMATOLOGIE	99
5.2.3.3. TRAITEMENT.....	100
5.2.3.4. PROPHYLAXIE.....	100
5.2.4. LES AFFECTIONS DES DOIGTS ET DES GRIFFES	100
5.2.4.1. ETIOLOGIE	100
5.2.4.2. SYMPTOMATOLOGIE	101
5.2.4.3. TRAITEMENT.....	101
5.2.4.4. PREVENTION	101
5.2.5. L'EXCROISSANCE DU BEC CORNÉ	102
5.2.5.1. TRAITEMENT	102
5.2.5.2. PROPHYLAXIE.....	102
5.3. LES AFFECTIONS TRAUMATIQUES	103
5.3.1. LES BRULURES	103
5.3.1.1. ETIOLOGIE	103
5.3.1.2. SYMPTOMATOLOGIE	103
5.3.1.3. TRAITEMENT.....	104
5.3.1.4. PREVENTION.....	105
5.3.2. LES FRACTURES.....	105
5.3.2.1. ETIOLOGIE	105
5.3.2.2. SYMPTOMATOLOGIE	105
5.3.2.3. TRAITEMENT.....	105
5.3.3. LES FRACTURES DE LA CARAPACE	106
5.3.3.1. ETIOLOGIE	106
5.3.3.2. SYMPTOMATOLOGIE	106
5.3.3.3. TRAITEMENT.....	106
5.3.3.4. PREVENTION.....	107
5.3.4. LES MORSURES.....	107
5.3.4.1. TRAITEMENT.....	108
5.3.4.2. PREVENTION.....	108
5.4. LES TROUBLES DE LA REPRODUCTION	109
5.4.1. LA RÉTENTION D'ŒUF OU DYSTOCIE	109
5.4.1.1. TYPES DE RÉTENTION D'ŒUFS	109
5.4.1.2. ETIOLOGIE	109
5.4.1.3. SIGNES CLINIQUES	110
5.4.1.4. TRAITEMENT.....	111
5.4.1.5. PROPHYLAXIE.....	111
5.4.2. PARAPHIMOSIS	112
5.4.2.1. TRAITEMENT	112
5.4.2.2. PROPHYLAXIE.....	112
5.4.3. STÉRILITÉ	112

5.5. LES TROUBLES DE L'ALIMENTATION	113
5.5.1. L'ANOREXIE.....	113
5.5.1.1. ETIOLOGIE	113
5.5.1.2. SIGNES CLINIQUES	114
5.5.1.3. TRAITEMENT.....	114
5.5.1.4. PRÉVENTION.....	115
5.5.2. LA DÉSHYDRATATION	115
5.5.2.1. TRAITEMENT.....	116
5.5.2.2. PRÉVENTION.....	116
5.5.3. LA CONSTIPATION	116
5.5.3.1. ETIOLOGIE	116
5.5.3.2. TRAITEMENT ET PRÉVENTION	117
5.5.4. LES RÉGURGITATIONS	117
5.5.4.1. ETIOLOGIE	117
5.5.4.2. TRAITEMENT ET PRÉVENTION	118
5.5.5. L'OBÉSITÉ.....	118
5.5.5.1. SIGNES CLINIQUES	118
5.5.5.2. TRAITEMENT.....	118
5.5.5.3. PRÉVENTION.....	118
5.6. LES TROUBLES MÉTABOLIQUES D'ORIGINE NUTRITIONNELLE	119
5.6.1. L'OSTÉOFIBROSE	119
5.6.1.1. ETIOLOGIE.....	119
5.6.1.2. SIGNES CLINIQUES	120
5.6.1.3. TRAITEMENT.....	121
5.6.1.4. PRÉVENTION.....	121
5.6.2. LES HYPOVITAMINOSES.....	122
5.6.2.1. HYPOVITAMINOSE A.....	122
5.6.2.2. HYPOVITAMINOSE B1.....	124
5.6.2.3. HYPOVITAMINOSE C.....	125
5.6.2.4. HYPOVITAMINOSE E	125
5.6.2.5. HYPOVITAMINOSE H.....	126
5.6.3. LES HYPERVITAMINOSES	126
5.6.3.1. HYPERVITAMINOSE A	126
5.6.3.2. HYPERVITAMINOSE D3	126
5.6.4. LA GOUTTE VISCÉRALE ET ARTICULAIRE	127
5.6.4.1. ETIOLOGIE	127
5.6.4.2. SIGNES CLINIQUES	127
5.6.4.3. TRAITEMENT.....	127
5.6.4.4. PRÉVENTION.....	127
5.6.5. LA LIPOSE HÉPATIQUE.....	128
5.6.5.1. SIGNES CLINIQUES	128
5.6.5.2. TRAITEMENT.....	128

5.7. LES INFECTIONS MYCOSIQUES	129
5.7.1. FACTEURS FAVORISANTS.....	129
5.7.1.1. LES CONDITIONS ENVIRONNEMENTALES.....	129
5.7.1.2. LES REPTILES IMMUNODÉPRIMÉS	129
5.7.1.3. UN TRAITEMENT ANTIBIOTIQUE PROLONGÉ	129
5.7.2. LES MYCOSES SUPERFICIELLES	129
5.7.3. LES MYCOSES SYSTÉMIQUES	130
5.7.3.1. LES MYCOSES RESPIRATOIRES	130
5.7.3.2. LES MYCOSES DIGESTIVES	130
5.7.3.3. LES MYCOSES RÉNALES.....	130
5.7.3.4. LES MYCOSES NEUROLOGIQUES	130
5.7.4. TRAITEMENT ANTIMYCOSIQUE.....	131
5.7.4.1. TRAITEMENT DES MYCOSES SUPERFICIELLES.....	131
5.7.4.2. TRAITEMENT DES MYCOSES SYSTÉMIQUES	132
5.7.5. PRÉVENTION.....	133
5.8. LES INFECTIONS VIRALES	134
5.8.1. INFECTIONS À RÉTROVIRUS : INCLUSION BODY DISEASE (IBD).....	134
5.8.1.1. SIGNES CLINIQUES	134
5.8.1.2. MODE DE TRANSMISSION	135
5.8.1.3. DIAGNOSTIC.....	135
5.8.1.4. TRAITEMENT.....	135
5.8.1.5. PROPHYLAXIE.....	135
5.8.2. INFECTIONS À PARAMYXOVIRUS.....	136
5.8.2.1. SIGNES CLINIQUES	136
5.8.2.2. MODE DE TRANSMISSION	136
5.8.2.3. DIAGNOSTIC.....	136
5.8.2.4. TRAITEMENT ET PROPHYLAXIE.....	136
5.8.3. RHINITE À HERPÈS VIRUS.....	137
5.8.3.1. ETIOLOGIE	137
5.8.3.2. SIGNES CLINIQUES	137
5.8.3.3. MODE DE TRANSMISSION	137
5.8.3.4. TRAITEMENT.....	137
5.8.3.5. PROPHYLAXIE.....	138
5.8.4. AUTRES INFECTIONS VIRALES.....	138
5.8.4.1. INFECTIONS A ADÉNOVIRUS.....	138
5.8.4.2. INFECTIONS A POXVIRUS.....	138
5.8.4.3. INFECTIONS A PAPOVAVIRUS	138
5.9. LES INFECTIONS PARASITAIRES	139
5.9.1. LES ECTOPARASITES.....	139
5.9.1.1. LES ALGUES	139
5.9.1.2. LES SANGSUES	139
5.9.1.3. LES INSECTES	139
5.9.1.4. LES MYASES	140

5.9.1.5. LES ACARIENS	140
5.9.1.5.1. OPHIONYSSUS NATRICIS	140
5.9.1.5.2. AOÛTATS.....	141
5.9.1.5.3. CLOACARUS	141
5.9.1.5.4. TIQUES	141
5.9.1.5.5. TRAITEMENT ET PRÉVENTION DES ACARIOSES	142
5.9.2. LES ENDOPARASITES.....	144
5.9.2.1. LES PROTOZOAIRES	144
5.9.2.1.1. LES AMIBES	144
5.9.2.1.2. LES COCCIDIES.....	145
5.9.2.1.3. LES FLAGELLÉS	147
5.9.2.1.4. LES PROTOZOAIRES CILIÉS	148
5.9.2.1.5. LES HÉMATOZOAIRES OU PROTOZOAIRES SANGUINS	148
5.9.2.1.6. TRAITEMENT DES PROTOZOSES DIGESTIVES	148
5.9.2.1.7. TRAITEMENT DES HÉMATOZOSES	150
5.9.2.1.8. PRÉVENTION ET MESURES HYGIÉNIQUES	150
5.9.2.2. LES MÉTAZOAIRES	151
5.9.2.2.1. LES TRÉMATODES	151
5.9.2.2.2. LES CESTODES	152
5.9.2.2.3. LES ACANTHOCÉPHALES	153
5.9.2.2.4. LES NÉMATODES.....	154
5.9.2.2.5. LES PENTASTOMIDÉS.....	157
5.9.2.2.6. PRINCIPAUX TRAITEMENTS ANTIHELMINTHIQUES	158
5.9.2.2.7. PROPHYLAXIE	161
5.10. LES INFECTIONS BACTÉRIENNES	162
5.10.1. LA STOMATITE	162
5.10.1.1. ETIOLOGIE	162
5.10.1.2. SYMPTOMES	163
5.10.1.3. TRAITEMENT.....	164
5.10.1.4. PREVENTION.....	165
5.10.2. LES INFECTIONS BACTÉRIENNES RESPIRATOIRES	165
5.10.2.1. LES PNEUMOPATHIES.....	165
5.10.2.2. LA RHINITE À MYCOPLASMES.....	167
5.10.2.3. LA RHINITE INFECTIEUSE	168
5.10.3. LES INFECTIONS BACTÉRIENNES CUTANÉES.....	169
5.10.3.1. LES ABCÈS	169
5.10.3.2. LES MALADIES ULCÉREUSES DE LA CARAPACE.....	170
5.10.3.3. LES DERMITES BACTÉRIENNES	172
5.10.3.4. LA DERMATOPHILOSE	172
5.10.4. LES INFECTIONS BACTÉRIENNES OCULAIRES	173
5.10.4.1. L'ABCÈS PRÉCORNÉEN.....	173
5.10.4.2. LES CONJONCTIVITES-KÉRATITES	173
5.10.4.3. LA PANEXOPHTALMIE.....	174

5.10.5. LES INFECTIONS BACTÉRIENNES AURICULAIRES	174
5.10.5.1. ETIOLOGIE	174
5.10.5.2. SIGNES CLINIQUES.....	174
5.10.5.3. TRAITEMENT.....	175
5.10.5.4. PRÉVENTION.....	175
5.10.6. LES GASTRO-ENTÉRITES BACTÉRIENNES	175
5.10.7. LES SEPTICÉMIES.....	176
5.10.7.1. SEPTICÉMIE HÉMORRAGIQUE : AÉROMONOSE GÉNÉRALISÉE.	176
5.10.7.2. SEPTICÉMIE À PSEUDOMONAS	176
5.10.7.3. TRAITEMENT.....	177
5.10.7.4. PRÉVENTION.....	177
5.10.8. AUTRES INFECTIONS BACTÉRIENNES	177
5.10.8.1. LES INFECTIONS À MYCOBACTERIUM	177
5.10.8.2. LES INFECTIONS À SALMONELLA	178
5.10.8.3. LES INFECTIONS À CHLAMYDIA	178
5.10.9. PRINCIPAUX TRAITEMENTS ANTIBIOTIQUES ET ANTISEPTIQUES	179
5.10.9.1. LES ANTISEPTIQUES.....	179
5.10.9.2. LES TOPIQUES ANTIBIOTIQUES	179
5.10.9.3. LES ANTIBIOTIQUES PAR VOIE GÉNÉRALE.....	180
6. ZONOSES	186
6.1. LES ZONOSES BACTÉRIENNES	186
6.1.1. LA SALMONELLOSE	186
6.1.1.1. CLASSIFICATION.....	187
6.1.1.2. SYMPTÔMES DE LA SALMONELLOSE.....	188
6.1.1.3. PROPHYLAXIE ET TRAITEMENT.....	189
6.1.2. ZONOSE À MYCOBACTERIUM	190
6.1.2.1. SYMPTÔMES.....	190
6.1.2.2. PRÉVENTION.....	190
6.1.3. ZONOSE À CHLAMYDIA	190
6.1.4. AUTRES ZONOSES BACTÉRIENNES.....	191
6.1.5. PRÉVENTION DES ZONOSES BACTÉRIENNES	191
6.2. LES ZONOSES PARASITAIRES	192
6.2.1. LES ECTOPARASITES	192
6.2.1.1. OPHIONYSSUS NATRICIS.....	192
6.2.1.2. LES TIQUES	192
6.2.2. LES ENDOPARASITES	193
6.2.2.1. LES PROTOZOAIRES	193
6.2.2.2. LA PENTASTOMIDOSE	194
6.2.2.3. LES CESTODOSES	194
6.3. LES ZONOSES MYCOSIQUES.....	195

6.4. LES ZONOSES VIRALES	196
6.4.1. LES VIRUS PATHOGÈNES CHEZ LES REPTILES	196
6.4.2. LE VIRUS DE LA FIÈVRE DU NIL OCCIDENTAL.....	196
6.4.3. LE VIRUS DE L'ENCÉPHALITE EQUINE DE L'OUEST	196
6.5. LES ALLERGIES	196
7. BLESSURES PHYSIQUES ET ENVENIMATIONS	197
7.1. LES RISQUES PHYSIQUES	197
7.1.1. LES MORSURES ET GRIFFURES.....	197
7.1.1.1. TRAITEMENT DES MORSURES NON VENIMEUSES	197
7.1.1.2. PROPHYLAXIE.....	198
7.1.2. LES CONSTRICTIONS FATALES	198
7.2. LES ENVENIMATIONS	198
7.2.1. ENVENIMATIONS PAR SERPENTS EXOTIQUES.....	198
7.2.1.1. INTRODUCTION	198
7.2.1.2. LES TYPES DE SERPENTS VENIMEUX.....	199
7.2.1.3. LES TYPES DE MORSURES	199
7.2.1.4. LA COMPOSITION DU VENIN	200
7.2.1.5. SYMPTÔMES D'ENVENIMATION	203
7.2.1.6. TRAITEMENTS DES ENVENIMATIONS.....	204
7.2.1.7. LES PROBLÈMES DE PRISE EN CHARGE.....	208
7.2.2. LES ENVENIMATIONS PAR LÉZARDS VENIMEUX	208
7.2.2.1. LES LÉZARDS VENIMEUX.....	208
7.2.2.2. LES MORSURES D'HÉLODERMATIDÉS.....	208
7.2.2.3. LES SYMPTOMES DE L'ENVENIMATION.....	209
7.2.2.4. TRAITEMENT DE L'ENVENIMATION.....	209
CONCLUSION	210
BIBLIOGRAPHIE	211

TABLE DES ILLUSTRATIONS

FIGURES

Figure 1 : Exemples de pythoninés.....	23
Figure 2 : Exemples de boïnés .	23
Figure 3 : Dentition aglyphe .	24
Figure 4 : Dentition opistoglyphe .	24
Figure 5 : Exemples de colubridés .	25
Figure 6 : Dentition solénoglyphe .	25
Figure 7 : Exemples de vipérinés .	26
Figure 8 : Exemples de crotalinés .	26
Figure 9 : Exemples d'élapidés .	27
Figure 10 : Dentition protéroglyphe.....	27
Figure 11 : <i>Iguana iguana</i> (iguane commun).	29
Figure 12 : <i>Anolis carolinensis</i> (anolis vert)	29
Figure 13 : <i>Basiliscus plumifrons</i> (Basilic vert)	29
Figure 14 : Exemples d'agamidés .	30
Figure 15 : Exemples de caméléonidés .	31
Figure 16 : Exemples de geckonidés .	32
Figure 17 : Exemples de scincidés .	33
Figure 18 : Exemples de varanidés .	34
Figure 19 : Exemples de téiidés .	35
Figure 20 : Exemples de crotaphytidés .	35
Figure 21 : Exemples de cordylidés .	36
Figure 22 : Exemples de péломédusidés .	37
Figure 23 : Exemples de chélidés .	38
Figure 24 : Exemples de podocnémidés.....	39
Figure 25 : <i>Carettochelys insculpta</i> (Carettochelyde d'Australasie).....	39
Figure 26 : Exemples de trionychidés.....	40
Figure 27 : Exemples de kinosternidés .	40
Figure 28 : <i>Chelydra serpentina</i> (tortue hargneuse) .	41
Figure 29 : <i>Macrolemys temminckii</i> (tortue-alligator).....	41
Figure 30 : <i>Platysternon megacephalum</i> (Platysterne à grosse tête) .	41
Figure 31: Exemples de géoémydidés .	42
Figure 32 : Exemples de tortue-boîtes asiatiques .	42
Figure 33 : Exemples d'émydidés.....	43
Figure 34 : Exemples de tortues-boîtes américaines .	43
Figure 35 : Exemples de tortues du genre <i>Testudo</i> .	44
Figure 36 : Exemples de testudinidés.....	45
Figure 37 : Lamelles adhésives chez les geckonidés. .	47
Figure 38 : Structure de l'œil d'un serpent .	48
Figure 39 : Structure de l'œil d'un lézard .	48
Figure 40 : Localisation de la glande de Harder .	49
Figure 41 : structure de l'œil pinéal .	49
Figure 42 : localisation de l'appareil de Jacobson.....	50
Figure 43 : Structure du cœur d'un lézard. .	52
Figure 44 : Circulation sanguine chez un lézard.....	52
Figure 45 : Différents type de dentition chez les ophidiens .	55
Figure 46 : Type de fixation dentaire chez les sauriens .	55
Figure 47 : Hémipénis d'un iguane.....	57
Figure 48 : Ergots péricloacaux .	59

Figure 49 : Activité métabolique des reptiles en fonction de la température extérieure	60
Figure 50 : Opacification de l'œil, annonciatrice d'une mue.	62
Figure 51 : Mue d'un lézard.....	62
Figure 52 : Terrarium type arboricole.	65
Figure 53 : Terrarium en verre.	66
Figure 54 : Terrarium en matière plastique.	66
Figure 55: Schéma d'aquarium pour tortues juvéniles et tortues adultes	67
Figure 56 : Différents systèmes de chauffage.	70
Figure 57 : Contention d'un python royal	74
Figure 58 : Contention d'un python molure.....	74
Figure 59 : Manipulation d'une vipère heurtante	74
Figure 60 : Utilisation d'un tube de maintien.....	74
Figure 61 : Crochets pour serpents venimeux.....	75
Figure 62 : Pinces à serpents	75
Figure 63 : Technique de contention des grands lézards.....	75
Figure 64 : Technique de contention d'un caméléon.....	75
Figure 65 : Contention d'une tortue terrestre.	76
Figure 66 : Immobilisation d'une tortue de Floride	76
Figure 67 : Eversion manuelle des hémipénis.....	89
Figure 68 : Sondage des poches hémipéniennes	89
Figure 69 : Dysecdysie chez un python royal.	96
Figure 70 : Abrasion rostrale chez un jeune iguane vert et un agame aquatique.	98
Figure 71 : Blister disease après rupture des vésicules.....	99
Figure 72 : Panaris chez un lézard	101
Figure 73 : Excroissance du bec corné chez <i>Testudo graeca</i>	102
Figure 74 : Brûlure du second degré chez un serpent.....	103
Figure 75 : Brûlure du troisième degré chez un lézard	103
Figure 76 : Protection des lésions de brûlures par pansement VETRAP®	104
Figure 77 : Contention d'un membre antérieur fracturé	105
Figure 78 : Grillage métallique modelé sur la dossière.	107
Figure 79 : Application feuille de fibre de verre et collage à la résine.....	107
Figure 80 : Plaie par morsure chez un phelsuma	107
Figure 81 : Morsure sévère de rat chez un boa constrictor	107
Figure 82 : Rétention d'œufs chez <i>Elaphe guttata</i>	110
Figure 83 : Ramollissement des mandibules.....	120
Figure 85 : Œdème palpébral chez <i>Chrysemys picta bellii</i>	122
Figure 86 : Morphologie de différents genres de pentastomes	157
Figure 87 : stomatite chez <i>Python regius</i>	164
Figure 88 : stomatite chez <i>Varanus exanthematicus</i>	164
Figure 89 : Dyspnée chez un serpent : respiration gueule ouverte et gonflement intermandibulaire	166
Figure 90 : Abscessus rostral.....	169
Figure 91 : Abscessus articulaire	169
Figure 92 : Ulcère de la carapace chez <i>Trionyx</i> sp.....	171
Figure 93 : Lésions ulcératives chez <i>Malaclemys terrapin</i>	171
Figure 94 : Dermite bactérienne mandibulaire chez <i>Chamaeleo chamaeleo</i>	172
Figure 95 : Abscessus pré-cornéen chez un <i>Python regius</i>	173
Figure 96 : Pyogranulôme du tympan chez <i>Trachemys scripta elegans</i>	174
Figure 97 : Suffusions hémorragiques caractéristiques de l'aéromonose	176
Figure 97 : Action des différentes neurotoxines au niveau de la jonction neuro-musculaire	200
Figure 98 : <i>Heloderma suspectum</i>	209
Figure 99 : Structure des dents et localisation des glandes à venin.	209

TABLEAUX

Tableau 1 : Espèces listés en annexe 1 de l'arrêté du 10 aout 2004.....	18
Tableau 2 : Exemples de reptiles appartenant à l'annexe 2 de l'arrêté du 10 aout 2004.	18
Tableau 3 : Conditions d'autorisation de détention des reptiles en fonction de leur appartenance aux annexes 1 ou 2 de l'arrêté du 10 août 2004.	19
Tableau 4 : Classification des ophidiens.....	22
Tableau 5 : Classification des sauriens.	28
Tableau 6 : Classification des chéloniens	37
Tableau 7 : Exemples de température de maintenance et d'hygrométrie	69
Tableau 8 : Exemples de température de l'eau d'aquarium.....	70
Tableau 9 : Exemples de poissons riches en thiaminase.....	81
Tableau 10 : Rapport phosphocalcique d'aliments pour les reptiles végétariens	82
Tableau 11 : Besoins en vitamines et minéraux des reptiles.	83
Tableau 12 : Composition de quelques invertébrés proposés aux reptiles insectivores.....	84
Tableau 13 : Dimorphisme sexuel chez les serpents.....	89
Tableau 14 : Dimorphisme sexuel chez les lézards.	90
Tableau 15 : Dimorphisme sexuel chez les tortues.....	90
Tableau 16 : Végétaux riches en vitamine A	124
Tableau 17 : Antimycosiques locaux utilisables chez les reptiles	131
Tableau 18 : Antimycosiques systémiques utilisables chez les reptiles.....	132
Tableau 19 : Produits utilisés pour l'élimination des algues parasites	139
Tableau 20 : Posologies du métronidazole dans le traitement des protozooses.	149
Tableau 21 : Posologies du métronidazole dans le traitement des amibiases.	149
Tableau 22 : Posologies de la sulfadiméthoxine.	149
Tableau 23 : Posologie du triméthoprime-sulfaméthoxazole.....	150
Tableau 24 : Posologie du triméthoprime-sulfadiazine.	150
Tableau 25 : Mesures hygiéniques pour le traitement des protozooses.....	151
Tableau 26 : Posologies du fenbendazole.....	158
Tableau 27 : Posologies du praziquantel.....	159
Tableau 28 : Autres antihelminthiques utilisables chez les reptiles.	160
Tableau 29 : Flore oropharyngienne normale des ophidiens.	162
Tableau 30 : Antibiotiques utilisables dans le traitement des pneumopathies infectieuses.....	166
Tableau 31 : Principaux antiseptiques utilisables chez les reptiles.....	179
Tableau 32 : Exemple de topiques antibiotiques humains utilisables chez les reptiles.....	179
Tableau 33 : Exemple de topiques antibiotiques vétérinaires utilisables chez les reptiles.	180
Tableau 34 : Posologies des fluoroquinolones utilisables chez les reptiles.	181
Tableau 35 : Posologies de la ceftazidime.....	181
Tableau 36 : Posologies des aminosides utilisables chez les reptiles.....	182
Tableau 37 : Posologies des sulfamides utilisables chez les reptiles.	183
Tableau 38 : Posologies du chloramphénicol.....	183
Tableau 39 : Posologies des pénicillines utilisables chez les reptiles.....	184
Tableau 40 : Posologies de la tylosine.....	184
Tableau 41 : Posologies des tétracyclines utilisables chez les reptiles.	185
Tableau 42 : Posologies du métronidazole utilisé comme antibactérien.	185
Tableau 43 : Posologies des lincosanides utilisables chez les reptiles.....	185
Tableau 44 : Zoonose et personnes à risque.....	186
Tableau 45 : Classification du genre <i>Salmonella</i>	187
Tableau 46 : Mesures hygiéniques pour la prophylaxie de la salmonellose.....	189
Tableau 47 : Prophylaxie des risques de morsures et de griffures.	198
Tableau 48 : Conduite à tenir en cas d'envenimation par un serpent.....	204
Tableau 49 : Gradation clinico-biologique des envenimations ophidiennes.	205
Tableau 50 : Exemples de sérums antivenins.....	207

INTRODUCTION

La cohabitation d'un animal de compagnie avec l'homme s'est considérablement développée ces dernières décennies.

Ainsi, on estime que 50% des foyers français possèdent au moins un animal de compagnie et 5% au moins un NAC (« Nouveaux Animaux de Compagnie »).

La catégorie des NAC regroupe aussi bien les furets, les lagomorphes, les oiseaux de volières les rongeurs (souris, hamsters, chinchillas,...) que des animaux plus exotiques tels que les amphibiens, les arachnides (araignées, scorpions) et les reptiles (serpents, lézards, tortues). Pour l'élevage de ces derniers, on parlera de terrariophilie, qui se définit comme l'activité de maintenir les reptiles en captivité dans un milieu confiné, le terrarium.

Le nombre de reptiles élevés en France par des terrariophiles professionnels ou amateurs est de plus en plus important chaque année. Selon une enquête SOFRES de 2002, la population de ces animaux en captivité serait en France de 500 000 à 800 000 individus. A ce jour, il n'existe aucune statistique sur leur nombre exact.

La classe des reptiles est un groupe zoologique vaste qui regroupe plus de 8200 espèces. Parmi ces animaux, les tortues, les lézards et les serpents sont les plus représentés dans les élevages en captivité chez des particuliers. L'élevage des crocodiliens (crocodiles, alligators) et des tortues marines est peu fréquent, et généralement réservé aux zoos.

Face à cet engouement croissant pour les reptiles, le pharmacien peut être amené à rencontrer un terrariophile novice qui ne possède pas les connaissances nécessaires à la prise en charge de son animal malade ou aux risques encourus par sa détention.

Des connaissances en herpétologie, en terrariophilie ainsi qu'en médecine herpétologique s'avèrent donc nécessaire afin de répondre au mieux aux besoins de ces personnes.

Après avoir rappelé dans une première partie la législation concernant la détention de reptiles, nous aborderons leur classification ainsi que leurs particularités anatomiques et physiologiques. Nous apporterons ensuite les notions de base de la terrariophilie concernant l'entretien des reptiles en captivité.

Ensuite nous décrirons les principales pathologies rencontrées chez ces animaux ainsi que leur traitement et leur éventuelle prévention.

La question du risque de transmission de maladies du reptile à l'homme ou du risque de morsures se posant logiquement, nous aborderons dans une dernière partie les risques de zoonoses et d'envenimation liés à la détention de reptile.

1. LEGISLATION :

La capture, le transport, l'élevage, la vente, l'achat et la détention de reptiles sont soumis à une triple législation : la législation française, la législation européenne et la législation internationale.

1.1. LA LÉGISLATION INTERNATIONALE :

Depuis le 3 mars 1973, la convention de Washington ou C.I.T.E.S (Convention of International Trade in Endangered Species of world fauna and flora) regroupe les espèces animales en trois catégories (dites annexes) en fonction de leur degré de risque d'extinction.

Cette convention, en vigueur dans 140 pays et ratifiée en France depuis mai 1978, réglemente le commerce et le transport des espèces menacées. La liste des reptiles rattachés aux annexes de la C.I.T.E.S est disponible sur le site internet de la C.I.T.E.S. (<http://www.cites.org>).

1.1.1. ANNEXE I :

Cette annexe regroupe toutes les espèces menacées d'extinction ou dont la survie à court terme pourrait être affectée par le commerce.

L'importation de reptiles de l'annexe I nécessite une double autorisation délivrée par les autorités compétentes du pays exportateur et du pays importateur. Ces reptiles ne peuvent être importés seulement qu'au profit d'institutions à but scientifique ou éducatif.

Exemple : *Varanus komodoensis*, *Geochelone radiata*, *Python molurus molurus*, *Acrantophis sp*, *Boa constrictor occidentalis*,...

1.1.2. ANNEXE II :

Cette annexe rassemble toutes les espèces qui, bien que n'étant pas nécessairement menacées actuellement d'extinction, pourraient le devenir si le commerce n'était pas soumis à une réglementation stricte ayant pour but d'éviter une surexploitation incompatible avec leur survie.

L'importation de reptiles de l'annexe II nécessite également une double autorisation du pays exportateur et importateur. La facture d'achat du reptile doit comporter obligatoirement un numéro de CITES.

Exemple : *Chamaeleo chamaeleo*, *Testudo radiata*, *Testudo hermanni*, *Testudo marginata*, *Python sp*, *Boa sp*, *Varanus sp*...

1.1.3. ANNEXE III :

L'annexe III réunit les espèces qu'un Etat signataire déclare soumises à une réglementation ayant pour but d'empêcher ou de restreindre leur exploitation, et nécessitant la coopération des autres parties pour le contrôle du commerce.

1.2. LA LÉGISLATION EUROPÉENNE :

La réglementation européenne concernant l'importation de reptiles en provenance de pays tiers à la communauté européenne est plus stricte que les règlements de la C.I.T.E.S.

En vigueur dans tous les pays de l'Union Européenne depuis 1997, elle se divise en quatre annexes : A, B, C, D.

1.2.1. ANNEXE A :

Cet annexe regroupe toutes les espèces de l'annexe I de la C.I.T.E.S et de nombreuses espèces de l'annexe II de la C.I.T.E.S. Quelques espèces non soumises à la convention de Washington sont également rattachées à l'annexe A.

L'importation dans la CEE et la détention peuvent être autorisées exceptionnellement dans un but scientifique (après dérogation du Ministère de l'Environnement) ou si le reptile a été importé en France avant la ratification de la C.I.T.E.S. L'importation nécessite un permis d'exportation du pays d'origine et un permis d'importation du pays destinataire.

Le commerce et la détention d'une espèce de l'annexe A est possible si le reptile est né en captivité dans un élevage agréé.

Un certificat communautaire (similaire à un permis C.I.T.E.S.), délivré par le Ministère de l'Environnement, autorise le transport intra-communautaire des reptiles de l'annexe A dans un but commercial. Si le but n'est pas commercial, le transport de reptile est libre mais le détenteur doit être capable de prouver l'origine licite du reptile, par une attestation de naissance en captivité, et doit posséder un C.I.C. (certificat intracommunautaire), délivré par la D.I.R.E.N. (Direction Régionale de l'Environnement).

Un marquage d'identification par puce électronique est obligatoire pour les reptiles de l'annexe A ou de l'annexe I.

1.2.2. ANNEXE B :

Cette annexe regroupe les espèces de l'annexe II de la C.I.T.E.S non classées en catégorie A et les espèces constituant une menace écologique si introduites dans le milieu naturel.

L'importation de reptile d'un pays tiers à l'Union Européenne nécessite un permis d'exportation du pays d'origine et un permis d'importation du pays destinataire.

La circulation et le commerce intra-communautaire des reptiles sont libres mais le détenteur doit être capable de prouver l'origine licite du reptile par une attestation de naissance en captivité émanant de l'éleveur ou un numéro de permis C.I.T.E.S (si reptile importé d'un pays tiers de l'Union Européenne).

1.2.3. ANNEXE C :

L'annexe C regroupe les reptiles de l'annexe III de la C.I.T.E.S. L'importation de reptiles de l'annexe C est possible sur présentation d'un permis d'exportation ou d'un certificat d'origine.

1.2.4. ANNEXE D :

L'annexe D regroupe les reptiles non protégés par la convention de Washington. L'importation de reptiles de l'annexe D nécessite une simple notification d'importation au bureau des douanes.

1.3. LA LÉGISLATION FRANÇAISE :

1.3.1. PROTECTION DES REPTILES FRANCAIS:

En France, selon le Code Rural, les reptiles sont classés parmi les espèces dites « non domestiques ». Les sanctions concernant toute infraction à cette législation relève du droit pénal.

Selon le Code de l'environnement, toutes les espèces françaises de reptiles sont intégralement protégées depuis le 10 juillet 1976 en France métropolitaine. Il est interdit de détruire les reptiles et leurs œufs, de les capturer, de les transporter, de les vendre ou de les acheter (GERARD *et al*, 2001 ; BOUR *et al*, 2002 ; SCHILLIGER, 2004).

Cette protection s'étend également aux reptiles de la faune guyanaise depuis le 15 mai 1986 par l'intermédiaire de l'« arrêté Guyane » (arrêté du 15 mai 1986 fixant sur tout ou partie du territoire national des mesures de protection des reptiles et amphibiens représenté dans le département de la Guyane). Cet arrêté comprend trois articles :

- Les reptiles du premier article profitent d'une protection totale sur tout le territoire national et la Guyane. Exemple : Boa canin (*Corallus caninus*), tortue Matamata (*Chelus fimbriatus*)
- Les reptiles du second article bénéficient d'une protection totale sur tout le territoire national, sauf en Guyane où ils peuvent être capturés, transportés et exterminés. Tous les serpents de Guyane, excepté le boa canin (*Corallus caninus*), le boa constrictor (*Boa constrictor*) et l'anaconda (*Eunectes* sp) et tous les lézards de Guyane, excepté l'iguane vert (*Iguana iguana*) sont rattachés au second article.
- Dans le département guyanais, la capture, le transport et la destruction sont autorisées pour les reptiles du troisième article qui comporte trois espèces : le boa constrictor (*Boa constrictor*), l'anaconda (*Eunectes* sp) et le caïman à lunettes (*Caiman crocodilus*). Pourtant la vente et la détention de reptiles du troisième article, originaire de Guyane, est interdite en France métropolitaine (mais possible s'ils proviennent d'un autre pays).

L'iguane vert (*Iguana iguana*) n'est pas concerné par l'« arrêté Guyane ». Il bénéficie de la protection de la Convention de Washington et d'une protection locale en Guadeloupe.

Les autres reptiles des Antilles françaises et trois espèces de lézards (*Phelsuma inexpectata*, *Phelsuma borbonica* et *Furcifer pardalis*) de l'île de la Réunion profitent également d'une protection locale. Les reptiles des Territoires d'Outre-mer ne bénéficient pas de mesures de protection nationale.

Depuis 2006, suite à une décision de la Communauté Européenne, la législation concernant les espèces de la faune française et guyanaise a changé.

L'arrêté du 24 juillet 2006, paru au Journal Officiel de la République Française, modifie la législation concernant les espèces protégées par l'« arrêté Guyane » et les reptiles protégés sur l'ensemble du territoire français.

Le commerce, le transport et la détention sont dorénavant possibles pour ces reptiles, sous certaines conditions :

- Les reptiles doivent être nés en captivité.
- Les espèces appartenant à l'annexe A du règlement communautaire Européen (ex : *Testudo hermanni*, *Testudo graeca*) doivent être issues d'une deuxième génération.
- Les reptiles doivent être marqués par puce électronique.

1.3.2. DETENTION DE REPTILES EXOTIQUES EN FRANCE :

Deux arrêtés du 10 août 2004 (parus au Journal Officiel de la République Française du 25 et 30 septembre 2004) fixent les conditions d'autorisation de détention de nombreuses espèces de reptiles en captivité et les conditions d'autorisation de vente.

Ces autorisations de détention varient en fonction du degré de vulnérabilité des espèces de reptiles, du nombre de spécimens détenus et des activités pratiquées par l'éleveur.

1.3.2.1. ESPÈCES CONCERNÉES PAR LES ARRÊTÉS DU 10 AOUT 2004 :

Les arrêtés du 10 août 2004 classent différentes espèces de reptiles en deux annexes (annexe 1 et annexe 2) pour déterminer leur condition d'autorisation de détention (tableau 1 ; tableau 2).

Boa constrictor (dans la limite de 3), *Python regius*, *Elaphe* sp, *Lampropeltis* sp, *Iguana iguana*, *Pogona vitticeps*, *Furcifer pardalis*, *Chamaeleo calypttratus* et *Chamaeleo jacksoni* sont des exemples d'espèces non listées en annexe 1 ou 2 de l'arrêté du 10 août 2004. Leur détention est libre si l'éleveur peut prouver l'origine licite du reptile par un numéro C.I.T.E.S., une déclaration de cession ou une attestation de naissance en captivité.

Tableau 1 : Espèces listées en annexe 1 de l'arrêté du 10 août 2004.

Espèces listées en annexe 1 de l'arrêté du 10 août 2004
Tortues du genre <i>Testudo</i> rattachées à l'annexe A du règlement communautaire : <i>Testudo hermanni</i> , <i>Testudo graeca</i> , <i>Testudo marginata</i> , <i>Testudo kleinmanni</i> , <i>Testudo wernerii</i> + <i>Geochelone (Astrochelys) radiata</i>

Tableau 2 : Exemples de reptiles appartenant à l'annexe 2 de l'arrêté du 10 août 2004.

Espèces listées en annexe 2 de l'arrêté du 10 août 2004
Tous les reptiles listés en annexe A du règlement communautaire. Exemple : <i>Boa Constrictor Occidentalis</i> , <i>Acrantophis</i> , <i>Sanzinia</i> , <i>Cyclura</i> ...
Tous les reptiles listés comme « espèces dangereuses » selon l'arrêté du 21 novembre 1997 : <ul style="list-style-type: none">▪ Les boïdés dont la taille adulte est égale ou supérieure à 3 mètres : <i>Python molurus</i>, <i>Python sebae</i>, <i>Python reticulatus</i>, <i>Morelia amethystina</i>...▪ Les serpents venimeux : les élapidés, les vipéridés, certains colubridés : <i>Boiga irregularis</i>, <i>Dispholidus typus</i>, <i>Natrix tigrina</i>, <i>Rhabdophis tigrinus</i>, <i>Thelotornis capensis</i>...▪ Les lézards venimeux de la famille des hélodermatidés▪ Les varanidés de plus de 3 mètres, à l'âge adulte : <i>Varanus komodoensis</i>, <i>Varanus salvadori</i> ...▪ Les tortues d'ouverture de bec supérieure à 4 centimètres : <i>Macrolemys</i> sp, <i>Chelydra</i> sp, <i>Staurotypus</i> sp, <i>Pelusios niger</i>, <i>Trionyx</i> sp, <i>Apalone</i> sp ...
<ul style="list-style-type: none">▪ Les espèces de tortues jugées potentiellement invasives, représentant une menace écologique : <i>Trachemys scripta elegans</i>, <i>Clemmys</i> sp, <i>Trionyx</i> sp, <i>Apalone</i> sp, <i>Cyclanorbis</i> sp...▪ Les espèces de tortues délicates à élever en captivité : <i>Terrapene</i> sp, <i>Kinixys</i> sp...▪ Les espèces de lézards délicates à élever en captivité : les caméléons (sauf <i>Furcifer pardalis</i>, <i>Chamaeleo calypttratus</i>, <i>Chamaeleo jacksoni</i>), les fouette-queues (<i>Uromastix</i> sp), <i>Draco</i> Sp...▪ Les varans d'une taille supérieure à 1 mètre.

1.3.2.2. ELEVAGE D'AGRÉMENT ET ÉTABLISSEMENT D'ÉLEVAGE :

Les arrêtés du 10 août 2004 définissent les règles générales de deux types de structures : les élevages d'agrément et les établissements d'élevage d'animaux d'espèces non domestiques.

1.3.2.2.1. Les élevages d'agrément :

Les élevages d'agrément sont obligatoirement amateurs. Ce type d'élevage s'applique aux effectifs de moins de 6 tortues rattachées à l'annexe 1 de l'arrêté du 10 août 2004, et à un nombre limité de spécimens d'espèces ne figurant ni en annexe 1 ni en annexe 2 du règlement (tableau 3).

La détention jusqu'à 6 tortues de l'annexe 1 est autorisée en demandant une Autorisation d'Élevage d'Agrément à la D.D.S.V. (Direction Départementale des Services Vétérinaires).

1.3.2.2.2. Les établissements d'élevage :

Les établissements d'élevage concernent la détention d'espèces sensibles ou d'effectifs importants de reptiles. L'élevage sera qualifié d'« établissement d'élevage » s'il est pratiqué à but lucratif, mais également à but privé. Toute personne responsable d'un établissement d'élevage doit être titulaire d'un certificat de capacité et d'une autorisation d'ouverture d'établissement.

Les établissements d'élevage concernent la détention d'un effectif supérieur à 6 tortues de l'annexe 1, d'au moins un spécimen d'une espèce rattachée à l'annexe 2 ou d'un effectif important de reptiles n'appartenant ni à l'annexe 1 ni à l'annexe 2 (tableau 3).

Tableau 3 : Conditions d'autorisation de détention des reptiles en fonction de leur appartenance aux annexes 1 ou 2 de l'arrêté du 10 août 2004.

	Elevage d'agrément : Demande d'autorisation simplifiée en préfecture	Etablissement d'élevage : Certificat de capacité et autorisation d'ouverture obligatoires
Espèces rattachées à l'annexe 1	Moins de 6 spécimens adultes détenus	Plus de 6 spécimens adultes détenus
Espèces rattachées à l'annexe 2	Pour un effectif inférieur à 6 reptiles non classés parmi les espèces « dangereuses » ou en annexe A du règlement européen, et déjà détenus au moment de l'entrée en vigueur des arrêtés du 10 août 2004.	A partir du premier spécimen.
Autres espèces non rattachées à l'annexe 1 ou 2	Elevage sans aucune contrainte administrative si : <ul style="list-style-type: none">▪ Moins de 40 reptiles détenus au total▪ Moins de 25 serpents d'une taille adulte inférieure à 150 cm▪ Moins de 10 serpents d'une taille adulte supérieure à 150 cm▪ Moins de 25 tortues d'une taille adulte inférieure à 40 cm▪ Moins de 10 tortues d'une taille adulte supérieure à 40 cm▪ Moins de 25 lézards d'une taille adulte inférieure à 100 cm▪ Moins de 10 lézards d'une taille adulte supérieure à 100 cm	<ul style="list-style-type: none">▪ Plus de 40 reptiles détenus au total▪ Plus de 25 serpents d'une taille adulte inférieure à 150 cm▪ Plus de 10 serpents d'une taille adulte supérieure à 150 cm▪ Plus de 25 tortues d'une taille adulte inférieure à 40 cm▪ Plus de 10 tortues d'une taille adulte supérieure à 40 cm▪ Plus de 25 lézards d'une taille adulte inférieure à 100 cm▪ Plus de 10 lézards d'une taille adulte supérieure à 100 cm

1.3.2.3. IDENTIFICATION DES REPTILES :

Il est nécessaire de pouvoir justifier l'origine licite des reptiles détenus, soit par un numéro C.I.T.E.S, soit par un certificat intracommunautaire, soit par une attestation de naissance en captivité ou soit par une déclaration de cession.

Un marquage par transpondeur électronique pour l'identification sera obligatoire pour tous les reptiles de l'annexe 2 déjà détenus par le capacitaire, pour toutes les tortues de l'annexe 1 et pour un effectif inférieur à 6 reptiles d'annexe 2, non classés parmi les espèces « dangereuses » ou en annexe A du règlement européen.

Le marquage, réalisable uniquement par un vétérinaire, doit être accompagné d'une déclaration de marquage qui sera conservée tout au long de la vie du reptile.

1.3.2.4. LE CERTIFICAT DE CAPACITÉ :

Pour détenir des animaux exotiques, il faudra être reconnu compétent et avoir des installations adaptées pour les élever.

Un certificat de capacité sera nécessaire pour toute personne responsable d'un établissement d'élevage d'animaux d'espèces non-domestiques (à but commercial ou privé).

Le certificat, personnel et incessible, est délivré par l'administration pour l'entretien de certaines espèces de reptiles ou de certains groupes d'espèces donnés, et pour l'exercice de fonctions dans un type d'établissement défini. Il permet une reconnaissance des compétences personnelles pour l'élevage d'une ou plusieurs espèces données et sera accordé sans limitation de durée. Le certificat de capacité ne permet en aucune manière la détention.

Le dossier de demande de certificat de capacité sera instruit par la D.D.S.V. (Direction Départementale des Services Vétérinaires) et déposé en préfecture.

En vue d'obtenir un certificat de capacité et/ou une autorisation d'ouverture, la personne devra réaliser un dossier et effectuer différents stages et formations pour acquérir l'expérience adéquate à l'élevage de l'espèce demandée. La durée d'obtention est plus ou moins longue (2 mois à 3 ans) selon le niveau d'étude et les expériences de l'éleveur. Le candidat doit justifier des connaissances théoriques (biologie, zoologie...), des connaissances pratiques (expérience professionnelle dans le domaine zootechnique, stage de formation...) et des connaissances juridiques.

La décision finale d'accorder le certificat sera prise par le Préfet du département, après avis de la D.D.S.V et de la commission départementale des sites, perspectives et paysages.

1.3.2.5. L'AUTORISATION D'OUVERTURE D'ÉTABLISSEMENT :

Les établissements (établissements de présentation au public, établissements de vente et établissement non ouvert au public) détenant des animaux d'espèces non domestiques sont soumis à une autorisation d'ouverture d'établissement.

Cette autorisation valide la qualité des installations et la bonne politique d'élevage du demandeur. L'obtention du certificat de capacité permet la demande d'autorisation d'ouverture d'établissement.

Selon l'arrêté du 21 novembre 1997, il existe deux catégories d'établissement :

- Les établissements de première catégorie hébergent des reptiles représentant une menace pour l'écologie et la sécurité des personnes. Les établissements de présentation au public et les établissements d'élevage détenant des espèces inscrites à l'annexe A du règlement communautaire Européen ou des « espèces dangereuses », appartiennent à cette catégorie.
- Les établissements de seconde catégorie sont habilités à l'hébergement et à l'entretien des espèces sauvages, momentanément incapables de survivre dans leur milieu naturel.

L'acte d'ouverture d'établissement précise le nombre maximal d'individus adultes des espèces qui pourront être maintenues en fonction des installations présentées. Toute modification nécessitera la demande d'un nouveau dossier.

Tout comme la demande de certificat de capacité, le dossier de demande d'autorisation d'ouverture d'établissement sera déposé en Préfecture. L'instruction sera réalisée par la D.D.S.V., qui pourra effectuer des visites des installations existantes.

Le dossier comportera la liste précise des espèces dont la détention est demandée, le nombre de spécimen, différents plans précis de l'établissement, différents protocoles de sécurité pour le maintien de serpents venimeux...

Une précommission puis une commission départementale valideront ou pas l'autorisation d'ouverture.

Cette réglementation définit un cadre législatif plus strict dans le but de décourager et de sanctionner les élevages clandestins d'espèces dangereuses ou difficiles à élever.

Pourtant, ces règles strictes, difficiles à comprendre et demandant des connaissances et des compétences approfondies, peuvent conduire de nombreux terrariophiles vers une activité clandestine. Les nombreux éleveurs de tortue du genre *Testudo* (« tortue de jardin ») devront prouver l'origine licite de leurs reptiles afin de légaliser leur élevage d'agrément. Cette démarche est rigoureusement impossible pour toutes les tortues, issues de naissance en captivité.

1.3.3. RESPONSABILITÉ CIVILE ET SANCTIONS PÉNALES :

Toute infraction à la législation (détention illégale, destruction d'espèces protégées, libération volontaire de reptile dans la nature...) est passible d'une peine de six mois d'emprisonnement et d'une amende de 10 000 €. (Code de l'environnement, article L. 415-3)

En cas de détention illégale ou d'incapacité à prouver l'origine licite des reptiles, les autorités compétentes peuvent saisir les animaux ainsi que les instruments et les véhicules ayant servi à commettre l'infraction.

La possession de reptiles engage également la responsabilité civile de l'éleveur. Selon le Code civil (Article I 382), il est présumé juridiquement responsable des dommages que pourrait causer un reptile en cas d'évasion ou d'attitude négligente de sa part (défaut d'installation ou de sécurité, manque de surveillance) (GERARD *et al*, 2001 ; SCHILLIGER, 2004).

Pour la détention d'espèces « dangereuses », spécialement de serpents venimeux, la souscription à une assurance spécifique est fortement recommandée bien qu'elle ne soit pas juridiquement obligatoire en France.

2. CLASSIFICATION DES REPTILES :

2.1. CLASSIFICATION GENERALE :

La classe des reptiles se compose de plus de 8200 espèces et se divise en quatre ordres :

- Les rynchocéphales (le sphénodon uniquement)
- Les crocodiliens (crocodiles, alligators,...)
- Les chéloniens : les tortues
- Les squamates (reptiles changeant périodiquement de peau)

L'ordre des squamates se divise en deux sous-ordres :

- Les sauriens : les lézards
- Les ophidiens : les serpents

2.2. SOUS-ORDRE DES OPHIDIENS :

2.2.1. CLASSIFICATION DES OPHIDIENS :

Plus de 2900 espèces d'ophidiens sont connues (tableau 4).

Tableau 4 : Classification des ophidiens (d'après SCHILLIGER, 2004).

CLASSE	REPTILIA		
SOUS-CLASSE	LEPIDOSAURIA		
ORDRE	SQUAMATA		
SOUS-ORDRE	OPHIDIA		
INFRA-ORDRES	Caenophidia	Henophidia	Scolecophidia
FAMILLES	Viperidae Hydrophiidae Elapidae Colubridae Acrochoridae	Boïdae Xénopeltidae Aniliidae Uropeltidae	Leptotyphlopidae Typhlopidae

2.2.2. LES PRINCIPALES FAMILLES D'OPHIDIENS:

2.2.2.1. LES BOÏDÉS :

Les boïdés sont tous des serpents aglyphes (non-venimeux) et constricteurs. Environ 70 espèces composent cette famille, qui se divise en trois sous-familles :

- Les **pythoninés** (figure 1) : les pythons (genre *Python*, *Morelia*, *Liasis*, *Antaresia*, *Aspidites*).
- Les **boïnés** (figure 2) : les vrais boas (genre *Boa*, *Corallus*, *Epicrates*...) et les anacondas.
- Les **érycinés** : les boas des sables (genre *Eryx*) et le boa rosé (genre *Lichanura*).

Le mode de reproduction est le principal critère de distinction entre les deux sous-familles principales : les boïnés et les pythoninés. Les boïnés et les érycinés sont ovovivipares tandis que les pythoninés sont ovipares. La présence de fossettes thermosensibles permet aussi de distinguer les pythons des boas, mais ce n'est pas un critère absolu : les pythons ont presque tous des fossettes thermosensibles et seulement quelques boas en ont (RIVAL, 1999d ; GERARD *et al*, 2001).

La famille des boïdés recense, parmi ses rangs, les plus grands serpents du monde : le python réticulé (*Python reticulatus*) pouvant atteindre une taille de 10 mètres et l'anaconda (*Eunectes* sp). Il existe aussi des boïdés de taille plus modeste : genre *Antaresia* d'une taille inférieure à un mètre. Ces serpents ont des mœurs très diverses : terrestres, arboricoles, semi-aquatiques ou fousseurs.

Le python royal (*Python regius*), le boa constricteur (*Boa constrictor*) et le python molure (*Python molurus bivittatus*) comptent parmi les boïdés les plus couramment élevés en captivité.

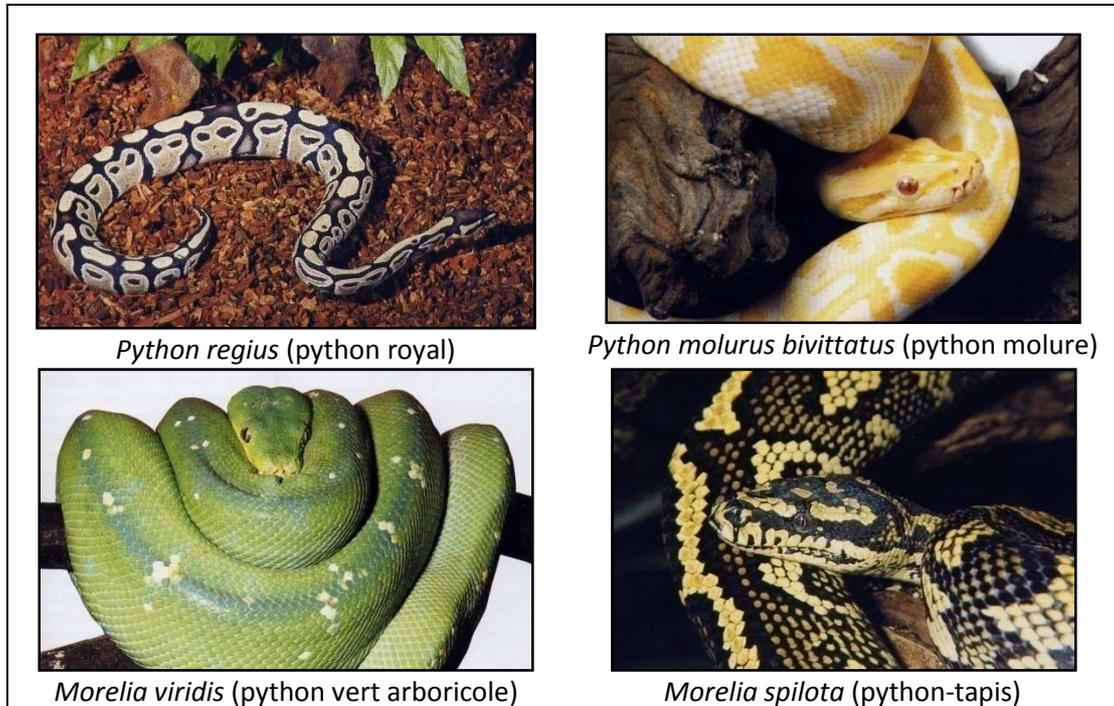


Figure 1 : Exemples de pythoninés (GERARD *et al*, 2001).

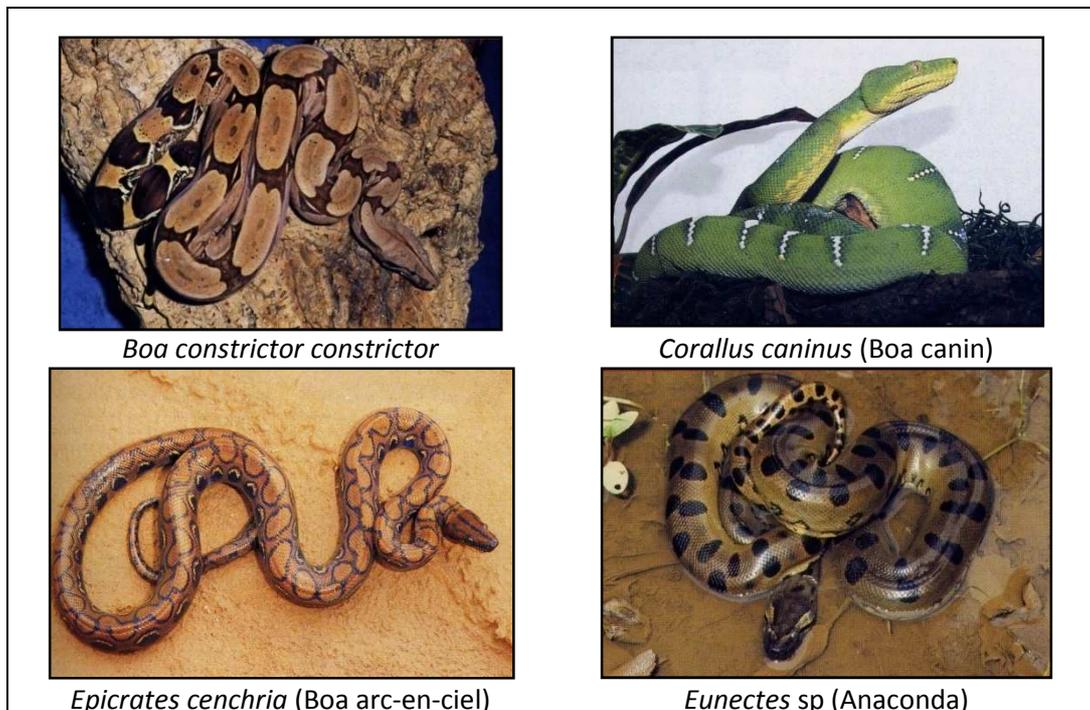


Figure 2 : Exemples de boïnés (GERARD *et al*, 2001).

2.2.2.2. LES COLUBRIDÉS :

Environ 1650 espèces sont dénombrées chez les colubridés. Ce qui représente environ 60% de tous les serpents (SCHILLIGER, 2004).

La grande majorité des colubridés sont des serpents aglyphes donc non-venimeux et constricteurs. Il existe deux types de dentition chez les colubridés : la dentition aglyphe (figure 3) et la dentition opistoglyphe (figure 4) (GATTOLIN, 1999a).

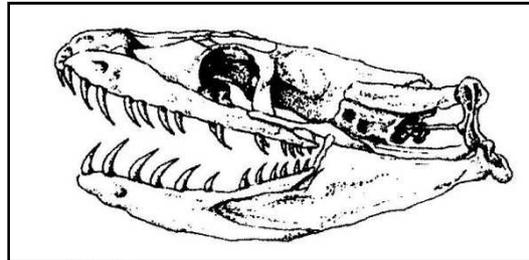


Figure 3 : Dentition aglyphe (GERARD *et al*, 2001).

Les colubridés venimeux (400 espèces) sont opistoglyphes ; ils possèdent une à trois dents sillonnées, fixes, dans la partie postérieure de la mâchoire. Une morsure aux doigts, par certaines espèces, peut aboutir à une envenimation sévère voire mortelle.

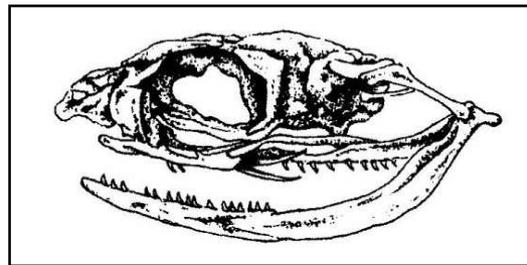


Figure 4 : Dentition opistoglyphe (GERARD *et al*, 2001).

Les colubridés sont généralement de taille moyenne (entre 50 cm et 150 cm). Il existe tout de même des petits spécimens d'une vingtaine de centimètres et certaines espèces peuvent atteindre la taille de trois mètres. Leur régime alimentaire peut être diversifié ou spécialisé (insectes, œufs, serpents, escargots). Les couleuvres ont des mœurs très diverses : terrestres, arboricoles, semi-arboricoles, semi-aquatiques ou fousseurs.

La majorité des colubridés a un mode de reproduction ovipare. Certaines espèces (genre *Thamnophis*) sont ovovivipares (GATTOLIN, 1999a ; GERARD *et al*, 2001).

Les colubridés sont généralement des serpents de choix pour les terrariophiles débutants du fait de leur taille moyenne, de leur prix d'achat, de leur bon caractère, de leurs couleurs attrayantes et de leur capacité à se reproduire facilement en captivité.

Les couleuvres les plus couramment élevées par des particuliers sont les colubridés nord-américains : le serpent des blés (*Elaphe guttata*), les serpents-ratiers (*Elaphe obsoleta*), les serpents-rois (*Lampropeltis getulus californiae*, *Lampropeltis getulus floridana*), les serpents faux-corail (*Lampropeltis triangulum*)... (figure 5).

Les colubridés asiatiques sont plus rarement élevés par les terrariophiles en raison de la difficulté de détention et de reproduction (le serpent vert à queue rouge (*Elaphe oxycephala*), la couleuvre de beauté (*Elaphe taenuria*)...)

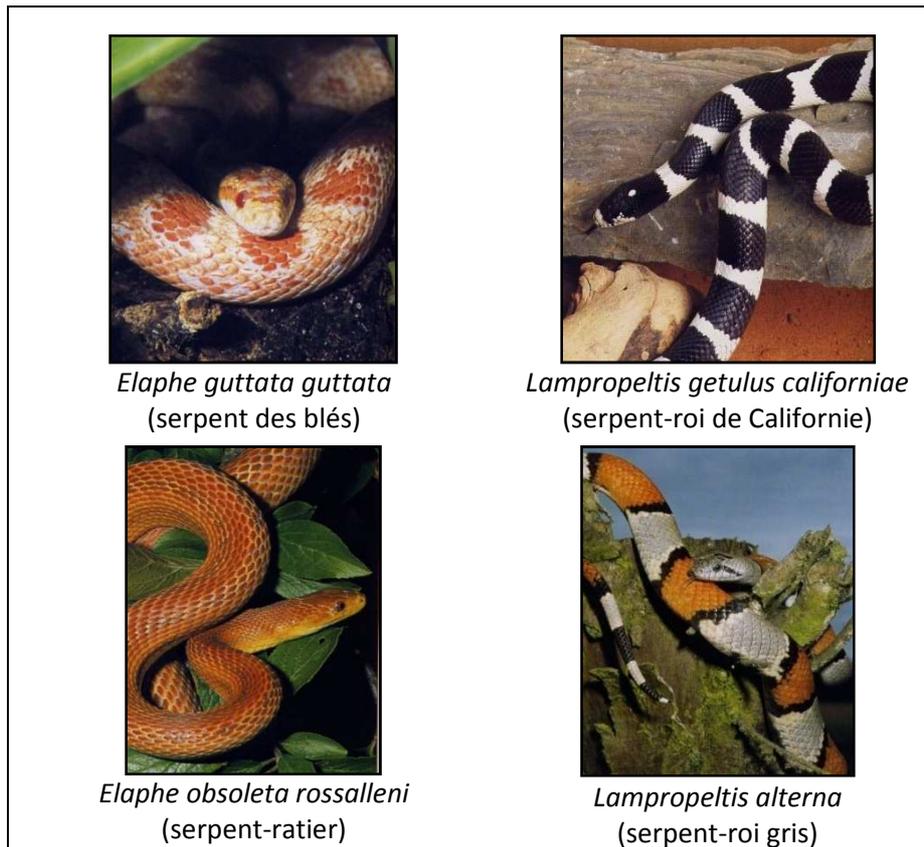


Figure 5 : Exemples de colubridés (GERARD *et al*, 2001).

2.2.2.3. LES VIPÉRIDÉS :

La famille des vipéridés se compose de 250 espèces. Cette famille se divise en 3 sous-familles :

- **Azemiopinae** : une seule espèce primitive : *Azemiops feae* (la vipère de Féa)
- **Viperinae** (figure 7) : les vipères du genre *Vipera*, *Echis*, *Bitis*, *Macrovipera*, *Daboia*...
- **Crotalinae** (figure 8) : les serpents à sonnette (genres *Sistrurus* et *Crotalus*), les vipères Fer-de-lance (genres *Bothrops*, *Trimeresurus*, *Porthidium*, *Bothriopsis*, *Bothriechis*...), les mocassins (genre *Agkistrodon*) et le « maître de la brousse » *Lachesis muta*.

Tous les vipéridés sont des serpents venimeux à dentition type solénoyglyphe (figure 6). Leur mâchoire est munie de deux longues dents antérieures canaliculées, mobiles en avant avec le maxillaire. Ces serpents possèdent le système d'inoculation du venin le plus évolué et le plus efficace des serpents venimeux (CHIPPAUX, 2002 ; GOYFFON, 2006 ; DE HARO, 2009).

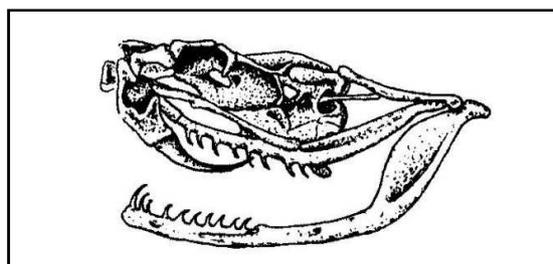
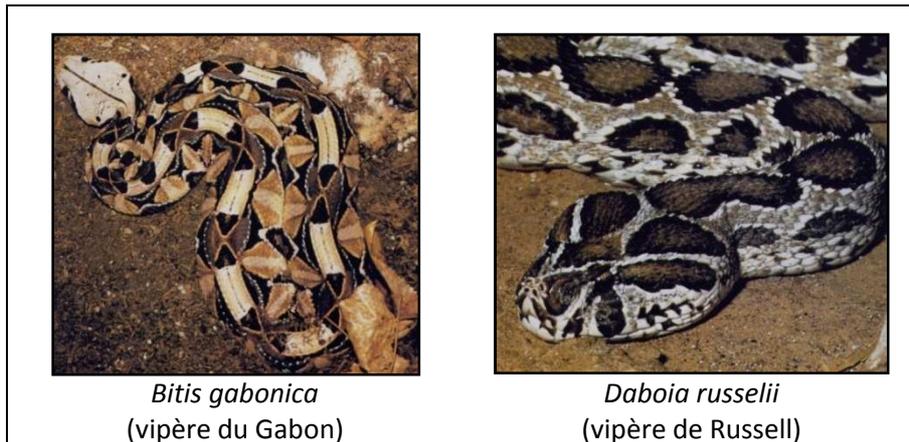


Figure 6 : Dentition solénoyglyphe (GERARD *et al*, 2001).

Les crotalinés se distinguent des vipères, par la présence d'organes thermorécepteurs qui se situent entre les narines et les yeux. Les vipérinés ou vipères vraies possèdent un corps court et massif.

La taille moyenne des vipéridés se situe entre 30 cm et 150 cm, mais il existe des espèces de plus grande taille. Le maître de la brousse (*Lachesis muta*) peut, par exemple, atteindre trois mètres.

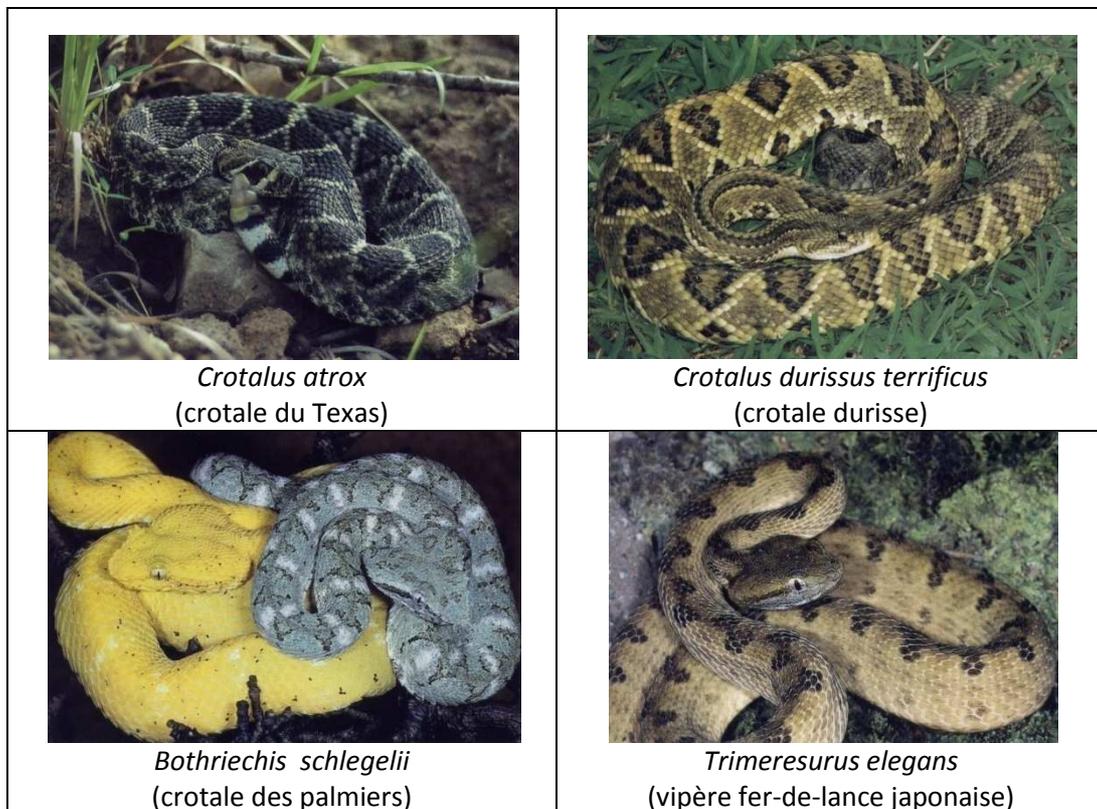
La majorité des vipéridés ont un mode de reproduction ovovivipare. Leur mode de vie est principalement terrestre, mais il existe quelques espèces arboricoles, fousseuses et semi-aquatiques. (GERARD *et al*, 2001 ; GOYFFON, 2006)



Bitis gabonica
(vipère du Gabon)

Daboia russelii
(vipère de Russell)

Figure 7 : Exemples de vipérinés (GOYFFON, 2006).



Crotalus atrox
(crotale du Texas)

Crotalus durissus terrificus
(crotale durisse)

Bothriechis schlegelii
(crotale des palmiers)

Trimeresurus elegans
(vipère fer-de-lance japonaise)

Figure 8 : Exemples de crotalinés (GOYFFON, 2006).

2.2.2.4. LES ÉLAPIDÉS :

Cette famille regroupe environ 300 espèces, habitant les régions tropicales et sub-tropicales de l'hémisphère sud : les cobras ou serpents à lunette (genres *Naja* et *Ophiophagus*), les mambas (genre *Dendroaspis*), les bongares (genre *Bungarus*), les serpents corail (genres *Micrurus*, *Micruroides*, *Leptomicrurus*, *Maticora* et *Calliophis*)... (figure 9)

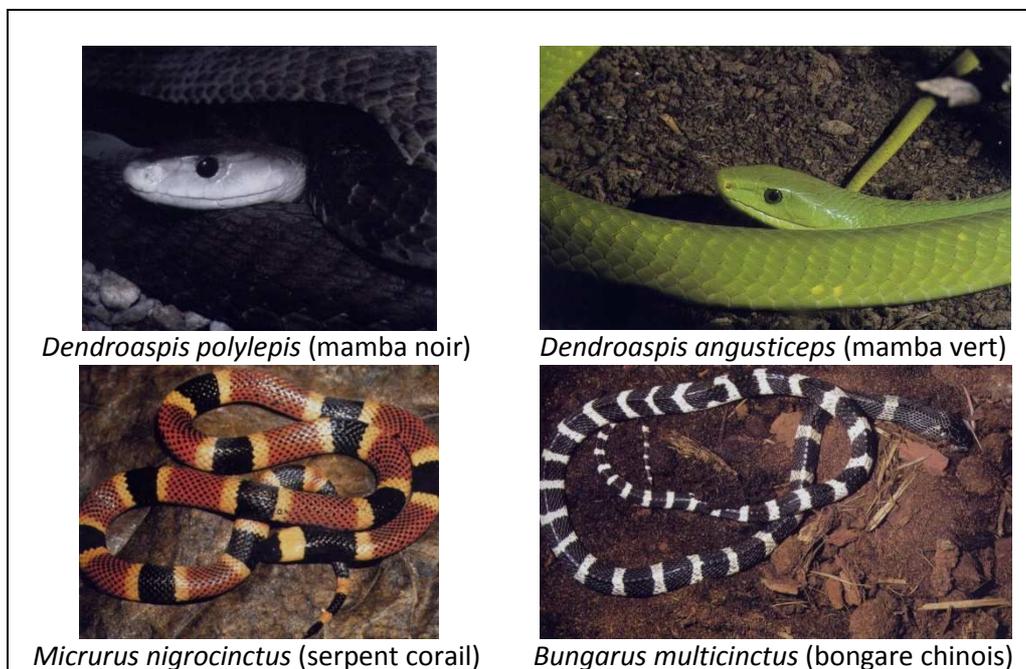


Figure 9 : Exemples d'élapidés (GOYFFON, 2006).

Tous les élapidés sont des serpents venimeux. Ces reptiles possèdent une dentition type protéroglyphe (figure 10) ; les crochets inoculateurs, dont le canalicule est presque entièrement fermé à son extrémité apicale, sont fixes et situés à l'avant de la mâchoire supérieure. Le venin des élapidés est généralement hautement toxique et de type neurotoxique. La sous-famille des élapidés australiens (genres *Acanthophis*, *Notechis*, *Pseudonaja*, *Pseudechis*, *Tropidechis* et *Oxyuranus*) comprend les serpents les plus venimeux du monde (CHIPPAUX, 2002 ; GOYFFON, 2006 ; DE HARO, 2009).

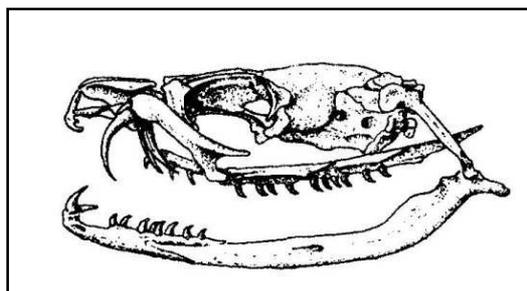


Figure 10 : Dentition protéroglyphe (GERARD *et al*, 2001).

Les élapidés sont des serpents de taille moyenne, mais il existe des espèces de grande taille : le cobra royal (*Ophiophagus hannah*) peut dépasser la taille de 5 mètres. Au niveau morphologique, leur corps ressemble à celui d'une couleuvre : les écailles recouvrant la tête sont des grandes plaques ressemblant à celles des colubridés. La majorité des élapidés ont un mode de reproduction ovipare, excepté la plus grande partie des espèces australiennes qui sont ovovivipares (BROGARD, 1992). Ces serpents sont majoritairement terrestres ; il existe quelques espèces arboricoles.

2.3. SOUS-ORDRE DES SAURIENS :

2.3.1. CLASSIFICATION DES SAURIENS :

Environ 4700 espèces de sauriens sont réparties en plus de 12 familles (tableau 5).

Tableau 5 : Classification des sauriens (d'après AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004).

CLASSE	REPTILIA			
SOUS-CLASSE	LEPIDOSAURIA			
ORDRE	SQUAMATA			
SOUS-ORDRE	SAURIA			
INFRA-ORDRES	Iguania	Scincomorpha	Gekkota	Anguimorpha
FAMILLES	Iguanidae Agamidae Chamaeleonidae	Lacertidae Cordylidae Teidae Scincidae Dibamidae	Geckonidae Pygopodidae Xantusiidae	Anguillidae Anniellidae Xenosauridae Helodermatidae Lathanotidae Varanidae

2.3.2. LES PRINCIPALES FAMILLES DE SAURIENS:

2.3.2.1. LES IGUANIDÉS :

Les iguanidés comptent plus de 50 genres et plus de 650 espèces parmi leurs rangs. Cette famille se subdivise en 7 sous-familles (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; AULIO *et al*, 2003) :

- **Corytophaninae** : basilics et apparentés : *Corytophanes* et *laemanctus*.
- **Hoplocercinae** : iguanes à queue épineuse : *Enyalioides*, *Hoplocercus* et *Morunasaurus*.
- **Iguaninae** : genres *Iguana*, *Sauromalus*, *Brachylophus*, *Ctenosaura*, *Dipsosaurus*...
- **Oplurinae** : iguanes malgaches : *Oplurus* et *Chalarodon*.
- **Phrynosomatinae** : genres *Callisaurus*, *Holbrookia*, *Phrynosoma*, *Sceloporus*, *Uma*.
- **Polychrinae** : anolis et apparentés : *Anolis*, *Enyalius*, *Polychrus*.
- **Tropidurinae** : genres *Leiocephalus*, *Liolaemus*, *Plica*, *Tropidurus*.

2.3.2.1.1. Caractéristiques des iguanidés

Il existe une extrême diversité de biotopes et de mode de vie : de nombreuses espèces vivent dans des milieux désertiques, d'autres iguanidés ont colonisé les forêts en adoptant un mode de vie plus ou moins arboricole (*Iguana iguana*, *Anolis* sp).

Ces lézards ont un mode de vie diurne et sont généralement très actifs. Les iguanidés ne possèdent pas de spécificité anatomique marquante, malgré quelques excroissances épidermiques chez certaines espèces, et leur taille varie d'une dizaine de centimètres à deux mètres.

Leur régime alimentaire est essentiellement insectivore, même si certaines espèces d'iguanidés sont herbivores, frugivores ou omnivores.

La majorité des iguanidés a un mode de reproduction ovipare. Il existe cependant des espèces ovovivipares (ex : *Liolaemus* sp). Ces espèces vivent généralement dans des biotopes hostiles (sommets montagneux) où les conditions environnementales sont inadéquates au bon développement des œufs à l'extérieur (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; AULIO *et al*, 2003).

2.3.2.1.2. Exemples d'iguanidés rencontrés en terrariophilie :

- L'iguane vert ou iguane commun (figure 11) est un lézard diurne et arboricole, vivant dans un milieu tropical humide. Les quatre membres de ces grands lézards (150 à 180 cm) sont bien développés, munis de griffes acérées. Une large écaille subtympanique est présente au niveau de la tête. La queue est très longue, représente jusqu'à 2/3 de longueur totale du corps. L'iguane commun est végétarien, parfois omnivore en captivité (VIENET, 1999 ; AULIO *et al*, 2003).



Figure 11 : *Iguana iguana* (iguane commun) (AULIO *et al*, 2003).

- Les anolis sont des lézards arboricoles, diurnes et insectivores. Ces lézards, souvent très colorés, possèdent sous leurs doigts des lamelles adhésives. Les mâles sont dotés d'un fanon gulaire plus développé et plus coloré que les femelles. *Anolis carolinensis* (figure 12) peut modifier la couleur de sa livrée en fonction de son état de stress, des conditions environnementales et de son état de santé.



Figure 12 : *Anolis carolinensis* (anolis vert) (AULIO *et al*, 2003).

- Les basilics (*Basiliscus plumifrons*, *Basiliscus vittatus*, *Basiliscus basiliscus*) ont un mode de vie mixte : arboricole et semi-aquatique. Ces lézards ont la capacité de marcher sur l'eau sur plusieurs mètres, dressés sur leurs pattes postérieures (grâce à leur légèreté, leur rapidité et l'onde de choc créée sur l'eau par la frappe de leur queue). Le mâle basilic vert (*Basiliscus plumifrons*) est paré d'une double crête sur la tête (petit et grand casque), et d'une voile dorsale et caudale (figure 13).



Figure 13 : *Basiliscus plumifrons* (Basilic vert) (AULIO *et al*, 2003).

2.3.2.2. LES AGAMIDÉS :

La famille des agamidés comprend 33 genres et environ 300 espèces.

2.3.2.2.1. Caractéristiques des agamidés :

Les agamidés sont, en général, des lézards plutôt actifs, héliophiles, à activité diurne. Il existe une grande diversité dans leur mode de vie :

- Terrestre en milieu désertique pour *Pogona vitticeps* et *Moloch horridus*.
- Arboricole en milieu forestier pour *Gonocephalus*.
- Semi-aquatique pour *Physignathus cocincinus* et *Hydrosaurus amboinensis* (hydrosaure).

Les agamidés sont des lézards assez massifs avec des membres bien développés, dotés de griffes puissantes. Certaines espèces présentent des crêtes ou des sacs gulaires. Les espèces *Draco* sp sont dotées de membranes le long de leurs flancs, leur permettant de planer d'arbre en arbre.

Leur régime alimentaire est principalement insectivore. Quelques espèces sont herbivores (*Uromastix*) ou omnivores (*Pogona vitticeps*). Les agamidés ont un mode de reproduction ovipare. Le dimorphisme sexuel est plus ou moins marqué selon les espèces ou genres (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; AULIO *et al*, 2003).

2.3.2.2.2. Exemple d'agamidés rencontrés en terrariophilie :

L'agame barbu est une des espèces les plus faciles à élever en captivité, ces lézards se caractérisant aussi par une grande familiarité envers leur propriétaire. Le dragon d'eau asiatique (*Physignathus cocincinus*) et le fouette-queue (*Uromastix acanthinurus*) sont également des lézards couramment élevés en captivité (figure 14).

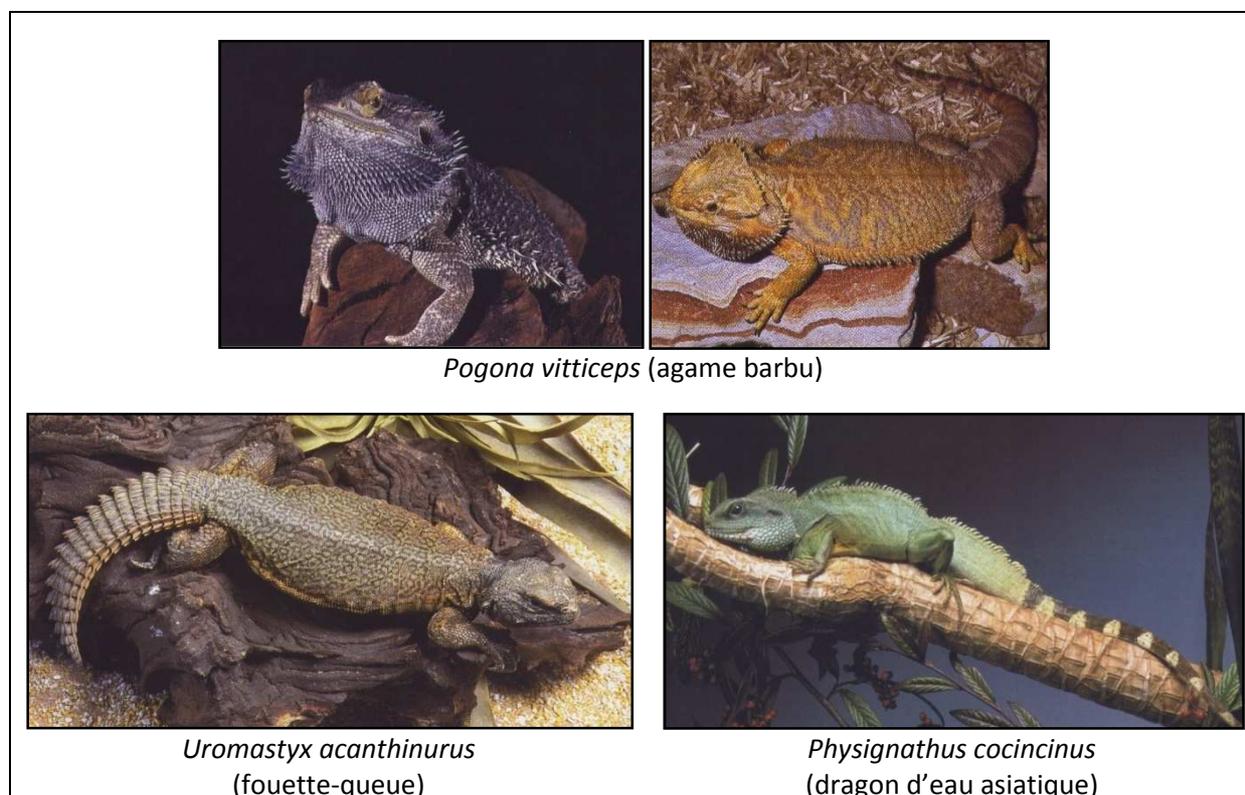


Figure 14 : Exemples d'agamidés (AULIO *et al*, 2003).

2.3.2.3. LES CAMÉLÉONIDÉS :

La famille des caméléonidés recense actuellement 150 espèces et se divise en deux sous-familles :

- **Chamaeleoninae** : genres *Chamaeleo*, *Furcifer*, *Bradypodion* et *Calumma* (figure 15).
- **Brookesiinae** : genres *Brookesia* et *Rhampholeon*.

Les caméléons peuvent également être répartis en trois groupes (SCHILLIGER, 1999d) :

- Les caméléons « vrais » : genre *Chamaeleo*
- Les caméléons « nains » : genre *Bradypodion*
- Les caméléons « terrestres » : genres *Brookesia* et *Rhampholeon*

2.3.2.3.1. Caractéristiques des caméléonidés :

Tous les caméléons ont un mode de vie arboricole et diurne, hormis les genres *Brookesia* et *Rhampholeon* qui ont un mode de vie terrestre. Les caméléons sont insectivores. Certaines espèces peuvent être herbivores opportunistes, d'autres peuvent consommer des oiseaux ou des lézards.

La plupart des espèces sont ovipares, mais il existe également des caméléons ovovivipares (*Chamaeleo jacksonii*, *Bradypodion thamnobates*, *Bradypodion pumilum*,...). Le dimorphisme sexuel est souvent très marqué.

Quatre particularités anatomiques ressortent chez ces lézards : une langue protractile, des yeux indépendants l'un de l'autre, des rapides changements de couleur de peau et une zygodactylie (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; SCHILLIGER, 1999d ; AULIO *et al*, 2003).

2.3.2.3.2. Exemple de caméléonidés rencontrés en terrariophilie :

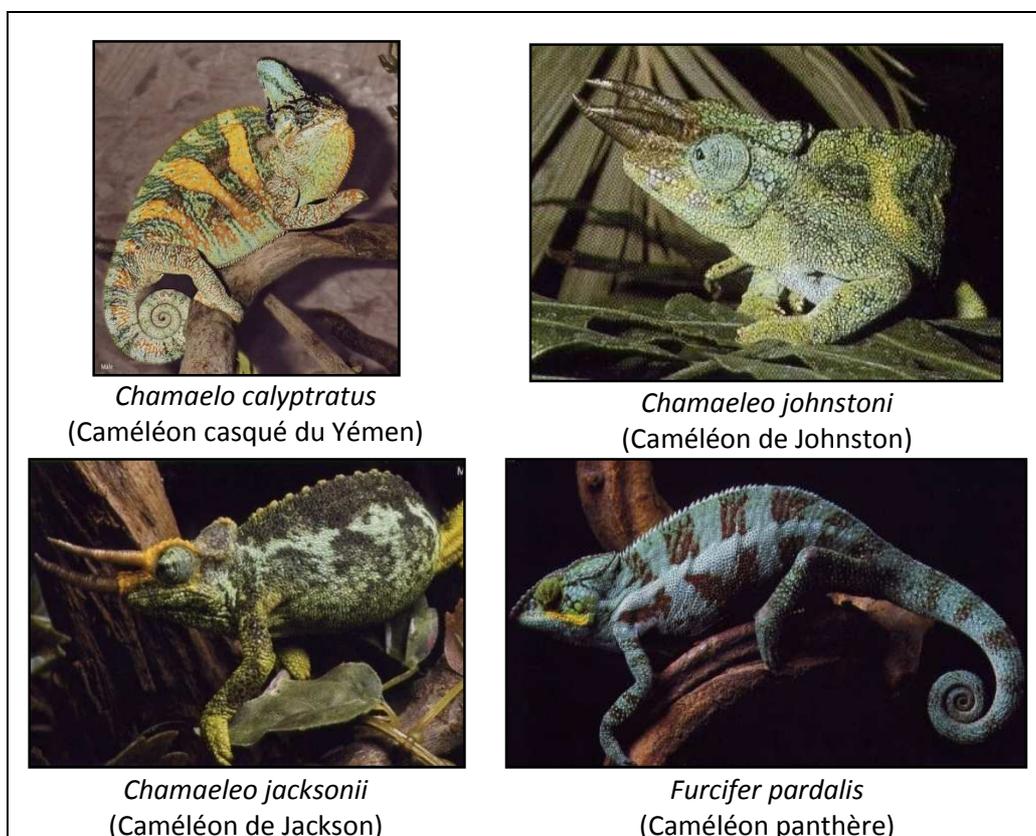


Figure 15 : Exemples de caméléonidés (SCHILLIGER, 1999b ; AULIO *et al*, 2003).

2.3.2.4. LES GECKONIDÉS :

Cette famille importante comprend plus de 80 genres regroupant plus de 800 espèces. La famille des geckonidés (figure 16) se subdivise en quatre sous-familles :

- Les **eublepharinsés** : geckos à paupières mobiles : genres *Eublepharis*, *Hemitheconyx*...
- Les **diplodactylinés** : genres *Rhacodactylus*, *Naultinus*, *Diplodactylus*...
- Les **gekkoninés** : geckos typiques : genre *Gekko*, *Phelsuma*, *Tarentola*...
- Les **sphaerodactylinés** : petits geckos diurnes, souvent très colorés.

2.3.2.4.1. Caractéristiques des geckonidés :

Les geckos sont des lézards de petite taille, 10 à 20 cm en moyenne, avec un corps trapu, plus ou moins aplati, recouvert d'écailles granuleuses. Leur tête est de grande taille proportionnellement au reste du corps.

Ces lézards présentent de nombreuses spécificités anatomiques. Leurs yeux de grande taille ne possèdent pas de paupières mobiles (excepté chez les eublepharinsés) et ils sont protégés d'une écaille supra-oculaire. Leurs cinq doigts se terminent souvent par des lamelles adhésives ou par une griffe. Certaines espèces sont capables de vocaliser par claquement de la langue sur le palais.

Les geckonidés sont essentiellement des espèces nocturnes ou crépusculaires, à mode de vie arboricole. Leur régime alimentaire est principalement insectivore, parfois carnivore. Certaines espèces, telles que *Phelsuma* sp et *Rhacodactylus* sp, peuvent être frugivores ou nectarivores.

Tous les geckonidés sont ovipares, à l'exception de deux espèces du genre *Naultinus* ovovivipares (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; FIRMIN, 1999b ; AULIO *et al*, 2003).

2.3.2.4.2. Exemple de geckonidés rencontrés en terrariophilie :

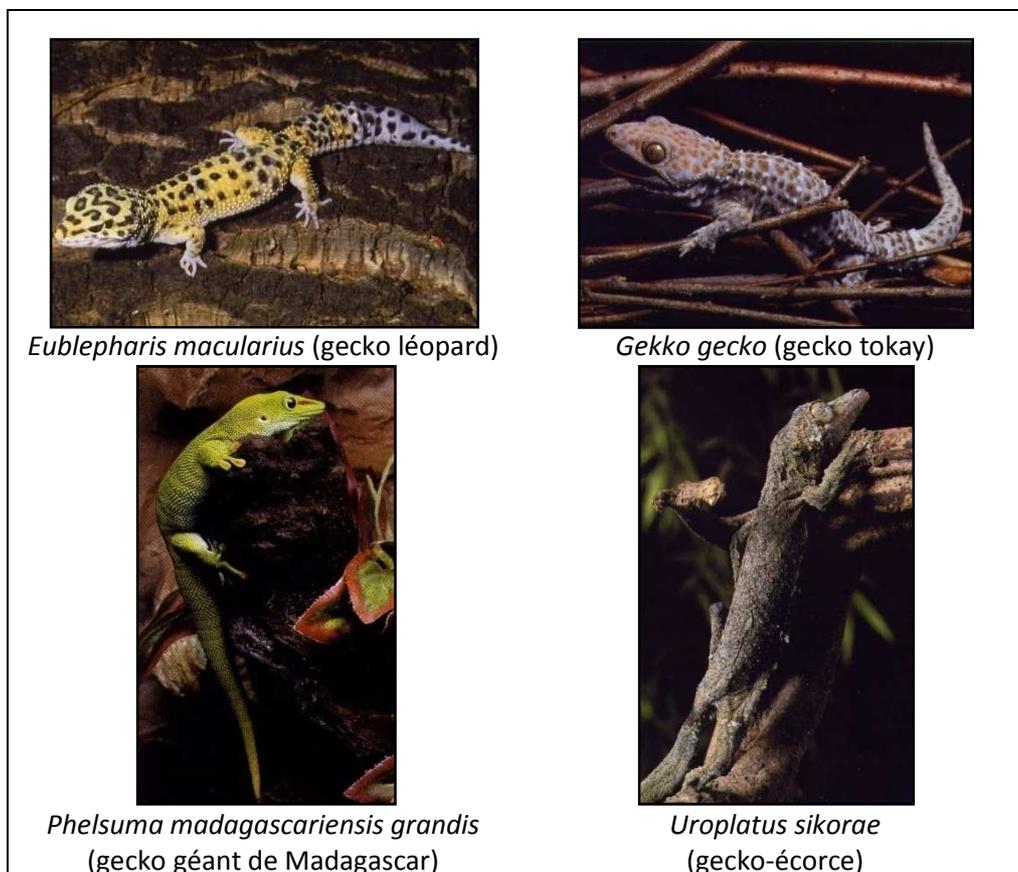


Figure 16 : Exemples de geckonidés (AULIO *et al*, 2003).

2.3.2.5. LES SCINCIDÉS :

La famille des scincidés (figure 17) comprend plus de 1000 espèces. C'est la plus importante famille, en nombre d'espèces, parmi les sauriens (AULIO *et al*, 2003).

2.3.2.5.1. Caractéristiques des scincidés :

De nombreuses espèces de scincidés vivent dans des milieux arides mais beaucoup d'autres espèces occupent des biotopes plus humides (type forêt tropicale). Les scincidés ont, en règle générale, un mode de vie diurne et terrestre. Il existe de nombreuses espèces à mode de vie fouisseur. D'autres ont un mode de vie arboricole ou semi-aquatique.

Les scincidés ont un corps massif et cylindrique, recouvert de petites écailles brillantes. Leurs membres sont généralement de taille réduite (*Chalcides chalcides*), voire absents (*Acontias* sp), excepté chez les scinques arboricoles (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; AULIO *et al*, 2003).

Beaucoup d'espèces sont insectivores, d'autres peuvent être omnivores (*Tiliqua scincoides*). L'espèce *Tiliqua gerardii* se nourrit essentiellement de gastéropodes (escargots et limaces).

On rencontre, parmi ces lézards, des espèces à mode de reproduction vivipare (*Tiliqua scincoides*, *Eumeces schneideri*, *Mabuya quinquetaeniata*...). Les scinques sont pratiquement dépourvus de caractères sexuels secondaires.

2.3.2.5.2. Exemple de scincidés rencontrés en terrariophilie :

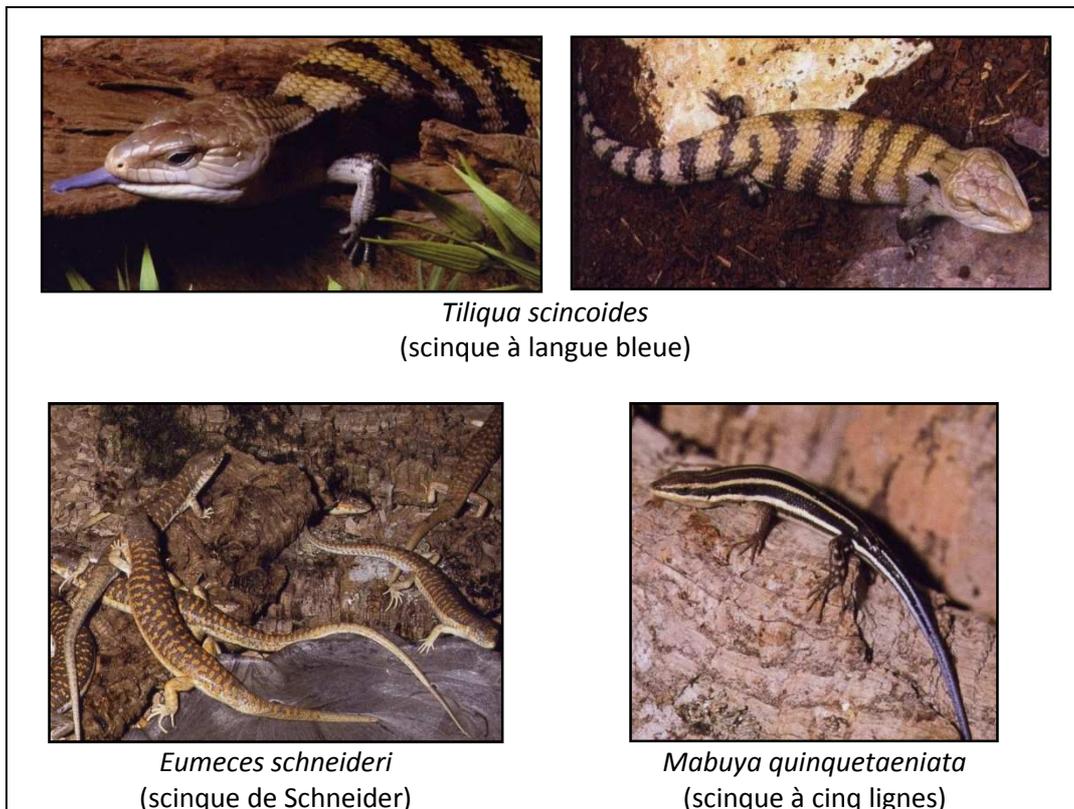


Figure 17 : Exemples de scincidés (AULIO *et al*, 2003).

2.3.2.6. LES VARANIDÉS :

La famille des varanidés (figure 18) comprend 45 espèces. Les varanidés sont réputés pour être les lézards les plus évolués et les plus intelligents.

2.3.2.6.1. Caractéristiques des varanidés :

Les varanidés ont colonisé de nombreux biotopes : type désertique, type tropical humide, bord de mer, zone rocheuse. Certains varans sont terrestres, d'autres sont arboricoles.

Selon les espèces, il existe une grande variété dans la taille de ces lézards. Le Varan de Komodo peut atteindre la taille de trois mètres avec un poids de 200 kg. Au contraire, *Varanus brevicauda* est un varan de petite taille (23 cm) pour un poids de 20 grammes.

Les varans, soit carnivores, soit insectivores, sont dotés d'une langue bifide et leur organe de Jacobson est bien développé. Leur mode de reproduction est ovipare (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; FIRMIN, 1999d ; AULIO *et al*, 2003).

2.3.2.6.2. Exemple de varanidés rencontrés en terrariophilie :

Le varan le plus souvent élevé en captivité est *Varanus exanthematicus* (varan des savanes) (FIRMIN, 1999d).



Varanus exanthematicus (varan des savanes)



Varanus doreanus (varan à queue bleue)



Varanus niloticus (varan du Nil)
(130 à 200cm)



Varanus salvator (varan d'eau asiatique)
(200 à 250cm)

Figure 18 : Exemples de varanidés (AULIO *et al*, 2003).

2.3.2.7. LES TÉIIDÉS :

La famille des téiidés (figure 19) comprend 40 genres (*Cnemidophorus*, *Arneiva*, *Dracaena*, *Tupinanbis*...) et environ 200 espèces.

2.3.2.7.1. Caractéristiques des téiidés :

Ces lézards vivent dans divers biotopes : milieux arides, forêts tropicales, bord de mer, montagne. La plupart des téiidés ont un mode de vie terrestre mais certains peuvent avoir un mode de vie fouisseur, arboricole ou semi-aquatique.

Selon les espèces, la taille de ces lézards longilignes varie d'une dizaine de centimètres à plus d'un mètre. La grande majorité des téiidés ont un régime insectivore ou omnivore. Le lézard-caïman (*Dracaena guianensis*) a un régime alimentaire spécialisé : il se nourrit exclusivement d'escargots. Ces sauriens sont ovipares, quelques espèces de *Cnemidophorus* sont parthénogénétiques (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; AULIO *et al*, 2003).

2.3.2.7.2. Exemple de téiidés rencontrés en terrariophilie :

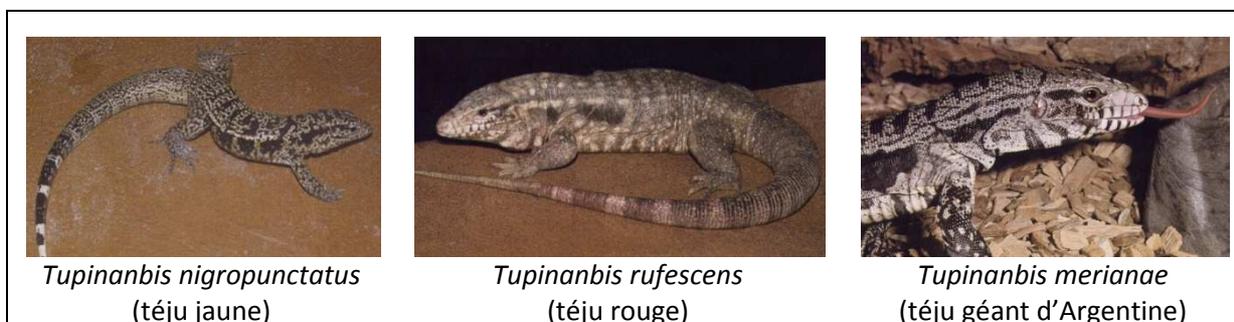


Figure 19 : Exemples de téiidés (AULIO *et al*, 2003).

2.3.2.8. LES CROTAPHYTIDÉS :

2.3.2.8.1. Caractéristiques des crotaphytidés :

Ces lézards très actifs et territoriaux vivent dans des biotopes type désertiques. Les crotaphytidés (figure 20) sont carnivores (insectivores). Certains spécimens peuvent être occasionnellement herbivores. Les crotaphytidés ont un mode de reproduction ovipare.

2.3.2.8.2. Exemple de crotaphytidés rencontrés en terrariophilie :

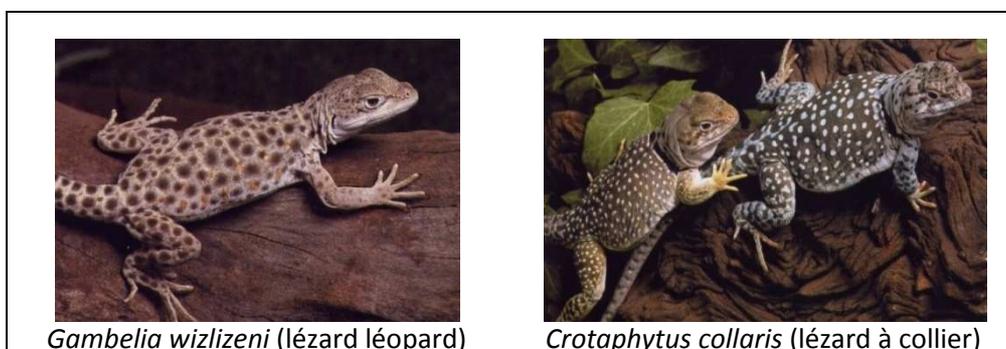


Figure 20 : Exemples de crotaphytidés (AULIO *et al*, 2003).

2.3.2.9. LES CORDYLIDÉS :

Cette famille ne comprend que 70 espèces parmi ses rangs et se divise deux sous-familles : les cordylinés et les gerrhosaurinés.

2.3.2.9.1. Caractéristiques des cordylidés :

De nombreux cordylidés occupent des biotopes type semi-désertiques, même si certains fréquentent des milieux plus humides. Ces lézards ont un corps épineux avec des écailles fortement carénées. Les cordylidés sont, en majorité, insectivores et les espèces de grande taille peuvent être carnivores. Les cordylinés sont ovovivipares et les gerrhosaurinés sont ovipares (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; AULIO *et al*, 2003).

2.3.2.9.2. Exemple de cordylidés rencontrés en terrariophilie :

Les cordylidés les plus représentés en captivité (figure 21) sont les zonures (genre *Cordylus*), les gerrhosures (genre *Gerrhosaurus*), les lézards plats des rochers (genre *Platysaurus*) et les zonosaures (genre *Zonosaurus*).

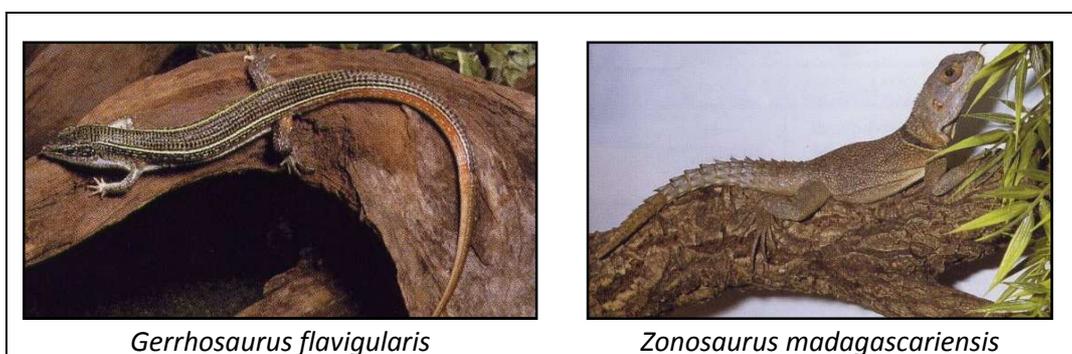


Figure 21 : Exemples de cordylidés (AULIO *et al*, 2003).

2.3.2.10. LES LACERTIDÉS :

Cette famille comprend 25 genres et 150 espèces.

2.3.2.10.1. Caractéristiques des lacertidés :

Les lacertidés sont des lézards diurnes, terrestres, rarement arboricoles. Ils vivent de préférence dans des biotopes semi-arides.

Du point de vue morphologique, les lacertidés sont des lézards « typiques ». Ces lézards sont majoritairement insectivores. Les grandes espèces peuvent être carnivores.

Les lacertidés sont tous ovipares, seul *Lacerta vivipara* est ovovivipare et 3 sous-espèces de *Lacerta saxicola* sont parthénogénétiques (MATZ et VANDERHAEGE, 1990).

2.3.2.10.2. Exemple de lacertidés:

Lacerta viridis (lézard vert), *Lacerta muralis* (lézard des murailles), *Lacerta lepida* (lézard ocellé) et *Lacerta agilis* (lézard des souches) sont des lézards vivant dans différentes régions de France.

2.4. ORDRE DES CHELONIENS :

2.4.1. CLASSIFICATION DES CHELONIENS :

Il existe actuellement environ 305 espèces de tortues, réparties en 14 familles (tableau 6). L'ordre des chéloniens se divisent en deux sous-ordres qui se différencient par la modalité de flexion du cou et sur le type de contact bassin-carapace (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; RIVAL, 1999i ; BOUR *et al*, 2002 ; SCHILLIGER, 2004).

Tableau 6 : Classification des chéloniens (d'après SCHILLIGER, 2004).

CLASSE	REPTILIA	
SOUS-CLASSE	ANAPSIDA	
ORDRE	CHELONIA	
SOUS-ORDRE	PLEURODIRA	CRYPTODIRA
FAMILLES	<p>Pelomedusidae Chelidae Podocnemididae</p>	<p>Geoemydidae Testudinidae Chelydridae Dermatemydidae Trionychidae Carettochelyidae Cheloniidae Dermochelyidae Emydidae Kinosternidae Platysternidae</p>

2.4.2. LE SOUS-ORDRE DES PLEURODIRA :

Chez ces tortues, la flexion du cou se réalise dans un plan horizontal et le bassin est soudé au plastron. Ce sous-ordre ne représente qu'un cinquième des espèces actuelles connues.

2.4.2.1. LES PELOMEDUSIDÉS :

La famille des pélomédusidés comprend le genre *Pelomedusa* (*galeata*, *subrufa*) et le genre *Pelusios* (*carinatus*, *castaneus*, *marani*, *niger*...) (figure 22). Ces tortues dulçaquicoles, de taille moyenne (12 à 45 cm), sont originaires de l'Est et du Sud de l'Afrique et seront élevées en aquaterrarium, en captivité.

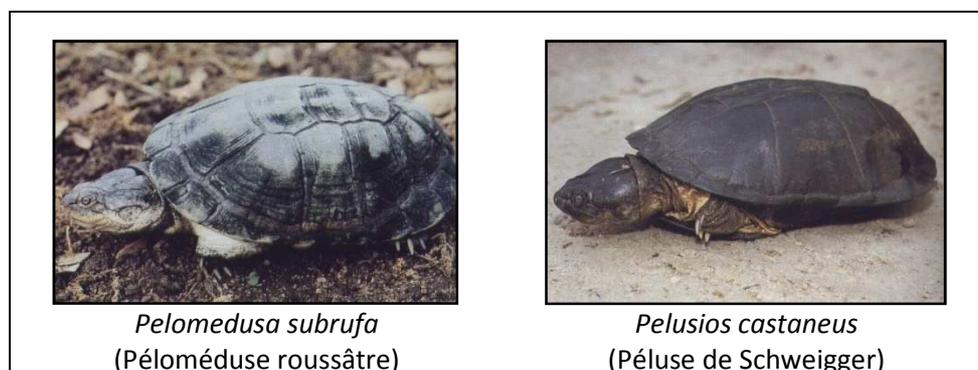


Figure 22 : Exemples de pélomédusidés (BOUR *et al*, 2002).

2.4.2.2. LES CHÉLIDÉS :

La famille des chélidés regroupe 11 genres : *Chelodina*, *Phrynops*, *Elseya*, *Acanthochelys*, *Emydura*, *Hydromedusa*, *Pseudemydura*, *Platemys*, *Chelus*, *Elusor* et *Rheodytes* (figure 23). Ces tortues sont principalement originaires d'Amérique du Sud, d'Australie et de Nouvelle-Guinée.

Les tortues de la famille des chélidés sont aquatiques, voire semi-aquatiques, et vivent en eau douce. Les chélidés possèdent un long cou qui ne peut se rétracter totalement dans la carapace. Le cou se replie partiellement sur le côté (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; RIVAL, 1999h).

Parmi les chélidés, la tortue à long cou, l'émydure à ventre rouge et la platémyde à tête plate peuvent être rencontrées dans le milieu de la terrariophilie. La matamata est moins fréquemment élevée en captivité, car cette tortue appartient à la faune guyanaise.

- La tortue à long cou (*Chelodina longicolis*) est une tortue semi-aquatique, dulçaquicole. Son cou, très long, peut atteindre la longueur de la carapace. Cette tortue carnivore est dotée de glandes à musc qui émettent une odeur nauséabonde en cas de menace.

- La matamata (*Chelus fimbriatus*) est une tortue dulçaquicole à l'aspect particulier par rapport à ses congénères. Cette tortue carnivore est originaire d'Amérique du Sud. La couleur et la forme de la carapace lui permettent de se camoufler dans son milieu naturel. Sa tête, plate et couverte d'excroissances, participe également au camouflage par sa ressemblance à une plante aquatique.

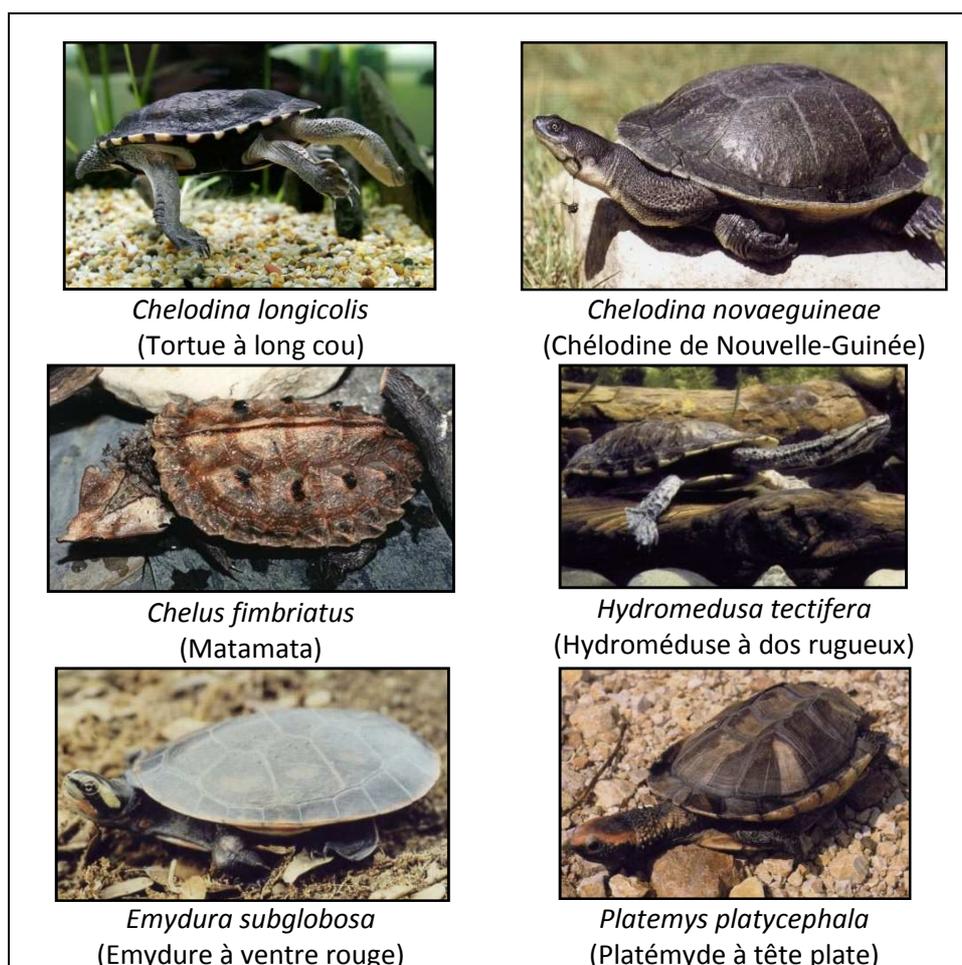


Figure 23 : Exemples de chélidés (BOUR *et al*, 2002).

2.4.2.3. LES PODOCNEMIDIDÉS :

La famille des podocnémididés se compose de 3 genres : *Podocnemis*, *Peltocephalus* et *Erymnochelis* (figure 24). Les podocnémididés sont des tortues originaires de Madagascar et d'Amérique du Sud. Ces tortues aquatiques vivent en eau douce.

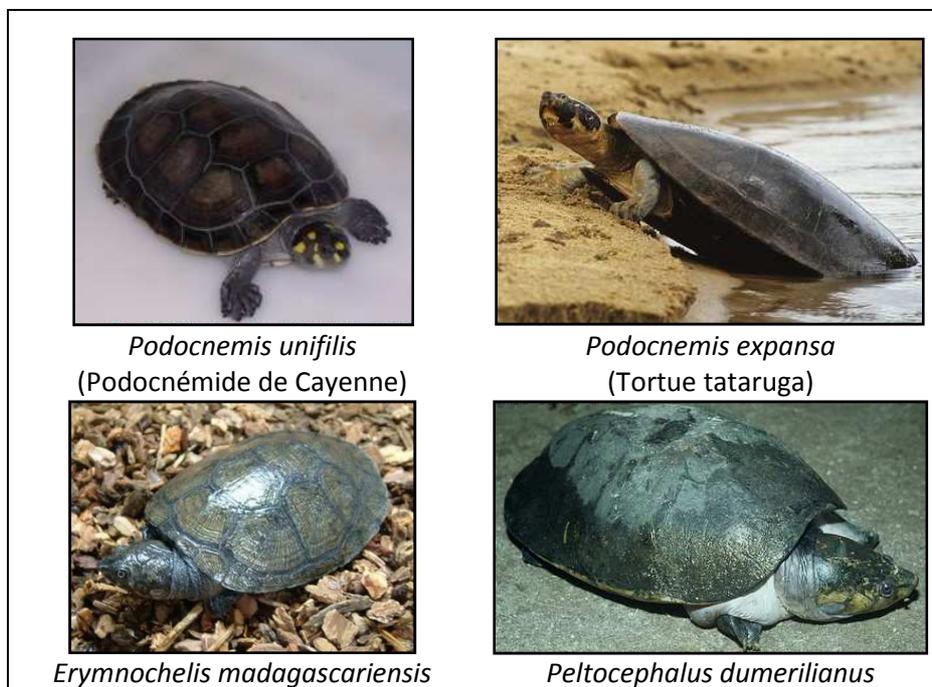


Figure 24 : Exemples de podocnémididés (BOUR *et al*, 2002).

2.4.3. LE SOUS-ORDRE DES CRYPTODIRA :

Chez les tortues du sous-ordre des cryptodères, le cou plus ou moins rétractile se replie dans un plan vertical et le bassin n'est pas soudé au plastron. On distingue trois groupes bien distincts : les tortues marines, les tortues à carapace molle (sans écailles) et les tortues proprement dites.

2.4.3.1. LES CARETTOCHÉLYIDÉS :

La famille des carettochélyidés ne comprend qu'une seule espèce : *Carettochelys insculpta* (figure 25). Cette tortue dulçaquicole est originaire d'Australie et de Nouvelle Guinée. Elle se caractérise par son nez ressemblant à un groin de cochon, par ses pattes transformées en nageoires et par sa carapace grise à l'aspect de cuir. *Carettochelys insculpta* est essentiellement aquatique et omnivore.



Figure 25 : *Carettochelys insculpta* (Carettochelyde d'Australasie) (BOUR *et al*, 2002).

2.4.3.2. LES TRIONYCHIDÉS :

Cette famille de tortue, également connue sous le nom de tortues à carapace « molle », regroupe 14 genres : *Trionyx*, *Apalone*, *Pelodiscus*, *Cyclanorbis*, *Pelochelys*, *Rafetus*, *Cycloderma*, *Aspideretes*, *Amyda*... (figure 26). Les trionychidés se rencontrent dans tous types de milieux aquatiques, sur tous les continents, à l'exception de l'Australie et de l'Antarctique.

Les trionychidés se caractérisent par une carapace dénuée de grandes écailles solides, mais recouverte d'un cuir épais et souple. Grâce à leur carapace plate et mince, ces tortues sont bien adaptées à une vie au fond des lacs et des rivières. La tête de ces tortues aquatiques peut se rétracter entièrement dans la carapace. Ces tortues carnivores se caractérisent également par la forme triangulaire de leur tête, qui se termine par une sorte de petite trompe (MATZ et VANDERHAEGE, 1990).

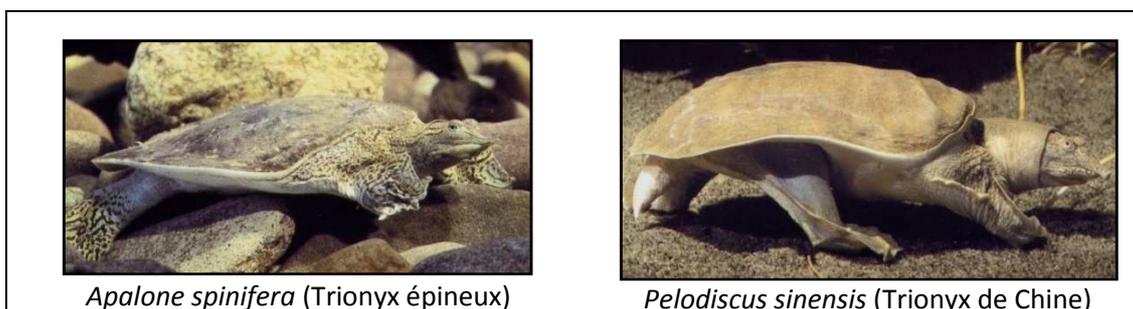


Figure 26 : Exemples de trionychidés (BOUR *et al*, 2002).

2.4.3.3. LES KINOSTERNIDÉS :

Cette famille, originaire du continent américain, comprend 4 genres : *Claudius*, *Kinosternon*, *Staurotypus* et *Sternotherus*.

Ces tortues aquatiques de taille modeste sont principalement carnivores. Elles possèdent une glande à musc, qui sécrète une odeur nauséabonde en cas de menace. Les cinosternes peuvent être élevées en bassin extérieur ou en aquarium d'intérieur.

Les genres *Kinosternon* et *Sternotherus* sont les plus couramment élevés en captivité (figure 27). La différence entre *Kinosternon* et *Sternotherus* se situe essentiellement au niveau du plastron. Le plastron du genre *Kinosternon* est muni d'une ou deux charnières (articulations transversales) bien visibles et fonctionnelles. Les *Sternotherus* ont un plastron cruciforme avec une seule charnière peu visible et peu fonctionnelle.

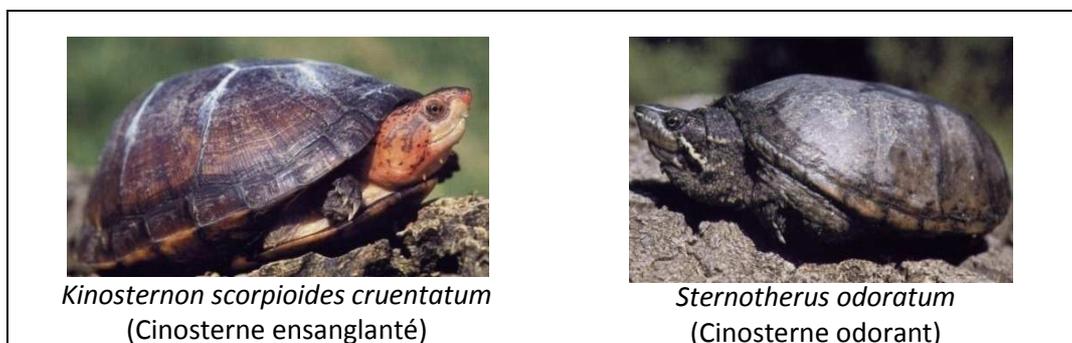


Figure 27 : Exemples de kinosternidés (BOUR *et al*, 2002).

2.4.3.4. LES CHÉLYDRIDÉS :

La famille des chélydrés se compose uniquement deux espèces aquatiques de grande taille, avec une longue queue : *Chelydra serpentina* (tortue hargneuse ou chélydre serpentine) (figure 28) et *Macrochelys temminckii* (tortue-alligator) (figure 29).

Ces deux espèces, originaires d'Amérique du Nord, possèdent une tête peu rétractile munie de mâchoires crochues et tranchantes, adaptées à leur régime carnivore.

Macrochelys temminckii et *Chelydra serpentina* seront élevées isolément car ces redoutables prédateurs n'hésitent pas à s'attaquer à d'autres tortues, y compris de leur propre espèce.

Macrochelys temminckii possède une large dossière à trois carènes avec des écailles marginales très dentelées. Sa langue est munie d'un appendice qui lui sert de leurre pour attirer les poissons. Cette espèce peut mesurer jusqu'à 75 cm pour un poids de 100 kg (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; RIVAL, 1999h ; BOUR *et al*, 2002).



Figure 28 : *Chelydra serpentina*
(tortue hargneuse)



Figure 29 : *Macrochelys temminckii*
(tortue-alligator)

2.4.3.5. LES PLATYSTERNIDÉS :

Cette famille ne comprend qu'une seule espèce : *Platysternon megacephalum* (Platysterne à grosse tête) (figure 30).

Cette tortue aquatique, originaire d'Asie, sera maintenue uniquement en intérieur. Sa large tête ne peut se replier dans la carapace. Excellente grimpeuse, cette tortue carnivore peut se réfugier dans les arbres bordant les cours d'eau.



Figure 30 : *Platysternon megacephalum* (Platysterne à grosse tête).

2.4.3.6. LES GÉOÉMYDIDÉS :

Les géoémydés, anciennement les bataguridés, constituent la plus grande famille des tortues, avec 21 genres : *Cuora*, *Geoemyda*, *Cyclemys*, *Mauremys*, *Kachuga*, *Rhinoclemmys*, *Chinemys*, *Heosemys*... (figure 31)

Cette famille regroupe de nombreuses espèces aquatiques ou semi-aquatiques. Ces tortues sont originaires d'Europe, d'Asie et d'Afrique, excepté le genre *Rhinoclemmys* qui est présent en Amérique. L'émyde lépreuse (*Mauremys leprosa*) est une tortue aquatique vivant en Europe.

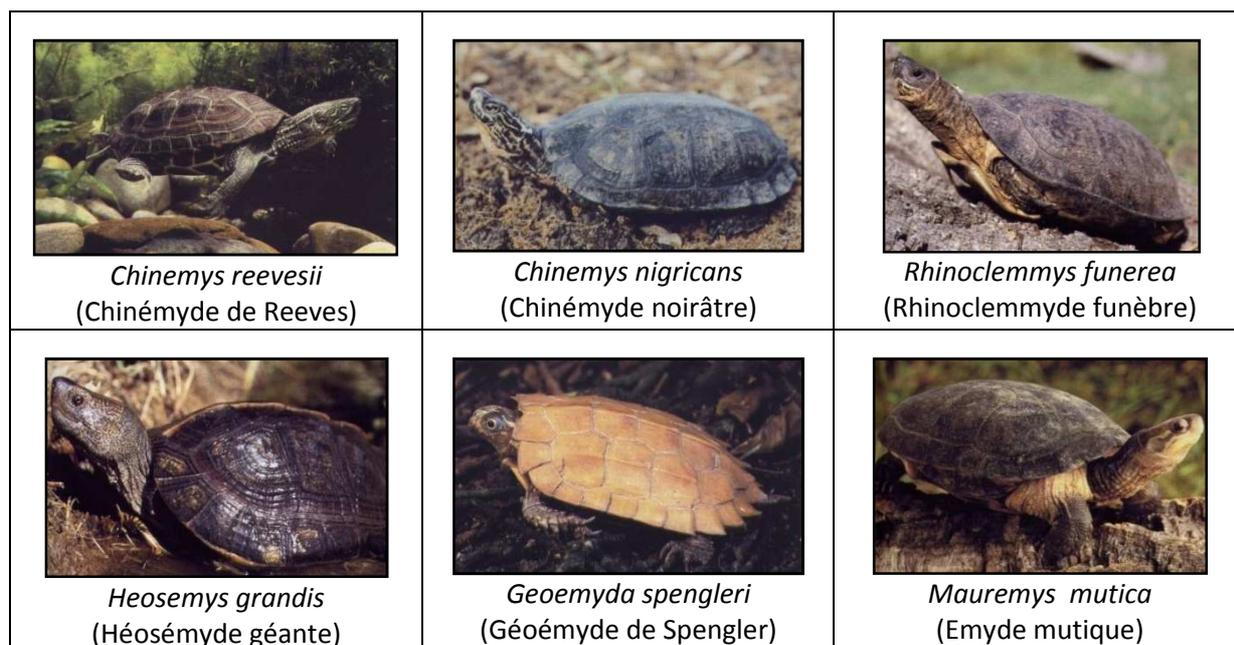


Figure 31: Exemples de géoémydés (BOUR *et al*, 2002).

Les genres *Cuora* et *Pyxidea* sont des tortues boîtes asiatiques (figure 32). Les espèces de *Cuora* sont caractérisées par une carapace à charnière ventrale. Les tortues boîtes asiatiques sont semi-aquatiques et omnivores. Leur mode de vie varie selon l'espèce : *Cuora amboinensis* est plutôt aquatique et *Cuora flavomarginata* principalement terrestre. Ces tortues s'élèvent en aquaterrarium ou en aquarium (RIVAL, 1999h, BOUR *et al*, 2002).



Figure 32 : Exemples de tortue-boîtes asiatiques (BOUR *et al*, 2002).

2.4.3.7. LES EMYDIDÉS :

La famille des émydidés recense 11 genres de tortues : *Emys*, *Pseudemys*, *Clemmys*, *Graptemys*, *Trachemys*, *Terrapene*, *Malaclemys*... (figure 33).

Cette famille regroupe de nombreuses espèces aquatiques ou semi-aquatiques, vivant en eau douce, excepté *Malaclemys terrapin* qui vit dans les eaux saumâtres et salées. Les émydidés se distinguent des géoémydidés par les colorations vives de leur tête, de leur cou ou de leurs membres.

Ces tortues, majoritairement originaires du continent nord-américain, s'élèvent en aquarium d'intérieur ou en bassin extérieur, selon l'espèce et la localité géographique de l'élevage.

Emys orbicularis, la cistude d'Europe et *Trachemys scripta elegans*, la tortue de Floride appartiennent à cette famille.

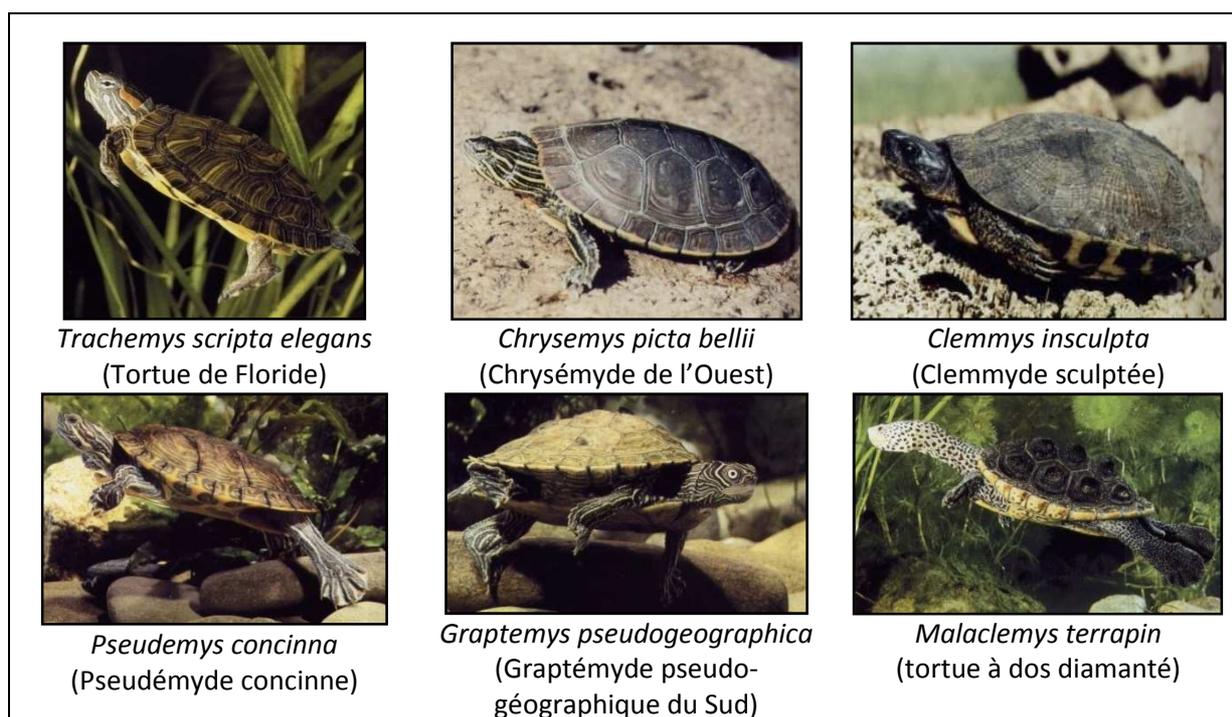


Figure 33 : Exemples d'émydidés (BOUR *et al*, 2002).

On retrouve, parmi les émydidés, les tortues-boîtes nord-américaines du genre *Terrapene* (4 espèces : *carolina*, *ornata*, *coahuila*, *nelsoni*) (figure 34). Ces tortues-boîtes, généralement de petites tailles, sont presque toutes terrestres. La maintenance se réalisera en aquaterrarium car ces tortues aiment également se baigner. Ces tortues ont développé un plastron articulé, pour une plus grande protection des membres et de leur corps. Une charnière transversale, située dans la partie antérieure du plastron, permet aux *Terrapene* de s'enfermer totalement dans leur carapace.

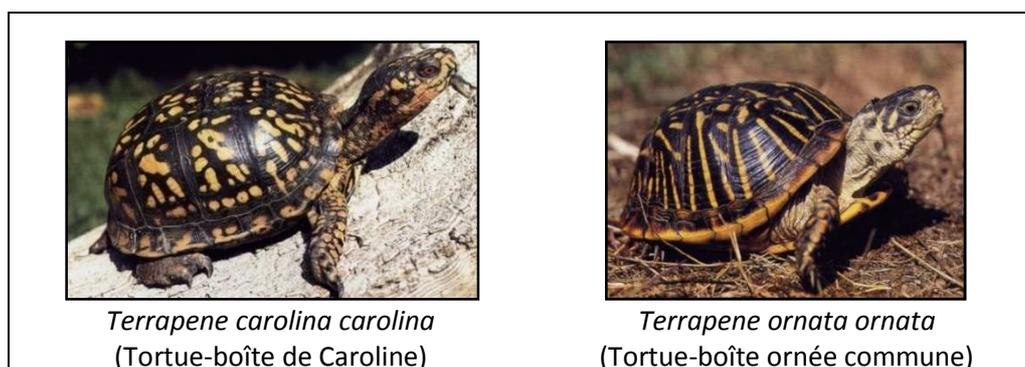


Figure 34 : Exemples de tortues-boîtes américaines (BOUR *et al*, 2002).

2.4.3.1. LES TESTUDINIDÉS :

Cette famille se compose uniquement d'espèces terrestres. La famille des testudinidés comporte 13 genres (*Testudo*, *Geochelone*, *Dipsoschelys*, *Kinixys*, *Gopherus*, *Indotestudo*, *Homopus*, *Manouria*, *Psammobates*, *Pyxis*, *Malacochersus*, *Chersina* et *Furculachelys*) et plus de 50 espèces de tortues.

Ces tortues terrestres, essentiellement herbivores, vivent soit dans des milieux désertiques, soit méditerranéens ou soit dans des forêts tropicales. Elles possèdent une carapace épaisse et des membres robustes, adaptés à la vie terrestre. La carapace est généralement voutée et ne possède pas d'articulations, excepté le genre *Kinixys*. La taille varie de moins de 12 cm pour le genre *Homopus*, à 130 cm pour le genre *Geochelone*.

2.4.3.1.1. Les tortues terrestres méditerranéennes :

Les tortues terrestres, originaires du bassin méditerranéen (Afrique du Nord, France, Italie, Grèce, ex-Yougoslavie, Roumanie, Turquie...), sont représentées par le genre *Testudo* (*Testudo hermanni*, *T. graeca*, *T. marginata*, *T. terrestris iberica*) (figure 35).

Ces tortues seront élevées en extérieur, toute l'année, dans les régions du Sud de la France. Pour les régions du Nord de la France, elles seront élevées en intérieur pendant la période hivernale.

La tortue d'Hermann est la seule tortue terrestre de France. On ne la trouve plus, en petit nombre, que dans le massif des Maures, dans l'Estérel et en Corse (RIVAL, 1999i ; BOUR *et al*, 2002).

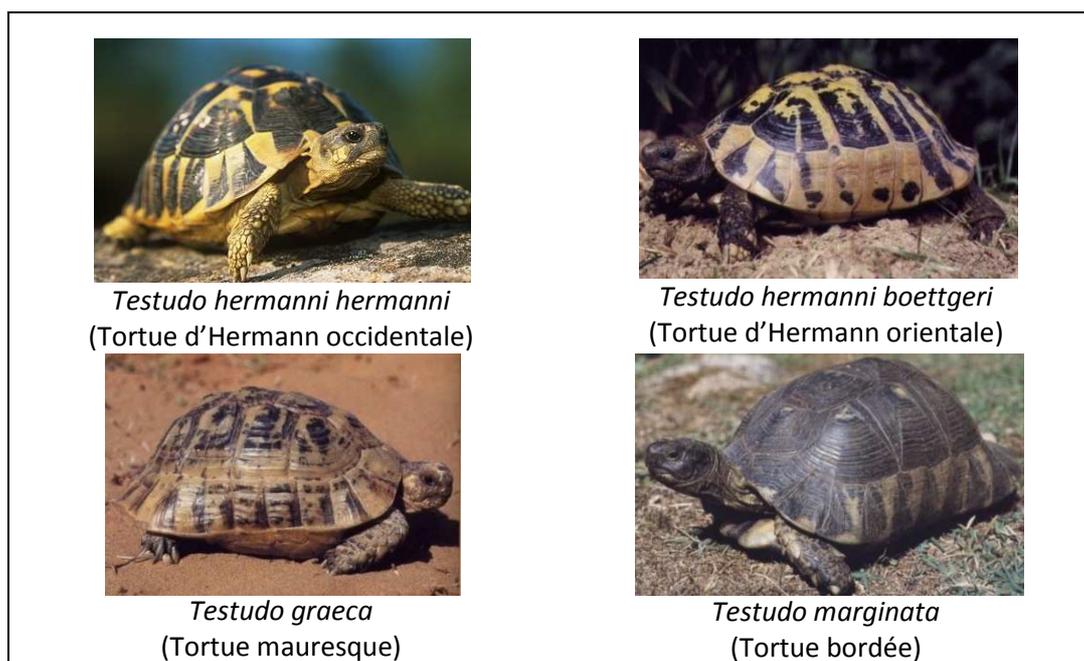


Figure 35 : Exemples de tortues du genre *Testudo* (BOUR *et al*, 2002).

2.4.3.1.2. Les tortues terrestres exotiques :

Les tortues terrestres exotiques (figure 36) sont principalement originaires des continents africain, américain ou asiatique.

Ces tortues sont essentiellement représentées par le genre *Geochelone*. On rencontre parmi les *Geochelone* les plus grandes et plus grosses tortues terrestres du monde (*Geochelone nigra* : la tortue terrestre des Galápagos et *Dipsoschelys elephantina* : la tortue éléphantine). Certaines espèces ont une longévité pouvant dépasser 150 ans.

Parmi les autres testudinidés exotiques, on rencontre d'autres genres de moindre importance :

- Les tortues du genre *Kinixys* se caractérisent par une dossière articulée. La charnière permet de fermer l'arrière de la carapace, protégeant les membres postérieurs.
- Les *Gopherus* vivent dans les milieux désertiques d'Amérique du Nord. Ces tortues se caractérisent par les larges trous qu'elles creusent, pour s'abriter du froid ou des chaleurs extrêmes.
- Le genre *Malacochersus* possède une carapace de forme très plate, lui permettant de se dissimuler dans les fissures de formation rocheuse.
- Le genre *Manouria* (deux espèces asiatiques : *emys* et *impressa*) se caractérise par de gros ergots au niveau de des pattes.



Geochelone (Astrochelys) radiata
(Tortue rayonnée)



Geochelone (Chelonoidis) carbonaria
(Tortue charbonnière)



Geochelone elegans
(Tortue étoilée de l'Inde)



Indotestudo forstenii
(Tortue de Forsten)



Kinixys belliana nogueyi



Gopherus agassizii



Manouria emys
(Tortue à éperons géante)



Malacochersus tornieri
(Tortue à carapace souple)

Figure 36 : Exemples de testudinidés (BOUR *et al*, 2002).

3. CARACTÉRISTIQUES ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES DES REPTILES :

3.1. CARACTÉRISTIQUES ANATOMIQUES :

3.1.1. TÉGUMENT DES REPTILES :

3.1.1.1. LE TÉGUMENT :

La présence d'écailles sur toute la surface du corps est la caractéristique principale de la peau des reptiles (FIRMIN, 1997). Le tégument se compose de deux couches successives : l'épiderme, en superficie, et le derme, en profondeur.

Le tégument des reptiles joue un rôle de protection contre les agressions extérieures, participe à la thermorégulation et assure une fonction sensitive et sociale. Chez certains chéloniens (*Chelydra*, *Trionyx*), le tégument représente une importante surface d'échanges gazeux extra-pulmonaires (BOUR *et al*, 2002).

3.1.1.1.1. L'épiderme :

L'épiderme est composé de deux couches : le stratum germinatum et le stratum corneum. Les écailles sont des formations épidermiques superficielles hautement kératinisées (constituées d' α et de β -kératine) (FIRMIN, 1997 ; GERARD *et al*, 2001).

Le nombre, la forme et l'aspect de ces écailles varient d'une espèce à l'autre. Il peut exister des variations intraspécifiques de forme et d'aspect, notamment entre deux individus de sexe opposé. La disposition et le nombre d'écailles, caractéristiques d'une espèce donnée, permettent la description et la détermination des espèces en systématique (MATZ et VANDERHAEGE, 1990).

3.1.1.1.2. Le derme :

Le derme, innervé et très vascularisé, est souvent riche en cellules chromatophores. Ces cellules sont à l'origine de la grande diversité de coloration des reptiles et sont présentes en grande quantité dans le derme des caméléons et des anolis.

Les chromatophores, chargés en pigments colorés, confèrent à la peau de ces reptiles une coloration semblable à celle des éléments de leur milieu de vie naturel : on parle d'homochromie.

Les caméléons ne sont pas capables de mimétisme ; il existe un registre prédéterminé de couleurs de la livrée pour chaque espèce. Ces couleurs changent en fonction du statut hormonal de l'animal, de la température ambiante, de la luminosité et de leur état de stress. Ces variations de couleurs sont sous contrôle hormonal et nerveux (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; SCHILLIGER, 1999d ; AULIO *et al*, 2003).

3.1.1.2. LA CARAPACE :

La carapace des chéloniens se compose de deux parties : la dossière (partie dorsale) et le plastron (partie ventrale). Ces deux éléments sont reliés entre eux latéralement par des ponts osseux. La face interne de la dossière adhère au squelette de la tortue, au niveau de la colonne vertébrale et des côtes. Comme le reste du tégument, la carapace se compose de deux couches tissulaires superposées (l'épiderme et le derme).

Le derme de la carapace est vascularisé, innervé et ossifié. Il se compose d'une cinquantaine de plaques dermiques, les ostéodermes, qui dérivent des os du squelette : côtes, rachis, ceinture pelvienne et ceinture pectorale.

Les grandes écailles épidermiques kératinisées ne recouvrent pas exactement chaque ostéoderme sous-jacent. Leur disposition en quinconce confère une plus grande solidité à la carapace.

Certaines tortues possèdent une carapace dénuée d'écailles : ce sont les tortues à carapace molle (famille des trionychidés). Les ostéodermes sont recouverts d'une peau épaisse ayant la consistance du cuir.

Le plastron des tortues-boîtes (*Terrapene, Cuora*) est articulé en avant pour la protection de la tête et des membres antérieurs. La dossière est également articulée en arrière pour la protection des membres postérieurs. Les membres postérieurs des tortues du genre *Kinosternon* peuvent être totalement escamotés grâce à une charnière supplémentaire au niveau du plastron.

3.1.1.3. PHANÈRES ET ANNEXES ÉPIDERMIQUES :

3.1.1.3.1. Annexes épidermiques :

La peau des reptiles est dépourvue de glandes sébacées, ce qui explique la sécheresse de leur peau.

Seuls les lézards possèdent des structures glandulaires holocrines au niveau cutané. Ces glandes fémorales (pores fémoraux) permettent aux sauriens mâles de marquer leur territoire. Les pores fémoraux sont très développés chez les lacertidés, les geckonidés, les iguanidés et les agamidés (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; FIRMIN, 1997 ; VIENET, 1999 ; AULIO *et al*, 2003).

3.1.1.3.2. Phanères et particularités épidermiques:

Les membres des tortues et des lézards sont généralement pourvus de griffes. Celles-ci sont de grandes tailles chez les tortues aquatiques et peuvent être longues et acérées chez les iguanidés et les varanidés (BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003).

La plupart des geckonidés possèdent, quant à eux, des lamelles adhésives sur la face interne des doigts (figure 37). Ces lamelles, garnies de poils agglomérés et recourbés, permettent aux geckos de grimper sur des surfaces verticales lisses ou au plafond (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; FIRMIN, 1999b ; AULIO *et al*, 2003).

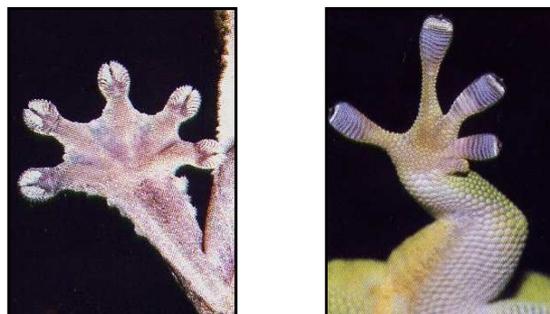


Figure 37 : Lamelles adhésives chez les geckonidés (AULIO *et al*, 2003).

Enfin, des excroissances épidermiques (cornes, casques, crêtes, fanon gulaire, épines...) peuvent orner le dos et la tête de certains lézards comme les iguanes et les caméléons. Elles ont pour fonction d'intimider les prédateurs et de marquer le dimorphisme sexuel (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; SCHILLIGER, 1999d ; AULIO *et al*, 2003).

3.1.2. LES ORGANES SENSORIELS :

3.1.2.1. L'ŒIL ET SES ANNEXES :

La structure générale de l'œil des reptiles est similaire à celle des mammifères (figure 38, figure 39).

La forme de la pupille varie selon les reptiles et leur mode de vie. Les espèces nocturnes auront fréquemment une pupille en fente verticale et les espèces diurnes auront plutôt une pupille de forme circulaire.

Chez les serpents et les lézards, la pupille peut être de forme ronde, ovale ou verticale. De plus, elle peut prendre un aspect complexe chez certains sauriens. Chez les chéloniens, la pupille est ronde. La coloration de l'iris permet le sexage de certaines espèces (exemple *Terrapene* : mâle rouge) (RIVAL, 1999c ; GERARD *et al*, 2001 ; BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003).

3.1.2.1.1. Les paupières :

Chez les ophidiens, les paupières sont fixes. Elles se sont soudées entre elles pour former une membrane transparente et vascularisée : la lunette pré-cornéenne ou écaille supraoculaire (figure 38). Cette écaille protège et recouvre la cornée dont elle est séparée par un espace virtuel : l'espace précornéen. La lunette se renouvelle avec le reste du tégument à chaque mue (GERARD *et al*, 2001 ; SCHILLIGER, 2004).

Les chéloniens et la majorité des sauriens possèdent trois paupières. Les paupières inférieures et supérieures sont mobiles, la membrane nictitante est plus ou moins translucide.

Il existe une grande variabilité dans la morphologie des paupières selon les espèces de lézards. La paupière inférieure peut être en partie transparente chez les lacertidés, téiidés et scincidés. Les gekkonidés (*Gekko* sp, *Phelsuma* sp, *Uroplatus* sp) et les lézards du genre *Ablepharus* possèdent une lunette pré-cornéenne, comme les serpents, qui se renouvelle lors de la mue (BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003).

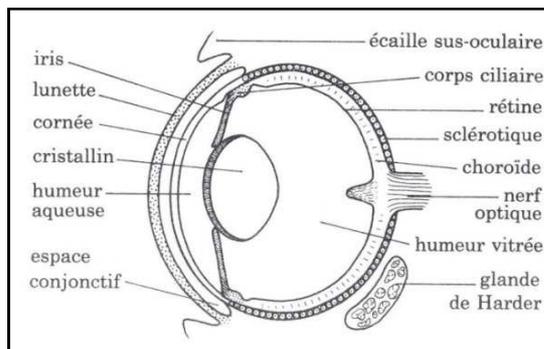


Figure 38 : Structure de l'œil d'un serpent (BROGARD, 1992).

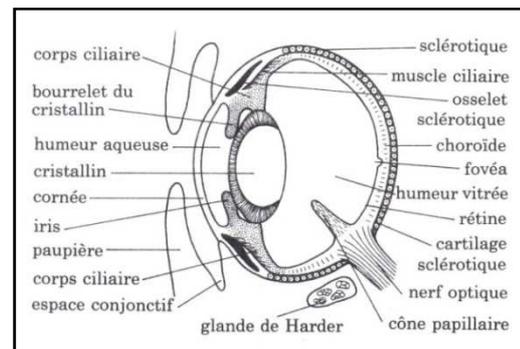


Figure 39 : Structure de l'œil d'un lézard (BROGARD, 1992).

3.1.2.1.2. Les glandes lacrymales :

Chez les reptiles, la fonction lacrymale est assurée soit par la glande lacrymale, soit par la glande de Harder. Cette dernière est bien développée chez tous les reptiles. Les canaux lacrymaux, plus ou moins présents, drainent ensuite les sécrétions lacrymales de la glande de Harder et de la glande lacrymale vers la cavité buccale.

Les glandes lacrymales sont absentes chez les ophidiens mais ces reptiles possèdent toutefois des canaux lacrymaux et la glande de Harder. Les sécrétions de la glande de Harder seront ensuite éliminées vers la cavité buccale au niveau de l'organe de Jacobson (figure 40) (RIVAL, 1999c).

La glande lacrymale et la glande de Harder sont présentes chez les chéloniens et la plupart des sauriens (sauf chez les geckos) mais les canaux naso-lacrymaux sont absents chez la majorité des tortues (RIVAL, 1999c ; BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003).

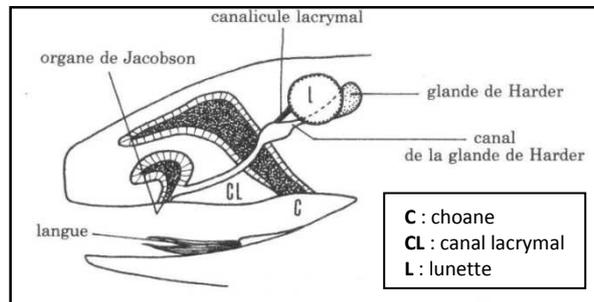


Figure 40 : Localisation de la glande de Harder (BROGARD, 1992).

3.1.2.1.3. L'accommodation :

Chez les reptiles, l'accommodation visuelle se fait sous contrôle volontaire par l'intermédiaire d'une musculature interne striée. Les contractions des muscles radiaires des corps ciliaires provoquent une modification de la forme du cristallin et les contractions de la musculature interne de l'œil entraînent la poussée du cristallin vers l'avant (RIVAL, 1999c ; BOUR *et al*, 2002).

3.1.2.1.4. Particularités anatomiques :

Tous les caméléons présentent un strabisme physiologique : les deux globes oculaires, parfaitement indépendants, leur permettent une vision panoramique sur près de 180°. Cette particularité leur confère une excellente vision, indispensable pour la chasse (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; SCHILLIGER, 1999d ; AULIO *et al*, 2003).

3.1.2.2. L'ŒIL PINÉAL :

Un troisième œil, vestigial, peut être présent chez certaines espèces de lézards (*Iguana iguana*, *Varanus* spp.). On parle d'œil pinéal ou pariétal (figure 41) car il se localise au sommet du crâne de ces sauriens. Cet œil, en relation avec l'épiphyse, ne participe pas à la vision, mais jouerait un rôle dans la thermorégulation comportementale et la perception de la photopériode (perception des rythmes circadiens et gestion du temps d'exposition au soleil) (BROGARD, 1992 ; RIVAL, 1999c ; VIENET, 1999 ; AULIO *et al*, 2003).

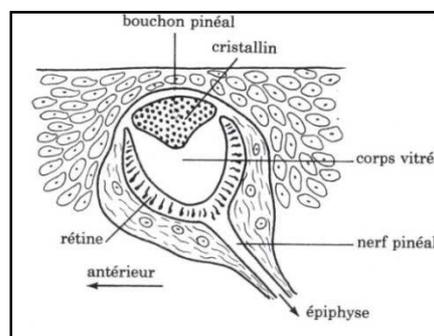


Figure 41 : structure de l'œil pinéal (BROGARD, 1992).

3.1.2.3. L'ORGANE DE JACOBSON : APPAREIL OLFACTIF

Les ophidiens sont dotés d'un organe chimiorécepteur particulier et très perfectionné : l'organe de Jacobson. Cet organe est également bien développé chez les varanidés et les hélodermatidés. Il est réduit chez les agamidés, iguanidés, caméléonidés et quasi-inexistant chez les tortues.

Les narines, les fosses nasales et l'organe de Jacobson constitue l'appareil olfactif des ophidiens et des sauriens. L'information olfactive est acheminée aux bulbes olfactifs du système nerveux central (SNC) via deux voies : par le nerf olfactif et par la branche voméro-nasale du nerf olfactif. Les fosses nasales sont le principal organe olfactif chez les reptiles, l'organe de Jacobson jouera plus un rôle dans le sens voméronasal (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1999d ; GERARD *et al*, 2001 ; AULIO *et al*, 2003).

L'organe de Jacobson se localise au niveau du plafond buccal (figure 40, figure 42). Les particules odoriférantes extérieures sont captées au niveau de l'extrémité bifide de la langue. Elles sont ensuite acheminées à l'organe de Jacobson par deux orifices du plafond buccal, en avant des choanes. Puis, l'information est transmise au système nerveux central via la branche voméro-nasale sensitive du nerf olfactif (SCHILLIGER, 1999 ; GERARD *et al*, 2001).

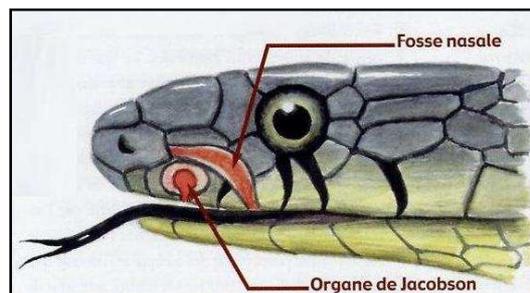


Figure 42 : localisation de l'appareil de Jacobson (GERARD *et al*, 2001).

3.1.2.4. LES FOSSETTES THERMOSENSIBLES (ORGANES THERMORÉCEPTEURS) :

Certaines espèces de serpents (certains boïdés et certains vipéridés) sont dotées d'organes thermorécepteurs : les fossettes loréales ou fossettes thermosensibles. Elles servent à la détection thermique des proies et des sources de chaleur pour se réchauffer. Très sensibles, elles peuvent détecter des variations de température de l'ordre de 0,002° Celsius.

Les fossettes loréales se localisent, chez les vipéridés, sur une ligne imaginaire entre les narines et l'œil et sont visibles, chez les boïdés, au niveau des écailles labiales supérieures et inférieures (SCHAEFFER et WATERS, 1996 ; GERARD *et al*, 2001).

3.1.2.5. L'APPAREIL AUDITIF :

L'oreille interne et l'oreille moyenne (cavité tympanique) sont présentes chez tous les reptiles. Les cavités tympaniques amplifient et transmettent les sons de la membrane tympanique vers le système acoustique profond par l'intermédiaire de l'os de la columelle (inséré dans la cochlée). Elles communiquent avec la cavité buccale via les trompes d'Eustache. Les organes de l'équilibre et de l'audition se localisent au niveau de l'oreille interne (BROGARD, 1992 ; BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004).

Les reptiles ne possèdent pas d'oreille externe. Seule la membrane tympanique superficielle est bien visible, en arrière de l'œil, chez les tortues et la majorité des sauriens. Elle se renouvelle également lors de la mue. Les serpents, les caméléons et certains lézards fouisseurs (exemple : *Lanthanotus*, *Anniela*, *Anguis*) ne possèdent pas de tympan, et ont, de ce fait, une audition limitée (BROGARD, 1992 ; GERARD *et al*, 2001 ; AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004).

L'audition est rudimentaire chez les serpents et les tortues. Elle se limite aux sons de basse fréquence : entre 100 et 1000 Hertz maximum pour les serpents et entre 50 et 1500 Hz pour les tortues. Chez les sauriens, en règle générale, l'audition est de bonne qualité. La sensibilité auditive varie généralement de 500 à 4000 Hertz. La famille des geckonidés possèdent des espèces ayant une sensibilité auditive bien plus développée (des fréquences jusqu'à 10 000 Hertz) (GERARD *et al*, 2001 ; BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003).

Les ophidiens possèdent malgré tout un appareil auditif sophistiqué qui leur permet de percevoir les vibrations de l'air et du sol via les os du crâne (os carré) et les os du squelette. L'os columelle transmet les vibrations sonores détectées par la mandibule et l'os carré, à l'oreille interne. Des récepteurs cutanés spécifiques participent à l'audition en captant les vibrations du sol (FIRMIN, 1999c ; SCHILLIGER, 1999h).

3.1.2.6. LE SYSTÈME GUSTATIF :

Selon les espèces de reptiles, il existe un système de chimiorécepteurs gustatifs, constitué de papilles localisées dans la cavité oropharyngienne et/ou sur la langue.

Le système gustatif est peu développé chez les serpents. La langue bifide, dépourvue de papilles gustatives, ne participe pas au sens du goût mais joue un rôle important dans le sens voméronasal via l'organe de Jacobson.

La langue des varans est dénuée de papilles gustatives tandis que la langue protractile des caméléons en est riche (GERARD *et al*, 2001 ; AULIO *et al*, 2003).

3.1.2.7. LE SENS TACTILE :

Le tégument est pourvu de mécanorécepteurs cutanés qui participent au sens tactile. Ils sont localisés principalement au niveau des faces latérales de la cavité buccale chez les ophidiens. Les sensations tactiles jouent un rôle important dans la parade nuptiale des serpents (SCHAEFFER et WATERS, 1996 ; GERARD *et al*, 2001).

3.1.3. LE CŒUR ET LA CIRCULATION SANGUINE :

3.1.3.1. STRUCTURE DU CŒUR :

Historiquement, le cœur des serpents, lézards et tortues est composé de trois cavités. Pour certains auteurs, le cœur des ophidiens comprend quatre cavités : un ventricule, deux oreillettes et un sinus veineux : *sinus venosus* (figure 43). Le sinus veineux est alors considéré comme un compartiment à part entière. La structure du cœur des sauriens et des chéloniens est similaire à celle des ophidiens (KIK et MITCHELL, 2005).

Les deux oreillettes possèdent des parois minces et sont séparées par une cloison. Le sinus veineux se situe sur la face dorsale de l'atrium droit. L'unique ventricule possède une paroi musculaire épaisse et se subdivise en trois cavités : le cavum pulmonale, le cavum arteriosum et le cavum venosum. Il existe un septum incomplet (crête musculaire) au niveau du ventricule, à la différence des crocodiliens qui possèdent deux ventricules séparés par un septum complet (BROGARD, 1992 ; GERARD *et al*, 2001 ; AULIO *et al*, 2003 ; KIK et MITCHELL, 2005).

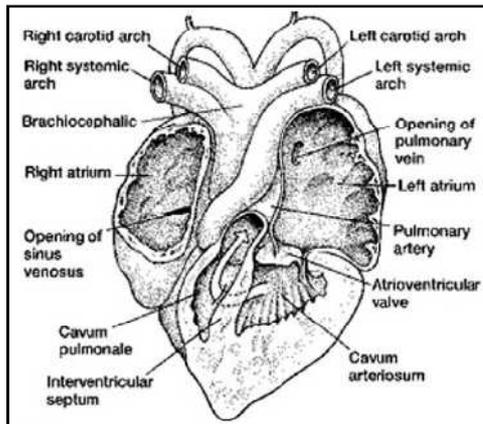


Figure 43 : Structure du cœur d'un lézard.
(KIK et MITCHELL, 2005)

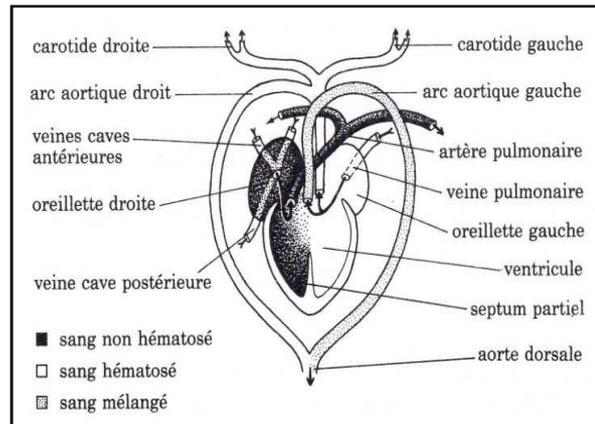


Figure 44 : Circulation sanguine chez un lézard.
(BROGARD, 1992)

Du fait de la présence d'un unique ventricule, il y aura un mélange partiel de sang hématosé et de sang non hématosé qui empruntera la circulation générale par les deux arcs aortiques. Le mélange complet de sang oxygéné et non-oxygéné est évité par la présence d'une série de crêtes musculaires, par les contractions ventriculaires rythmées et par les différences subtiles de pression à l'intérieur des cloisonnements cardiaques (SCHILLIGER, 2004 ; KIK et MITCHELL, 2005).

Trois troncs artériels partent du ventricule : le tronc pulmonaire, l'aorte droite et gauche.

3.1.3.2. LOCALISATION DU CŒUR :

Chez les serpents, le cœur, libre dans la cavité cœlomique, se situe généralement entre le premier tiers du corps et le premier quart du corps. Chez les serpents aquatiques, il se localise en position plus crâniale.

Chez les tortues, le cœur se trouve sur la ligne médiane ventrale au niveau de l'intersection des plaques humérales et pectorales.

Chez la majorité des lézards, le cœur se situe au niveau de la ceinture pectorale, dans la région gulaire, et est rattaché au péricarde par un ligament de petite taille : *gubernaculum cordis*. Chez les varanidés, il aura une position plus caudale dans la cavité cœlomique (BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003 ; KIK et MITCHELL, 2005).

3.1.3.3. CIRCULATION SANGUINE :

Il existe une circulation pulmonaire et une circulation systémique (figure 44).

Le sang non hématosé arrive au cœur par les deux veines caves antérieures (crânielles) et la veine cave postérieure (caudale) au niveau du sinus venosus, puis de l'atrium droit. Le sang passe ensuite dans le cavum venosum pour être acheminer vers les poumons via l'artère pulmonaire. Une faible partie du sang non oxygéné passe par l'arc aortique gauche (circulation générale).

Il y a hématoxe au niveau du poumon, puis le sang oxygéné est acheminé au cœur par la veine pulmonaire, abouchant dans l'atrium gauche. Le sang hématosé passe dans le ventricule et rejoint la circulation générale via les deux troncs aortiques. Ces derniers fusionnent caudalement par rapport au cœur, pour former l'aorte abdominale (chez les sauriens).

Les serpents possèdent également un plexus veineux vertébral (VVP). Lors d'une séance d'escalade (tête à la verticale), les jugulaires peuvent se collaber et le retour du sang cérébral sera alors assuré par ce plexus veineux (BROGARD, 1992 ; KIK et MITCHELL, 2005).

Le système lymphatique est également très développé chez tous les reptiles.

3.1.3.4. PHYSIOLOGIE :

Par rapport aux mammifères et aux oiseaux, la fréquence cardiaque des reptiles n'est pas très élevée. Pour les serpents, par exemple, elle varie de 23 à 41 contractions par minute. Ce rythme est encore plus lent chez les tortues (11 à 17 contractions/minute).

Chez les reptiles, le rythme cardiaque est régi par de nombreux facteurs : la taille, la température, la saturation en oxygène du corps, la respiration, le stress, ... La fonction cardiaque est optimisée quand un reptile est maintenu dans des conditions de température équivalente à sa température moyenne préférentielle (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1999c ; KIK et MITCHELL, 2005).

3.1.3.5. COMPOSITION DU SANG :

Toutes les cellules sanguines des reptiles possèdent un noyau. Il existe une grande variation du taux d'érythrocytes entre les différentes espèces d'une même classe de reptiles. La quantité de globules rouges est nettement inférieure à celle des mammifères.

Il n'y a pas de pH sanguin normal chez les reptiles. Le sang des reptiles possède un pH fluctuant avec la température ambiante (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1999c ; SCHILLIGER, 2004).

3.1.3.6. LE SYSTÈME PORTE RÉNAL :

Chez les reptiles, le sang veineux provenant de la seconde moitié du corps (partie caudale) peut être redirigé vers les reins via le système porte rénal avant de rejoindre la circulation générale. Ce système comprend de nombreuses valves qui permettent l'orientation du sang vers le foie ou qui le force à passer par les reins.

Les reptiles ne peuvent pas rendre leur urine hypertonique, comme les mammifères, car leurs reins sont dépourvus d'anse de Henlé. En cas de déshydratation, une baisse du débit de perfusion glomérulaire constitue le seul mécanisme possible pour épargner l'eau. Dans cette situation, le système porte rénal permet l'irrigation des reins et d'éviter une nécrose ischémique des néphrons.

Historiquement, l'administration de médicament par voie parentérale au niveau de l'extrémité caudale ou des membres postérieurs n'est pas recommandée (BOUR *et al*, 2002 ; KIK et MITCHELL, 2005).

En effet, le passage de ces médicaments par le système porte rénal peut potentiellement provoquer des effets toxiques au niveau des reins des reptiles. Ceci concerne surtout les antibiotiques néphrotoxiques tels que les aminoglycosides (gentamicine) et les sulfamides.

D'après des études récentes, le risque par administration parentérale dans les extrémités caudales n'est pas si important. Pourtant, dans le doute, les injections intramusculaires seront réalisées dans les deux premiers tiers du corps des ophidiens pour assurer une efficacité maximale du produit administré (GERARD *et al*, 2001 ; KIK et MITCHELL, 2005).

3.1.4. L'APPAREIL RESPIRATOIRE :

3.1.4.1. ANATOMIE :

Les narines se localisent au niveau de la partie rostrale de la tête. Des « glandes à sel » peuvent être présentes au niveau des narines de certains sauriens (*Iguana iguana*). Elles jouent un rôle dans la régulation de la concentration plasmatique du chlorure de sodium (AULIO *et al*, 2003).

Les cavités nasales s'ouvrent sur la cavité buccale par les choanes. L'orifice glottique se localise, chez les serpents, juste en arrière de la gaine de la langue.

La trachée, composée d'anneaux trachéaux incomplets avec une face ventrale cartilagineuse et face dorsale membraneuse, se divise ensuite en deux bronches. Les deux bronches principales se subdivisent en bronches plus petites et perforées sur leur longueur, puis en bronchioles.

Les poumons des reptiles, simples sacs tapissés d'alvéoles pulmonaires, sont primitifs. Le volume pulmonaire est supérieur à celui des mammifères, mais la surface d'échange est moindre. Les poumons des sauriens sont les plus évolués parmi les reptiles. Les structures pulmonaires des sauriens les plus évolués sont même assez proches de celles des mammifères (AULIO *et al*, 2003).

Les poumons des chéloniens adhèrent à la face interne de la dossière. Une portion pulmonaire reste libre dans la cavité cœlomique : la « membrane diaphragmatique » (BOUR *et al*, 2002).

La partie antérieure, alvéolaire, du poumon joue un rôle dans la respiration. Chez les squamates, la partie postérieure du poumon n'est qu'un simple sac aérien dont le rôle est d'augmenter le volume du corps pour intimider un prédateur, d'améliorer la flottabilité en milieu aquatique et d'optimiser l'absorption de chaleur (GERARD *et al*, 2001 ; AULIO *et al*, 2003).

Chez les serpents, il y a une nette asymétrie des poumons due à la morphologie du corps. Le poumon gauche est généralement absent ou atrophié chez la majorité des ophidiens. En cas d'absence du poumon gauche, un « poumon trachéal » se développe au niveau de la partie postérieure de la trachée. Cette extension de la muqueuse trachéale, pourvue d'alvéoles, participe à la respiration lors de l'ingestion d'une proie volumineuse (le poumon droit étant collabé) (GERARD *et al*, 2001).

3.1.4.2. LA RESPIRATION :

Le diaphragme étant absent chez les reptiles, ce sont les muscles striés squelettiques intercostaux, dorso-latéraux, ventro-latéraux et intrapulmonaires (« à contractions volontaires ») qui participent à la respiration en faisant varier le volume des poumons.

Chez les chéloniens, les côtes sont soudées à la face interne de la dossière et ne permettent pas de faire varier le volume des poumons. La variation du volume pulmonaire sera autorisée par les mouvements des quatre membres de la tortue : les extrémités antérieures et postérieures des poumons sont rattachées à la musculature des quatre membres.

Différents facteurs agissent sur la mise en route des mouvements respiratoires : l'hypercapnie (augmentation de la concentration sanguine en CO₂), l'hypoxie, la température corporelle, le pH sanguin, la pression partielle sanguine en oxygène (ppO₂)... (GERARD *et al*, 2001 ; BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003).

3.1.5. L'APPAREIL DIGESTIF :

3.1.5.1. LA CAVITÉ BUCCALE :

3.1.5.1.1. La dentition :

Les serpents ont une dentition type acrodonte : les dents s'implantent au sommet des mâchoires. Une centaine de dents, recourbées vers l'arrière, sont disposées en six rangées (quatre rangées supérieures et deux inférieures). Les dents jouent un rôle dans la préhension et le maintien de la proie, et dans la progression de la proie vers l'œsophage (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; BROGARD, 1992 ; GERARD *et al*, 2001).

La présence de crochets inoculateurs à venins et leur localisation dans la mâchoire permet de distinguer quatre formes de dentition : aglyphe, opistoglyphe, protéroglyphe et solénoglyphe (figure 45). Les crochets inoculateurs seront soit sillonnés soit canaliculés. Ils sont reliés à des glandes à venins, des glandes salivaires temporales spécialisées.

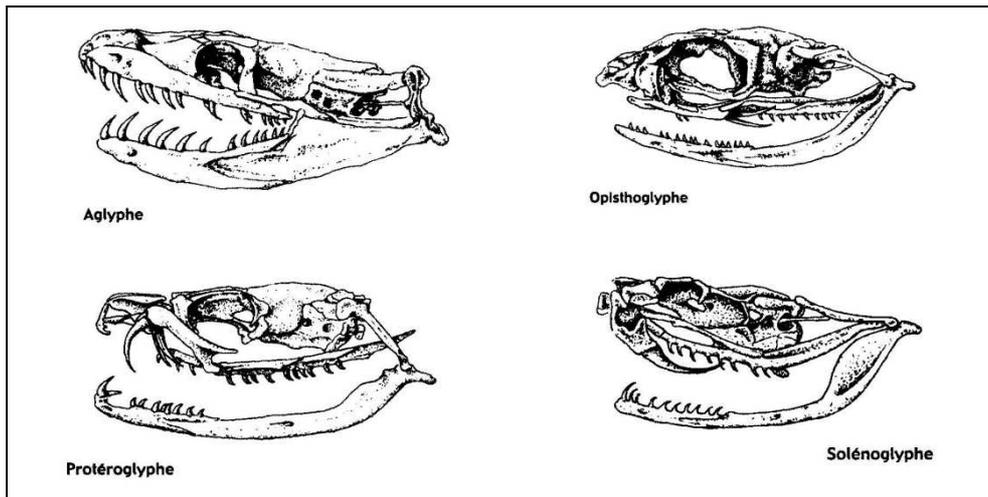


Figure 45 : Différents type de dentition chez les ophidiens (GERARD *et al*, 2001).

Chez les sauriens, on distingue deux types de dentition en fonction du mode de fixation des dents sur la mâchoire (figure 46).

Les agamidés et les caméléonidés possèdent une dentition de type acrodonte : les dents sont adhérentes au sommet des mâchoires et ne se renouvellent pas en cas de dommages.

Celles des iguanidés, geckonidés, lacertidés, varanidés et scincidés sont de type pleurodonte : elles adhèrent à la face latérale interne des mâchoires. Les dents pleurodentes ne possèdent pas de racines et se renouvellent durant toute la vie du reptile (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; AULIO *et al*, 2003).

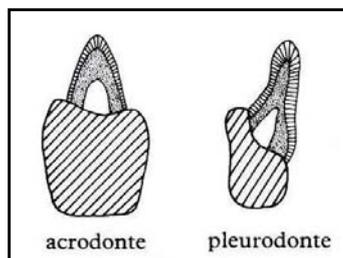


Figure 46 : Type de fixation dentaire chez les sauriens (BROGARD, 1992).

Les hélodermatidés (*Heloderma suspectum* et *Heloderma horridum*) ne possèdent pas de dents spécialisées pour l'inoculation du venin. Leurs dents sont simplement sillonnées pour permettre l'écoulement du venin sécrété par des glandes sublinguales spécialisées.

Dépourvus de dents, les chéloniens possèdent un bec corné : la rhamphotèque, qui se compose de deux parties :

- La partie supérieure : la rhinothèque correspondant au maxillaire supérieur.
- La partie inférieure : la gnathothèque correspondant au maxillaire inférieur.

3.1.5.1.2. La langue :

La langue bifide des ophidiens joue un rôle important dans l'olfaction : les deux extrémités de la langue apportent les particules chimiques de l'extérieur aux chimiorécepteurs de l'organe de Jacobson. Sa gaine se situe au niveau du plancher buccal.

La langue des tortues est épaisse, de forme triangulaire, et légèrement granuleuse. Elle est très adhérente au plancher buccal.

Selon les espèces de sauriens, il existe beaucoup de variation dans la forme et la taille de la langue. Les varanidés et les téiidés sont dotés d'une langue bifide (FIRMIN, 1999d ; AULIO *et al*, 2003).

Les caméléons possèdent une langue de grande taille et protractile qui joue un rôle très important dans la prédation. Elle se dévagine en doigt de gant lors d'une attaque. Différents muscles de la langue assurent sa projection vers l'avant et ensuite sa rétraction dans la gueule. Son extrémité est constituée d'un coussinet musculaire et adhésif, permettant la capture des proies par un effet « ventouse » (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; SCHILLIGER, 1999d ; AULIO *et al*, 2003).

Certaines espèces de la famille des geckonidés sont capables de vocaliser par claquement de la langue sur le palais. Ces vocalises leur permettent de délimiter leur territoire ou d'attirer un partenaire sexuel. Exemple : tokay (*Gekko gecko*) et le genre *Ptenopus* (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; FIRMIN, 1999b ; AULIO *et al*, 2003).

3.1.5.2. LE TUBE DIGESTIF ET SES ANNEXES :

L'appareil digestif présente une structure similaire à celle de tous les vertébrés supérieurs : une cavité buccale, un œsophage, un estomac, un intestin grêle et un côlon. Le foie, le pancréas, la vésicule biliaire et la rate sont également présents chez ces animaux. Il n'y a pas de cavité pleurale ni péritonéale chez les reptiles, mais une cavité cœlomique.

Les glandes salivaires ne participent pas à la digestion chez les sauriens et les chéloniens. Le rôle de la salive, dépourvue d'enzymes digestives, se limitera à la lubrification du bol alimentaire.

De part leur morphologie, les serpents ont des viscères (foie, rein, estomac, pancréas...) de forme très longiligne. Leur œsophage est très déformable et peu musculéux. Les mouvements de la musculature para-vertébrale permettront la progression de la proie vers l'estomac.

La morphologie de l'intestin grêle et du côlon est conditionnée par le type de régime alimentaire des reptiles.

Chez les ophidiens, il n'y a pas de circonvolutions au niveau de l'intestin grêle et le côlon est assez court. Les sauriens herbivores et les tortues terrestres phytophages présentent un intestin grêle plus court que celui des sauriens carnivores et des tortues aquatiques carnivores. Chez les herbivores, le côlon sera plus développé et compartimenté en saccules pour favoriser les phénomènes de fermentations microbiennes indispensables à la digestion de la cellulose (GERARD *et al*, 2001 ; BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003).

Les sauriens et les ophidiens ne possèdent de valvule iléo-caecale, à la différence des tortues.

Le tube digestif des reptiles se termine par le cloaque, faisant suite à l'extrémité distale du côlon. Le cloaque est une chambre tri-compartmentée où confluent les voies urinaires, génitales et digestives :

- **Coprodeum** : réception du bol fécal en provenance du côlon
- **Urodeum** : collecte de l'urine et abouchement des oviductes et uretères
- **Proctodeum** : où s'effectue le mélange des fèces et de l'urine.

La digestion des aliments, généralement très lente chez les reptiles, est conditionnée par la température ambiante.

3.1.6. L'APPAREIL UROGÉNITAL :

3.1.6.1. L'APPAREIL URINAIRE :

3.1.6.1.1. Les reins :

Les reptiles possèdent deux reins primitifs type métanéphros. Ils ne sont composés que de quelques milliers de néphrons et sont dépourvus d'anse de Henlé. Cette absence empêche la concentration de l'urine.

Ainsi, pour limiter des pertes d'eau importantes, les reptiles terrestres et surtout désertiques réabsorbent une partie de l'eau des urines, au niveau du cloaque. Ces animaux uricothéliques éliminent les déchets azotés sous forme de produits précipités insolubles et semi-solides : l'acide urique et les urates.

Chez les espèces aquatiques, les déchets azotés sont excrétés sous forme hydrosoluble : l'urée et l'ammoniac.

L'urine sera ensuite acheminée à l'urodeum par deux uretères (GERARD *et al*, 2001 ; BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004).

3.1.6.1.2. La vessie :

La vessie est absente chez les ophidiens. Elle est présente chez la majorité des sauriens et chez les chéloniens. La vessie n'est pas un organe de stockage de l'urine chez ces reptiles, mais elle participe à la réabsorption de l'eau contenue dans l'urine (BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003).

3.1.6.2. L'APPAREIL GÉNITAL :

Les gonades, chez tous les reptiles, sont des organes pairs et symétriques.

3.1.6.2.1. L'appareil reproducteur mâle :

A l'exception des rynchocéphales, les reptiles mâles possèdent un pénis.

Les squamates mâles possèdent deux hémipénis érectiles qui sont invaginés au repos dans les poches hémipéniennes situées à la base et le long de la queue (figure 47). Les hémipénis sont munis d'une gouttière séminale pour l'écoulement du liquide séminal.

Les tortues mâles ne possèdent qu'un seul pénis. Au repos, l'organe copulateur mâle se place sur le plancher du proctodeum (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; GERARD *et al*, 2001 ; BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004).

Ces organes copulateurs sont totalement indépendants des voies urinaires.



Figure 47 : Hémipénis d'un iguane (AULIO *et al*, 2003).

3.1.6.2.2. L'appareil reproducteur femelle :

Les ovaires sont appendus à un mésovarium et adhèrent à la face interne de la dossière chez les tortues femelles.

Les oviductes s'ouvrent dans la cavité abdominale par un large pavillon : c'est le lieu de réception de l'ovocyte et de fécondation, et s'abouchent dans le cloaque au niveau de l'urodeum.

La femelle reptile possède deux utérus. Ce sont des conduits musculeux très fins et déformables dans le prolongement des oviductes qui participent à la synthèse de la coquille de l'œuf (trame protéique incrustée de cristaux d'aragonite) et au stockage des œufs jusqu'à la ponte (FERTARD, 1999b; GERARD *et al*, 2001 ; BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003).

3.1.7. L'APPAREIL SQUELETTIQUE :

3.1.7.1. LE CRÂNE :

Le squelette crânien des sauriens est de type diapside, pourvu de deux fosses temporales.

Le crâne des tortues est anapside, il ne possède pas de fosses temporales mais seulement deux orifices pour les organes sensoriels. Les fosses temporales sont également absentes chez les ophidiens (BROGARD, 1992).

Les os du crâne d'un serpent ne sont pas soudés entre eux. La symphyse intermandibulaire et l'articulation entre les mâchoires inférieures et supérieures sont absentes. La mâchoire inférieure s'articule sur les os carrés mobiles. Les deux demi-mâchoires inférieures sont reliées entre elles par un ligament élastique qui permet l'ingestion de proie de taille supérieure à celle de la tête du serpent (GERARD *et al*, 2001).

Chez tous les reptiles, l'articulation de la mâchoire s'effectue entre le carré et l'articulaire.

3.1.7.2. LE RACHIS ET LES CEINTURES :

3.1.7.2.1. Le rachis :

Le rachis des ophidiens se compose d'une centaine de côtes et de vertèbres. Les côtes s'insèrent par paire sur les vertèbres, du crâne jusqu'au cloaque. Les grands pythons peuvent avoir jusqu'à 400 vertèbres (FIRMIN, 1999c ; SCHILLIGER, 2004).

Chez les tortues, la colonne vertébrale et les côtes sont adhérentes à la face interne de la dossière. Chez les sauriens, toutes les côtes, sauf les cervicales, s'attachent au sternum qu'ils sont les seuls à posséder.

3.1.7.2.2. Le squelette appendiculaire :

Les lézards présentent un squelette appendiculaire similaire aux mammifères, mais leurs ceintures pectorale et pelvienne sont rudimentaires. La majorité des sauriens sont pentadactyles : leurs quatre membres sont dotés de cinq doigts. Les caméléons sont zygodactyles : leurs membres se prolongent par des pinces, issues de la fusion de deux et trois doigts.

Certains lézards peuvent se déplacer sur un mode de locomotion bipède (ex : *Basiliscus plumifrons*, *Crotaphytus collaris*, *Chlamydosaurus kingii*). Il existe également quelques lézards apodes (*Anguis fragilis*, *Ophisaurus*, *Chamaesaura*,...) qui ne possèdent pas de ceinture pectorale et pelvienne (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; SCHILLIGER, 1999d ; AULIO *et al*, 2003).

La ceinture scapulaire et pelvienne des chéloniens adhèrent à la voute costale de la dossière. Certains de leurs os (clavicule et ilium) sont intégrés directement à la face interne du plastron. La tête, le cou, les membres et la queue sont libres chez les tortues, mais certains chéloniens peuvent les rétracter à l'intérieur de la carapace (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; BROGARD, 1992).

Les serpents sont des reptiles apodes, dépourvus de membres, qui se déplacent par reptation. La ceinture scapulaire est absente chez les ophidiens. Il reste des vestiges de la ceinture pelvienne sous forme d'ergots péricloacaux chez certains serpents (boïdés) (figure 48). Les mâles utilisent ces ergots pour stimuler la femelle lors de la parade nuptiale.



Figure 48 : Ergots péricloacaux (GERARD *et al*, 2001).

3.1.7.3. LA QUEUE :

Certains sauriens sont capables de se sectionner volontairement la queue en cas de menace par un prédateur : c'est la caudectomie. Après autotomie, la queue du lézard se régénérera et prendra une coloration généralement plus sombre que l'ancienne queue. Le réflexe de caudectomie est fréquent chez les Geckonidés (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; FIRMIN, 1999b).

Ce phénomène ne se rencontre pas chez les agamidés, varanidés et caméléonidés. Selon les espèces, la queue des caméléons peut être préhensile (FIRMIN, 1999d ; AULIO *et al*, 2003).

3.1.8. LE SYSTÈME NERVEUX CENTRAL :

Les reptiles sont lissencéphales ; leur cerveau antérieur, appelé télencéphale est dépourvu de circonvolutions cérébrales. Le télencéphale comprend les deux hémisphères cérébraux et le bulbe olfactif. Le diencephale inclut l'épithalamus, le thalamus et l'hypothalamus.

Leur système nerveux central décrit une courbure céphalique permettant au cerveau de recouvrir partiellement le thalamus et l'hypothalamus et de se différencier de la moelle épinière (SCHAEFFER et WATERS, 1996 ; SCHILLIGER, 1999h ; AULIO *et al*, 2003).

L'encéphale est protégé par deux méninges :

- La pie-arachnoïde, très vascularisée, qui enveloppe le cerveau et moelle épinière.
- La dure mère épaisse et pratiquement avascularisée.

Il n'y a pas d'espace sous-arachnoïdien chez les reptiles. La ponction de liquide céphalo-rachidien est théoriquement irréalisable chez les reptiles (sauf chez les boïdés de grande taille).

Les reptiles sont le premier groupe d'animaux à posséder 12 paires de nerfs crâniens.

Différents auteurs supposent que le fonctionnement est plutôt basé sur des arcs réflexes (réflexes segmentaires spinaux) que sur des stimulations cérébrales. Ceci implique que les mouvements du corps des reptiles soient plus autonomes que ceux des mammifères (SCHAEFFER et WATERS, 1996 ; GERARD *et al*, 2001).

3.2. PARTICULARITÉS PHYSIOLOGIQUES :

3.2.1. LA THERMORÉGULATION :

3.2.1.1. LA TEMPÉRATURE CORPORELLE :

Les reptiles sont des animaux ectothermes et poïkilothermes.

Les reptiles puisent l'énergie calorifique, nécessaire à leur métabolisme, à partir de sources externes de chaleur : on parle d'ectothermie. Leur température corporelle n'est pas constante, elle varie en fonction des conditions extérieures : on parle de poïkilothermie.

La chaleur joue un rôle primordial dans la vie des reptiles. Elle augmente leur métabolisme, régule leur appétit et leur dynamisme, favorise la digestion, augmente la circulation sanguine et active leurs défenses immunitaires et la cicatrisation. Le métabolisme de base des reptiles est nettement plus bas que celui des mammifères et oiseaux : un reptile consomme moins d'énergie pour se chauffer (AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004).

Chaque espèce de reptile a ses propres exigences en température diurne et nocturne, selon son origine géographique et son type de biotope. Elle possède un optimum thermique : la Température Moyenne Préférentielle (TMP) ou Zone de Températures Optimales d'activité Physiologique (Z.T.O.P). La TMP correspond à une fourchette de température où l'organisme des reptiles fonctionne de manière optimale (figure 49) (GERARD *et al*, 2001 ; SCHILLIGER, 2004).

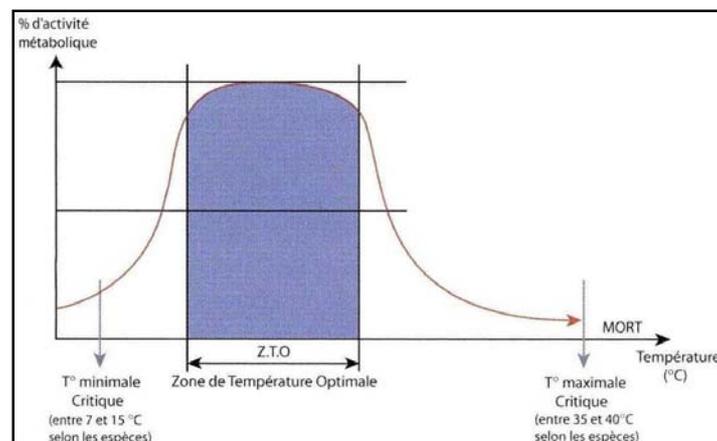


Figure 49 : Activité métabolique des reptiles en fonction de la température extérieure (SCHILLIGER, 2004).

- Si la température interne est inférieure à la TMP, le reptile est atteint d'inertie, ses défenses immunitaires vont s'effondrer et il sera incapable de digérer.
- Si la température interne atteint la TMC (Température Maximale Critique), le reptile risque de mourir par hyperthermie.

Les reptiles disposent de différents stratagèmes pour réguler leur température corporelle. Mais, chez ces animaux, la thermorégulation est principalement un phénomène comportemental.

3.2.1.2. LA THERMORÉGULATION PHYSIOLOGIQUE :

Le niveau métabolique des reptiles étant bas, la production de chaleur interne n'exerce que peu d'influence sur sa température corporelle.

Les reptiles sont incapables de produire de la chaleur par frisson thermique musculaire. De plus, leur métabolisme possède un rendement énergétique très faible lors de la digestion. Le faible pouvoir isolant des écailles et le déficit en graisse sous-cutanée empêchent les reptiles de lutter efficacement contre le froid. La couleur de la peau influence l'absorption de chaleur. Certains reptiles (exemple : *Morelia boeleni* (python de Boelen)) arborent une coloration noire pour optimiser l'absorption des radiations infrarouges (BROGARD, 1992 ; GERARD *et al*, 2001 ; SCHILLIGER, 2004).

Du fait de leur ectothermie, le système cardiovasculaire joue un rôle essentiel dans la régulation de la température corporelle. Les reptiles peuvent faire varier leur rythme cardiaque pour se thermoréguler. Quand les reptiles s'exposent à des sources de chaleur, le rythme cardiaque augmente et une vasodilatation périphérique s'opère pour augmenter l'absorption de chaleur. Pour se réchauffer rapidement, certains boidés exposent préférentiellement leur région cardiaque au soleil afin d'augmenter la distribution de sang réchauffé vers les tissus profonds. Inversement, pour limiter les déperditions de chaleur, le rythme cardiaque diminuera et une vasoconstriction de la circulation sanguine périphérique se réalisera (SCHILLIGER, 2004 ; KIK et MITCHELL, 2005).

En cas d'exposition au soleil, le gonflement des sacs pulmonaires de certains ophidiens accélérera le réchauffement du corps en jouant le rôle de « chambre à air » chauffante. Le rythme respiratoire des reptiles peut également varier pour aider à la thermorégulation. Mais la faible surface pulmonaire rend cette stratégie peu efficace (BROGARD, 1992 ; GERARD *et al*, 2001).

3.2.1.3. LA THERMORÉGULATION COMPORTEMENTALE :

Le mode de régulation thermique comportementale est le plus efficace chez les reptiles. Pour augmenter leur température corporelle, les reptiles rechercheront les meilleures zones d'exposition au soleil ou à d'autres sources de chaleur.

Inversement, pour lutter contre la chaleur, les reptiles chercheront des zones plus fraîches ou s'enfouiront partiellement (terriers, grottes, branchages ombragés, zones ombragées...).

Les reptiles cherchent également à augmenter leur température lorsqu'ils sont malades, affaiblis, gravides ou en phase de digestion.

3.2.1.4. L'HIBERNATION :

Dans la nature, à certaines périodes de l'année, les conditions climatiques peuvent être incompatibles avec le maintien d'une température corporelle proche de leur TMP. L'hibernation représente alors pour ces animaux ectothermes un moyen de survie. Les reptiles trouveront refuge dans des sites isolés sur le plan thermique (trous, terriers, tas de feuilles...) et leur organisme tournera au ralenti pendant cette période (BROGARD, 1992 ; RIVAL, 1999f).

Dans les régions tempérées, le fort refroidissement hivernal conduit certaines espèces de chéloniens à hiberner, de fin octobre à fin mars. Les tortues ralentissent alors leur activité et s'enfouissent sous terre (terrier, tas de feuille...) ou sous l'eau dans la vase (espèces dulçaquicoles). Les tortues tropicales n'hibernent pas (BOUR *et al*, 2002).

Lors d'un maintien en captivité, l'hibernation physiologique des tortues terrestres méditerranéennes n'est pas obligatoire si les conditions de température sont maintenues à la TMP. Pourtant, cette constance de température, tout au long de l'année, peut avoir de graves conséquences sur la santé de l'animal : troubles d'hyperthyroïdie et vieillissement accéléré. Le repos hivernal est souvent nécessaire pour une bonne reproduction (BROGARD, 1992 ; RIVAL, 1999f).

Pendant la saison chaude, certaines tortues (*Clemmys*, *Pseudemys* *umbrina*) peuvent arrêter leur activité et se cacher en terre ou rester dans leur terrier : c'est l'estivation.

3.2.2. LA MUE :

La mue correspond à un renouvellement périodique de l'épiderme des reptiles. La couche superficielle de l'épiderme sera éliminée et de nouvelles cellules épidermiques, synthétisées à partir de la couche germinative profonde de l'épiderme, remplaceront l'ancienne génération. Ce phénomène est particulièrement visible chez les squamates (FIRMIN, 1997 ; GERARD *et al*, 2001).

Selon les espèces, l'intervalle entre deux mues successives varie entre 1 à 3 mois. La fréquence des mues chez un reptile dépend de nombreux facteurs :

- Age
- Espèce
- Taille du reptile
- Fréquence des repas
- Conditions environnementales (température, hygrométrie)
- Etat de santé de l'animal
- Intégrité cutanée
- Activité thyroïdienne

Chez les ophidiens, la mue est totale et l'exuvie s'élimine en une seule pièce. Quelques jours avant la mue, le tégument du serpent prend un aspect terne. L'espace précornéen prend une coloration bleutée caractéristique et devient opalescent (figure 50). La majorité des serpents refusent de s'alimenter pendant cette période et préfèrent se retirer dans leur bassin d'eau, une bonne hydratation favorisant la mue. Le décollement de l'exuvie débute au niveau de la tête que le serpent frotte contre des supports rugueux (branche, pierre...). Puis en se déplaçant, l'exuvie se détache du reste du corps et se retrousse en doigt de gant. Les écailles supra-oculaires seront remplacées comme les autres écailles lors de la mue (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; SCHILLIGER, 2004).



Figure 50 : Opacification de l'œil, annonciatrice d'une mue (GERARD *et al*, 2001).



Figure 51 : Mue d'un lézard (AULIO *et al*, 2003).

Chez les sauriens, l'exuvie se détache par lambeaux (figure 51). De plus, la mue chez les lézards se déroule sur plusieurs jours, elle peut durer environ deux semaines. L'exuvie peut tomber en une seule fois chez *Tiliqua rugosa*. Après une mue, certains lézards (ex : geckonidés) consomment leur exuvie pour en récupérer les protéines (FIRMIN, 1997 ; AULIO *et al*, 2003).

Chez les chéloniens, la mue est plus discrète : des plaques épidermiques desquament de temps en temps. Chez les tortues terrestres, la mue est quasi-inexistante ; leurs écailles se renouvellent par empilement. Chez les tortues aquatiques, l'exuvie s'élimine sous forme de mucus translucide.

3.2.3. LE STRESS PHYSIOLOGIQUE :

Le reptile perçoit un ensemble de stimulations physiques, sensorielles et psychiques de la part d'un environnement donné et tentera de s'adapter à ce milieu pour satisfaire ses propres exigences.

Un état de stress physiologique peut apparaître chez un reptile lors de son passage de la vie sauvage à un mode de vie en captivité ou chez un reptile né en captivité.

Différents facteurs peuvent être à l'origine de la survenue du stress chez un reptile :

- Lors de la capture ou du transport dans des conditions précaires : plusieurs spécimens importés sont souvent accumulés dans une seule caisse de transport.
- Lors de manipulations intempestives du reptile.
- Par des conditions de maintenance inadaptées à l'espèce élevée : un biotope désertique pour une espèce tropicale, un terrarium type terrestre pour une espèce arboricole.
- Par une variation brutale de la température ambiante.
- Par une surpopulation qui expose les reptiles à une compétition alimentaire accrue ou à des conflits de territorialité.
- Par l'absence de cachettes ou d'abris dans le terrarium.

Ces différents facteurs environnementaux provoquent, chez le reptile, une décharge de catécholamine à l'origine d'hypertension, de tachycardie, d'hyperglycémie et de dépression des muscles lisses. De plus, le stress engendre systématiquement une mobilisation d'énergie qui peut diminuer temporairement les défenses immunitaires du reptile. Ceci crée un terrain favorable à la survenue d'infections bactériennes par des germes opportunistes.

Dans le cas de non correction de ces facteurs, le stress peut devenir permanent et engendrer une perturbation du métabolisme à l'origine de la survenue de nombreuses pathologies chez le reptile.

Le refus de s'alimenter est généralement le premier symptôme de cet état de stress. Cette période d'anorexie sera plus longue pour des spécimens craintifs (*python regius*) ou pour des spécimens âgés.

3.2.4. L'ANAEROBIOSE :

Les reptiles résistent tous à l'anaérobiose (au manque d'oxygène). Cela concerne surtout les espèces aquatiques, dulçaquicoles ou marines mais également les espèces terrestres après une activité physique importante ou pendant l'hibernation.

Différentes spécificités anatomo-physiologiques sont favorables à la respiration en anaérobiose :

- La lenteur du métabolisme basal des reptiles (respiration moins fréquente)
- Leur tolérance à des fortes concentrations sanguines d'acide lactique
- Leur capacité d'extraction de l'oxygène de l'air inhalé
- Les surfaces d'échanges gazeux extra-pulmonaires (peau, muqueuse pharyngée, muqueuse cloacale) chez certaines tortues (trionychidés)

La respiration en anaérobiose (en apnée) provoque une hypertension artérielle pulmonaire qui activera un système de « shunt intra-cardiaque droite-gauche ». Ce court-circuit de la circulation pulmonaire assurera une certaine perfusion sanguine des organes vitaux.

En anaérobiose, la teneur en acide lactique augmente dans le sang. Certaines tortues ont la capacité de stocker l'acide lactique dans les muscles, puis de le libérer dans le sang dès la reprise d'une respiration normale. Cet acide sera retransformé en glucose au niveau du foie, puis en glycogène au niveau des muscles (BOUR *et al*, 2002 ; SCHILLIGER, 2004).

4. ENTRETIEN ET ELEVAGE DES REPTILES EN CAPTIVITE :

4.1. LE CHOIX DU SPECIMEN :

Afin de mener à bien son projet d'acquérir un reptile, toute personne devra se renseigner sur les conditions et les difficultés d'élevage, les mœurs et les caractéristiques du spécimen envisagé. Le choix sera aussi conditionné par le niveau d'expérience du terrariophile.

Les difficultés d'élevage se rencontrent sur plusieurs points :

- La taille adulte : l'élevage de certaines espèces nécessite des installations de grande taille.
- L'alimentation : certains reptiles ont un régime alimentaire très spécifique.
- Les conditions environnementales : certains biotopes peuvent être difficiles à recréer en captivité.
- L'origine du spécimen : les reptiles prélevés dans la nature (souvent stressés, polyparasités et plus agressifs) sont plus délicats à élever en captivité
- La reproduction en captivité.

De plus, élever un reptile demande du temps et de l'argent : entretien quotidien du terrarium, alimentation, achat du terrarium et des équipements annexes, soins vétérinaires...

Le type de relation que désire entretenir l'éleveur avec son animal peut aussi influencer le choix du spécimen. Préférer un agame barbu, un gecko léopard ou un scinque à langue bleue plutôt qu'un serpent pour établir une relation plus familière. Choisir un spécimen juvénile permettra de le voir grandir et de l'habituer aux manipulations.

Avant l'acquisition du reptile, le terrariophile aura aménagé son habitat pour pouvoir l'accueillir dans les conditions optimales de maintenance.

4.2. L'HABITAT DU REPTILE :

A l'exception des tortues (maintenues en semi-liberté en enclos extérieur), les reptiles ne pourront pas être élevés en liberté dans nos foyers :

- Milieu écologique défavorable à leur développement.
- Risque d'évasion.
- Risque d'accident domestique (rencontre avec un chien ou un chat, écrasement par une porte...).
- Risque sanitaire : les reptiles sont porteurs sains d'agents pathogènes responsables de zoonoses.

4.2.1. ELEVAGE EN MILIEU INTÉRIEUR :

4.2.1.1. LE TERRARIUM :

Le terrarium permet la maintenance de tous les serpents, lézards et tortues terrestres.

4.2.1.1.1. Dimension du terrarium :

La taille de terrarium doit être suffisante pour l'espace vital du reptile. Ses dimensions dépendent de différents facteurs :

- La taille du reptile :

OPHIDIENS	Longueur minimum du terrarium = 2/3 longueur du serpent
SAURIENS	Longueur minimum du terrarium = 2 x la longueur du lézard Largeur minimum du terrarium = longueur du lézard
CHELONIENS	Longueur du terrarium = 5 x la longueur de la tortue

Par exemple, un reptile de petite taille pourra être logé dans un terrarium de dimension 60cm/40cm/40cm et un spécimen de grande taille (varan, python réticulé...) sera abrité dans une pièce de 10 m². Les tortues terrestres adultes seront maintenues dans une serre ou dans une pièce chauffée.

- Le mode de vie du reptile :

L'élevage d'une espèce terrestre ou fousseuse nécessite un terrarium avec une surface basale importante. Pour l'élevage d'espèces arboricoles, la hauteur du terrarium sera privilégiée par rapport à la surface basale (figure 52).



Figure 52 : Terrarium type arboricole.

- L'activité de l'espèce donnée :

Plus le reptile est actif, plus son espace vital doit être grand.

- Le nombre de spécimen de même espèce :

Lors d'un élevage de plusieurs spécimens (d'une même espèce), il faut un espace vital suffisant pour chacun d'entre eux. La surpopulation favorise la survenue de stress et de conflits intraspécifiques.

4.2.1.1.2. La structure du terrarium :

Les terrariums vendus dans le commerce (animaleries ou magasins spécialisés en terrariophilie) sont généralement en verre ou en matière plastique (figure 53 ; figure 54).

Le verre est hygiénique, car facilement nettoyable, et n'absorbe pas les produits chimiques d'entretien. Sa transparence permet d'obtenir une bonne luminosité.

Cependant, l'exposition permanente au « monde extérieur » peut stresser le reptile par un sentiment d'insécurité. Le faible pouvoir isolant du verre provoque des déperditions de chaleur et sa

fragilité ne permet pas le maintien en captivité de reptiles de grande taille (varan, iguane, python molure, P. réticulé). Pour l'élevage de ces derniers, un verre d'épaisseur supérieure sera nécessaire.



Figure 53 : Terrarium en verre.



Figure 54 : Terrarium en matière plastique.

Les terrariums réalisés sur mesure pourront être conçus en bois ou en contreplaqué mélaminé avec habillage en plastique. Meilleur isolant que le verre, le bois peut s'altérer avec l'humidité et son caractère poreux le rend moins hygiénique.

4.2.1.1.3. La ventilation :

Un système de double ventilation doit être instauré dans le terrarium afin d'assurer la circulation et le renouvellement de l'air ambiant. La ventilation permettra d'éviter la stagnation de l'air et la prolifération de microorganismes pathogènes, surtout en milieu chaud et humide.

Le terrarium doit être muni de deux grilles d'aération, une en partie haute et l'autre en partie basse. Pour certains caméléons, une des faces du terrarium sera totalement grillagée afin d'assurer une aération supérieure, nécessaire à ces lézards (AULIO *et al*, 2003).

4.2.1.1.4. Le système d'ouverture :

Une ouverture frontale du terrarium est préférable à une ouverture par le haut. En effet, la main de l'homme qui s'approchera du reptile par le haut en vue de le manipuler, peut décrire la même trajectoire qu'un prédateur aérien (source possible de stress).

L'ouverture sera constituée de deux vitres coulissantes ou d'une seule vitre maniable par une ventouse. Le terrarium devra être bien hermétique et les vitres coulissantes munies d'un verrou afin d'éviter tout risque d'évasion (les pythons, par leur puissance musculaire, sont capables de faire coulisser une vitre) (GERARD *et al*, 2001).

4.2.1.2. L'AQUARIUM ET L'AQUATERRARIUM :

4.2.1.2.1. Aquarium :

La maintenance en aquarium concerne uniquement les tortues aquatiques et palustres tropicales, car ces espèces ne peuvent être maintenues toute l'année en extérieur. Les dimensions de l'aquarium dépendent de la taille de la tortue et du nombre d'animaux hébergés (100 litres pour des juvéniles, 1000 litres pour des adultes). L'aquarium sera muni d'une petite partie terrestre pour le repos et l'insolation des tortues (figure 55) (BOUR *et al*, 2002 ; JOHNSON, 2004).

Un système de filtration sera nécessaire pour assurer la propreté de l'eau (utilisation d'un filtre extérieur ou intérieur).

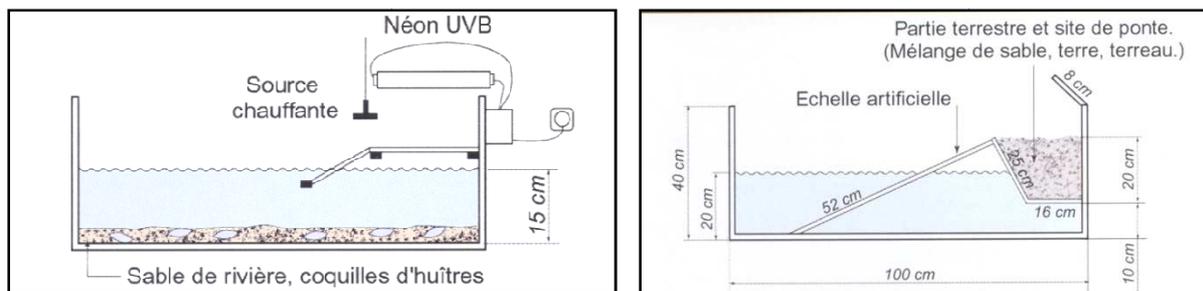


Figure 55: Schéma d'aquarium pour tortues juvéniles et tortues adultes (BOUR *et al*, 2002).

4.2.1.2.2. Aquaterrarium :

La maintenance en aquaterrarium concerne les reptiles à mode de vie semi-aquatique : les tortues-boîtes (genre *Cuora*, *Terrapene*, ...), tortues vivant en milieu tropical humide, certains lézards (*Varanus salvator*, *V.niloticus*,...) et certains serpents (genre *Eunectes* ...) (GERARD *et al*, 2001 ; BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003).

Ce type de terrarium se compose d'une partie aquatique et d'une partie terrestre. L'importance d'une des deux parties dépend de l'espèce élevée.

4.2.2. ELEVAGE EN MILIEU EXTÉRIEUR :

Les tortues terrestres méditerranéennes et certaines tortues aquatiques (émydides : *Trachemys*, *Emys*, *Pseudemys*..., trionychidés, kinosternidés...) pourront être maintenues en extérieur en fonction de la localité géographique de l'élevage, donc du climat. L'élevage en extérieur pourra s'effectuer pendant toute l'année en région méditerranéenne tandis que, pour les régions nordiques, l'alternance avec un élevage en intérieur sera requise en raison de période hivernale trop rigoureuse sur le plan thermique. Les tortues seront rentrées dès la fin de l'été.

L'élevage en extérieur présente de nombreux avantages :

- Climat naturel avec variations thermiques nycthémérales.
- Ensoleillement (UV non filtrés par paroi en verre du terrarium)
- Air frais (constamment renouvelé)
- Pontes beaucoup plus fréquentes qu'en milieu intérieur

4.2.2.1. ENCLOS EXTÉRIEUR :

Les tortues terrestres seront élevées dans un enclos extérieur situé dans la partie la plus ensoleillée du jardin.

Une clôture grillagée (60 à 80 cm de haut et enterré à 30 cm dans le sol) délimitera l'enclos extérieur et limitera les tentatives d'évasion des tortues ou d'invasion de prédateurs. Un cloisonnement en dur ou en bois de la partie inférieure du grillage bloquera l'accès visuel à l'environnement extérieur qui pourrait entraîner des envies d'évasion.

Un talus aménagé plein sud, offrira aux tortues une aire d'insolation et un idéal site de ponte. Une légère inclinaison du terrain facilite le creusage du nid.

En vue de fournir un point d'eau aux tortues, un bassin, de faible profondeur, pour éviter les noyades, pourra être aménagé.

Dans l'enclos, la culture de nombreuses espèces de végétaux (trèfle, pissenlits, laitons et luzernes) assurera une source d'alimentation et d'hydratation. Ces végétaux peuvent pousser naturellement en bordure du bassin car l'humidité ambiante favorise leur développement et leur diversité. Des arbres fruitiers, si la superficie de l'enclos le permet, pourront être cultivés et

fourniront non seulement des zones ombragées aux tortues mais aussi un apport de nourriture par les fruits.

Différents types d'abris seront disposés dans l'enclos. Parmi eux, l'hibernacle, construit en bois ou en dur, abritera les tortues en période d'activité et en période d'hibernation. Sa disposition dans un endroit légèrement surélevé évitera les risques d'inondation en cas de pluie. De nombreuses cachettes (tas de feuilles mortes, tuiles ou écorces de chêne liège) seront aussi proposées aux tortues.

Pour les régions nordiques, une serre isolée sur le plan thermique et équipée d'un bon système de ventilation sera aménagée dans l'enclos. Une ouverture permettra un libre accès entre l'enclos et la serre (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; BOUR *et al*, 2002).

4.2.2.2. BASSIN EXTÉRIEUR :

L'aménagement d'un bassin dans l'enclos permettra l'élevage de tortues aquatiques en extérieur. Pour cela on aura recours à un bassin préfabriqué ou à une construction artisanale faite à partir d'ouvrages spécialisés.

Le bassin sera aménagé en fonction du milieu naturel des espèces élevées. L'élevage des émydidés nécessitera un bassin profond (jusqu'à plus d'un mètre), tandis que les kinosternidés vivant dans un milieu type marécageux seront élevés en bassin peu profond, au fond vaseux, avec une végétation aquatique importante. Dans tous les cas, le fond du bassin sera tapissé d'une couche de sable de rivière.

Le bassin se compose de deux parties : une zone d'eau libre et une zone à végétation. La zone d'eau libre sera dépourvue de décor (pierres, racines...), source d'accident de noyade. La zone à végétation sera composée d'une grande diversité de végétaux aquatiques, assurant ainsi de nombreuses cachettes pour les tortues et favorisant la prolifération d'une faune aquatique (poissons, invertébrés, batraciens). L'ajout de différents poissons, crustacés d'eau douce et de gastéropodes permettra également de diversifier le régime alimentaire des tortues.

Les bords du bassin seront en pente douce afin de faciliter l'accès à la partie terrestre de l'enclos.

La partie terrestre, délimitée par une clôture, est indispensable pour les pontes, l'insolation et l'estivation. Une végétation riche assurera des abris pour les tortues et des abris en dur pourront être disposés dans l'enclos, à l'abri du vent. Des amoncellements de végétaux serviront également de cachettes aux tortues et favoriseront la présence d'escargots, de limaces et de vers de terre pour leur alimentation.

Le site de ponte, légèrement incliné, pourra être aménagé sur un terrain sablonneux pour certaines espèces (trionychidés) (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; BOUR *et al*, 2002).

4.3. EQUIPEMENTS ET MAINTIEN DES PARAMÈTRES ENVIRONNEMENTAUX :

On distingue différents types de terrarium en fonction des biotopes d'origine des reptiles élevés :

- Terrarium tropical (milieu chaud et humide) : pour les espèces tropicales.
- Terrarium désertique (milieu chaud et sec) : pour les espèces désertiques.
- Terrarium sec et non chauffé : pour les espèces européennes.
- Aquaterrarium (milieu chaud et humide) : pour les espèces semi-aquatiques
- Aquarium : pour les espèces aquatiques (tortues aquatiques tropicales)

Le terrariophile dispose de différents équipements pour recréer un biotope artificiel le plus proche possible du biotope originel du reptile élevé.

4.3.1. LE SYSTÈME DE CHAUFFAGE :

La température du terrarium doit être maintenue dans la zone de température optimale d'activité physiologique (ZTOP) de l'espèce concernée.

Les reptiles étant des animaux poïkilothermes et ectothermes, ils chercheront à maintenir leur température corporelle constante en s'exposant plus ou moins à des sources de chaleur.

Afin de permettre cette thermorégulation, un gradient thermique devra être créé dans le terrarium. Ce gradient sera généré par la présence d'une zone chaude (point chaud \approx TMP + 2°C) et d'une zone froide (non chauffée) (tableau 7). En fonction du mode de vie des reptiles, le gradient thermique sera vertical pour les espèces arboricoles ou sera horizontal pour les espèces terrestres.

De plus, pendant la nuit, la température devra être abaissée en moyenne de 5° C (10° C pour les biotopes désertiques) afin de respecter les fluctuations thermiques nycthémerales. Un dérèglement de la glande thyroïde (anorexie, amaigrissement, mue anarchique) peut apparaître en cas de non-respect de ces fluctuations (GERARD *et al*, 2001 ; AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004).

Tableau 7 : Exemples de température de maintenance et d'hygrométrie (d'après GERARD *et al*, 2001 ; BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003).

Espèces :	Température diurne : (en °C)		Température nocturne : (en °C)		Taux d'humidité :
	Zone chaude	Zone froide	Zone chaude	Zone froide	
<i>Boa constrictor</i>	32	26	27	25	60 à 70 %
<i>Morelia viridis</i>	30	24	23	21	70 à 95 %
<i>Python molurus bivittatus</i>	32	27	28	25	70 à 80 %
<i>Python regius</i>	35	25	25	22	70 à 80 %
<i>Elaphe guttata guttata</i>	29	26	22	20	
<i>Lampropeltis getulus californiae</i>	31	26	26	24	
<i>Lampropeltis triangulum</i>	30	25	22	20	50 %
<i>Physignathus cocincinus</i>	33	27	24		80 %
<i>Pogona vitticeps</i>	40	28	22		40 %
<i>Uromastyx sp</i>	40	28	20		40 %
<i>Chamaeleo jacksonii</i>	24	22	10		50 à 80 %
<i>Furcifer pardalis</i>	30	22	22	16	70 à 100 %
<i>Eublepharis macularius</i>	32-35	25	22	20	
<i>Gekko gekko</i>	30	25	25	20	70 %
<i>Basiliscus plumifrons</i>	30	28	26		70 à 85 %
<i>Iguana iguana</i>	30-36	27	24		80 %
<i>Tiliqua scincoides</i>	38	24	20		50 %
<i>Testudo graeca</i>	28-30		22-24		
<i>Geochelone radiata</i>	28-32		23-25		70 à 80 %
<i>Chelonoidis carbonaria</i>	28-30		23-25		70 à 80 %
<i>Indotestudo forstenii</i>	26-30		24-25		70 à 80 %

Pour les terrariums, il existe différents types de chauffage :

- Chauffage par le sol : cordon chauffant (pour aquarium) ou tapis chauffant (figure 56 (c))
- Chauffage par une lampe chauffante : ampoule céramique (a) ou infrarouge (b).
- Chauffage par un radiateur pour les espèces de grande taille logées dans une pièce.

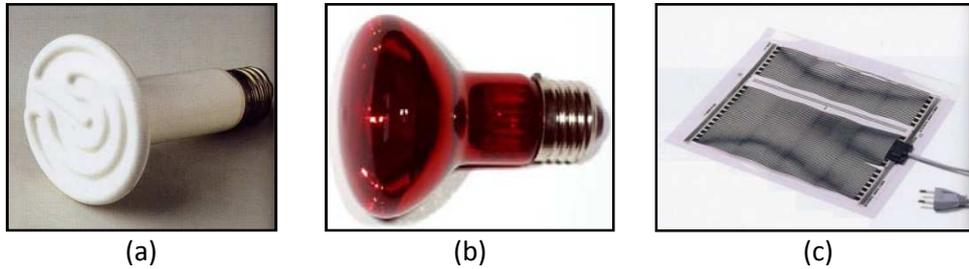


Figure 56 : Différents systèmes de chauffage.

Le chauffage de l'aquarium, quant à lui, sera garanti par une résistance thermostatée pour le maintien de la température souhaitée de l'eau (tableau 8) et une lampe chauffante au niveau de la plage d'insolation.

Tableau 8 : Exemples de température de l'eau d'aquarium (d'après BOUR *et al*, 2002).

Espèces :	Température de l'eau (en °C) :
<i>Emydura subglobosa</i>	25-28
<i>Chelydra serpentina</i>	23-28
<i>Apalone spinifera</i>	26-28
<i>Carettochelys insculpta</i>	28-30
<i>Kinosternon scorpioides</i>	25-28
<i>Chrysemys picta bellii</i>	28-30
<i>Trachemys scripta elegans</i>	26-30

Les différents types de chauffage doivent rester hors de portée des animaux car ils peuvent provoquer de graves brûlures. Chez les reptiles, il n'existe pas de lien entre la sensation de cuisson et la source de chaleur. Les tapis chauffants seront ainsi placés sous le terrarium et les lampes chauffantes seront installées, si possible, à l'extérieur du terrarium ou protégées par un grillage.

L'installation de deux thermomètres, un au point chaud et l'autre dans la zone froide, permettra de contrôler la température dans le terrarium. L'utilisation d'un thermostat assurera un contrôle optimal de la température.

Le terrarium ne sera jamais exposé directement au soleil, les reptiles risquant de mourir par effet de serre.

4.3.2. L'HYGROMÉTRIE :

L'hygrométrie à maintenir dans le terrarium dépend de l'espèce élevée (tableau 7).

- Pour les espèces originaires de milieu désertique, on maintiendra une hygrométrie de l'ordre de 40%.
- Pour les espèces tropicales, le milieu sera saturé en eau avec une hygrométrie proche de 80-90%.
- Pour les espèces vivant dans un climat tempéré, l'hygrométrie adéquate sera de l'ordre de 60-70 %.

Pour maintenir une hygrométrie élevée, on peut disposer un bac d'eau au niveau du point chaud du terrarium ; l'évaporation assurera alors un niveau convenable d'humidité. Ce bac d'eau servira également à l'abreuvement et à la baignade. Il devra être adapté à la taille du reptile mais

peu profond pour éviter les noyades. Les reptiles se baignent souvent en vue de préparer leur mue car l'humidité joue un rôle très important dans son bon déroulement.

Certaines espèces désertiques, comme le gecko léopard, rechercheront, pendant la journée, des endroits plus humides. Le terrarium devra alors être muni d'un petit abri contenant du sable et de la sphaigne humidifiée (AULIO *et al*, 2003).

L'eau du bac sera renouvelée quotidiennement ou changée immédiatement en cas de souillure. En effet, certaines espèces ont tendance à déposer leurs excréments dans l'eau et, avec la température élevée et le fort taux d'humidité, le bac devient un véritable bouillon de culture pour les bactéries.

Le taux d'humidité sera visualisé par un hygromètre placé dans le terrarium.

Pour pallier une hygrométrie insuffisante, le terrariophile dispose de différents artifices pour humidifier le milieu :

- Vaporiser de l'eau tiède dans le terrarium en évitant d'humidifier le substrat (risque de troubles cutanés).
- Déposer de la mousse de sphaigne ou de vermiculite (préalablement humidifiée) au niveau du point chaud.
- Utiliser un brumisateur.

4.3.3. L'ECLAIRAGE :

Afin de respecter le cycle nyctéméral, l'éclairage durera environ 12 heures par jour. En cas de non respect de la photopériode, un stress chronique et différents troubles (anorexie, diminution des défenses immunitaires...) peuvent apparaître.

L'intensité et la qualité de la lumière varient selon l'espèce concernée. Les espèces désertiques et diurnes apprécient une lumière vive tandis que les espèces nocturnes et tropicales préfèrent une lumière plus tamisée.

La variation de l'éclairage au cours de l'année joue également un rôle dans la reproduction. Afin de stimuler l'accouplement et la reproduction de certaines espèces, une période de repos avec diminution de la température et de l'éclairage devra être instaurée pendant plusieurs mois.

Les rayons ultraviolets (UV B) jouent un rôle primordial dans l'assimilation intestinale du calcium. En effet, la vitamine D3 (cholécalférol), synthétisée au niveau de la peau à partir de la provitamine D3 (7-déhydrocholestérol) sous l'influence des rayons UV B, permet l'absorption intestinale du calcium alimentaire.

L'éclairage par néon UV B est indispensable pour les reptiles herbivores et insectivores, totalement dépendants de la synthèse cutanée de vitamine D3, car leur alimentation ne peut couvrir leurs besoins. L'éclairage par UV n'est pas obligatoire pour les reptiles carnivores, nourris par proies entières (rongeurs) suffisamment riches en vitamines et en minéraux.

L'éclairage peut être assuré par la lumière du jour ou par des sources artificielles (lampes UV ou tubes fluorescents dont le spectre se rapproche de la lumière naturelle).

Les rayons ultraviolets seront procurés par un tube UV, diffusant des rayons UVA et surtout des rayons UVB. Ces tubes, à renouveler annuellement, seront placés à une vingtaine de centimètres du lieu d'insolation ou d'un perchoir, à l'intérieur du terrarium car le verre et les matières plastiques filtrent les UV B (GERARD *et al*, 2001 ; BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003).

Les lampes UV B sont à renouveler tous les 6-12 mois, car elles émettent par la suite des UV B de moindre qualité (STAHL, 2003 ; WRIGHT, 2008).

4.3.4. LE SUBSTRAT :

Le substrat est le matériau utilisé pour garnir le sol du terrarium. Différentes sortes de substrats, adaptés au type de climat d'origine de l'animal, sont proposés dans le commerce.

4.3.4.1. SABLE :

Le sable sera utilisé pour les espèces désertiques et les reptiles fouisseurs. Il est esthétique, mais peu hygiénique. On évitera de l'utiliser pour les autres espèces car, en cas d'ingestion involontaire, le sable peut provoquer des lésions buccales pouvant s'infecter ou des occlusions intestinales. Il existe du sable spécial pour terrarium : REPTI-SAND® et CALCI-SAND® contenant du carbonate de calcium et pouvant être digéré.

4.3.4.2. ECLATS DE BOIS (HÊTRE) :

Les éclats de hêtre peuvent servir de substrat pour les terrariums de type désertique. Ils présentent l'avantage d'être esthétiques et hygiéniques (faciles à changer).

Certains éclats de résineux peuvent libérer des phénols provoquant des troubles respiratoires chez les reptiles.

4.3.4.3. ECLATS D'ÉCORCE :

Les éclats d'écorce conviendront aux terrariums de type tropical humide. Leur acidité empêche la prolifération des moisissures et ces éclats sont faciles à changer.

4.3.4.4. TERREAU, TERRE, TOURBE :

Ces substrats, pour biotope de type tropical humide, sont à éviter car ils favorisent la prolifération de parasites internes et externes.

4.3.4.5. PAPIER JOURNAL OU PAPIER ABSORBANT TYPE SOPALIN® :

Ces substrats sont peu esthétiques mais leur utilisation est très hygiénique et économique.

4.3.4.6. GAZON ARTIFICIEL :

Peu esthétique, il doit être lavé très régulièrement. De plus, le gazon artificiel est abrasif pour la face ventrale des reptiles.

4.3.5. LES ABRIS :

Le terrarium devra être muni de cachettes afin de fournir à l'animal un sentiment de sécurité et d'éviter la survenue de stress. Ces abris sont très importants pour les espèces timides (ex : *Python regius*...) et pour les espèces territoriales (retraite des individus dominés).

Ils doivent être stables, faciles à nettoyer, de tailles proportionnelles à celle du reptile et adaptés à son mode de vie (au sol pour une espèce terrestre et en hauteur pour une espèce arboricole). Il convient d'installer un abri dans la zone chaude et un dans la partie plus fraîche du terrarium. En règle générale, il y aura autant de cachettes que de spécimens occupant le terrarium.

Une cabane, un terrier en résine, un tronc creux renversé ou une végétation dense seront les abris types pour un terrarium terrestre. Un tronc creux, une végétation dense ou des branches serviront de cachettes idéales pour des espèces arboricoles.

4.3.6. AUTRES ACCESSOIRES DE DÉCOR :

Pour les reptiles à mœurs arboricoles ou semi-arboricoles, des perchoirs devront être installés dans le terrarium. Ceux-ci seront solidement fixés afin d'éviter tout risque de chute. Des branches ou des lianes artificielles, vendues en animalerie, conviendront parfaitement à ces reptiles. On pourra installer des branches récupérées dans la nature si elles sont préalablement désinfectées à l'eau de Javel pendant plusieurs heures puis rincées et séchées.

Pour la décoration, les plantes artificielles seront préférées, pour la plupart des espèces, aux plantes naturelles car celles-ci sont souvent traitées aux pesticides et leur terre peut être vectrice de parasites internes et d'acariens. Cependant, on pourra mettre des plantes naturelles dans un terrarium hébergeant des lézards, car ils sont moins affectés par les parasites externes, en évitant toutefois les plantes traitées aux pesticides, les plantes épineuses (risque de blessures) et les plantes toxiques pour les herbivores (AULIO *et al*, 2003).

Des pierres ou des rochers, placés au sol dans le terrarium faciliteront le décollement de l'exuvie du reptile pendant la mue.

Au détriment de l'esthétisme, on évitera d'installer dans la partie aquatique d'un aquarium ou d'un aquaterrarium des éléments de décor type branches, racines ou pierres ; les tortues risquant de se noyer en se coinçant sous ces éléments.

4.4. ENTRETIEN DU TERRARIUM :

L'hygiène est un des points fondamentaux de la détention en captivité des reptiles.

Chaque jour, il faut changer l'eau du point d'eau. Les restes de nourriture, les proies non consommées, les éventuels excréments et les exuvies seront retirés quotidiennement. Le substrat doit être changé très régulièrement.

De même, l'eau des aquariums et des bassins doit être changée fréquemment (au moins une fois par semaine), et si possible une pompe filtrante doit être installée pour assainir continuellement l'eau.

Une désinfection totale du terrarium à l'eau de Javel diluée ou à la chlorhexidine sera réalisée tous les 3 mois. Les accessoires seront nettoyés à l'eau de Javel diluée puis bien rincés. Les produits d'entretien contenant des phénols sont à proscrire car ils sont toxiques pour les reptiles et peuvent être à l'origine de dermatites et de troubles respiratoires. Un traitement antiparasitaire du terrarium au fipronil peut également être entrepris (FIRMIN, 1999c ; GERARD *et al*, 2001).

4.5. CONTENTION DU REPTILE:

Avant toute manipulation d'un reptile, il est important de connaître le degré d'apprivoisement de l'animal. Certains reptiles, en particulier les ophidiens, ont souvent tendance à mordre.

La contention d'un reptile doit s'effectuer dans le calme, sans gestes brusques et imprécis. Les lumières vives sont à éviter car elles peuvent provoquer un comportement de crainte, de fuite ou d'agressivité. Il est conseillé de se réchauffer les mains avant de saisir le reptile.

On évitera de manipuler les reptiles en période de mue (risque de séparation prématurée de l'épiderme avec exposition d'un épithélium immature) ou atteint d'hyperparathyroïdisme secondaire (risque de fractures spontanées).

4.5.1. MANIPULATION DES OPHIDIENS :

Il faut différencier les serpents venimeux des serpents non-venimeux.

4.5.1.1. CONTENTION DES SERPENTS NON-VENIMEUX :

La contention de ces serpents est relativement facile, en particulier s'ils sont habitués aux manipulations.

Pour assurer la contention, une main maintient la tête, tandis que l'autre tient la partie postérieure du corps de manière à supporter le poids de l'animal (figure 57). Les boïdés, mais aussi certains colubridés, ont un réflexe de constriction autour du bras qui les saisit (BROGARD, 1992).



Figure 57 : Contention d'un python royal (SCHILLIGER, 2004).



Figure 58 : Contention d'un python molure (GERARD *et al*, 2001).

Pour soutenir un serpent de taille et de poids importants, tels que certains gros boïdés (python molure, python réticulé), il est nécessaire d'être deux (figure 58), et même parfois trois ou quatre (GERARD *et al*, 2001 ; SCHILLIGER, 2004).

4.5.1.2. CONTENTION DES SERPENTS VENIMEUX :

Compte-tenu du risque mortel lors d'envenimation, la contention des serpents venimeux doit être réservée aux personnes ayant l'expérience de ce type d'animaux.

Pour la contention d'un serpent venimeux, on utilise un crochet pour serpents venimeux, de taille appropriée, pour manipuler et immobiliser la tête de l'animal (figure 59, figure 61). Le serpent sera placé dans un tube de contention en plexiglas pour l'administration de médicaments et la réalisation d'exams cliniques (figure 60).



Figure 59 : Manipulation d'une vipère heurtante (LOCK, 2008).



Figure 60 : Utilisation d'un tube de maintien (LOCK, 2008).

On évitera l'utilisation de pinces à serpents pour la contention car une mauvaise manipulation peut occasionner des dommages cervicaux au reptile (figure 62). Ces pinces seront réservées à la distribution de proies ou le retrait d'objets du terrarium (exuvie, proie non consommée, selles...) (LOCK, 2008).



Figure 61 : Crochets pour serpents venimeux (LOCK, 2008).

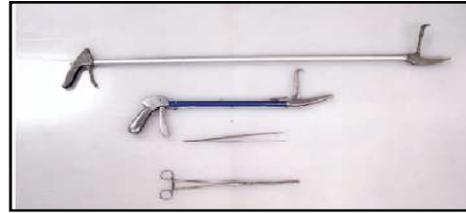


Figure 62 : Pinces à serpents (LOCK B, 2008).

Le port de lunettes de protection est fortement recommandé en présence de certains élapidés, comme le cobra cracheur qui a la faculté de projeter leur venin à plusieurs mètres en direction des yeux d'un ennemi (GERARD *et al*, 2001 ; LOCK, 2008).

4.5.2. MANIPULATION DES SAURIENS :

Les sauriens ont tendance à mordre et possèdent parfois des griffes très développées avec lesquelles ils peuvent infliger de profondes blessures. Les iguanes sont en plus dotés d'une queue puissante dont ils peuvent se servir comme d'un fouet.

La contention des grands lézards (iguane, téjus, varans) s'effectue en maintenant les membres antérieurs vers l'arrière, plaqués contre le thorax du reptile (figure 63). L'autre main immobilisera les membres postérieurs, vers l'arrière, contre la queue. Un lézard ayant une queue puissante sera saisi de la même façon, mais il sera maintenu contre soi de manière à immobiliser la queue avec l'avant-bras.



Figure 63 : Technique de contention des grands lézards (SCHILLIGER, 2004).

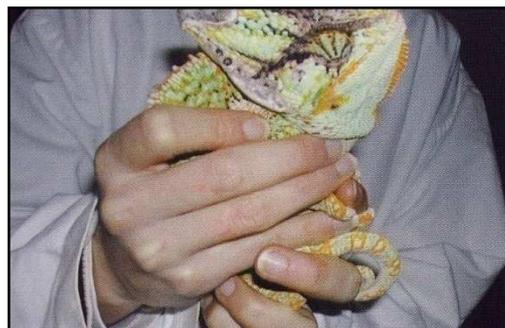


Figure 64 : Technique de contention d'un caméléon (SCHILLIGER, 2004).

Une serviette pourra être placée sur la tête de l'animal de façon à l'empêcher de voir, ce qui facilitera souvent la contention et l'examen du reptile.

Pour les lézards de plus petite taille, le corps sera maintenu délicatement à l'aide de la paume de la main et la tête entre le pouce et l'index (figure 64). On évitera de tenir les lézards (lacertidés, geckonidés, scincidés) par la queue car elle peut se rompre par réflexe de caudectomie.

4.5.3. MANIPULATION DES CHÉLONIENS :

Les tortues terrestres, peu agressives, sont faciles à manipuler à mains nues, en plaçant les mains de chaque côté de la carapace (figure 65). Lorsqu'elles sont soumises à des contraintes, elles ont le réflexe de se rétracter dans leur carapace. Les tortues boîtes, qui possèdent un plastron articulé, peuvent s'enfermer totalement dans leur carapace. Le manipulateur doit faire attention de ne pas se coincer un doigt lors de cette rétraction brutale.

Les tortues aquatiques sont plus agressives et, dans leurs tentatives de fuite, peuvent occasionner des griffures et des morsures à leur propriétaire. La contention est identique à celle des tortues terrestres, mais le port de gants à peau épaisse est recommandé pour éviter les blessures et faciliter la contention. La manipulation de certaines espèces telles que la tortue hargneuse et la tortue-alligator, réputées agressives, est plus délicate car elles peuvent infliger de sérieuses morsures (BOUR *et al*, 2002 ; SCHILLIGER, 2004).

Les tortues agitées ou difficiles à maintenir peuvent être immobilisées en les plaçant sur un piédestal, en évitant que leurs membres ne touchent le sol (figure 66).



Figure 65 : Contention d'une tortue terrestre (SCHILLIGER, 2004).



Figure 66 : Immobilisation d'une tortue de Floride (BOUR *et al*, 2002).

4.6. ALIMENTATION ET HYDRATATION:

4.6.1. HYDRATATION :

L'abreuvement est nécessaire pour la majorité des reptiles. Leurs besoins hydriques varient en fonction des biotopes d'origine et de l'état d'hydratation des aliments et des proies.

La plupart des reptiles se désaltère au niveau du point d'eau du terrarium, dans un simple récipient. Les espèces désertiques ne s'abreuvent jamais ; c'est l'eau contenue dans la nourriture et les proies qui contribuent à leur hydratation. Pour certains lézards (caméléons, anolis, geckos), l'hydratation est assurée par l'humidité de l'air et par l'absorption de gouttelettes d'eau présentes sur les plantes ou les décors (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1999c).

Il est donc indispensable de pulvériser de l'eau, une à trois fois par jour, sur la végétation et les éléments de décor ou d'installer un système de goutte à goutte.

Les reptiles, excepté les lézards, sont dépourvus de tout réflexe de déglutition. Pour s'hydrater, les lézards lapent à l'aide de leur langue. Les ophidiens et les chéloniens s'abreuvent par une technique d'aspiration due à des mouvements de la gorge (immersion de la tête dans l'eau pour les tortues, rostre des serpents placé à la surface de l'eau).

De nombreux reptiles terrestres récupèrent l'eau par dessiccation importante des selles et par concentration des urines (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1999c ; SCHILLIGER, 2004).

4.6.2. ALIMENTATION :

L'alimentation est l'un des paramètres fondamentaux pour un bon élevage des reptiles en captivité. D'un point de vue quantitatif, elle doit couvrir leurs besoins caloriques et d'un point de vue qualitatif, elle doit leur procurer tous les éléments nutritifs nécessaires : protéines, glucides, lipides, minéraux, vitamines et oligo-éléments (DONOGHUE, 1998).

L'alimentation et les conditions environnementales sont étroitement liées. En effet, la température externe conditionne le mécanisme de digestion chez les reptiles. En cas de température ambiante inférieure à la TMP du reptile, il refusera toute prise alimentaire. Ce refus de nourriture est un mécanisme de défense de l'organisme : la nourriture, ne pouvant être digérée correctement, risquerait de pourrir dans les voies digestives et de provoquer une intoxication.

Le stress peut également perturber la prise alimentaire. Ce stress peut être généré par une absence d'abris ou de cachettes, un terrarium inadapté ou la présence d'un congénère dominant.

En cas de hiérarchie établie, les spécimens dominés risquent de s'alimenter moins souvent, suite aux agressions répétées du dominant (ex : *Phelsuma* sp) ou à une simple intimidation liée à sa présence (ex : *Pogona vitticeps*). Il est alors nécessaire de les isoler du reste du groupe, afin de leur permettre de se réalimenter correctement (GERARD *et al*, 2001; AULIO *et al*, 2003).

4.6.2.1. RÉGIME ALIMENTAIRE :

En dehors des ophidiens, la monophagie est exceptionnelle chez les reptiles. Les chéloniens ont un régime alimentaire végétarien et/ou carnivore. Les sauriens sont tantôt carnivores, tantôt végétariens et parfois même omnivores (FIRMIN, 1999c).

4.6.2.1.1. Régime alimentaire des ophidiens :

Les ophidiens sont principalement carnivores. La grande majorité des serpents se nourrissent de rongeurs. Toutefois certains peuvent s'alimenter d'oiseaux, d'œufs, de poissons, de lézards, de serpents ou d'insectes.

Certains serpents ont des régimes alimentaires exclusifs : ils ne se nourrissent que d'un seul type d'aliment. L'élevage de serpents ophiophages ou sauriophages s'avère plus compliqué, car leur type de proie est peu disponible dans le commerce ou revient chère pour l'éleveur.

Exemples de régimes alimentaires particuliers :

- *Ophiophagus hannah* (Cobra royal) se nourrit exclusivement de serpents. Certaines espèces de serpent-roi (genre *Lampropeltis getulus*) et le python à tête noire (*Aspidites melanocephalus*) sont potentiellement ophiophages. Ces serpents seront donc maintenus individuellement pour éviter les risques de cannibalisme.
- La couleuvre à diadème (*Spalerosophis diadema*), le serpent-roi de San Luis (*Lampropeltis mexicana*) et certains faux corail (*Lampropeltis triangulum*) s'alimentent de reptiles, en particulier de lézards. Ces serpents pourront être nourris de rongeurs, imprégnés de l'odeur d'une exuvie de lézard (technique d'imprégnation).
- Le serpent vert des arbres (*Opheodrys aestivus*) est un serpent insectivore qui se nourrit de grillons, sauterelles et araignées.
- Les colubridés du genre *Thamnophis* (serpent-jarretière) se nourrissent principalement de poissons.
- Le python vert arboricole *Morelia viridis* et le genre *Elaphe obsoleta* (serpents-ratiers) s'alimentent d'oiseaux dans la nature. En captivité, on pourra leur distribuer occasionnellement des oiseaux.
- *Dasypeltis scabra* (serpent mangeur d'œuf africain) sera nourri avec des œufs de pigeons ou de cailles.

4.6.2.1.2. Régime alimentaire des sauriens :

Les lézards présentent une grande diversité dans leurs habitudes alimentaires. Certains lézards ont un spectre nutritif assez vaste tandis que d'autres ont un régime alimentaire hyperspécialisé. Le moloch australien (*Moloch horridus*) par exemple ne se nourrit que de fourmis et le téju caïman de Guyane (*Dracaena guianensis*) consomme exclusivement des escargots aquatiques (AULIO *et al*, 2003).

On distingue quatre grands types de régime alimentaire chez les sauriens : insectivore, végétarien, carnivore et omnivore. Beaucoup d'espèces se situent à cheval entre plusieurs catégories. Pour exemples, le gecko léopard, insectivore, mange parfois des souriceaux et les phelsumas, aussi insectivores, peuvent consommer du nectar.

La majorité des sauriens (caméléonidés, cordylidés, scincidés, geckonidés, iguanidés sauf l'iguane commun...) se nourrissent d'insectes vivants. Le choix des invertébrés se fera en fonction du mode de vie du reptile : des insectes volants pour les espèces arboricoles et des invertébrés terrestres pour les reptiles terrestres ou fouisseurs.

Les lézards carnivores (les grands varanidés) consomment également des proies vivantes comme des oiseaux ou des rongeurs. Certaines grandes espèces de sauriens insectivores peuvent occasionnellement s'alimenter de souriceaux.

Certains sauriens comme *Iguana iguana* et *Uromastix* sp (adulte) se nourrissent principalement de végétaux.

D'autres lézards comme *Pogona vitticeps* et *Tiliqua scincoides* ont un régime omnivore, ils mangent des aliments d'origine animale et végétale.

4.6.2.1.3. Régime alimentaire des chéloniens :

Les tortues terrestres ont un régime alimentaire principalement herbivore.

Chez les autres tortues, notamment les tortues aquatiques et les tortues-boîtes, il existe une grande variété dans le régime alimentaire selon les espèces.

La grande majorité des tortues aquatiques ont un régime alimentaire omnivore. Cependant certaines familles de tortues (chélydridés, trionychidés, platysternidés) sont essentiellement carnivores. Quant aux tortues-boîtes, elles sont omnivores avec une forte tendance carnivore.

De plus les préférences alimentaires peuvent varier en fonction de l'âge. Les *Trachemys* et *Pseudemys* juvéniles ont un régime alimentaire carnivore alors que les adultes sont plutôt herbivores (VIENET, 1999 ; BOUR *et al*, 2002).

4.6.2.2. FRÉQUENCE ET QUANTITÉ :

L'heure des repas dépend du rythme de vie et des habitudes du reptile élevé. Les reptiles diurnes seront nourris le jour, les nocturnes la nuit.

L'activité des reptiles est déterminée par la température extérieure. A une température ambiante proche de sa TMP, le reptile assurera une activité soutenue à la recherche de nourriture.

4.6.2.2.1. Alimentation des ophidiens :

Chez les serpents, la fréquence de distribution des proies est fonction de la taille et de l'âge du reptile, et de la taille des proies. La prise alimentaire est assez espacée : une prise toute les une à quatre semaines selon l'espèce élevée (FIRMIN, 1999c ; GERARD *et al*, 2001).

Les juvéniles seront nourris plus souvent que les adultes et les spécimens de très grande taille moins souvent que les serpents de taille plus modeste. Les repas seront plus fréquents chez les serpents actifs et plus espacés chez les spécimens léthargiques.

Serpent adulte :	1 repas / semaine.
Serpent juvénile :	1 repas / 3 à 4 jours.
Serpent de très grande taille :	1 repas / 10 jours.

L'utilisation de pinces spéciales pour la présentation des proies mortes au reptile est recommandée pour éviter les morsures par erreur de visée lors de l'attaque du serpent. Elles se révèlent indispensables en cas de distribution de proie à un serpent venimeux.

Lorsque plusieurs serpents partagent le même terrarium, il est conseillé de les séparer au moment des repas pour éviter tout cannibalisme accidentel (GERARD *et al*, 2001).

4.6.2.2.2. Alimentation des sauriens :

Pour la majorité des lézards, la distribution de nourriture sera quotidienne (surtout pour les juvéniles, les femelles reproductrices et les espèces végétariennes). Les sauriens carnivores peuvent cependant ne s'alimenter qu'une à deux fois par semaine (FIRMIN, 1999c ; AULIO *et al*, 2003).

Pour les lézards carnivores et insectivores, on distribuera un nombre de proies conséquent, puis les proies excédentaires non consommées seront retirées du terrarium une demi-heure après pour éviter les morsures. La taille des proies devra être inférieure à la longueur de la tête du lézard.

Lézard adulte de taille moyenne (ex : Gecko léopard) :	5 grillons / jour
Lézard adulte de grande taille (ex : <i>Varanus acanthurus</i>) :	30 grillons / jour

Contrairement aux serpents, les lézards semblent réguler correctement leur prise alimentaire mais le rationnement sera de mise chez les varans et téjus qui peuvent avoir tendance à l'obésité (AULIO *et al*, 2003).

4.6.2.2.3. Alimentation des chéloniens :

Les tortues terrestres se nourrissent quotidiennement et plusieurs fois par jour d'une grande quantité de végétaux. La fréquence des repas peut varier en fonction des saisons et des sexes. Elle augmente en période d'accouplement chez les tortues mâles, et de ponte chez les tortues femelles.

Pour les tortues aquatiques et palustres, la fréquence des repas diminue avec l'âge. Les juvéniles seront nourris quotidiennement, les adultes deux à trois fois par semaine (FIRMIN, 1999c ; BOUR *et al*, 2002).

Tortues juvéniles carnivores:	2 fois/jour pendant la première année. 1 fois/jour dès la seconde année.
Tortues adultes carnivores :	2-3 fois / semaine.
Tortues adultes herbivores :	Végétaux : tous les jours
Tortues adultes omnivores :	Végétaux : tous les jours Aliments carnés : 1 à 2 fois / semaine

4.6.2.3. ALIMENTS POUR REPTILES :

4.6.2.3.1. Proies pour reptiles carnivores :

En dehors des serpents à régime alimentaire hyperspécialisé, le régime de base de la majorité des ophidiens et des grands varanidés élevés en captivité se compose de petits mammifères. Ces proies sont faciles à obtenir dans le commerce.

La distribution de proies mortes (fraichement tuées ou totalement décongelées) est préférable à la distribution de proies vivantes pour éviter les morsures de rongeurs. L'utilisation de proies sauvages capturées dans la nature est fortement déconseillée car ces rongeurs peuvent être porteurs d'endoparasites ou intoxiqués par des raticides (GERARD *et al*, 2001).

4.6.2.3.1.1. Les rongeurs :

La taille de la proie sera adaptée à celle du reptile élevé. Elle sera, au maximum, équivalente au double du diamètre du corps du serpent.

La souris domestique (*Mus domesticus*), le rat domestique, le hamster et la gerbille (nourriture naturelle du *Python regius*) sont les principaux rongeurs utilisés pour alimenter les reptiles carnivores. L'élevage des souris est facile, mais demande une maintenance quotidienne et ne sera recommandé qu'en cas de possession de nombreux serpents (GERARD *et al*, 2001).

Les souriceaux et les souriceaux nouveau-nés permettent de nourrir les petits spécimens et les juvéniles. Ils peuvent être acceptés par certains lézards insectivores et les jeunes tortues aquatiques carnivores (BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003).

Les lapins serviront à alimenter les grands boïdés adultes comme le python réticulé et le python molure.

4.6.2.3.1.2. Les oiseaux :

Les oiseaux de volière, poussins et poulets seront utilisés pour alimenter certains serpents arboricoles (*Morelia viridis*) et de grands boïdés. Les oiseaux sont moins intéressants sur le plan nutritif que les rongeurs et peuvent poser un problème d'approvisionnement (DONOGHUE, 1998 ; GERARD *et al*, 2001 ; AULIO *et al*, 2003).

Les œufs ne peuvent pas constituer un régime de base car les œufs d'oiseaux vendus dans le commerce ne sont pas embryonnés et exposent les reptiles à des carences en biotine.

4.6.2.3.2. Proies pour reptiles insectivores :

Deux types de proies pourront être proposés aux reptiles à régime alimentaire insectivore : les insectes d'élevage, disponibles en animalerie et les insectes prélevés dans la nature. Il est recommandé de diversifier la ration alimentaire en proposant aux reptiles différentes espèces d'insectes, issus des différentes sources.

4.6.2.3.2.1. Insectes d'élevage :

Les grillons, blattes, criquets, teignes de ruche, vers de farine, mouches et drosophiles sont les insectes que l'on peut facilement se procurer dans le commerce.

Le grillon domestique (*Acheta domestica*) et le grillon champêtre (*Gryllus bimaculatus*) composent le régime de base de nombreux reptiles insectivores et sont faciles à gaver. Les pattes postérieures pointues des grillons seront retirées avant la distribution aux caméléons.

La forme adulte et les larves de teignes de ruche (*Galleria melonella*) peuvent être proposées aux reptiles insectivores, sans constituer leur régime de base. Elles sont déséquilibrées sur le plan nutritif et sont riches en lipides (risque de lipidose hépatique si distribution à forte dose).

Les larves de vers de farine (*Tenebrio molitor*) seront également utilisées occasionnellement et devront être gavés au préalable car leur rapport phosphocalcique est faible.

Les mouches (*Musca domestica*), prélevées dans la nature, sont très riches sur le plan nutritionnel et pourront être proposées aux reptiles arboricoles. Les mouches issues d'asticots vendus dans le commerce, quant à elles, sont carencées et nécessiteront une supplémentation. La petite taille des drosophiles permet l'alimentation des juvéniles (AULIO *et al*, 2003).

4.6.2.3.2. Insectes prélevés dans la nature :

Les invertébrés prélevés dans la nature (criquets, sauterelles, araignées, papillons,...) peuvent être également utilisés pour alimenter les reptiles insectivores. Ils présentent un intérêt sur le plan nutritif car ils consomment de nombreux aliments (d'origine animale ou végétale) dans la nature.

On évitera de prélever ces invertébrés à proximité de champs de culture où des pesticides sont potentiellement utilisés. Ces insectes pourraient alors en être porteurs par ingestion de végétaux traités et pourraient provoquer des intoxications mortelles chez leurs prédateurs. Ces insectes peuvent aussi être vecteurs d'endoparasites (AULIO *et al*, 2003).

4.6.2.3.3. Proies pour reptiles piscivores :

Pour éviter les carences en vitamines et calcium, les poissons devront être donnés entiers.

Les nombreux poissons élevés dans le bassin (gambusie, vairons, ablettes, gardons...) permettront de nourrir les tortues aquatiques piscivores maintenues en extérieur et assureront une diversification alimentaire.

Des poissons frais entiers (vairons, gardons, gambusies, guppys, anguilles) ou des morceaux de saumon, filets de colin, cuisses de grenouilles pourront être proposés aux tortues aquatiques carnivores. La distribution de poissons riches en thiaminase (tableau 9) devra être évitée afin de prévenir tout risque d'hypovitaminose B1 (GERARD *et al*, 2001 ; BOUR *et al*, 2002).

Tableau 9 : Exemples de poissons riches en thiaminase (d'après BROGARD, 1992 ; GERARD *et al*, 2001).

POISSONS riches en THIAMINASE :	
Eperlans	Poissons-chats
Poissons rouges	Chabots
Sardines	Harengs
Aloses	Morue
Carpes	Mulet

4.6.2.3.4. Nourriture pour reptiles végétariens :

Le terrariophile devra proposer aux reptiles herbivores une grande variété de végétaux afin de se rapprocher le plus possible de son régime alimentaire naturel et de couvrir ainsi ses besoins nutritionnels.

Une large variété de végétaux riches en calcium (luzerne, trèfle, pissenlit, orange (épluchée), endives, cresson, mangue, papaye) sera proposée aux reptiles herbivores.

Les tortues terrestres élevées en enclos extérieur pourront s'alimenter d'une grande variété d'espèces végétales (pissenlit, trèfle, luzerne, plantain, laiteron,...) poussant au niveau de l'aire d'alimentation de l'enclos. En complément, d'autres végétaux et fruits seront proposés aux tortues plusieurs fois par semaine (BOUR *et al*, 2002).

Pour les tortues élevées en intérieur et les lézards herbivores, les végétaux et fruits riches en calcium (tableau 10) seront distribués plus régulièrement (3 ou 4 fois /semaine) que les végétaux avec un faible rapport phosphocalcique (1 à 2 fois/semaine).

En cas de distribution de végétaux prélevés directement dans la nature, un rinçage soigneux s'impose afin d'éliminer toute trace de produits toxiques (pesticides) ou de parasites.

L'utilisation d'aliments riches en sucres et en protéines (riz, pâtes, pâtées et croquettes pour chien et chat, fromages, viandes...) non adaptés aux besoins physiologiques des tortues risque de provoquer chez ces animaux de graves troubles de la santé : obésité, trouble cardiaque, déformations de la carapace... (BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003).

De plus, la consommation trop régulière de fruits mous (tomate, banane,...) peut provoquer une excroissance du bec corné.

Tableau 10 : Rapport phosphocalcique d'aliments pour les reptiles végétariens (d'après BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003).

Aliments ayant un rapport Ca/P adéquat à la constitution d'un régime de base pour des reptiles végétariens		Aliments ayant un mauvais rapport Ca/P devant être utilisés occasionnellement.	
ALIMENT	Rapport Ca / P	ALIMENT	Rapport Ca / P
Figue fraîche	2,1	Banane	0,3
Orange épluchée	2,4	Raisin	0,6
Céleri en branches	1,5	Fraise	0,7
Epinard	2	Framboise	1
Chou (feuilles blanches)	1,6	Melon	0,6
Chou (feuilles vertes)	5,9	Pêche	0,4
Chou rouge	1,2	Poire	0,8
Chou frisé	2,9	Pomme	0,5
Feuilles de betteraves	2,6	Salade de fruits en boîte	0,6
Feuilles de brocoli	3,9	Fleurs de brocoli	0,6
Feuilles de navet	4,8	Choux de Bruxelles	0,2
Feuilles de pissenlit	2,9	Maïs	0,1
Luzerne	6,1	Concombre	0,5
Tiges de brocoli	2,6	Laitue	0,4
Blettes	3	Romaine	0,8
Chicorée frisée	2,7	Tomate	0,4
Cresson	3,5	Carotte	0,6
Rutabaga	3,2	Chou-fleur	0,6
Endive	1,8	Courgette	0,7
Persil	3,3	Champignon	0,06
		Macédoine de légume	0,5

4.6.2.3.5. Aliments artificiels en animalerie :

Il existe également des aliments industriels (AQUATIC TURTLE FOOD®, BOX TURTLE & TORTOISE FOOD®...) pour les reptiles herbivores, omnivores et les tortues carnivores, vendus dans le commerce. Ces aliments sont généralement enrichis en vitamines et en minéraux.

Ils doivent être distribués avec d'autres aliments (végétaux) et ne pas constituer le régime de base de ces reptiles. En effet, utilisés seuls, ces granulés peuvent provoquer chez certains lézards (*Iguana iguana*) un état de déshydratation (BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003).

Les croquettes pour chiens et chats, de haut de gamme, peuvent être aussi proposées aux reptiles omnivores, au maximum une fois par semaine.

4.6.2.4. SUPPLÉMENTATION VITAMINIQUE ET CALCIQUE :

Pour la minéralisation de leur squelette, les reptiles ont des exigences très précises en calcium et phosphore pour entretenir une calcémie variant de 100 à 220 mg/L et une phosphorémie variant de 23 à 115 mg/L.

La quantité de calcium contenu dans les aliments doit être de deux fois supérieure à la quantité de phosphore afin de répondre aux besoins nutritionnels des reptiles (tableau 11). Le rapport phosphocalcique idéal pour les reptiles se situe entre **1,5** et **2** (CAVIGNAUX, 1999a ; SCHILLIGER, 1999e ; SCHILLIGER, 2004).

Tableau 11 : Besoins en vitamines et minéraux des reptiles (d'après SCHILLIGER, 2004).

Besoins diététiques en vitamines liposolubles et en minéraux.	
Vitamine A	1500 – 10000 UI / kg MS (matière sèche alimentaire)
Vitamine D3	2000 – 5000 UI / kg MS
Vitamine E	400 UI / kg MS
Calcium	0,8 – 1,4 % MS (1,8 – 3 mg / kcal)
Phosphore	0,5 – 0,9 % MS

4.6.2.4.1. Supplémentation des reptiles à régime carnivore :

La nutrition des reptiles carnivores ne nécessite pas de supplémentation calcique car les proies adultes sont parfaitement équilibrés sur le plan phosphocalcique (rapport Ca/P d'une souris adulte = 1,37). Ces proies apportent en plus de manière équilibrée les autres nutriments et vitamines nécessaires aux reptiles. Les rongeurs devront être distribués entier au reptile car leurs os sont une source de calcium, phosphore, magnésium et le foie et les reins sont des sources de vitamines et de sels minéraux (DONOGHUE, 1998 ; AULIO *et al*, 2003).

Par contre, le rapport phosphocalcique variant avec l'âge du rongeur, les proies juvéniles peuvent être carencées en calcium (rapport Ca/P = 0,8 à 1,03 pour les souris nouveau-né et rapport Ca/P = 1,10 pour une souris âgée de 7 jours) et en vitamines liposolubles. Une supplémentation s'avère nécessaire pour les reptiles juvéniles nourris avec des sourceaux de moins de trois jours (DONOGHUE, 1998 ; FIRMIN, 1999c).

A l'exception des serpents juvéniles et des rares serpents insectivores (*Opheodrys aestivus*), une supplémentation calcique et vitaminique est inutile chez les serpents. Les ophiidiens consommant des proies entières sont peu enclin à des carences vitaminiques et une supplémentation pourrait aboutir à une hypervitaminose (DONOGHUE, 1998 ; AULIO *et al*, 2003).

4.6.2.4.2. Supplémentation des reptiles à régime herbivore :

Le terrariophile devra proposer aux reptiles herbivores ou frugivores des végétaux riches en vitamines et des aliments ayant un rapport phosphocalcique adéquat à la constitution d'un régime de base. Les fruits et légumes avec un faible rapport Ca/P seront distribués occasionnellement.

Certains végétaux (épinard, rhubarbe, chou, pomme de terre, pois, betterave) sont riches en oxalates. En se complexant au calcium et à d'autres minéraux, ces sels en inhibent leur absorption intestinale. Une alimentation trop riche en oxalate et un apport en minéraux insuffisant peut engendrer secondairement une carence calcique (DONOGHUE, 1998 ; WRIGHT, 2008).

Pour les herbivores, même avec une alimentation variée, une supplémentation en vitamines et minéraux, en particulier en calcium peut s'avérer nécessaire. Différentes poudres minérales et

vitaminiques sont disponibles dans le commerce tels que CALCIUM REPTILE®, T-Rex BONE AID® pour l'apport phosphocalcique et VITAREPTILE®, REPTIVITE®, NEKTON REP®, REPTOCAL® pour l'apport de vitamines.

Les deux seuls produits vétérinaires de supplémentation minérale et vitaminique pour reptiles sont CALCIUM REPTILE® de Virbac et VITAREPTILE® de Virbac. Selon les recommandations du fabricant, CALCIUM REPTILE® (solution buvable) s'utilise pour l'apport phosphocalcique à raison de 16 gouttes pour 500 g de poids vif par jour, 2 jours par semaine ou en cure. VITAREPTILE® apporte de nombreuses vitamines (A, D3, B1, K, E...) et des acides aminés et s'utilise à la posologie de 250 mg de poudre pour 100 g de poids vif, deux fois par semaine (DMV, 2009).

Des os de seiches, des coupelles de sels de calcium ou des coquilles d'œufs écrasées, répandus sur le sol de l'enclos, du terrarium ou au fond de l'aquarium assureront également une source permanente supplémentaire de calcium pour les tortues et les lézards (FIRMIN, 1999c ; BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004).

On supplémentera l'alimentation en calcium, 1 fois par semaine pour les spécimens adultes et 2 à 3 fois par semaine pour les juvéniles. Un supplément multivitaminé sera ajouté aux aliments, 2 fois par mois (SCHILLIGER, 2004).

L'apport quotidien de granulés alimentaires pour reptile herbivore à la ration alimentaire permet d'éviter l'utilisation de compléments minéralo-vitaminiques.

4.6.2.4.3. Supplémentation des reptiles à régime insectivore :

La supplémentation vitaminique et calcique est également essentielle pour les reptiles insectivores. En effet, la majorité des insectes présentent un faible rapport phosphocalcique (tableau 12) et, pour éviter les carences chez les reptiles, ces invertébrés devront être nourris pendant deux à trois jours avant distribution par un mélange d'aliments (fruits et végétaux) riches en calcium et d'un complément multivitaminé (exemple : VITAREPTILE®, REPTIVITE®).

Tableau 12 : Composition de quelques invertébrés proposés aux reptiles insectivores (d'après DONOGHUE, 1998 ; AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004).

Invertébrés	Humidité (%)	E.M (kcal/kg)	M.P (% kcal)	M.G (% kcal)	E.N.A (% kcal)	Ca (mg/kcal)	P (mg/kcal)
Grillon des foyers	68	1000	40	54	6	0,3	2,7
Ver de farine	58	2100	37	60	3	0,1	1,2
Larve de teigne de ruche	63	2100	27	73	0	0,1	0,9
Asticot	70	1500	48	44	8	0,1	?
Lombric	84	500	73	13	14	Variable	Variable

E.M : énergie métabolisable M.P : matières protéiques M.G : matières grasses E.N.A : extractif non azoté (=glucides)

Ce gavage au préalable permet également d'apporter aux insectes des protéines, vitamines et minéraux profitables aux reptiles. Les invertébrés peuvent également être nourris avec des croquettes pour chien et chat ou des flocons pour poissons exotiques d'aquarium.

De plus, les grillons, blattes, criquets et larves devront être saupoudrés, 1 à 2 fois par semaine, de poudre de carbonate de calcium juste avant d'être introduits dans le terrarium (DONOGHUE, 1998 ; AULIO *et al*, 2003).

Attention toutefois, l'usage excessif de suppléments vitaminiques peut conduire à des hypervitaminoses (FIRMIN, 1999c). La production endogène de vitamine D3, grâce aux UV B, suffit généralement à couvrir les besoins des reptiles.

4.7. REPRODUCTION :

La reproduction en captivité est un des objectifs principaux de tout éleveur de reptile.

Certaines espèces sont réputées faciles à reproduire en captivité. Parmi elles, on trouve : l'agame barbu, la plupart des geckonidés, le boa constricteur, le boa arc-en-ciel, le boa rosé, le python molure, le serpent des blés, le serpent-roi de Californie, l'émydure à ventre rouge, la tortue rayonnée et la tortue de Floride.

Au contraire, la reproduction en captivité est difficile, voire exceptionnelle, pour d'autres espèces dont le fouette-queue, le caméléon de Parson, l'iguane commun, le scinque de Schneider, le varan à queue bleue, le varan émeraude, le boa canin, le boa arboricole de Madagascar, le python vert arboricole, la platémyde à tête plate, la tortue-boîte de Pan et la tortue-boîte d'Asie orientale (GERARD *et al*, 2001 ; BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003).

4.7.1. LES MODES DE REPRODUCTION :

Chez les reptiles, on distingue quatre modes de reproduction : l'oviparité, l'ovoviviparité, la viviparité et les espèces parthénogénétiques. La reproduction est sexuée chez la majorité des reptiles.

Toutes les tortues sont ovipares et les serpents, selon l'espèce, sont ovipares ou ovovivipares. Chez les sauriens, on rencontre les quatre modes de reproduction.

4.7.1.1. MODE DE REPRODUCTION OVIPARE :

La grande majorité des reptiles sont ovipares. Tous les chéloniens et la quasi-totalité des sauriens possèdent ce mode de reproduction.

Les reptiles ovipares pondent des œufs. Le développement embryonnaire se réalise donc à l'extérieur de la femelle. Les œufs pondus seront enfouis dans la terre meuble ou dans le sable humide. Leur coquille est généralement membraneuse, parcheminée et fine, afin d'assurer les échanges gazeux et d'humidité avec le milieu ambiant. Les tortues terrestres et certains geckonidés pondent des œufs à coquille dure, très calcifiée (MATZ et VANDERHAEGE, 1990; BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003).

Selon l'espèce, les œufs seront abandonnés, couvés ou surveillés après la ponte.

Le cobra royal (*Ophiophagus hannah*) surveille ses œufs et le nid. La femelle *Phelsuma* protège ses œufs jusqu'à durcissement de la coquille et les Tokay (le mâle et la femelle) assurent la protection de leurs œufs pendant toute la durée de l'incubation.

Certains pythons (python annelé), certains scincidés nord-américains (*Eumeces fasciatus*, *E. laticeps*, *E. obsoletus*) et certains anguidés (*Ophiosaurus ventralis*, *Gerrhonotus liocephalus*) assurent la couvée de leurs œufs (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; GERARD *et al*, 2001).

4.7.1.2. MODE DE REPRODUCTION OVOVIVIPARE :

Les embryons se développent à l'intérieur de la femelle, dans des œufs, au niveau des oviductes. Les juvéniles naissent complètement formés. Ce mode de reproduction se rencontre chez les espèces vivant dans des conditions climatiques dures (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; GERARD *et al*, 2001 ; AULIO *et al*, 2003).

4.7.1.3. MODE DE REPRODUCTION VIVIPARE :

Le développement embryonnaire se réalise à l'intérieur de la femelle. Il existe de véritables annexes embryonnaires, similaires à celles des mammifères, qui assurent la nutrition des embryons.

La viviparité se rencontre uniquement chez quelques espèces de lézard : certains scincidés (*Tiliqua scincoïdes*, *Tiliqua gerardii*, *Corucia zebrata*, *Chalcides ocellatus*, *Riopa fernandi*), certains cordylidés (*Cordylus giganteus*, *Cordylus tropidosternum*, *Cordylus warreni*, *Pseudocordylus microlepidus*) et certains iguanidés (*Sceloporus cyanogenis*, *Sceloporus* sp) (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; AULIO *et al*, 2003).

4.7.1.4. MODE DE REPRODUCTION PARTHÉNOGÉNÉTIQUE :

Quelques rares espèces de sauriens (*Cnemidophorus* (téiidés), *Lacerta saxicola armeniaca* (lacertidés)) peuvent adopter un mode de reproduction parthénogénétique : les femelles sont capables de se reproduire seules et leurs œufs féconds ne donnent naissance qu'à des femelles (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; AULIO *et al*, 2003).

4.7.2. ACCOUPLEMENT ET PARADE NUPTIALE :

4.7.2.1. LA PARADE NUPTIALE :

Les parades nuptiales sont plus ou moins prononcées selon les reptiles.

Chez les serpents, la parade nuptiale est assez sommaire. Chez les boïdés, le mâle stimule la femelle à l'aide de ses ergots péricloacaux. Chez les colubridés, la parade nuptiale se résume par la poursuite de la femelle et une stimulation de la femelle avec sa tête. La morsure nuptiale (au niveau de la nuque) permettra au mâle de maintenir la femelle immobile avant l'accouplement.

Chez de nombreuses espèces de serpents, les confrontations entre plusieurs mâles sont une condition indispensable à l'accouplement. Elles peuvent être de simples regroupements pacifiques, des simulations de combats ou de véritables combats plus ou moins violents. Il sera donc nécessaire de constituer des groupes de reproducteur, avec plusieurs mâles, pour amorcer la reproduction en captivité (GERARD *et al*, 2001).

Chez les lézards, la parade nuptiale est assez stéréotypée. Elle se limite à des hochements de tête verticaux (*Pogona vitticeps*, *Iguana iguana*...) ou latéraux, des vocalises (*Phelsuma*), au déploiement d'appendices tégumentaires (fanons gulaires chez *Anolis* sp.), à la vibre de la queue (*Eublepharis macularius*)... puis à la poursuite de la femelle.

La femelle peut adopter divers comportements pour montrer sa réceptivité aux avances du mâle : immobilisation et élévation de la queue chez *Pogona vitticeps* et *Eublepharis macularius* ou déploiement d'une couleur de robe spécifique chez certains caméléons (AULIO *et al*, 2003).

De nombreuses espèces étant territoriales et hiérarchisées, la mise en présence de plusieurs mâles en période de reproduction est déconseillée car elle peut aboutir à des confrontations violentes voire mortelles (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; AULIO *et al*, 2003).

Chez les tortues terrestres (tortue d'Hermann), la parade nuptiale commence par une reconnaissance chimique de la femelle par des attouchements nasaux, puis par des hochements de tête caractéristiques du mâle, des mordillements des pattes antérieures et postérieures et s'achève par des chocs de carapace.

Un groupe de reproducteur comprendra toujours un seul mâle pour deux femelles. En cas de cohabitation entre plusieurs mâles, des combats entre mâles peuvent avoir lieu en période de reproduction.

Chez certaines espèces, il est conseillé de maintenir les sexes séparés car, en période de reproduction, les mâles peuvent se montrer très agressifs envers les femelles (blessures et stress potentiellement mortelles chez les femelles) (exemple : *Testudo terrestris iberica*).

Pour les tortues aquatiques et les tortues-boîtes, une séparation des sexes pendant quelques temps permet de stimuler les accouplements (les réunir une à deux fois par an) (BOUR *et al*, 2002).

4.7.2.2. L'ACCOUPEMENT :

Le reptile mâle cherche à accoler son cloaque à celui de la femelle, afin d'y introduire un seul de ses hémipénis (ophidiens et sauriens) ou son unique pénis (chéloniens).

Chez les lézards et les serpents, une morsure nucale ou au niveau des flancs permet de maintenir la femelle pendant l'accouplement. De plus, le serpent mâle s'enroule partiellement autour de la femelle.

Chez les tortues, le mâle monte sur la carapace de la femelle et la maintient à l'aide de ses pattes antérieures. Chez les tortues aquatiques, il existe deux types d'accouplement : soit le mâle se maintient à cheval sur la femelle (genres *Mauremys*, *Clemmys*...), soit il ne s'agrippe pas à la femelle pendant l'accouplement (genres *Pseudemys*, *Trachemys*, *Chrysemys*...). Les accouplements sont souvent violents et l'agressivité des mâles peut entraîner la mort de la femelle en cas de non-consentement.

Chez certaines tortues et espèces de caméléonidés, le sperme déposé peut être conservé plusieurs mois, voire plusieurs années, dans le cloaque de la femelle pour donner lieu à des fécondations ultérieures (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003).

4.7.3. LA FEMELLE GRAVIDE :

Le premier signe d'une fécondation réussie est la prise d'embonpoint chez la femelle. Puis les femelles gravides refusent toute prise alimentaire car les œufs occupent trop de place dans la cavité coelomique. L'alimentation d'une femelle gravide consistera à leur donner des proies de plus petites tailles.

Les femelles se mettent aussi à la recherche de chaleur pour répondre à leur besoin physiologique.

Chez de nombreux caméléons, le lézard à collier (*Crotaphytus* sp) et le lézard léopard (*Gambelia* sp), les femelles fécondées arborent une coloration de peau spécifique : la « livrée gravidique ». Un assombrissement de la robe peut aussi s'observer chez certains pythons australiens.

Chez *Tiliqua* sp, *Corucia zebrata* et *Boa constrictor*, la gravidité se manifeste par une augmentation de l'agressivité de la femelle envers ses congénères ou le terrariophile (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; GERARD *et al*, 2001 ; AULIO *et al*, 2003).

A l'approche de la ponte, Les femelles deviendront de plus en plus actives et rechercheront un site de ponte idéal pour déposer leurs œufs. La femelle gravide sera maintenue, si possible, dans un terrarium individuel.

4.7.4. CONDITIONS POUR LA REPRODUCTION EN CAPTIVITÉ :

Pour obtenir une bonne reproduction du reptile en captivité, l'éleveur devra respecter différentes modalités.

4.7.4.1. LES CONDITIONS ENVIRONNEMENTALES :

La reproduction en captivité sera possible si les reptiles sont élevés dans les bonnes conditions de température, de lumière et d'humidité propres à chaque espèce.

4.7.4.2. LA PÉRIODE DE REPOS :

Chez certaines espèces, l'activité sexuelle peut être déclenchée par des variations climatiques saisonnières. D'autres espèces peuvent se reproduire tout au long de l'année. Le respect des fluctuations thermiques et des photopériodes journalières, saisonnières et annuelles est donc indispensable à la mise en place de la reproduction (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; GATTOLIN, 1999b ; WELLEHAN et GUNKEL, 2004).

Chez les reptiles des régions tempérées, la période de reproduction est saisonnière. L'activité sexuelle commençant dans la période post-hivernale, une hibernation en captivité sera nécessaire pour la mise en route de la reproduction.

Chez les reptiles des régions tropicales, la période de reproduction peut être liée à la saison des pluies ou s'étendre sur toute l'année.

L'instauration d'une période de repos est souvent nécessaire à la mise en route de la reproduction pour de nombreuses espèces. Cette période (hivernale) a une durée moyenne de deux mois. Une variation de la température (diurne et nocturne) et de la durée d'éclairage suffit à reconstituer cette période de pseudo-hibernation. Les mâles et les femelles seront séparés et leur remise en contact à la fin de la période déclenchera plus fréquemment des accouplements.

Cependant, certaines espèces (*Elaphe guttata* (serpent des blés), *Eublepharis macularius* (Gecko léopard), nombreuses tortues aquatiques et tortues-boîtes) peuvent se reproduire tout au long de l'année, sans modification des conditions climatiques (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; GATTOLIN, 1999b ; GERARD *et al*, 2001 ; AULIO *et al*, 2003).

4.7.4.3. L'ÉTAT DE SANTÉ DES REPTILES REPRODUCTEURS :

Les reptiles reproducteurs doivent être en parfaite santé et présenter une corpulence suffisante. La femelle devra présenter les réserves adéquates pour palier les importantes dépenses énergétiques générées par la formation des œufs et des embryons.

Une parasitose, légère ou asymptomatique, chez les reproducteurs peut avoir des répercussions sur le développement futur des œufs : augmentation du taux d'œufs inféconds, augmentation du taux de mortalité des embryons... (GERARD *et al*, 2001 ; AULIO *et al*, 2003).

Un contrôle de l'état de santé général et un déparasitage des futurs reproducteurs par un vétérinaire s'imposent.

4.7.4.4. LA MATURITÉ SEXUELLE :

L'éleveur doit s'assurer que les reptiles reproducteurs sont arrivés à maturité sexuelle et qu'ils ont fini leur croissance. En cas d'immaturité, la femelle gravide risque de mourir par épuisement ou de développer une rétention d'œufs (GERARD *et al*, 2001 ; AULIO *et al*, 2003).

Chez les reptiles, la taille et l'âge de la femelle sont de bons indicateurs de l'état de maturité sexuelle. Les conditions de maintenance en captivité étant plus favorable à la croissance, la taille reste un meilleur indicateur de maturité que l'âge.

Chez la plupart des boïdés, la maturité sexuelle est atteinte entre 3 et 5 ans. *Python regius* atteint sa maturité à un âge moyen de 3-4 ans et une taille moyenne de 90 cm. Pour *Elaphe guttata*, la maturité est obtenue à 2 ans, pour une taille moyenne de 90 cm.

Pour la majorité des sauriens, la maturité sexuelle est de l'ordre de 2 ans. Le gecko léopard est mature sexuellement vers 18 mois.

Pour les chéloniens, l'âge de la maturité sexuelle est très variable. Pour la tortue d'Hermann, l'âge moyen du mâle se situe entre 10 et 12 ans pour une taille moyenne de carapace de 10 cm. Chez la femelle, la maturité est atteinte à 12-14 ans pour une taille de 13-15 cm.

4.7.4.5. LA DETERMINATION DES SEXES :

Une des conditions essentielle à la mise en route de la reproduction, est de posséder au moins un couple de reproducteur. Il est donc indispensable de pouvoir déterminer le sexe des reptiles élevés. De nombreuses espèces de reptile présentent un dimorphisme sexuel plus ou moins marqué, qui nous permet de distinguer le mâle de la femelle.

4.7.4.5.1. Dimorphisme sexuel des ophidiens :

Le dimorphisme sexuel étant peu marqué chez les ophidiens, il est assez difficile de distinguer le mâle de la femelle. Le renflement à la base de la queue, lié à la présence des hémipénis, et les ergots péricloacaux plus développés sont les principaux caractères masculins (tableau 13).

Tableau 13 : Dimorphisme sexuel chez les serpents (d'après RIVAL, 1999g).

Serpent mâle	Serpent femelle
Taille plus petite en général	Taille plus grande
Queue (à partir du cloaque) plus longue et de largeur constante	Queue rétrécie à partir du cloaque
Présence d'ergots péricloacaux plus développés chez les boïdés	Ergots péricloacaux plus petits
Présence de 2 hémipénis logés au repos dans la poche hémipénienne. (Sondage de la poche hémipénienne)	Absence de poche hémipénienne.
Eversion manuelle des hémipénis possible	Absence d'hémipénis

Il existe des techniques de sexage des ophidiens. Celles-ci devront être réalisées par un vétérinaire ou un terrariophile expérimenté, car leurs mauvaises utilisations peuvent provoquer des lésions graves chez le reptile.

• Eversion manuelle des hémipénis :

Cette technique consiste à faire saillir manuellement les hémipénis de leur loge cloacale (figure 67). Elle est plus efficace chez les juvéniles, car leur tonus musculaire est plus faible que chez les adultes. L'injection d'un sérum salé isotonique dans la poche hémipénienne peut aussi provoquer la sortie des hémipénis (RIVAL, 1999g ; GERARD *et al*, 2001).

• Sondage des poches hémipéniennes :

Cette technique consiste à introduire une sonde lubrifiée dans le cloaque du reptile et à la diriger vers l'extrémité de la queue (figure 68). La longueur de la sonde introduite permettra de sexer le reptile : elle est deux fois plus importante chez le mâle que chez la femelle, car la sonde se place dans les loges hémipéniennes (RIVAL, 1999g ; GERARD *et al*, 2001).



Figure 67 : Eversion manuelle des hémipénis (SCHILLIGER, 2004).



Figure 68 : Sondage des poches hémipéniennes (SCHILLIGER, 2004).

4.7.4.5.2. Dimorphisme sexuel des sauriens :

Le dimorphisme sexuel est marqué chez les lézards. Les mâles peuvent se différencier des femelles par leur taille, leur coloration (chez de nombreux caméléons), les ornements tégumentaires, un renflement plus ou moins important de la base de la queue ou par la présence de pores fémoraux (tableau 14) (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; AULIO *et al*, 2003).

Tableau 14 : Dimorphisme sexuel chez les lézards (d'après RIVAL, 1999g).

Lézard mâle	Lézard femelle
Plus colorés, plus grands, plus lourds.	Colorations plus ternes.
Ornements épidermiques : • Cornes frontales (caméléon de Jackson) • Casques (caméléon du Yémen) • Fanons (anolis) • Crête dorsale (iguane)	Ornements épidermiques moins développés ou absentes.
Pores fémoraux développés (iguanes).	Pores fémoraux peu développés.
Élargissement de la base de la queue : présence des deux hémipénis (surtout chez <i>Eublepharis macularius</i> et <i>Rhacodactylus</i> sp)	Base de la queue normale.
Présence de pores anaux (<i>Phelsuma</i>).	Absence de pores anaux.
Calcification au niveau des hémipénis visibles par radiographie (certaines espèces de varanidés : <i>Varanus indicus</i>)	Pas de calcification.

Le sexage peut également se faire par éversion manuelle des hémipénis chez les scinques australiens (genre *Tiliqua*) et par sondage des poches hémipéniennes chez certains varanidés.

4.7.4.5.3. Dimorphisme sexuel des chéloniens :

Chez les chéloniens, la femelle est généralement plus grande que le mâle. La tortue mâle possède une queue plus longue et plus épaisse à sa base (loge du pénis) que la femelle (tableau 15).

Pour faciliter l'accouplement, le plastron des mâles présente une nette concavité qui leur permet de s'imbriquer sur la dossière de la femelle. Cette courbure est absente chez la femelle.

Chez certaines tortues aquatiques (genre *Trachemys* et *Pseudemys*), les griffes des membres antérieurs sont plus longues chez le mâle. Il peut exister une différence de coloration de l'iris chez les *Terrapene* et les cistudes (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; BOUR *et al*, 2002).

Tableau 15 : Dimorphisme sexuel chez les tortues (d'après RIVAL, 1999g).

Tortue mâle	Tortue femelle
Cloaque éloigné de la base de la queue.	Cloaque au niveau de la base de la queue.
Queue épaisse et longue.	Queue courte.
Plastron concave.	Plastron plat.
Griffes des membres antérieurs développées chez la tortue de Floride.	Griffes de taille normale.
Couleur de l'iris rouge pour les <i>Terrapene</i> , orangé pour les cistudes.	Couleur de l'iris brun (<i>Terrapene</i>) Couleur de l'iris brun-jaune (cistude)

4.7.4.6. LA PONTE :

Les reptiles ovipares déposent généralement leurs œufs dans le sable ou la terre en recherchant les conditions optimales de température et d'humidité.

Les serpents femelles pondent dans des endroits humides (tourbe, mousse...). En général, les tortues creusent des cavités pour y déposer leurs œufs. Les lézards à mœurs terrestre enterront leurs œufs ou les déposent à même le sol et les lézards arboricoles déposent leurs œufs sur les arbres (écorces ou fentes). Les geckos vrais les collent au substrat dans le terrarium.

Le nombre d'œufs est très variable selon les espèces (3 à 14 œufs pour un python royal, 15 à 30 pour un serpent des blés, une douzaine pour l'agame barbu, 10 à 80 pour l'iguane commun, 5 à 20 œufs pour la tortue de Floride, 1 à 8 pour la tortue d'Hermann).

4.7.4.6.1. Le site de ponte

Le terrariophile devra fournir un site de ponte adapté à la femelle ovipare pour éviter tout risque d'abandon des œufs dans des sites inappropriés (bac d'eau, point chaud,...) ou pour éviter les risques de rétention d'œufs.

Une boîte de ponte (simple boîte avec aération et avec une ouverture latérale pour le passage de la femelle) installée dans le terrarium sera pourvue d'un substrat retenant l'humidité : vermiculite ou sphaigne. Ces substrats permettent de maintenir un degré d'humidité suffisant pour éviter le risque de dessiccation des œufs et facilitent le creusage du site de ponte.

Pour les lézards arboricoles, le terrariophile mettra à disposition un support de ponte en altitude : écorce de chêne liège (installée verticalement), tube de bambou,... (GERARD *et al*, 2001 ; AULIO *et al*, 2003).

Pour les élevages en enclos extérieur, le site de ponte se localisera généralement sur une portion du terrain légèrement inclinée et bien exposée au soleil (orientation plein sud ou sud-ouest). La femelle creuse le nid en forme de haricot à l'aide de ses pattes postérieures. Le trou sera ensuite rebouché après la ponte et deviendra quasi indécélable à l'œil nu.

4.7.4.6.2. Signes annonciateurs d'une ponte

La connaissance des signes annonciateurs d'une ponte et des changements comportementaux chez la femelle gravide sont également importants.

Les serpents gravides muent quelques temps avant la ponte.

Le comportement alimentaire changera progressivement avec le développement des œufs dans la cavité coelomique. La femelle peut devenir anorexique ou n'accepter que des proies de plus petites tailles.

Après une période d'inactivité pendant la grossesse, on observe un regain d'activité, surtout chez les femelles ovipares à la recherche d'un site convenable pour la ponte.

4.7.4.7. L'INCUBATION DES ŒUFS :

4.7.4.7.1. La récupération des œufs

Après la ponte, l'éleveur retirera les œufs du terrarium pour éviter les risques de destructions accidentelles ou intentionnelles par ses occupants et les transférera dans un incubateur. En cas de couvée, il pourra quand même les laisser au niveau du site de ponte.

Lors de leur transfert dans l'incubateur, l'éleveur ne devra pas retourner les œufs et s'assurera de les replacer dans leur position initiale, notamment à l'aide d'un marquage. En effet, les œufs de reptile étant dépourvus de chalazes, un changement de leur position initiale risquerait de décrocher le disque embryonnaire, provoquant la mort de l'embryon. Si les œufs sont pondus en grappe, il est préférable de ne pas les séparer.

Pour les œufs pondus en hauteur ou collés sur un support, il est déconseillé de les décoller au risque de les détruire. Le terrariophile pourra laisser les œufs in situ en les protégeant d'un grillage de protection ou découper le support et transférer le tout dans l'incubateur (MATZ et VANDERHAEGE, 1990 ; GERARD *et al*, 2001 ; AULIO *et al*, 2003).

4.7.4.7.2. L'incubateur

L'incubateur doit générer un milieu chaud, humide et aéré, idéal au développement des œufs. Il pourra être fabriqué par le terrariophile ou acheté dans le commerce.

Les œufs seront placés dans des bacs en plastique contenant de la vermiculite, de la perlite ou de la mousse stérilisée, maintenue légèrement humide. L'hygrométrie sera de l'ordre de 80 %.

Le chauffage pourra être assuré par un câble chauffant ou une résistance chauffante pour aquarium. Pour la majorité des espèces, la température moyenne dans l'incubateur est de 28°C. L'hyperthermie peut avoir un effet tératogène et létal pour les embryons (GERARD *et al*, 2001; AULIO *et al*, 2003).

4.7.4.7.3. Durée d'incubation et de gestation

La durée de développement des œufs est en moyenne de 2 à 4 mois. Généralement, la durée de gestation est plus longue chez les reptiles ovovivipares (4 à 8 mois de gestation chez les boas).

La durée d'incubation varie selon les espèces et la température. Plus la température est élevée, plus l'incubation est brève.

Chez certains reptiles, la température d'incubation détermine également le sexe des embryons : on parle de TSD (température sexe détermination). Par exemple, chez les sauriens, plus la température est élevée, plus la proportion de mâle augmente. Inversement, chez les chéloniens, la proportion de femelle sera plus importante en cas d'élévation de la température d'incubation (BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003).

4.7.4.7.4. Surveillance des œufs pendant l'incubation

L'éleveur devra retirer les œufs morts ou inféconds de l'incubateur afin d'éviter tout risque de prolifération bactérienne et de contamination des œufs avoisinants. En cas de mort embryonnaire, l'aspect et la couleur de l'œuf change : il prend un aspect ratatiné et sa couleur vire du blanc au marron-jaunâtre. Si les œufs sont collés entre eux, une ponction du contenu des œufs inféconds est possible à l'aide d'une seringue (GERARD *et al*, 2001 ; AULIO *et al*, 2003).

5. PATHOLOGIES PRINCIPALES DES REPTILES ÉLEVÉS EN CAPTIVITÉ - TRAITEMENTS ET PRÉVENTION :

5.1. PRINCIPES GÉNÉRAUX DE THÉRAPEUTIQUES :

Les traitements médicamenteux des reptiles reposent sur l'utilisation de médicaments à usage vétérinaire et à usage humain.

Aucun médicament en France ne possède d'AMM pour les reptiles. En effet, les médicaments et les posologies utilisés sont donnés à titre indicatif, puisque issus de l'expérience de vétérinaires spécialisés.

Du fait de l'indisponibilité de médicament vétérinaire approprié, un vétérinaire peut en prescrire un autorisé pour des animaux d'une autre espèce, pour une indication différente ou identique. À défaut, la prescription est également possible pour un médicament autorisé pour l'usage humain. (Principe de la cascade de prescription, article L 5143-4 du Code de Santé Publique).

En cas de délivrance de spécialités humaines, le pharmacien retire les vignettes Sécurité Sociale et inscrit la mention « USAGE VÉTÉRINAIRE » sur les médicaments. La prescription sera également enregistrée sur l'ordonnancier (numéro de l'ordre, identité et adresse du détenteur de l'animal, DCI du médicament, quantité délivrée...) (DMV 2009).

5.1.1. LES VOIES D'ADMINISTRATION DES MÉDICAMENTS :

5.1.1.1. LA VOIE PARENTÉRALE :

Les injections par voie intramusculaire (IM) et sous-cutanée (SC) peuvent être accomplies par des particuliers. Les voies intraveineuses (IV), intra-osseuses, intracoelomiques et intraclocales sont réservées aux vétérinaires.

L'injection en intramusculaire, aiguille inclinée à 45°, s'effectue dans la musculature paravertébrale des serpents ou dans les muscles des membres antérieurs des lézards et tortues (SCHILLIGER, 1999i ; SCHILLIGER, 2004).

L'utilisation de seringues de faible contenance (1 ou 2 ml) ou de seringues à insuline (0,5 ml ou 1ml (U40)) est préférable en raison des faibles volumes administrés.

Pour augmenter l'efficacité d'un traitement, les injections parentérales intramusculaires ou sous-cutanées seront réalisées au niveau de la partie antérieure du corps des reptiles (première moitié du corps pour les sauriens et les chéloniens et deux premiers tiers du corps pour les ophidiens) pour éviter le système porte rénal.

Le médicament sera injecté dans une zone proche de la partie à traiter car le débit sanguin est lent chez les reptiles et freine la distribution médicamenteuse.

La voie intramusculaire sera préférée à la voie sous-cutanée, car la diffusion des médicaments est ralentie par la faible vascularisation du tissu sous-cutané.

5.1.1.2. LA VOIE ORALE :

La voie orale (VO) concerne l'administration de traitement à visée gastro-intestinale et le traitement des espèces de petites tailles. Chez les caméléons, cette voie est privilégiée pour les traitements de longue durée car une décoloration de la peau voire une nécrose cutanée peut apparaître au niveau des sites d'injections (SCHILLIGER, 1999e).

L'utilisation de la voie orale pour administrer des médicaments nécessitent plusieurs subterfuges.

Le médicament, selon sa forme, peut être mélangé aux aliments ou à l'eau de boisson, administré dans une proie morte, par sondage orogastrique ou directement dans la gueule du reptile. Cette dernière méthode est applicable uniquement chez les lézards, seuls reptiles capables de déglutir un liquide présent dans leur cavité buccale.

Pour les formes orales solides, seules les poudres et les comprimés hydrosolubles (et éventuellement les comprimés réduits en poudre) peuvent être utilisés chez les reptiles. Les formes orales liquides (solution buvable, suspension buvable, goutte buvable) sont les plus faciles à administrer.

Dans la grande majorité des cas, spécialement chez les serpents et les tortues, l'administration d'un médicament (soluté buvable) par voie orale nécessite l'utilisation d'une sonde orogastrique (GATTOLIN, 1999c ; SCHILLIGER, 1999i ; SCHILLIGER, 2004).

Le sondage orogastrique est réservé aux vétérinaires ou aux terrariophiles expérimentés. Un vétérinaire pourra vous initier à cette technique afin de continuer un traitement par voie orale au domicile.

La gueule du reptile sera maintenue ouverte à l'aide d'une pince à épiler, d'un spéculum buccal ou d'un abaisse-langue et la sonde orogastrique lubrifiée sera introduite dans l'oesophage. Puis le soluté sera administré lentement, à l'aide d'une seringue, dans l'estomac. Selon la taille du reptile, le terrariophile utilisera une sonde urinaire pour chien, pour chat ou pour homme, ou une sonde œsophagienne pour chien. L'utilisation d'une tubulure pour perfuseur médical est également envisageable (GATTOLIN, 1999c).

5.1.1.3. LA VOIE LOCALE :

Cette voie est destinée aux traitements des affections dermatologiques. Les principales formes externes employées chez les reptiles sont les pommades, les crèmes et les solutions externes. Des topiques à usage auriculaire ou ophtalmique peuvent aussi être utilisés en application cutanée.

Ces traitements dermatologiques sont difficilement applicables chez les reptiles à mode de vie aquatique. Ces animaux doivent être placés au sec pendant une à deux heures après chaque soin dermatologique.

L'utilisation de spécialités vétérinaires « Spot-on » est également envisageable chez les reptiles. Le PROFENDER® (« Spot-on Chat ») pourra être employé comme antihelminthique et l'ADVOCATE® (« Spot on Chien ») comme nématocide et acaricide.

Compte tenu de l'épiderme très kératinisé des reptiles, pouvant gêner l'absorption de ces produits, l'application se réalise à des endroits où la peau est la plus fine : au niveau du creux de l'aisselle (cavités axillaires) ou de l'aïne (cavités inguino-fémorales) chez les tortues et les lézards et sous le « menton » et entre les écailles dorsales chez les serpents (SCHILLIGER, 2006 ; SCHILLIGER *et al*, 2009).

5.1.2. LA THERMOTHÉRAPIE :

Les reptiles étant des animaux ectothermes et poïkilothermes, la température extérieure influe sur l'efficacité de leur système immunitaire.

Lors du traitement d'une pathologie infectieuse, une élévation de la température ambiante de 2-3°C au dessus de la TMP permet de stimuler le système immunitaire du reptile.

De plus, le métabolisme des médicaments et leurs effets thérapeutiques varient en fonction de la température, chez ces animaux poïkilothermes. L'augmentation de la température ambiante de quelques degrés au dessus de la TMP améliore donc la distribution, l'élimination rénale ou hépatique et l'efficacité des antibiotiques (HARVEY-CLARK, 1995 ; SCHILLIGER, 1999i ; SCHILLIGER, 2004).

5.1.3. LA MISE EN QUARANTAINE :

L'introduction d'un nouveau reptile dans un élevage représente un risque d'apporter des agents pathogènes qui peuvent affecter le nouvel arrivant ou les autres résidents.

Tout nouvel arrivant doit donc subir une période de quarantaine. La mise en quarantaine permet également une meilleure acclimatation à la vie en captivité des spécimens capturés en milieu sauvage (PASMANS *et al*, 2008).

Le reptile est maintenu dans un terrarium, séparément des autres congénères. Le terrarium de quarantaine est installé dans un local différent de l'endroit où sont maintenus les autres reptiles : certains agents pathogènes (Paramyxovirus) pouvant être aéroportés. De plus, l'isolation du reptile permet également un meilleur contrôle de son état de santé.

Le terrarium de quarantaine doit être facile à nettoyer (papier journal comme substrat, pas de plantes vivantes dans le terrarium, dénué d'éléments de décor) et proposer les bonnes conditions de maintenance de l'espèce. L'utilisation de gants pour la manipulation du reptile et la désinfection du matériel pour la contention après chaque usage sont recommandées.

La quarantaine dure en moyenne 3 mois. Elle est plus longue (6 mois) pour les boïdés en raison de la prévalence des infections à rétrovirus (PASMANS *et al*, 2008).

Pour les tortues, une mise en quarantaine s'effectue entre le début de l'hibernation et 4 à 6 semaines après la sortie de l'hibernation (majorité des cas d'herpès-virose pendant cette période car diminution des défenses immunitaires pendant l'hibernation).

Un vétérinaire pourra effectuer des analyses de selles pour la recherche d'éventuels parasites internes et des analyses de sang pour la recherche d'anticorps anti-Herpès-virus ou anti-paramyxovirus.

5.2. LES AFFECTIONS CUTANÉES D'ORIGINE ENVIRONNEMENTALE :

Les affections des reptiles sont toujours, ou presque, inhérentes aux mauvaises conditions de maintien en captivité.

5.2.1. LA DYSECDYSIE OU TROUBLE DE LA MUE :

Les squamates (ophidiens et sauriens) sont souvent atteints de troubles de la mue. Cette affection cutanée est beaucoup plus fréquente chez les serpents que chez les lézards. En temps normal, la mue doit se faire en une seule pièce pour les ophidiens et en lambeaux pour les sauriens. Les tortues, quant à elles, perdent leurs écailles de façon sporadique (RIVAL, 1999a ; HARVEY-CLARK, 1995 ; SUEDMEYER, 1995 ; SCHILLIGER, 2004 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

5.2.1.1. SYMPTÔMES :

La dysecdysie est un échec total ou partiel de la mue. Elle se manifeste par la persistance de fragments secs de mue, par endroits, sur le tégument du reptile (figure 69). L'exuvie peut aussi rester totalement adhérente à la peau de l'animal. Le reptile présente alors un aspect sec, terne et déshydraté.



Figure 69 : Dysecdysie chez un python royal (SCHILLIGER, 2004).

Selon leur localisation, ces plaques sèches de mue peuvent s'avérer dangereuses pour la santé du reptile :

- Chez les ophidiens, la persistance de la lunette précornéenne peut affecter la vision du reptile et aboutir à la cécité (risque d'infection) (SCHILLIGER, 2004 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

- La persistance de la mue au niveau des paupières peut provoquer leurs dysfonctionnements et des conjonctivites chez certains sauriens (*Tiliqua sp*, *Eublepharis macularius*).

De plus, au niveau des extrémités (à la base de la queue ou des doigts), la persistance de fragments de mue, sous forme d'anneaux, peut provoquer une nécrose ischémique en asphyxiant le tégument sous-jacent (BROGARD, 1992 ; SUEDMEYER, 1995 ; SCHILLIGER, 1999a ; STAHL, 2003 ; SCHILLIGER, 2004 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

Par ailleurs, la superposition de lambeaux cutanés persistants peut favoriser la survenue de dermatites bactériennes ou fongiques (SUEDMEYER, 1995 ; SCHILLIGER, 2004).

5.2.1.2. ETIOLOGIE :

Les troubles de la mue résultent, le plus souvent, de conditions de maintenance inappropriées, d'un mauvais état général de l'animal ou de dermatites. On distingue différentes causes à la survenue d'une dysecdysie : les causes environnementales et les causes médicales.

5.2.1.2.1. Causes environnementales :

Une température ambiante insuffisante, une hygrométrie trop faible ou l'absence de support rugueux (pierres) dans le terrarium peuvent être à l'origine d'une mue défectueuse. Des manipulations du reptile en période de pré-mue peuvent générer des fragmentations de l'exuvie et des difficultés à son décollement ultérieur (SUEDMEYER, 1995 ; STAHL, 2003 ; SCHILLIGER, 2004 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

Une carence en vitamine A dans la denrée alimentaire peut provoquer également une dysecdysie chez les lézards (STAHL, 2003 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

5.2.1.2.2. Causes pathologiques :

Une dysecdysie peut survenir suite à un état de déshydratation chronique, d'anorexie ou de malnutrition. Des affections cutanées (dermites bactériennes, fongiques ou parasitaires, cicatrices de plaies ou de brûlures, acariose...) peuvent gêner le bon déroulement d'une mue. L'activité thyroïdienne intervenant sur le renouvellement de l'épiderme, des troubles de cette fonction provoquent des modifications de la fréquence des mues (SUEDMEYER, 1995 ; FIRMIN, 1997 ; GERARD *et al*, 2001 ; SCHILLIGER, 2004 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

Des troubles neurologiques (périphériques ou centraux) peuvent également être à l'origine de troubles de la mue.

5.2.1.3. TRAITEMENT :

La vaporisation d'eau sur le corps du reptile ou la prise de bains d'eau tiède à 30°C pendant une à deux heures, favoriseront le décollement de l'exuvie. L'installation d'un support dans le bain et la surveillance permettront d'éviter tout risque de noyade (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; SUEDMEYER, 1995 ; FIRMIN, 1997 ; RIVAL, 1999e ; STAHL, 2003 ; SCHILLIGER, 2004 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

Le reptile peut également être enveloppé d'une serviette chaude et humide ou installé dans une taie d'oreiller humidifiée. On frotera ensuite délicatement l'animal, dans le sens crânio-caudal, afin de retirer l'exuvie persistante.

Après une bonne hydratation de la peau, les fragments d'exuvie pourront être retirés à l'aide d'une pince à épiler ou d'un mouchoir légèrement humidifié (SCHILLIGER, 2004 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

On vérifiera le bon décollement des lunettes précornéennes chez les serpents et les geckos. En cas de persistance de l'écaille supraoculaire, l'application délicate d'un coton imbibé d'eau tiède ou d'un gel de larmes artificielles (ex : HUMISCREEN® : collagène, OCRYGEL® : carbopol 980 NF) permettra de l'enlever en douceur. Un retrait trop brutal de l'écaille ou l'utilisation d'une pince à épiler peut provoquer différents traumatismes au niveau de l'œil du reptile (kératite, abcès précornéen). Dans la plupart des cas, une correction des paramètres environnementaux permettra l'élimination des lunettes précornéennes lors de la mue suivante (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1997 ; SCHILLIGER, 2004 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

Les conditions de maintenance seront vérifiées et réajustées si nécessaire, aux besoins de l'animal. En cas de récurrences de troubles de la mue, malgré le respect des bonnes conditions de maintenance, une consultation vétérinaire s'imposera pour en rechercher la cause. En cas de présence d'anneaux de mue, un vétérinaire vérifiera la vascularité des tissus. L'amputation pourra être nécessaire si les tissus sont nécrosés.

5.2.1.4. PROPHYLAXIE :

- Respecter les bonnes conditions de maintenance propres à chaque espèce (température et hygrométrie adéquates).
- Assurer une hygiène rigoureuse du terrarium (parasitose, acariens).
- Corriger l'alimentation avec une supplémentation vitaminique et minérale.
- Disposer dans le terrarium des supports rugueux (pierres) afin d'assurer des zones de frottements pour le reptile.
- Assurer une bonne hydratation du reptile (renouvellement de l'eau du bac d'eau, bains périodiques dans un bac d'eau, humidification de l'air ambiant par pulvérisation).

5.2.2. L'ABRASION ROSTRALE :

L'abrasion rostrale correspond à une usure chronique des écailles rostrales et nasales provoquée par les frottements contre les parois du terrarium. Cette affection cutanée s'observe fréquemment chez les squamates et plus particulièrement chez l'agame aquatique d'Asie du Sud Est (*Physignathus cocincinus*) (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; SUEDMEYER, 1995 ; RIVAL, 2000a ; SCHILLIGER, 2004).

5.2.2.1. ETIOLOGIE :

Cette affection d'origine purement mécanique, est souvent liée à de mauvaises conditions de détention du reptile. Un espace vital insuffisant, l'absence de cachettes ou la présence d'un congénère dominant génère un stress chez l'animal qui cherchera infatigablement à fuir. Des parois transparentes assurant une visibilité de l'extérieur peuvent également inciter le reptile à la fuite (HARVEY-CLARK, 1995 ; RIVAL, 2000a ; SCHILLIGER, 2004).

5.2.2.2. SYMPTOMATOLOGIE :

Les frottements incessants provoquent une inflammation de la région située entre les narines et l'extrémité antérieure des maxillaires. Les écailles labiales, rostrales et péri nasales s'usent et finissent par tomber, laissant apparaître une plaie sur la pointe du nez (figure 70).

La survenue de surinfections bactériennes du derme sous jacent est fréquente, avec une atteinte possible des os (ostéite, ostéomyélite) ou de la cavité buccale (stomatite). En cas de non traitement, il y a un risque de septicémie, fatale pour le reptile (HARVEY-CLARK, 1995 ; RIVAL, 2000a ; SCHILLIGER, 2004).



Figure 70 : Abrasion rostrale chez un jeune iguane vert et un agame aquatique.
(AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004)

5.2.2.3. TRAITEMENT :

La plaie sera désinfectée tous les jours à l'aide d'un antiseptique (ex : HIBITANE® 5% : chlorhexidine, VÉTÉDINE® : povidone iodée) et un topique antibiotique sera appliqué quotidiennement (ex : OPHTALON® : chloramphénicol) si les lésions sont mineures. En cas de lésions profondes ou étendues, une antibiothérapie par voie générale sera instaurée (HARVEY-CLARK, 1995 ; RIVAL, 2000a ; SCHILLIGER, 2004).

5.2.2.4. PREVENTION :

Les conditions de maintenance seront modifiées et adaptées à l'espèce élevée : prévoir de nombreuses cachettes, un terrarium de taille adaptée et placé dans une pièce calme, isoler le reptile s'il est dominé, stopper toute manipulation.

Une opacification des parois transparentes du terrarium avec un film plastique opaque ou une peinture noire à l'extérieur (sur une hauteur de 20 cm) permet de supprimer le champ visuel du reptile et évite qu'il soit attiré vers l'extérieur. On évitera également l'installation de plante verte à proximité du terrarium (HARVEY-CLARK, 1995 ; SUEDEMEYER, 1995 ; RIVAL, 2000a ; SCHILLIGER, 2004 ; STAHL, 2003).

5.2.3. LA MALADIE DES AMPOULES : BLISTER DISEASE.

Cette pathologie dermatologique touche essentiellement les ophidiens, et plus particulièrement les colubridés aquatiques (*Thamnophis*, *Natrix*...) et les boïdés. Cette dermatite se caractérise par la présence de vésicules au niveau des écailles ventrales et pour les quelques cas chez les sauriens au niveau de la face ventrale des cuisses (BROGARD, 1992 ; GATTOLIN, 1999b ; RIVAL, 1999a ; SCHILLIGER, 2004).

5.2.3.1. ETIOLOGIE :

La maladie des ampoules est typiquement liée à un excès d'humidité dans le terrarium. Un environnement souillé, insuffisamment ventilé et un sol humide favorise la survenue de cette pathologie (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; FIRMIN, 1997 ; RIVAL, 1999a, 1999e ; SCHILLIGER, 2004 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

5.2.3.2. SYMPTOMATOLOGIE :

Dans un premier temps, des vésicules stériles, similaires à des phlyctènes de brûlures, apparaissent sur une zone parfois très étendue de la face ventrale des serpents. Les frottements lors de la reptation font éclater les vésicules (figure 71) qui deviennent alors le siège d'infections secondaires (*Aeromonas*, *Proteus*, *Pseudomonas*, *Klebsiella*...) (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; FIRMIN, 1997 ; RIVAL, 1999a, 1999e ; SCHILLIGER, 2004).



Figure 71 : Blister disease après rupture des vésicules (GERARD *et al*, 2001).

5.2.3.3. TRAITEMENT :

Pour éviter la rupture des vésicules, le terrariophile évitera toute manipulation du reptile malade et installera celui-ci dans un terrarium sans substrats ou sans substrats abrasifs (terrarium tapissé de papier journal ou de Sopalin®) (FIRMIN, 1997 ; SCHILLIGER, 2004).

Les vésicules pourront être désinfectées par un antiseptique polyvalent type VÉTÉDINE®. Un spray poudre antibiotique OROSPRAY® (sulfanilamide et chlortétracycline) pourra être utilisé localement, pour protéger et assécher les plaies. En cas d'éclatement des vésicules, une antibiothérapie par voie générale (ex : BAYTRIL®) et une réhydratation peuvent être instaurées en fonction de l'ancienneté et de l'étendue des plaies (HARVEY-CLARK, 1995 ; FIRMIN, 1997 ; RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER, 2004).

5.2.3.4. PROPHYLAXIE :

La prévention de cette pathologie consiste en une hygiène rigoureuse du terrarium. Les excès d'eau répandus sur le sol devront être épongés et les déjections seront systématiquement retirées. Le terrarium devra être correctement ventilé.

5.2.4. LES AFFECTIONS DES DOIGTS ET DES GRIFFES :

Les affections digitées et unguéales concernent particulièrement les sauriens et les tortues aquatiques. Elles sont fréquentes chez l'iguane vert.

5.2.4.1. ETIOLOGIE :

Les affections des doigts et des griffes sont généralement dues à des problèmes d'aménagement et d'hygiène du terrarium. Ces affections sont également dues à un manque d'entretien du reptile (mue non surveillée ; déshydratation chronique) (SCHILLIGER, 1999a ; SCHILLIGER, 2004).

5.2.4.1.1. Origine métabolique :

L'ostéofibrose nutritionnelle provoque des déformations définitives des doigts des sauriens et des gonflements inter-phalangiens apparaissent en cas de goutte péri-articulaire.

5.2.4.1.2. Origine traumatique :

Les doigts peuvent être le siège de différents traumatismes (écrasements, brûlures, morsures). Si les griffes sont trop acérées, elles risquent de se planter dans des anfractuosités d'une branche et l'iguane risque une luxation en cas de retrait rapide et violent de la patte.

5.2.4.1.3. Origine ischémique :

En cas de trouble de la mue, des anneaux de mue peuvent persister au niveau des doigts et provoquer une ischémie puis une gangrène.

5.2.4.1.4. Origine infectieuse :

Si le substrat du terrarium est souillé, les sauriens peuvent développer des panaris (infections mycosiques ou bactériennes de la gaine unguéale) suite à une morsure, griffure ou une macération des doigts.

5.2.4.2. SYMPTOMATOLOGIE :

Selon l'origine, différents symptômes peuvent apparaître : gonflement, dessèchement, décoloration, insensibilité, suintement, boiterie... Les panaris se manifestent par un gonflement de l'extrémité du doigt (figure 72). En cas de trouble ischémique, les tissus se décolorent et s'assombrissent (nécrose), et il y a une perte de sensibilité au niveau des doigts.



Figure 72 : Panaris chez un lézard (AULIO *et al*, 2003).

5.2.4.3. TRAITEMENT :

Le traitement consiste dans le dépistage et la correction des facteurs ayant favorisé l'apparition de l'affection.

Le traitement, différent selon l'origine de la pathologie, sera entrepris précocement au risque de devoir amputer le membre affecté. En cas de trouble ischémique et de nécrose, seule l'amputation est envisageable.

Pour un panaris, dans un premier temps, le doigt affecté sera cureté et flushé par un vétérinaire. Des bains de pattes seront effectués quotidiennement à l'aide d'une solution antiseptique (SEPTREAL® : chlorhexidine à 0,5%) et une pommade antibiotique (FLAMMAZINE® 1% : sulfadiazine argentique, liste I, usage humain) sera également appliquée. Si la lésion est très inflammée et supposée mycosique, une crème contenant antibiotique, corticoïde et antifongique (PANOLOG® Crème : usage vétérinaire, liste I) pourra être prescrite (SCHILLIGER, 1999a ; SCHILLIGER, 2004).

5.2.4.4. PREVENTION :

La prévention consiste en un examen régulier et attentif des doigts et des griffes (couleur, aspect, présence de lambeaux de mue,...). Les griffes seront régulièrement épointées à l'aide d'un coupe-ongle.

On évitera d'installer dans le terrarium des éléments de décor lourds et instables. L'utilisation de substrats humides sera aussi à proscrire. Le sol du terrarium sera nettoyé après chaque déjection ou émission d'urine.

5.2.5. L'EXCROISSANCE DU BEC CORNÉ :

Chez la tortue, cette affection se manifeste par un allongement de la rhinothèque (figure 73) et parfois la gnathothèque.

L'excroissance du bec corné peut avoir pour origine un trouble métabolique sous-jacent (ostéodystrophie, trouble de la minéralisation osseuse).

Elle peut être aussi favorisée par un régime alimentaire trop riche en végétaux tendres ou pauvre en végétaux ligneux, l'absence de mastication évitant une usure suffisante du bec (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1997 ; SCHILLIGER, 2004).



Figure 73 : Excroissance du bec corné chez *Testudo graeca* (AULIO *et al*, 2003).

L'excroissance gêne la tortue dans la préhension des aliments au risque de développer une dysphagie ou une anorexie.

5.2.5.1. TRAITEMENT :

La partie excédentaire du bec sera coupé ou limé jusqu'à obtention d'une forme normale pour l'espèce donnée.

5.2.5.2. PROPHYLAXIE :

Des corrections diététiques et environnementales s'imposent pour rééquilibrer le rapport phosphocalcique.

Le terrariophile devra fournir à la tortue une alimentation variée et riche en végétaux ligneux (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1997 ; SCHILLIGER, 2004).

5.3. LES AFFECTIONS TRAUMATIQUES :

5.3.1. LES BRULURES :

Les brûlures thermiques surviennent fréquemment chez les reptiles élevés en terrarium. Elles sont souvent dues à des sources de chaleur inadéquates ou en mauvais fonctionnement.

5.3.1.1. ETIOLOGIE :

Le comportement de recherche de chaleur pour se thermoréguler, prédispose les reptiles aux risques de brûlures thermiques.

De plus, malgré une sensibilité cutanée nociceptive non nulle, les reptiles semblent incapables d'associer la sensation de douleur (liée à la brûlure) à la source de chaleur artificielle. Ne ressentant pas la douleur immédiatement, un serpent peut rester enroulé plusieurs heures autour d'une ampoule brûlante avant de décider de se déplacer vers une zone plus fraîche (BROGARD, 1992 ; SCHILLIGER, 1999c ; RIVAL, 2000a ; SCHILLIGER, 2004).

En captivité, les brûlures sont provoquées par les différents systèmes de chauffage plus ou moins puissants : cordons et tapis chauffants, ampoules radiantes en céramique, ampoules infrarouges et pierres chauffantes artificielles (SUEDMEYER, 1995 ; RIVAL, 1999e ; RIVAL, 2000a).

5.3.1.2. SYMPTOMATOLOGIE :

Les brûlures se localisent surtout sur la face ventrale des sauriens et au niveau du cou et du dos des ophidiens. On distingue trois catégories de brûlures (HARVEY-CLARK, 1995 ; SCHILLIGER, 1999c).

5.3.1.2.1. Les brûlures du premier degré :

Elles sont superficielles et se limitent à l'épiderme : érythème, ecchymoses sous écailles, phlyctènes.

5.3.1.2.2. Les brûlures du second degré :

L'épiderme est détruit et le derme atteint : œdème sous-cutané, suintement (figure 74).

5.3.1.2.3. Les brûlures du troisième degré :

La peau, l'innervation et la vascularisation sont totalement détruites. Les surinfections sont fréquentes et potentiellement fatales (figure 75).



Figure 74 : Brûlure du second degré chez un serpent (GERARD *et al*, 2001).



Figure 75 : Brûlure du troisième degré chez un lézard (AULIO *et al*, 2003).

5.3.1.3. TRAITEMENT :

Les brûlures du premier degré pourront être traitées par le propriétaire du reptile. Les brûlures du second et troisième degré nécessitent des soins par un vétérinaire. L'augmentation de la température de maintenance, dans la limite supérieure de la TMP, améliore la guérison des plaies.

5.3.1.3.1. Traitement des brûlures du premier degré :

En première intention, on appliquera des compresses d'eau froide sur la brûlure (pas de glace). Les phlyctènes ne seront pas percées car elles constituent une barrière contre les infections. Si elles sont percées, les lésions seront nettoyées au savon de Marseille ou à la VÉTÉDINE® savon.

Une pommade antiseptique et cicatrisante (DERMAFLON® ; SULMIDOL®, liste I) sera appliquée deux à plusieurs fois par jour sur la zone brûlée. L'utilisation de BIAFINE® ou du MITOSYL® est également possible. Pour éviter les surinfections, un topique antibiotique (sulfadiazine argentique) pourra être appliqué (HARVEY-CLARK, 1995 ; SCHILLIGER, 1999c ; SCHILLIGER, 2004 ; WELLEHAN et GUNKEL, 2004).

L'application d'un pansement type TULLE GRAS® Solvay favorisera la cicatrisation et l'exsudation de la plaie. La zone brûlée peut également être recouverte d'une bande cohésive de maintien type VETRAP® (figure 76) ou de pansements adhésifs en polyuréthane (OPSITE®, PLASTIBANDE®), perméables à l'air et imperméables à l'eau (BROGARD, 1992 ; SCHILLIGER, 1999c ; SCHILLIGER, 2004). Ces pansements seront renouvelés quotidiennement ou après plusieurs jours.



Figure 76 : Protection des lésions de brûlures par pansement VETRAP® (GERARD *et al*, 2001).

Si la brûlure est ventrale, le reptile sera maintenu dans un terrarium sans substrat (papier journal, alèse), plus facilement désinfecté et non abrasif pour le reptile. Les brûlures du premier degré guérissent généralement au bout d'un mois, après une mue, et ne laissent pas de cicatrices.

5.3.1.3.2. Traitement des brûlures du second et troisième degré :

- Désinfection de la plaie (HIBITANE®).
- Antibiothérapie par voie générale et/ou locale (FLAMMAZINE®, OROSPRAY®).
- Fluidothérapie (réhydratation) et corticothérapie pour les états de choc.
- Alimentation entérale assistée.

(HARVEY-CLARK, 1995 ; RIVAL, 2000a ; SCHILLIGER, 1999c ; SCHILLIGER, 2004)

Pour la majorité des cas, les brûlures du 2nd et 3^{ème} degré sont fatales si elles ne sont pas traitées. Avec traitement, la guérison est plus ou moins longue (2 à 6 mois) selon la gravité de la brûlure. La survenue de cicatrices est systématique.

5.3.1.4. PREVENTION :

La prophylaxie des brûlures consiste en un aménagement adéquat du terrarium et des systèmes de chauffage.

Les systèmes de chauffages devront être installés hors de portée des reptiles.

Les cordons ou tapis chauffants ne doivent pas être disposés à l'intérieur, mais sous le terrarium. Le tapis sera légèrement surélevé par des tasseaux pour éviter un contact direct entre le verre et la source de chaleur (risque d'éclatement du verre ou de brûlure sur la vitre). On vérifiera, avec le dos de la main, que le sol du terrarium n'est pas brûlant (SUEDMEYER, 1995 ; RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER, 1999c ; SCHILLIGER, 2004).

Une protection grillagée sera installée autour des ampoules chauffantes pour éviter un contact direct avec les reptiles (WELLEHAN et GUNKEL, 2004 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

Pour les aquaterrariums, les thermoplongeurs (système de chauffage) seront camouflés derrière une pierre ou une racine.

5.3.2. LES FRACTURES :

Les fractures sont fréquentes chez les reptiles élevés en captivité. Le squelette appendiculaire, crânien ou rachidien peut être atteint mais également la carapace et la queue.

5.3.2.1. ETIOLOGIE :

Les fractures peuvent avoir une origine accidentelle (accident domestique lors d'une escapade hors du terrarium, traumatisme par écrasement (chute d'une branche lourde ou de pierre,...) ou une origine métabolique (trouble de la minéralisation osseuse, ostéofibrose). Une fracture peut également survenir suite à une morsure par un congénère rival (BROGARD, 1992 ; RIVAL, 2000a ; SCHILLIGER, 2004).

5.3.2.2. SYMPTOMATOLOGIE :

Différents signes cliniques peuvent apparaître en fonction de la localisation de la fracture : claudication, gonflement articulaire, paralysie si fracture du rachis, angulation anormale de la queue.

5.3.2.3. TRAITEMENT :

Une intervention vétérinaire s'impose. Le traitement sera différent selon la gravité de la fracture et son origine. Le temps de consolidation des os est beaucoup plus long chez les reptiles que chez les mammifères : 6 à 8 mois (BROGARD, 1992 ; SCHILLIGER, 2004).

Pour une fracture de membre, une bande cohésive type VETRAP® assurera la contention. Le membre sera plaqué contre la paroi costale, pour une fracture d'un membre antérieur (figure 77) ou contre la queue si la fracture concerne un membre postérieur (SCHILLIGER, 2004).



Figure 77 : Contention d'un membre antérieur fracturé (AULIO *et al*, 2003).

Pour les fractures et les luxations des doigts chez les lézards, la contention sera réalisée à l'aide d'une attelle (RIVAL, 2000a). Pour les fractures de la queue chez les sauriens, une résection chirurgicale s'impose si la caudectomie volontaire n'est pas possible chez l'espèce donnée. Si l'autotomie est possible, la queue sera cassée en amont de la fracture.

Chez les ophidiens, le traitement est inutile en cas de fractures de côtes. Un tube rigide matelassé de coton pourra être utilisé comme système de contention pour les fractures du rachis (BROGARD, 1992 ; RIVAL, 1999e).

Dans le cas de fractures ouvertes, des soins locaux d'antisepsie et une antibiothérapie seront instaurés avant l'immobilisation du membre. D'autres techniques orthopédiques d'immobilisation (broches, plaques, vis,...) pourront être utilisées dans de rares cas.

Pour les fractures consécutives à une ostéofibrose, le traitement repose sur la calcithérapie (gluconate de calcium 100mg/kg/jour) et à l'exposition aux rayonnements UV B.

5.3.3. LES FRACTURES DE LA CARAPACE :

Les fractures de la carapace sont fréquentes chez les tortues terrestres qui vivent en semi-liberté dans les jardins.

5.3.3.1. ETIOLOGIE :

La survenue de fracture de la carapace est surtout d'ordre accidentel : scalpage de la dossière par les lames d'une tondeuse à gazon, chute ou défenestration, accident de la circulation automobile. Les morsures de chiens ou d'autres prédateurs peuvent également provoquer des fractures de la carapace (SUEDMEYER, 1995 ; FIRMIN, 1997 ; SCHILLIGER, 2004).

5.3.3.2. SYMPTOMATOLOGIE :

Les fractures de la carapace peuvent être simples ou multiples. Différents symptômes peuvent apparaître en fonction de la localisation de la fracture : dyspnée et hémoptysie si atteinte pulmonaire, paralysie si atteinte rachidienne ou atteinte du squelette appendiculaire...

5.3.3.3. TRAITEMENT :

En première intention, des compresses imbibées de sérum physiologique préalablement tiédies seront appliquées par le terrariophile sur les foyers de fracture et maintenues en place par une bande de contention ou un pansement adhésif. La tortue doit être maintenue au chaud, dans un récipient contenant un fond d'eau tiède (30-32°C).

Les fractures de la carapace nécessitent une intervention vétérinaire.

Après stabilisation de l'état, les plaies seront nettoyées avec un antiseptique (chlorhexidine, povidone iodée), les éventuels corps étrangers seront extraits et les plaies irriguées au sérum physiologique (BROGARD, 1992 ; SCHILLIGER, 2004 ; WELLEHAN et GUNKEL, 2004).

L'instauration d'une corticothérapie à la posologie de 10 mg/kg est recommandée (SOLUMEDROL® : méthylprednisolone, liste I, usage vétérinaire) en cas d'état de choc traumatique.

Une antibiothérapie parentérale (LINCOCINE® lincomycine à 15mg/kg pendant 3 jours) et locale (FLAMMAZINE® crème dermique) sera instaurée en fonction de l'ancienneté des lésions (plus l'accident est ancien, plus les plaies seront considérées comme infectées) (BROGARD, 1992 ; SCHILLIGER, 2004).

Il existe différentes techniques orthopédiques de stabilisation selon la gravité de la fracture : cerclages métalliques en « 8 » sur des vis de compression, cerclages métalliques après forage de petits trous dans la carapace, plaques de contention et vis de compression.

Le collage à la résine Epoxy sera utilisé dans les cas de fractures avec perte importante de substance osseuse. Le moulage de la partie de la carapace fracturée sera réalisé par l'intermédiaire d'un morceau de grillage métallique (figure 78). Une feuille de fibre de verre sera appliquée sur le grillage (figure 79). Le tout sera recouvert d'une colle époxydique (ARALDITE®) (BROGARD, 1992 ; SUEDMEYER, 1995 ; FIRMIN, 1997 ; SCHILLIGER, 2004 ; WELLEHAN et GUNKEL, 2004).



Figure 78 : Grillage métallique modelé sur la dossière (SCHILLIGER, 2004).



Figure 79 : Application feuille de fibre de verre et collage à la résine (SCHILLIGER, 2004).

La résine se décollera d'elle même, souvent d'un seul bloc, en quelques mois ou années (12 à 18 mois) après régénération de la carapace. On ne devra pas tenter de la retirer volontairement.

Une résine pour carrosserie automobile (SYNTOFER®) pourra également être utilisée à la place de la colle époxydique. Elle présente l'avantage de se décoller par petits morceaux (FIRMIN, 1997 ; SCHILLIGER, 2004).

5.3.3.4. PREVENTION :

On évitera de passer la tondeuse si les tortues sont en liberté dans le jardin. Les morsures de chiens peuvent être évitées par l'éducation et en élevant les tortues dans un enclos réservé. Les tortues ne doivent être laissées libres sur un balcon.

5.3.4. LES MORSURES :

On distingue différents types de morsures : les morsures de congénères (lors de compétition alimentaire, de conflit de territorialité ou de dominance, d'accouplement, de surpopulation...), les morsures de proies (insectes ou rongeurs) et les morsures de prédateurs (morsures de chiens pour les tortues) (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; SUEDMEYER, 1995 ; RIVAL, 2000a ; SCHILLIGER, 2004 ; WELLEHAN et GUNKEL, 2004 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

Les morsures sont plus ou moins graves selon leur localisation (figure 80). Le cou et les articulations sont les plus souvent atteints. Les plaies engendrées sont susceptibles de s'infecter et le reptile peut se déshydrater en cas d'hémorragie. Une claudication peut apparaître si un membre a été mordu.



Figure 80 : Plaie par morsure chez un phelsuma (AULIO *et al*, 2003).



Figure 81 : Morsure sévère de rat chez un boa constrictor (HOPPMANN et BARRON, 2007).

Les morsures les plus graves sont les morsures de chien et les morsures de rat. Une morsure de chien peut fracturer la carapace d'une tortue et les morsures de rat (figure 81) provoquent souvent, chez les ophidiens, des blessures multiples qui peuvent atteindre la colonne vertébrale ou la cavité coelomique (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; SUEDMEYER, 1995 ; SCHILLIGER, 2004).

5.3.4.1. TRAITEMENT :

Les traitements des morsures diffèrent selon la localisation et la gravité des lésions.

Pour éviter les risques de surinfection, les lésions seront nettoyées par un antiseptique (chlorhexidine, povidone iodée...) et un topique antibiotique (SULMIDOL®, FLAMMAZINE®) sera appliqué localement (RIVAL, 1999e ; RIVAL, 2000a ; SCHILLIGER, 2004).

En fonction de la plaie, des pansements semi-perméables (TEGADERM®) ou hydrocolloïdaux (DUODERM®) pourront être utilisés pour absorber l'exsudat. Ces pansements seront changés quotidiennement puis moins fréquemment en fonction de l'état de cicatrisation (HOPPMANN et BARRON, 2007).

Les morsures sévères nécessitent une prise en charge vétérinaire (curetage et débridage, pose de points de suture si nécessaire, antibiothérapie par voie générale). Les morsures de rat sur les serpents sont généralement graves et leurs traitements souvent inutiles (HARVEY-CLARK, 1995 ; RIVAL, 2000a ; SCHILLIGER, 2004 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

5.3.4.2. PREVENTION :

5.3.4.2.1. Prévention des morsures de congénères :

La prophylaxie consiste à éviter la surpopulation du terrarium, la compétition alimentaire, la cohabitation entre plusieurs mâles ou le mélange d'espèces différentes.

5.3.4.2.2. Prévention des morsures de proies :

L'éleveur devra toujours superviser la distribution de proies vivantes. La proie sera retirée du terrarium si elle n'est pas consommée dans le quart d'heure suivant la distribution.

La distribution de rongeurs assommés ou morts (fraîchement tués ou décongelés) sera préférée à la distribution de proies vivantes. En cas de refus de proies mortes, on évitera de distribuer des proies affamées au reptile ; les rongeurs ou les insectes seront bien nourris avant distribution ou de la nourriture sera mise à disposition dans le terrarium (HARVEY-CLARK, 1995 ; SUEDMEYER, 1995 ; FIRMIN, 1997 ; RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER, 2004 ; WELLEHAN et GUNKEL, 2004 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

5.4. LES TROUBLES DE LA REPRODUCTION :

5.4.1. LA RÉTENTION D'ŒUF OU DYSTOCIE:

La dystocie se définit comme l'incapacité pour une femelle de déposer spontanément sa ponte une fois l'ovogénèse terminée.

La rétention d'œufs est une des pathologies de la reproduction les plus fréquentes chez les reptiles, surtout chez les reptiles ovipares. Elle reste beaucoup plus rare chez les reptiles ovovivipares. Chaque année, on estime que 10% des reptiles élevés en captivité présenteront une rétention d'œufs (BROGARD, 1992 ; SUEDMEYER, 1995 ; GATTOLIN, 1999b ; SCHILLIGER, 1999e ; SCHILLIGER, 2004).

5.4.1.1. TYPES DE RÉTENTION D'ŒUFS :

5.4.1.1.1. La rétention pré ovulatoire :

Les ovaires s'engorgent de follicules mûrs énormes. Il n'y a pas d'ovulation. Le seul traitement est l'ovariectomie (SCHILLIGER et CHETBOUL, 2001 ; SCHILLIGER, 2004).

5.4.1.1.2. La rétention post ovulatoire :

Les œufs ou les ovules non fécondés stagnent dans les oviductes. On différencie deux types de rétention post ovulatoire : la dystocie obstructive et la dystocie non obstructive.

La rétention post ovulatoire non obstructive est la plus fréquente. Elle est due généralement à une atonie des oviductes. Elle peut être traitée par injection d'ocytocine ou par chirurgie des oviductes.

La rétention obstructive peut être due à une entrave physique : malformation des œufs, torsion d'un oviducte, compression de l'urodeum par des fécalomes ou des urolithes (FERTARD, 1999b ; SCHILLIGER et CHETBOUL, 2001 ; SCHILLIGER, 2004 ; WELLEHAN et GUNKEL, 2004).

5.4.1.2. ETIOLOGIE :

Le plus souvent, la dystocie a une origine multifactorielle.

5.4.1.2.1. Causes environnementales :

L'absence de lieu de ponte ou un site de ponte inadapté à l'espèce (température, hygrométrie, profondeur, substrat, abri) sont souvent responsables de la survenue de dystocie chez un reptile. Une surpopulation du terrarium ou des dérangements intempestifs peuvent stresser la femelle et gêner la ponte (SUEDMEYER, 1995 ; FERTARD, 1999b ; SCHILLIGER, 1999e ; SCHILLIGER et CHETBOUL, 2001 ; SCHILLIGER, 2004 ; WELLEHAN et GUNKEL, 2004).

STRESS → hyperplasie de la glande surrénale → hyperadrénocorticisme → hypersécrétion de corticostérone → hyperprogestéronémie → inhibition de la contraction des oviductes
--

5.4.1.2.2. Causes alimentaires :

Les désordres alimentaires sont considérés comme une des principales causes de dystocie. L'hypertrophie des tissus adipeux entrave l'expulsion des œufs. L'hypocalcémie, liée à une hypovitaminose D3 et un rapport phosphocalcique incorrect, peut provoquer une atonie des oviductes. Une femelle déshydratée et malnutrie risque également de développer une dystocie (SUEDMEYER, 1995 ; FERTARD, 1999b ; SCHILLIGER, 1999e ; VIENET, 2000 ; SCHILLIGER et CHETBOUL, 2001 ; SCHILLIGER, 2004 ; WELLEHAN et GUNKEL, 2004).

5.4.1.2.3. Causes médicales :

Un mauvais état général, l'absence de fécondation ou l'immaturité sexuelle de la femelle peuvent être à l'origine de l'apparition d'une dystocie. Lors d'une salpingite, les oviductes se collabent autour des œufs, empêchant leur expulsion. La présence de gros calculs vésicaux ou de fécalomes entrave la progression des œufs par compression de l'urodeum (FERTARD, 1999b ; SCHILLIGER, 1999e ; SCHILLIGER et CHETBOUL, 2001 ; SCHILLIGER, 2004 ; WELLEHAN et GUNKEL, 2004).

5.4.1.3. SIGNES CLINIQUES :

Les signes cliniques d'une dystocie sont difficilement identifiables. Toutefois, on observe un changement dans le comportement et l'attitude du reptile, qui devient anorexique et apathique.

Un squamate souffrant de dystocie est apathique, anorexique et présente généralement une dilatation de la cavité abdominale (figure 82). Cependant, toute femelle gravide anorexique n'est pas obligatoirement victime de dystocie : de nombreuses espèces développent une anorexie physiologique pendant l'ovogénèse. La maturation des œufs dans les oviductes dure en moyenne 4 semaines, une anorexie depuis plus d'un mois pourra être considérée comme pathologique (BROGARD, 1992 ; SCHILLIGER, 1999e ; SCHILLIGER et CHETBOUL, 2001 ; SCHILLIGER, 2004 ; RIVAL, 1999e).



Figure 82 : Rétention d'œufs chez *Elaphe guttata* (GERARD *et al*, 2001).

Chez les tortues, les premiers symptômes sont d'ordre comportemental : la femelle est agitée, elle cherche à fuir son enclos ou à creuser des terriers. Elle devient ensuite léthargique puis anorexique. Toute tortue anorexique doit être suspectée de développer une rétention d'œufs (FERTARD, 1999b).

Une femelle atteinte de dystocie peut présenter un prolapsus cloacal. Une dyspnée due à la compression pulmonaire des œufs dans la cavité cœlomique peut également survenir chez les femelles sauriens et chéloniens (BROGARD, 1992 ; FERTARD, 1999b ; SCHILLIGER, 2004).

5.4.1.4. TRAITEMENT:

En première intention, si l'état général du reptile est correct, on utilisera des méthodes douces :

- Isolement de la femelle au calme et à l'obscurité.
- Aménagement d'un site de ponte approprié.
- Réhydratation de la femelle.
- Légère augmentation de la température ambiante.

Le traitement d'une dystocie demande l'intervention d'un vétérinaire et diffèrera selon le type de rétention :

- Pour une dystocie obstructive, la cause de l'obstacle à la progression des œufs sera traitée.
- Pour une dystocie non-obstructive, en cas d'absence de ponte, l'utilisation d'ocytocine est recommandée. L'ocytocine sera injectée par voie intramusculaire ou intracoelomique toutes les 3 heures jusqu'à la ponte, à la posologie de 2 à 20 UI/kg selon les espèces et les besoins. L'hormone reste efficace si la rétention est récente (environ 15 jours après le début) (BROGARD, 1992 ; SUEDMEYER, 1995 ; FERTARD, 1999b, SCHILLIGER, 1999e ; SCHILLIGER et CHETBOUL, 2001 ; SCHILLIGER, 2004 ; WELLEHAN et GUNKEL, 2004).

Les chéloniens ont une bonne réponse à ce traitement, notamment au début du processus de ponte (creusement du nid). Au contraire, chez les serpents, l'injection d'ocytocine se révèle assez peu efficace même à des doses importantes (jusqu'à 30 UI/kg) (GATTOLIN, 1999b ; RIVAL, 1999e).

En cas d'échec de la ponte après injection d'ocytocine (dans les 24 heures), une intervention chirurgicale s'impose : coeliotomie, salpingectomie, salpingotomie (selon la situation des œufs et le type de rétention). En effet, la dystocie est potentiellement mortelle chez les reptiles si elle n'est pas traitée. Les chéloniens et les ophidiens supportent mieux une rétention d'œufs que les sauriens chez qui une dystocie peut être fatale en quelques jours (FERTARD, 1999a, 1999b ; GATTOLIN, 1999b ; RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER et CHETBOUL, 2001 ; SCHILLIGER, 2004 ; WELLEHAN et GUNKEL, 2004).

Une calcithérapie, en simultanée, permettra de traiter une éventuelle hypocalcémie (gluconate de calcium : 100 mg/kg/24H en intramusculaire) (SUEDMEYER, 1995 ; SCHILLIGER, 1999e ; SCHILLIGER et CHETBOUL, 2001 ; SCHILLIGER, 2004).

Il est déconseillé de faire progresser manuellement les œufs au risque de provoquer une rupture des oviductes et/ou un prolapsus cloacal. En cas de rétention basse, l'œuf (à coquille dure) en amont sera cassé en place par un vétérinaire afin d'assurer le passage des autres œufs. Le vétérinaire peut également aspirer, à l'aide d'une aiguille, le contenu de l'œuf situé juste en amont du cloaque. Ceci permet de déclencher l'expulsion des œufs par réduction du volume dans la cavité coelomique (FERTARD, 1999b ; SCHILLIGER, 2004).

Après une ponte provoquée, la femelle peut continuer à creuser son terrier alors que la ponte a eu lieu. L'utilisation de médroxyprogestérone (2,5 mg/kg pendant 8 jours per os) permettra de faire régresser ce comportement (FERTARD, 1999b).

5.4.1.5. PROPHYLAXIE :

La prévention consiste à éviter les causes favorisant l'apparition d'une rétention d'œufs (substrat et site de ponte appropriés à l'espèce, absence de stress, correction des paramètres environnementaux...).

5.4.2. PARAPHIMOSIS :

Le paraphimosis est la principale affection de l'appareil reproducteur, rencontrée chez les reptiles mâles. Elle est assez fréquente chez les chéloniens et les sauriens pendant les périodes de reproduction. Elle est plus rare chez les ophidiens (BROGARD, 1992 ; SCHILLIGER, 2004).

Le paraphimosis est l'incapacité, transitoire ou définitive, pour le reptile mâle de faire réintégrer son organe copulateur à l'intérieur de sa loge. Cette affection est généralement liée au rut et consécutive à une hyperexcitation sexuelle.

Elle peut être favorisée par une inflammation de l'organe copulateur (bouchons hémipéniens de sperme calcifié (due à une hypocalcémie), cloacite, infections des loges hémipéniennes), une traction excessive exercée sur l'organe copulateur pendant l'accouplement ou des troubles neurologiques (atonie des muscles rétracteurs ou du sphincter cloacal).

Le paraphimosis se manifeste par la présence, au niveau du cloaque, d'une masse volumineuse de couleur noire chez les chéloniens et d'une ou deux masses oblongues de couleur violacée chez les sauriens. Divers traumatismes peuvent alors apparaître au niveau de l'organe copulateur (érosion par frottement, morsures).

5.4.2.1. TRAITEMENT :

En première intention, l'application de compresses d'eau glacée et d'un gel lubrifiant sur l'organe copulateur protrus peut permettre sa réintégration dans sa loge. La réinvagination du pénis peut se faire également à l'aide d'huile de paraffine ou de glycérine. Un nettoyage, une désinfection à la BÉTADINE® et une application d'une pommade antibiotique, au préalable, sur l'organe copulateur peuvent être entrepris (BROGARD, 1992 ; SUEDMEYER, 1995 ; SCHILLIGER, 2004).

Un vétérinaire assurera une suture partielle du cloaque (sans gêner les émissions de selles et d'urines) pendant une à deux semaines pour prévenir les récurrences.

L'amputation d'un des deux hémipénis peut être nécessaire en cas d'ischémie ou de dommages importants (risque de septicémie ou d'organe non viable). Les voies urinaires et spermatiques étant différentes, il n'y aura pas de problèmes pour l'émission d'urines. La présence d'un seul hémipénis permet d'assurer la reproduction (SUEDMEYER, 1995 ; SCHILLIGER, 2004).

5.4.2.2. PROPHYLAXIE :

Le paraphimosis est difficile à prévenir. En cas de surexcitations sexuelles du mâle, celui-ci sera maintenu isolé à des températures un peu plus faibles.

5.4.3. STÉRILITÉ :

La stérilité peut survenir chez les mâles qui ont subi dans leur existence une période de surchauffe dans le terrarium (surtout avec un système de chauffage par le sol). Elle peut être définitive si la surchauffe dure plusieurs jours voire plusieurs heures. L'obésité est également responsable de stérilité chez les reptiles mâles (GATTOLIN, 1999b ; GERARD *et al*, 2001).

5.5. LES TROUBLES DE L'ALIMENTATION :

5.5.1. L'ANOREXIE :

L'anorexie, absence ou perte de l'appétit, est un symptôme commun à de nombreuses maladies chez les reptiles. Pourtant, le refus de s'alimenter n'est pas forcément d'origine pathologique.

5.5.1.1. ETIOLOGIE :

5.5.1.1.1. L'anorexie d'origine pathologique :

L'anorexie est souvent le symptôme d'une pathologie sous-jacente. Certaines (excroissance du bec corné chez les tortues, hypognathisme chez les lézards) peuvent entraîner une dysphagie et par conséquent une anorexie (BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004).

5.5.1.1.2. L'anorexie d'origine physiologique :

Une perte d'appétit peut apparaître normalement chez certains reptiles au cours de certaines périodes de la vie (GATTOLIN, 1999d ; GERARD *et al*, 2001 ; SCHILLIGER, 2004) :

- Au cours de la période d'hibernation chez les reptiles des régions tempérées.
- Au cours de la période de pseudo-hibernation ou d'estivation chez certains reptiles des pays chauds (jeûne physiologique hivernal chez *Python regius*).
- Au cours de la période de gestation chez les femelles ou de rut chez certains mâles.
- Au cours de la période de « pré-mue » chez certains squamates.

5.5.1.1.3. L'anorexie d'origine environnementale :

Des conditions environnementales (température, hygrométrie, photopériode) inadaptées à l'espèce peuvent conduire le reptile à refuser de s'alimenter. La première cause d'anorexie chez un reptile est une température ambiante insuffisamment élevée (GATTOLIN, 1999d).

Un mauvais aménagement du milieu de vie du reptile peut également être la cause de l'anorexie.

Exemple : terrarium de type terrestre pour une espèce à mœurs arboricole, terrarium type désertique pour une espèce tropicale, absence de cachettes, absence de bac d'eau pour une espèce semi-aquatique...

5.5.1.1.4. L'anorexie d'origine nutritionnelle :

Une alimentation inadaptée (taille ou nature des proies) au régime alimentaire du reptile ou une distribution de nourriture au mauvais moment (exemple : nourrir une espèce à mœurs nocturne le matin) peut aboutir à un refus de nourriture de la part du reptile.

5.5.1.1.5. L'anorexie d'origine psychologique :

Un excès de manipulations du reptile peut induire une anorexie de stress. Les espèces « timides » (exemple : *Python regius*, *Cuora galbinifrons* et certains caméléons) sont prédisposées à développer une anorexie de ce type.

C'est également le cas lors de la cohabitation de plusieurs reptiles (d'une même espèce) hiérarchisés ou territoriaux. Cette cohabitation peut conduire à des conflits de dominance et à des compétitions alimentaires où l'individu dominé risque fort de s'alimenter insuffisamment, voire pas du tout (GATTOLIN, 1999d ; GERARD *et al*, 2001 ; AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004).

L'anorexie est fréquente chez les spécimens d'importation prélevés dans le milieu sauvage. Elle a pour cause le stress généré par la capture, le transport et le maintien en captivité du reptile ainsi que de nombreuses parasitoses. On parle d'anorexie temporaire d'acclimatation. Cette période de refus de nourriture est d'autant plus longue que l'espèce est timide et le spécimen est âgé. Pendant cette période d'adaptation à la captivité, le reptile ne sera pas nourri, ni manipulé pendant quelques jours (BROGARD, 1992 ; GATTOLIN, 1999d ; AULIO *et al*, 2003).

5.5.1.2. SIGNES CLINIQUES :

Un jeûne prolongé peut se manifester cliniquement par :

- Une perte de poids : le rachis et les côtes deviennent bien visibles sous la peau.
- La présence importante de plis cutanés.
- Un enfoncement des globes oculaires dans les orbites.
- Une cachexie et une adynamie.
- Une fragilité cutanée chez les ophidiens (déchirement du tégument lors de simple manipulation)

5.5.1.3. TRAITEMENT :

Dans un premier temps, l'origine de l'anorexie devra être déterminée. Son traitement sera réalisé en fonction de l'importance de la perte de poids.

5.5.1.3.1. Les méthodes douces :

Ces différentes méthodes seront utilisées si le reptile a perdu moins de la moitié de son poids.

Dans un premier temps, les facteurs environnementaux et les conditions d'élevage seront vérifiés et corrigés si nécessaire.

L'éleveur pourra ensuite stimuler l'appétit du reptile en diversifiant la nature des proies ou des aliments (BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003). En cas de refus de s'alimenter, il pourra proposer des proies de différentes couleurs de peau, d'espèces différentes ou de plus petites tailles (pour les femelles gravides). La proposition de proies vivantes à la place de proies mortes ou inversement peut inciter le reptile à s'alimenter. Dans le cas d'un spécimen dominé, son isolement lui permettra de se réalimenter correctement.

L'utilisation d'une « chambre noire » peut aider à nourrir le reptile anorexique. Cette technique consiste à installer l'animal, pendant une nuit, dans une boîte close et bien ventilée avec une proie fraîchement tuée.

On peut également leurrer le serpent en imprégnant la proie d'une odeur plus appétente pour le reptile. Cette technique d'imprégnation permet de nourrir des ophidiens à régime alimentaire spécialisé. Pour nourrir un serpent ophiophage, un souriceau sera rincé à l'eau tiède puis séché afin d'éliminer son odeur naturelle. On frotera ensuite une mue de serpent sur le rongeur afin d'en imprégner l'odeur (GERARD *et al*, 2001).

Le métronidazole peut être utilisé, par voie orale, pendant quelques jours, pour son effet orexigène. L'injection de complexes polyvitaminés (vitamines A, D3, E, B1, B2, B12 et C) peut être préconisée (GATTOLIN, 1999d ; SCHILLIGER, 2004).

En cas d'échec de la reprise alimentaire, le gavage manuel permettra de nourrir un reptile anorexique (BROGARD, 1992).

5.5.1.3.2. Le gavage :

La pathologie responsable de l'anorexie sera traitée par un vétérinaire. Le gavage manuel du reptile sera nécessaire dans les cas de perte de poids importante (plus de la moitié de son poids), les cas pathologiques et dans les cas d'anorexie prolongée (GATTOLIN, 1999d).

Les tortues et les lézards seront gavés par voie orale à la seringue avec des aliments habituels réduits en bouillie et un complément vitaminique et minéral. Le gavage des lézards peut également s'effectuer à l'aide d'une pince (introduction directement dans la gueule de l'animal de morceaux d'aliments) (GATTOLIN, 1999c; SCHILLIGER, 2004).

Pour le gavage d'un serpent, une proie adaptée à la taille du reptile, et préalablement lubrifiée au blanc d'œuf ou au sérum physiologique, sera introduite à l'aide d'une pince au fond de la cavité buccale dans l'œsophage. Toute fausse route est impossible car seule l'entrée de l'œsophage se trouve au fond de la cavité buccale (la trachée débouche, en avant, dans le plancher buccal). Une fois la disparition complète de la proie dans l'œsophage, un massage délicat de la face ventrale du serpent est préconisé pour faire progresser la proie jusqu'à l'estomac (GATTOLIN, 1999c).

Le reptile ne sera ni manipulé ni dérangé pendant 5 à 6 jours.

Le gavage peut également se réaliser par sondage orogastrique chez les reptiles malades ou ayant jeûné très longtemps. La bouillie de gavage se composera d'un mélange de FORTOL® (aliment liquide concentré vétérinaire) ou de RENUTRYL® avec des aliments diététiques vétérinaires (Hill's a/d®), des œufs, de la pâtée pour chatons, des vitamines... Elle n'aura pas une consistance trop liquide pour éviter les régurgitations (GATTOLIN, 1999c).

5.5.1.4. PRÉVENTION :

Le terrariophile devra respecter les besoins spécifiques de chaque espèce (température, hygrométrie, photopériode, régime alimentaire, mœurs...). Les conditions de maintenance devront être optimales afin de prévenir l'apparition de pathologies. Il faudra éviter toute forme de stress pour le reptile.

On évitera de nourrir un spécimen nouvellement acquis en lui laissant plusieurs jours d'acclimatation.

5.5.2. LA DÉSHYDRATATION :

Une déshydratation est souvent secondaire à une insuffisance d'hydratation, d'abreuvement et à une température excessive. Les brûlures, l'hyperglycémie, une hémorragie et des diarrhées sont également responsables de déshydratation chez un reptile.

Différents signes cliniques apparaissent chez un reptile déshydraté : présence de plis cutanés, enfoncement des globes oculaires dans les orbites, aspect terne et plissé des écailles, troubles de la mue chez les squamates, absence d'émission d'urine...

Un état de déshydratation chez les reptiles excréteur l'azote sous forme d'acide urique peut conduire à l'apparition de goutte viscérale ou articulaire : dépôt de cristaux d'urate au niveau des tissus, des articulations ou des reins (DONOGHUE, 1998).

5.5.2.1. TRAITEMENT :

Dans un premier temps, la prise d'un bain d'eau tiède pendant une heure peut favoriser l'abreuvement et ainsi la réhydratation du reptile.

En cas d'échec de cette méthode, l'administration d'eau par sondage oro-gastrique permettra de le réhydrater. La quantité d'eau fournie, par 24 heures, doit être inférieure à 2 % du poids de l'animal (GERARD *et al*, 2001 ; AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004).

Pour une réhydratation rapide, un vétérinaire pourra administrer un mélange de solutés stériles (ex : NaCl 0,9 % + Glucose 5 %, Ringer lactate + Glucose 5 %) par voie intraveineuse ou intracoelomique. Le sérum physiologique (NaCl 0,9 %) étant hypertonique chez les reptiles, ce mélange est donc nécessaire pour rendre la solution réhydratante isotonique.

5.5.2.2. PRÉVENTION :

L'eau de boisson devra être fournie au reptile en quantité suffisante. L'air du terrarium sera humidifié régulièrement pour assurer une hygrométrie convenable. L'hyperthermie sera évitée en instaurant un gradient thermique dans le terrarium et en surveillant la température de maintenance.

5.5.3. LA CONSTIPATION :

La constipation ou coprostase touche plus fréquemment les serpents que les autres reptiles, mais cette affection reste très courante chez certains lézards (exemple : *Pogona vitticeps*).

La coprostase est généralement asymptomatique. Seule l'absence d'émission de selles permet de la déceler. Elle peut être accompagnée quelque fois par une léthargie et une anorexie (BROGARD, 1992 ; GATTOLIN, 1999b ; SCHILLIGER, 2004 ; WRIGHT, 2008).

5.5.3.1. ETIOLOGIE :

Différents facteurs concomitants peuvent favoriser la survenue d'une coprostase :

5.5.3.1.1. Conditions de maintenance inadéquates :

Une température ambiante trop basse provoque un ralentissement du transit. Une hygrométrie trop faible ou un chauffage « par le sol » assèche les matières fécales dans le tube digestif. L'inactivité et le sédentarisme du reptile peuvent provoquer une atonie du côlon, responsable par la suite de la constipation (BROGARD, 1992 ; VIENET, 2000 ; BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004 ; WRIGHT, 2008).

5.5.3.1.2. Causes alimentaires :

La suralimentation, la consommation de proies trop volumineuses ou d'insectes trop chitineux (blattes, criquets) et l'ingestion de corps étrangers (substrats, sable, graviers,...) peuvent causer une coprostase chez les reptiles (BROGARD, 1992 ; VIENET, 2000 ; BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004 ; WRIGHT, 2008).

La déshydratation occasionne également des constipations chez les reptiles (WRIGHT, 2008).

Chez l'iguane vert, la coprostase peut apparaître suite à un régime alimentaire pauvre en fibre, une alimentation trop déshydratée (croquettes pour iguane) ou carencée en calcium (l'hypocalcémie provoque un ralentissement du péristaltisme et de la motricité de l'intestin) (VIENET, 2000).

5.5.3.1.3. Origine pathologique :

Une dystocie, une hypertrophie rénale ou une tumeur digestive peuvent obstruer la filière pelvienne (VIENET, 2000 ; AULIO *et al*, 2003 ; WRIGHT, 2008).

5.5.3.2. TRAITEMENT ET PRÉVENTION :

Dans un premier temps, les conditions de maintenance du reptile, pouvant être responsables de la coprostase, devront être corrigées (température, hygrométrie, nature du substrat, régime alimentaire). Pour augmenter son activité, il faut proposer au reptile un terrarium de plus grande taille.

Au niveau alimentaire, les insectes avec un exosquelette trop riche en chitine sont à proscrire. Pour les reptiles végétariens, l'alimentation devra être riche en fibres végétales (foin de luzerne, algues,...).

Des bains d'eau tiède (30-35°C), pendant 15 à 20 minutes, deux à trois fois par jour pendant trois jours et un léger massage de la face ventrale du reptile peuvent faciliter la progression du bol fécal et l'émission de selles (GATTOLIN, 1999b ; VIENET, 2000 ; BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004 ; WRIGHT, 2008).

En cas d'échec des méthodes curatives douces, un traitement laxatif à base d'huile de paraffine peut être instauré. Elle sera administrée à la posologie de 1 ml/kg par sondage oro-gastrique ou à la seringue par voie orale. L'huile peut être directement injectée dans l'abdomen d'une proie morte avant le nourrissage, si le serpent ne refuse pas de s'alimenter.

Un lavement per cloacum à l'aide d'une sonde urinaire pourra être entrepris par un vétérinaire avec une solution d'huile de paraffine (2 ml) et/ou de sérum physiologique (BROGARD, 1992 ; VIENET, 2000 ; BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004).

En cas d'échec des différents traitements, la chirurgie digestive s'impose.

5.5.4. LES RÉGURGITATIONS :

La régurgitation est un retour, sans effort de vomissement, d'aliments non digérés contenus dans l'œsophage ou dans l'estomac. Les régurgitations s'observent plus fréquemment chez les serpents, en particulier chez les boïdés, que chez les autres reptiles élevés en captivité.

5.5.4.1. ETIOLOGIE :

Les régurgitations sont souvent un symptôme d'une pathologie sous-jacente ou d'un problème de maintenance.

Un reptile peut régurgiter suite à un stress survenant dans les 48 heures suivant un repas (manipulation du reptile, modification de l'aménagement du terrarium, nettoyage du terrarium, surpopulation, tentatives d'accouplement, introduction d'un nouveau congénère, ...).

La régurgitation peut aussi être la conséquence de conditions de maintenance inappropriées pour le reptile (température trop basse ou trop élevée (enzymes digestives non fonctionnelles), déshydratation, absence de photopériode,...). L'ingestion de proie trop volumineuse peut provoquer une distorsion exagérée de l'estomac et une inflammation de la muqueuse gastrique, responsables de la régurgitation (BROGARD, 1992 ; GERARD *et al*, 2001 ; SCHILLIGER, 2004).

De nombreuses pathologies peuvent déclencher des régurgitations (infection bactérienne ou virale de l'estomac, parasitose du tube digestif, œsophagite ou stomatite, occlusion intestinale, tumeurs gastriques ou intestinales, malformations congénitales ou acquises du tube digestif...).

5.5.4.2. TRAITEMENT ET PRÉVENTION :

La pathologie sous-jacente sera traitée par un vétérinaire.

Une révision et une correction des conditions de maintenance s'imposent. La taille des proies sera adaptée à celle du reptile. On évitera toute forme de stress et de manipuler tout reptile venant de s'alimenter.

5.5.5. L'OBÉSITÉ :

Une surcharge pondérale peut occasionner diverses pathologies chez les reptiles : cardiopathie, troubles métaboliques, lipidose hépatique, diminution de la fertilité et maladies du squelette...

L'obésité touche surtout les serpents, dont certaines espèces (boïdés) sont incapables de s'autoréguler au niveau de la prise alimentaire. Certaines espèces de sauriens sont également prédisposées à l'obésité : scinque à langue bleue (*Tiliqua sp.*), *Varanus exathematicus*, *Tupinambis sp* (GERARD *et al*, 2001 ; STAHL, 2003). Les tortues peuvent aussi être sujettes à l'embonpoint.

L'état de surcharge pondérale est principalement causé par une suralimentation et l'absence d'activité physique en captivité (espace vital insuffisant).

5.5.5.1. SIGNES CLINIQUES :

Un serpent obèse présentera des difficultés dans la reptation. La surcharge pondérale provoque une disjonction des écailles et l'apparition de bourrelets au niveau du dernier tiers du corps.

Les signes d'une surcharge pondérale sont peu visibles chez les tortues. L'équation de Donoghue permettra de calculer le poids théorique de la tortue et de déterminer si le reptile est sujet à l'embonpoint.

$$\text{Poids (en grammes)} = 0,191 \times L \text{ (cm)}^3$$

L désigne la longueur de la carapace, mesurée depuis l'extrémité antérieure du plastron, au niveau des écailles intergulaires, jusqu'à l'extrémité des écailles supra-caudales.

5.5.5.2. TRAITEMENT :

Il consiste en la réduction des apports caloriques de l'alimentation. Pour les serpents, on instaurera progressivement un régime restrictif en diminuant le nombre de proies distribuées (réduction de 25% par mois). Le reptile ne doit pas perdre plus de 1% de son poids par semaine.

5.5.5.3. PRÉVENTION :

La prévention de l'obésité repose sur une surveillance régulière du poids du reptile et sur le rationnement de l'alimentation. La quantité de proies à distribuer au cours d'une année est fonction du poids du reptile. On estime qu'un serpent en captivité consomme deux fois son poids en nourriture pendant une année. Selon les espèces, les besoins caloriques peuvent être multipliés par 2 ou par 3 chez un serpent juvénile ou chez une femelle gravid.

La taille du terrarium devra être adaptée aux mœurs du reptile et proposer un espace vital suffisant.

Pour les téjus, l'alimentation devra être variée: ne pas proposer que des rongeurs, proposer des fruits (melon, papaye, baies), des viandes maigres, des invertébrés et occasionnellement de la nourriture allégée pour chiens (SCHILLIGER L, 1999e).

5.6. LES TROUBLES MÉTABOLIQUES D'ORIGINE NUTRITIONNELLE :

Un régime alimentaire déséquilibré et inadapté peut conduire à la l'émergence de pathologies nutritionnelles chez les reptiles élevés en captivité. La plupart de ces troubles sont inexistantes chez les reptiles en milieu sauvage.

Les troubles nutritionnelles les plus fréquemment rencontrés chez les reptiles sont l'ostéofibrose (« metabolic bone disease »), l'hypovitaminose A, la goutte viscérale et articulaire et l'asthénie par déficit calorique (manque de nourriture) (DONOGHUE, 1998).

5.6.1. L'OSTÉOFIBROSE :

L'ostéofibrose ou ostéodystrophie fibreuse est une pathologie d'origine métabolique très fréquente chez les reptiles herbivores et insectivores. Elle touche plus fréquemment les juvéniles que les adultes (réserve calcique plus importante chez les adultes).

L'ostéofibrose résulte d'une association entre une hypovitaminose D3 et un déséquilibre du rapport phosphocalcique de l'alimentation. Ce dernier est induit par une carence en calcium ou un excès en phosphore (DONOGHUE, 1998 ; CAVIGNAUX, 1999a ; RIVAL, 1999b ; SCHILLIGER, 1999e ; SCHILLIGER, 2004).

5.6.1.1. ETIOLOGIE

5.6.1.1.1. L'hypocalcémie :

Chez les tortues aquatiques carnivores, la carence calcique apparaît suite à un régime alimentaire exclusivement constitué de viande « sans os » (morceaux de steaks de bœuf, blancs de poulet) sans supplémentation, suite à un régime « tout poisson » (trop riche en phosphore ou constitué de poissons sans arêtes) ou un régime à base de crevettes séchées. L'excès de phosphore est éliminé sous forme de phosphate de calcium, ce qui provoque une hypocalcémie (CAVIGNAUX, 1999a ; RIVAL, 1999b ; SCHILLIGER, 2004).

Chez les reptiles herbivores, la carence apparaît suite à une alimentation déséquilibrée sur le plan minéral : trop pauvre en calcium et trop riche en phosphore (tableau 10 p 68). Une alimentation trop riche en oxalate et un apport en minéraux insuffisant peut engendrer secondairement une carence calcique (DONOGHUE, 1998 ; WRIGHT, 2008).

Chez les reptiles insectivores, la carence calcique apparaît en cas de non-supplémentation des insectes en carbonate de calcium : de nombreux insectes vendus en animalerie sont très pauvres en calcium et trop riches en phosphore (SCHILLIGER, 1999e ; SCHILLIGER, 2004).

Une température insuffisante est également responsable d'un défaut d'absorption du calcium au niveau intestinal. Les enzymes et les protéines impliquées dans le métabolisme du calcium fonctionnent moins bien si la température ambiante est inadéquate. (WRIGHT, 2008).

Une insuffisance rénale provoque aussi une rétention du phosphore qui entraîne une diminution du taux de calcium sanguin.

5.6.1.1.2. L'hyperparathyroïdisme secondaire au déficit nutritionnel:

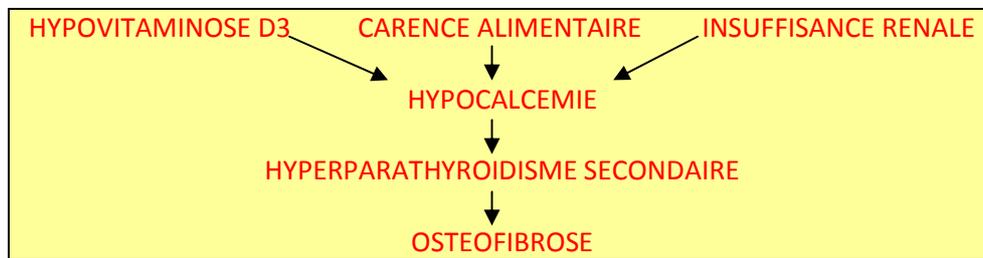
L'hyperparathyroïdisme résulte de l'hypocalcémie. La sécrétion de parathormone est accrue. Cette hormone hypophosphatémisante et hypercalcémisante provoque une diminution du calcium de la trame osseuse par ostéoclasie (CAVIGNAUX, 1999a ; WRIGHT, 2008).

5.6.1.1.3. L'hypovitaminose D3 :

La carence calcique est aggravée par l'hypovitaminose D3. La vitamine D3 (cholécalférol) assure l'absorption intestinale du calcium alimentaire. Cette vitamine est synthétisée, au niveau cutané, à partir de la pro-vitamine D3 sous l'action des rayonnements UV B. Elle peut également être apportée par l'alimentation.

Pour les reptiles carnivores, les besoins en vitamine D3 sont couverts par l'alimentation, si celle-ci est à base de proies entières (riches en vitamine D3 et avec un rapport phosphocalcique adéquat).

Pour les reptiles herbivores et insectivores, seule la photoconversion de la pro-vitamine D3 par les rayonnements UV B (solaires ou artificiels) permet d'assurer un apport en vitamine D3 à l'organisme. En effet, les reptiles herbivores sont incapables d'utiliser la vitamine D2 contenus dans les végétaux et les insectes ne sont pas assez riches en vitamine D3 pour couvrir les besoins des reptiles insectivores (SCHILLIGER, 1999e ; AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004).



5.6.1.2. SIGNES CLINIQUES :

Pour compenser l'hypocalcémie, l'organisme du reptile va puiser le calcium par résorption osseuse. La trame osseuse sera remplacée peu à peu par du tissu fibreux, favorisant le ramollissement et la fragilité des os.

L'ostéofibrose se manifeste alors par :

- Une léthargie et une difficulté de déplacement suite à des faiblesses musculaires
- Un ramollissement des mandibules chez les sauriens (figure 83)
- Un ramollissement et une déformation de la carapace (figure 84)
- Une anomalie de formation du bec corné
- Un trouble de la mobilité de la langue chez les caméléons
- Des fractures spontanées



Figure 83 : Ramollissement des mandibules (AULIO *et al*, 2003).



Figure 84 : Déformation de la carapace (BOUR *et al*, 2002).

L'hypocalcémie peut également provoquer un prolapsus du colon et une dystocie.

5.6.1.3. TRAITEMENT :

Le traitement de l'ostéofibrose repose sur des apports de calcium et de vitamine D3 et des corrections du régime alimentaire.

Pour compenser les pertes de calcium, du gluconate de calcium (CALCIBRONAT®, CALCIUM Sandoz® injectable) sera administré par voie intramusculaire ou sous-cutanée jusqu'à restauration d'une calcémie normale et d'une consolidation du squelette (1 à 3 mois). Le calcium sera injecté quotidiennement à la posologie de 100 mg/kg (SCHILLIGER, 1999e ; AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004). (Posologie : 2,5 mg/kg à 100 mg/kg toutes les 48 heures pendant une semaine, puis 2 à 3 fois par semaine (BROGARD, 1992)).

Pour les cas urgents, la vitamine D3 peut être administrée par voie intramusculaire à la posologie de 100 UI/kg, 2 fois à une semaine d'intervalle (SCHILLIGER, 2004). (4 UI/kg à 50-100 UI/kg tous les 2 jours, voire 500-1000 UI/kg/jour selon les cas (BROGARD, 1992)).

La denrée alimentaire sera enrichie en calcium. Pour les herbivores, on utilisera des végétaux riches en calcium (rapport Ca/P > 1) ou des granulés d'aliment complet, riches en calcium (TORTOISE FOOD® de Zoo Med). Pour les insectivores, les insectes seront préalablement nourris avec des aliments riches en calcium : graines pour oiseaux de cage ou de volière, poudres spéciales pour grillons, aliments pour poissons d'aquarium, végétaux riches en calcium (SCHILLIGER, 1999e ; AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004).

5.6.1.4. PRÉVENTION :

La prévention de l'ostéofibrose repose sur une alimentation équilibrée sur le plan phosphocalcique, une supplémentation calcique et vitaminique et sur l'exposition quotidienne aux rayonnements UV B.

Les aliments (insectes ou végétaux) doivent être saupoudrés par une poudre de calcium, 1 à 2 fois par semaine (CALCIUM REPTILES® de Virbac, BONE AID® de T-Rex). Un récipient contenant de la poudre de calcium ou un os de seiche sera mis à disposition du reptile dans le terrarium (CAVIGNAUX, 1999a ; SCHILLIGER, 1999e ; AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004).

Un apport vitaminique (vitamine D3) est aussi recommandé (VITA REPTILE® de Virbac), 1 à 2 fois par mois.

L'exposition aux rayonnements UV B pendant une dizaine d'heures par jour préviendra les risques d'hypovitaminose D3. Le terrarium devra être équipé d'un système d'éclairage émettant des rayonnements UV B de bonne qualité. Le néon ou le spot (Reptisun 5.0, Iguana Light, Powersun U.V., Active UV B Heat) doit être obligatoirement installé à l'intérieur du terrarium car le verre et le plastique filtre les UV B (SCHILLIGER, 1999e ; AULIO *et al*, 2003 ; STAHL, 2003 ; SCHILLIGER, 2004 ; WRIGHT, 2008). A la belle saison, le reptile peut également être exposé quotidiennement aux rayonnements solaires.

5.6.2. LES HYPOVITAMINOSES :

5.6.2.1. HYPOVITAMINOSE A :

L'hypovitaminose A est la carence vitaminique la plus fréquente chez les reptiles insectivores ou herbivores. Elle n'affecte pas les espèces carnivores (serpents, varans) se nourrissant de proies entières.

Cette pathologie nutritionnelle est fréquente chez les tortues aquatiques (genre *Clemmys*, *Emys*, *Pseudemys*, *Trachemys*, *Chrysemys*) au stade juvénile. Elle s'observe quelque fois chez les lézards et rarement chez les iguanes, car leur régime alimentaire est à base de fruits et de légumes suffisamment riche en vitamine A (BROGARD, 1992 ; CAVIGNAUX, 1999a ; SCHILLIGER, 1999e ; VIENET, 2000 ; BOUR *et al*, 2002 ; STAHL, 2003).

5.6.2.1.1. Etiologie :

La carence en vitamine A ou en précurseur de la vitamine A survient chez les tortues avec un régime alimentaire hyperprotidique ou carencé en rétinol (CAVIGNAUX, 1999a ; SCHILLIGER, 2004).

L'avitaminose A peut apparaître suite à un régime alimentaire trop riche en protéine animale chez l'iguane. Chez les caméléons, elle peut être due à une alimentation peu ou pas supplémentée en vitamine A ou en provitamine A (insectes insuffisamment nourris ou saupoudrés uniquement d'un supplément calcium/vitamine D3) (SCHILLIGER, 1999e ; VIENET, 2000 ; STAHL, 2003).

Cette affection peut être également secondaire à un défaut d'absorption de la vitamine A suite à une anorexie prolongée. Elle apparaît chez les juvéniles après épuisement du vitellus (stock néonatal de rétinol), quelques jours après la naissance (CAVIGNAUX, 1999a ; BOUR *et al*, 2002 ; SCHILLIGER, 2004).

5.6.2.1.2. Signes cliniques :

Le rétinol est une vitamine liposoluble qui assure l'intégrité des épithéliums de recouvrement de nombreuses structures anatomiques : poumons, conjonctives oculaires, glandes lacrymales, glandes endocrines, reins, tube digestif, appareil urogénital... Une carence en vitamine A déclenche une métaplasie squameuse hyperkératosique des épithéliums de ces différents organes.

Le premier signe clinique à apparaître est un œdème palpébral bilatéral (figure 85), provoqué par l'hypertrophie des glandes lacrymales et des glandes de Harder. Les paupières peuvent se coller, rendant le reptile aveugle. Du pus et des amas de kératine s'accumulent entre la paupière et la cornée, augmentant le risque d'infection secondaire (kératite) (BROGARD, 1992 ; CAVIGNAUX, 1999a ; VIENET, 2000 ; BOUR *et al*, 2002 ; SCHILLIGER, 2004).



Figure 85 : Œdème palpébral chez *Chrysemys picta bellii*.
(BOUR *et al*, 2002)

A un stade plus avancé de l'affection, des symptômes généraux apparaissent : léthargie, anorexie, atteinte générale des épithéliums : ulcère cutané, difficulté respiratoire, anasarque (œdème) dû à des troubles rénaux... (BROGARD, 1992 ; CAVIGNAUX, 1999a ; VIENET, 2000 ; BOUR *et al*, 2002 ; SCHILLIGER, 2004).

Chez les lézards, on observe également des troubles de la mue et une atteinte de l'épithélium buccal favorisant l'apparition d'infections orales. Chez les caméléons, l'hypovitaminose A peut entraîner des troubles de la vision, des troubles neurologiques, des troubles de la mue, des troubles respiratoires,... (SCHILLIGER, 1999e ; VIENET, 2000 ; STAHL, 2003).

5.6.2.1.3. Traitement :

Le traitement de l'hypovitaminose A repose sur l'administration de vitamine A par voie orale ou par voie parentérale et sur une correction du régime alimentaire des reptiles. La posologie du traitement varie selon les auteurs et les espèces traitées:

Pour les cas débutants, la vitamine A sera administrée à raison de 300 UI/kg, trois fois à une semaine d'intervalle. La dose peut atteindre 1000-2000 UI/kg pour les cas plus graves (SCHILLIGER, 2004).

Pour les tortues aquatiques, la vitamine A pourra être administrée en 2 injections, à 15 jours d'intervalle, à la posologie de 15 000 UI/kg (BROGARD, 1992 ; CAVIGNAUX, 1999a ; RIVAL, 1999c).

Chez l'iguane vert, la posologie est de 2000 UI/kg en IM ou SC tous les 10 jours pendant un mois (VIENET, 2000). Chez les caméléons, la vitamine A est administré par voie orale à la posologie de 200 à 300 UI/kg, 2 fois à une semaine d'intervalle (SCHILLIGER, 1999e).

La supplémentation orale en vitamine A varie de 50 à 10 000 UI/kg selon la sévérité et l'espèce (SCHILLIGER, 1999e ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

Spécialité contenant de la vitamine A :
● VITA-VETO ® de Vétoquinol : solution huileuse injectable voie IM (vit A, D3, E) (Liste II, médicament à usage vétérinaire, pas d'AMM chez les reptiles)
● HUILE DE FOIE DE MORUE Cooper buvable : 1100 UI de vitamine A/ml.
● VITA REPTILES ® 1000 UI de vitamine A/cuillère mesure

A des posologies supérieures à 15 000-20 000 UI/kg, la vitamine A devient toxique : risque d'hypervitaminose A (BOUR *et al*, 2002 ; SCHILLIGER, 2004).

Si la vue du reptile est rétablie, la vitamine A pourra être administrée au reptile via les aliments imbibés de poudre de vitamine A (poudre obtenue par écrasement de comprimé d'AROVIT® (50 000 UI par comprimé, usage humain, liste I) ou de capsule d'AVIBON® (vitamine en solution huileuse, 50 000 UI par capsule, usage humain, liste I)) (BROGARD, 1992).

Après décollement et nettoyage des globes oculaires, une pommade antibiotique ophtalmique (ORBENIN® ophtalmique, PANOLOG® capsules, OPHTALON®, GENTALLINE® pommade ophtalmique) sera appliquée en cas de surinfection bactérienne (CAVIGNAUX, 1999a ; SCHILLIGER, 2004).

Les pommades ophtalmiques à base de vitamine A sont inefficaces pour traiter l'œdème palpébral.

5.6.2.1.4. Prévention :

L'apport de vitamine A dans l'alimentation doit être augmenté soit par supplémentation vitaminique (VITA REPTILES® ; huile de foie de morue), soit par apport d'aliments riches en vitamine A (CAVIGNAUX, 1999a ; SCHILLIGER, 2004 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

En prophylaxie, il est déconseillé de dépasser la dose de 10 000 UI/kg de vitamine A pour éviter les risques d'hypervitaminose A (BROGARD, 1992). Pour éviter les risques de surdosage, on privilégiera des rations alimentaires riches en β -carotène ou enrichies de vitamine A :

- Pour les reptiles insectivores, il est recommandé de saupoudrer les insectes d'un supplément multivitaminique contenant de la vitamine A (1 fois/semaine pour les juvéniles et tous les 15 jours pour les adultes). De plus, avant distribution au reptile, les insectes seront nourris avec des végétaux riches en vitamine A (tableau 16), croquettes pour chat, foie de génisse...

- Pour les reptiles herbivores, il existe de nombreux végétaux riches en β -carotène (tableau 16)

Tableau 16 : Végétaux riches en vitamine A (d'après VIENET, 2000 ; SCHILLIGER, 2004)

ALIMENTS RICHE EN VITAMINE A :
Pissenlit (14 000 UI de pro-vitamine A/100g)
Epinards
Feuille de navet
Feuille de brocoli
Carotte
Melon
Patate douce
Graine de moutarde
Potiron
Courge

- Pour les reptiles carnivores, les proies (rongeurs ou poissons) seront distribuées entières (le foie est riche en vitamine A). Des morceaux de foie de poisson ou de génisse pourront également être proposés aux tortues carnivores (CAVIGNAUX, 1999a).

5.6.2.2. HYPOVITAMINOSE B1 :

L'hypovitaminose B1 survient surtout chez les reptiles piscivores (couleuvres genre *Thamnophis* et genre *Nerodia*, tortues aquatiques) mais peut également toucher les reptiles herbivores.

Chez les espèces piscivores, une alimentation à base de poissons frais riches en thiaminases (tableau 9 p 67) ou de chair de poisson décongelé, favorise l'apparition de carence en thiamine. La congélation diminue la teneur en thiamine de la viande des poissons et augmente parallèlement l'activité des thiaminases. Chez les reptiles herbivores, la carence peut apparaître suite à une alimentation riche en phytothiaminases (ex : fougère).

Cette avitaminose peut également survenir suite à un traitement antibiotique prolongé (destruction de la flore intestinale responsable de la synthèse des vitamines du groupe B) (DONOGHUE, 1998 ; GATTOLIN, 1999b ; GERARD *et al*, 2001 ; SCHILLIGER, 2001).

L'hypovitaminose B1 provoque, chez les reptiles, des troubles neurologiques non spécifiques sévères, voire mortels : cécité, convulsions, myoclonies, postures anormales, locomotion « en spirale », hypotonie musculaire, dysphagie, troubles de la déglutition... (GATTOLIN, 1999b ; SCHILLIGER, 1999h ; SCHILLIGER, 2001).

5.6.2.2.1. Traitement :

Le traitement de cette affection repose sur l'administration de thiamine et sur des corrections diététiques.

Dans un premier temps, la vitamine B1 sera administrée par voie intramusculaire à la posologie de 50 à 100 mg/kg (COREBRAL®). Le COREBRAL®, solution injectable de vitamine B1 et B6 (5g de vit B1/100ml et 2.5g de vit B6/100ml), est un médicament vétérinaire, ne possédant pas d'AMM chez les reptiles pour cette indication (SCHILLIGER, 1999i ; SCHILLIGER, 2001).

Le traitement sera poursuivi par administration orale de vitamine B1 à la posologie de 25 mg/kg/24h. La thiamine sous forme de comprimé (BENERVA® ou BEVITINE® : comprimé 250 mg de thiamine, usage humain) sera placée dans la cavité coelomique des poissons avant distribution (BROGARD, 1992 ; SCHILLIGER, 1999h).

Le régime alimentaire sera corrigé : on privilégiera la distribution de poissons entiers pauvres en thiaminase, de têtards, de poissons frais bouillis (dénaturation des thiaminase), de poissons frais d'aquarium, de pêche ou de pisciculture, de rongeurs nouveau-nés (technique d'imprégnation en frottant de la chair de poisson)... (GATTOLIN, 1999b ; SCHILLIGER, 1999h ; SCHILLIGER, 2001).

5.6.2.2.2. Prévention :

Pour prévenir la survenue d'hypovitaminose B1, on évitera la distribution d'aliments riches en thiaminases ou phytothiaminases ou de poissons frais décongelés.

En cas de distribution de proies vivantes, on privilégiera les poissons suivants : guppys, lançons, vairons, goujons, saumon (en morceaux)...

Une supplémentation vitaminique (5 à 10 mg de thiamine/kg d'aliment ou 1 mg/kg) pourra, également, être adjointe à la ration alimentaire (BROGARD, 1992 ; DONOGHUE, 1998).

5.6.2.3. HYPOVITAMINOSE C :

Cette avitaminose est peu fréquente chez les reptiles, elle se rencontre principalement chez les ophidiens.

Elle entraîne des troubles cutanés par diminution de la synthèse de collagène donc de la solidité du revêtement cutané (saignements gingivaux, hématomes, chute des dents) et favorise le développement des bactéries dans la cavité buccale (*Pseudomonas aeruginosa*, *Aeromonas hydrophila*) et le risque de stomatite infectieuse. Les premiers symptômes à apparaître sont une anorexie et des pétéchies au niveau buccal (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1997 ; VIENET, 2000).

Le traitement repose sur l'injection de vitamine C en intramusculaire ou en sous-cutanée, à la posologie de 10 à 30 mg/kg. Une antibiothérapie locale ou par voie générale peut être instaurée si surinfection (VIENET, 2000).

5.6.2.4. HYPOVITAMINOSE E :

La carence en vitamine E et en sélénium est rare chez les reptiles. Le sélénium agit en favorisant l'absorption et le transport de la vitamine E (propriété anti-oxydante).

L'hypovitaminose E peut se rencontrer lors de rancissement des matières grasses d'une ration anormalement riche en graisse pour un reptile herbivore (nourri avec des aliments pour carnivores). Elle provoque des myopathies (lésions, décoloration, faiblesse et tremblement au niveau des muscles) et des troubles neurologiques (parésie, paralysie flasque et ataxie).

Une supplémentation par voie orale ou intramusculaire en vitamine E (25 à 50 mg/kg) et en sélénium (0,25 à 0,5 mg/kg) (OLIGOSELEN® vitamine E, MYOSELEM®, SELEPHEROL®) est nécessaire pour traiter l'hypovitaminose E (VIENET, 2000 ; DMV 2009).

5.6.2.5. HYPOVITAMINOSE H :

L'hypovitaminose H peut survenir chez les reptiles oviphages élevés en captivité (*Dasypeltis* sp (serpent mangeur d'œufs africain) et certains varanidés).

La carence en biotine apparait si les œufs d'oiseaux distribués aux reptiles ne sont pas embryonnés ou fécondés. Les embryons d'oiseaux sont très riche en biotine alors que l'avidine, contenue dans le blanc d'œuf et consommée pendant le développement embryonnaire, est dotée d'une puissante activité « anti-biotine » (SCHILLIGER, 1999h ; SCHILLIGER, 2001).

L'hypovitaminose H provoque des troubles neurologiques sévères non spécifiques (similaires à ceux de l'hypovitaminose B1).

Cette avitaminose se traite par des corrections diététiques et l'administration de biotine par voie orale. La biotine, obtenue par écrasement d'un comprimé de BIOTINE Roche® (1mg) sera saupoudrée sur la proie avant distribution (1 fois par semaine).

Pour prévenir cette avitaminose, le terrariophile devra varier l'alimentation du reptile en proposant régulièrement des rongeurs à la place des œufs. Une supplémentation vitaminique est aussi envisageable.

5.6.3. LES HYPERVITAMINOSES :

5.6.3.1. HYPERVITAMINOSE A :

L'hypervitaminose A provoque des troubles cutanés chez les reptiles (lésions de xérodermie, desquamations cutanées). Elle est également à l'origine de troubles rénaux et hépatiques. De plus, un excès de vitamine A peut interférer avec le métabolisme de la vitamine D3 et engendrer une ostéofibrose par hypovitaminose D3 (BOUR *et al*, 2002 ; STAHL, 2003 ; SCHILLIGER, 2004 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

Elle survient en cas de surdosage lors d'un traitement par voie parentérale d'une hypovitaminose A ou en cas de supplémentation excessive en vitamine A de l'alimentation.

En cas d'hypervitaminose A avérée, l'apport en vitamine A dans l'alimentation devra être diminué ou le traitement de l'hypovitaminose A sera arrêté (HOPPMANN et BARRON, 2007).

5.6.3.2. HYPERVITAMINOSE D3 :

L'hypervitaminose D3 apparait suite à un excès d'apport en vitamine D3 dans l'alimentation ou suite à une supplémentation inadéquate en vitamine D3 par complexe multivitaminique. Elle peut également survenir après une exposition trop poussée aux rayonnements UV B.

L'hypervitaminose D3 engendre une hypercalcémie, à l'origine d'une hypercalcification des tissus mous et des artères et une pseudo-goutte. Des cristaux d'hydroxyapatite de calcium se forment au niveau des articulations, des membres et des côtes. Le reptile devient anorexique, léthargique et se déplace difficilement. Une insuffisance rénale par déshydratation peut apparaître (BROGARD, 1992 ; SCHILLIGER, 1999e, 1999g ; VIENET, 2000 ; STAHL, 2003).

Le traitement est difficile car le diagnostic est établi quand l'affection est déjà bien avancée. La calcitonine pourra être utilisée en cas d'hypercalcémie à la posologie de 2 UI /kg, deux fois à une semaine d'intervalles (SCHILLIGER, 1999e) ou 1,5 UI/kg, trois fois par jour jusqu'à diminution de la calcémie (VIENET, 2000).

5.6.4. LA GOUTTE VISCÉRALE ET ARTICULAIRE :

Cette affection métabolique se caractérise par le dépôt et la précipitation d'acides uriques sur les organes (goutte viscérale) ou sur les articulations (goutte articulaire).

Cette pathologie touche particulièrement les reptiles terrestres car l'acide urique (insoluble dans l'eau) est le principal déchet azoté urinaire, provenant du catabolisme des protéines et des bases puriques. Chez les reptiles aquatiques, le déchet issu de la dégradation de la purine est l'allantoïne (BROGARD, 1992 ; BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004).

5.6.4.1. ETIOLOGIE :

L'hyperuricémie peut survenir suite à une déshydratation, à une insuffisance rénale d'origine bactérienne, physique ou iatrogène (médicaments néphrotoxiques : aminosides, sulfamides, furosémide), à une alimentation trop riche en protéines (excès de protéines animales chez des reptiles herbivores) ou suite à une anorexie de longue durée (dégradation accélérée des protéines musculaires) (BROGARD, 1992 ; VIENET, 2000 ; BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004).

5.6.4.2. SIGNES CLINIQUES :

Les signes cliniques différeront selon la localisation des dépôts. Une goutte viscérale est généralement asymptomatique, les dépôts blanchâtres sur les organes ne sont visibles qu'à l'autopsie. La goutte articulaire peut se manifester par des œdèmes et des douleurs au niveau des articulations (BROGARD, 1992 ; VIENET, 2000).

D'autres symptômes : anorexie, troubles respiratoires, atteintes cutanées... peuvent apparaître.

5.6.4.3. TRAITEMENT :

La cause de la goutte sera traitée (correction du régime alimentaire inadapté, diminution de la température de maintien trop élevée, réhydratation, traitement de l'insuffisance rénale).

Le traitement de fond de la goutte repose sur l'administration d'un hypouricémiant : l'allopurinol (ZYLORIC®) à la posologie : 10 à 20 mg/kg/jour par voie orale.

En cas de douleur intense et d'inflammations (crise de goutte), l'adjonction de colchicine (COLCHICINE® Houdé) sera possible à la posologie de 0,5-1,2 mg/kg toutes les deux heures, par voie orale (BROGARD, 1992 ; SCHILLIGER, 1999i ; VIENET, 2000 ; BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004).

5.6.4.4. PRÉVENTION :

La prophylaxie de la goutte consiste à éviter toute forme de déshydratation (température trop élevée, diarrhée, plaies étendues et fracture de carapace...) et à fournir de l'eau à volonté aux reptiles.

Le terrariophile évitera de fournir aux reptiles herbivores des aliments carnés (trop riches en protéines animales) et des aliments purinogènes (champignons, anchois, sardine : très riches en purines) (SCHILLIGER, 1999i ; SCHILLIGER, 2004).

En cas d'utilisation de médicaments néphrotoxiques, leur dosage sera surveillé attentivement.

5.6.5. LA LIPIDOSE HÉPATIQUE :

La lipidose hépatique est une affection métabolique chronique qui se caractérise par un excès de lipides dans les hépatocytes. Cette affection est très fréquente chez *Pogona vitticeps* adulte (SCHILLIGER, 1999f).

La lipidose hépatique se rencontre chez les reptiles suralimentés ou nourris avec des proies trop riches en graisse (gros rats de laboratoire, vers de farine (*Tenebrio molitor*), vers de farine géant (*Zoophobas morios*), larves de teignes de ruches (*Galleria mellonella*)) par rapport aux besoins lipidiques du reptile. L'inactivité est également un facteur de survenue de cette affection.

Les femelles âgées qui n'ont plus l'opportunité de se reproduire et de produire des œufs sont également prédisposées à l'obésité et à la lipidose hépatique (SCHILLIGER, 1999f ; DIVERS et COOPER, 2000).

5.6.5.1. SIGNES CLINIQUES :

Le reptile atteint, généralement obèse, devient anorexique et léthargique ; la perte de poids est importante. Il présente d'énormes corps gras abdominaux. On observe également une diminution de la fécondité et de la fertilité.

Ces différents signes cliniques apparaissent à des périodes de demande accrue d'énergie (hibernation, ponte, maladies concomitantes) (SCHILLIGER, 1999f ; DIVERS et COOPER, 2000 ; STAHL, 2003).

5.6.5.2. TRAITEMENT :

Après radiographie ou échographie, une biopsie hépatique permettra de bien établir le diagnostic. La lipidose hépatique est très longue à traiter, le reptile met plusieurs mois pour guérir.

Le traitement de cette affection chronique repose sur une fluidothérapie intra-osseuse pour la réhydratation et une alimentation entérale assistée pour stabiliser l'état du reptile (DIVERS et COOPER, 2000 ; STAHL, 2003).

Une supplémentation en carnitine à la posologie de 250 mg/kg/jour et en choline à la posologie de 40-50 mg/kg/jour peut être bénéfique au reptile. La carnitine augmente le métabolisme hépatique des lipides. La choline assure la conversion des graisses hépatiques en phospholipides, plus faciles à transférer vers la circulation sanguine, et participe à la production de la membrane phospholipidique des lipoprotéines.

La thyroxine et la nandrolone peuvent également être utilisés car ils stimulent l'appétit du reptile et augmentent le métabolisme hépatique des lipides (DIVERS et COOPER, 2000).

La prévention de la lipidose repose sur une alimentation rationnée et équilibrée avec des végétaux (pissenlit, mâche, feuilles de brocolis, cresson,...) (SCHILLIGER, 1999f).

5.7. LES INFECTIONS MYCOSIQUES :

Les infections mycosiques touchant les reptiles peuvent être superficielles (dermatomycoses) ou profondes (mycoses systémiques). Elles sont rarement primaires, mais secondaires à une autre pathologie ou communes avec des infections bactériennes.

Les chéloniens sont plus sujets aux affections mycosiques que les autres reptiles (HARVEY-CLARK, 1995 ; SCHILLIGER, 1999i ; SCHUMACHER, 2006).

5.7.1. FACTEURS FAVORISANTS :

De nombreux champignons opportunistes sont responsables de mycoses chez les reptiles. Différents facteurs favorisent la survenue de mycoses :

5.7.1.1. LES CONDITIONS ENVIRONNEMENTALES :

Un milieu trop humide et une chaleur excessive favorisent la prolifération des champignons. Inversement, une température ambiante insuffisante freine les réponses du système immunitaire, contribuant à l'apparition de mycoses ou d'autres pathologies. Un substrat humide avec sol souillé contribue également au développement des champignons (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; SCHUMACHER, 1997 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

5.7.1.2. LES REPTILES IMMUNODÉPRIMÉS :

La survenue de mycoses est favorisée par une diminution des défenses immunitaires due à une pathologie sous-jacente (infection bactérienne), à une baisse de la température de maintenance ou chez un reptile stressé (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; SCHUMACHER, 1997 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

5.7.1.3. UN TRAITEMENT ANTIBIOTIQUE PROLONGÉ :

L'utilisation d'antibiotiques de façon chronique augmente le risque de mycose par champignon opportuniste (ex : candidose) (BROGARD, 1992 ; SCHUMACHER, 1997).

5.7.2. LES MYCOSES SUPERFICIELLES :

Les dermatomycoses sont fréquentes chez les reptiles, surtout chez les espèces aquatiques et plus particulièrement chez les tortues à carapace molle (trionychidés).

Une mycose cutanée peut se développer rapidement au niveau d'une plaie préexistante ou d'une peau saine. La peau infestée prend une couleur jaune-brun ou verdâtre-brun et un aspect lésé. De nombreux champignons opportunistes peuvent être retrouvés au niveau des lésions cutanées : *Fusarium*, *Trichosporon*, *Mucor*, *Trichoderma*, *Geotrichum*, *Aspergillus*, *Chrysosporium*, *Penicillium* (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; FIRMIN, 1997 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

Les dermatites mycosiques provoquent des lésions sous forme de plaques circulaires, pouvant évoluer en ulcère. De nombreuses espèces de champignons peuvent être responsables de ces lésions ulcérateuses : *Aspergillus*, *Alternaria*, *Cladosporium*, *Microsporium*, *Mucor*, *Absidia*, *Entomophthora*, *Geotrichum*, *Hyphomyces*, *Mortierella*, *Rhizopus* ... (FIRMIN, 1997 ; RIVAL, 1999a).

Les champignons (*Fusarium*, *Aspergillus*, *Chrysosporium*, *Cladosporium*) peuvent se développer, plus profondément, au niveau du derme sous forme de granulomes ou d'abcès. Les écailles de la carapace peuvent également être le siège de mycoses, des plaques blanchâtres se forment, évoluant plus ou moins en ulcères, et les écailles finissent par tomber (BROGARD, 1992 ; RIVAL, 1999a, 1999b).

Une mycose de la muqueuse buccale peut évoluer et atteindre le tissu osseux sous-jacent, provoquant une ostéomyélite (*Cladosporium* chez un anaconda, *Candida albicans* chez *Testudo radiata*) (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995).

5.7.3. LES MYCOSES SYSTÉMIQUES :

Les mycoses systémiques sont difficiles à traiter, car souvent sous-diagnostiquées. Elles peuvent atteindre différents organes internes, mais touchent plus fréquemment l'appareil respiratoire et le tube digestif. Lors de mycoses respiratoires ou digestives, d'autres organes internes (foie, rein, SNC) peuvent être lésés conjointement.

5.7.3.1. LES MYCOSES RESPIRATOIRES :

Les champignons jouent un rôle mineur dans les pathologies respiratoires des reptiles élevés en captivité. Les mycoses respiratoires touchent plus couramment les chéloniens que les autres groupes de reptiles. Tout le tractus respiratoire peut être atteint, mais les champignons se développent préférentiellement au niveau des poumons du reptile. Les symptômes de ces pathologies chroniques sont similaires à ceux d'une pneumonie, avec expectoration de fragments mycéliens. La mort du reptile peut survenir par asphyxie (BROGARD, 1992 ; SCHUMACHER, 1997 ; JOHNSON, 2004 ; SCHUMACHER, 2006).

Exemple de champignons isolés au niveau de mycoses respiratoire : *Aspergillus* sp, *Candida* sp, *Penicillium* sp, *Beauveria bassiana*, *Paecilomyces lilacinus*, *Paecilomyces fumoso-roseus*, *Cephalosporium*.

5.7.3.2. LES MYCOSES DIGESTIVES :

Ces mycoses systémiques (*Candida* sp, *Aspergillus* sp...) restent très rares et touchent surtout les reptiles immunodéprimés. *Fusarium solani* fut isolé au niveau d'ulcères stomacaux chez *Testudo radiata*. Le stress fut à l'origine de colites mycosiques chez un caméléon *Chamaeleo jacksonii* (BROGARD, 1992).

5.7.3.3. LES MYCOSES RÉNALES :

Un champignon a été isolé et associé à une affection rénale : *Geotrichum candidum*. Plus souvent rencontré dans des mycoses cutanées chez les lézards (iguane), ce champignon a provoqué des lésions cutanées et rénales chez une tortue (*Geochelonia elephantopus*) (MILLER, 1998).

5.7.3.4. LES MYCOSES NEUROLOGIQUES :

Cryptococcus neoformans fut isolé au niveau de lésions granulomateuses pulmonaires et méningoencéphaliques chez un anaconda, présentant des troubles neurologiques (léthargie, ataxie, tremblements de la tête et du cou, diminution des réflexes) (SCHAEFFER et WATERS, 1996).

5.7.4. TRAITEMENT ANTIMYCOSIQUE :

Le reptile atteint de mycoses sera isolé dans un milieu sec et sain, pour éviter de contaminer les autres animaux. Les conditions environnementales seront corrigées (diminution de l'humidité, augmentation de la température, hygiène rigoureuse), le terrarium sera désinfecté et nettoyé à l'eau bouillante. Pour les espèces aquatiques, l'aquaterrarium devra être doté d'une plage d'insolation, facile d'accès pour le reptile, et l'eau de bonne qualité sera renouvelée fréquemment (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; FIRMIN, 1997 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

5.7.4.1. TRAITEMENT DES MYCOSES SUPERFICIELLES :

Le traitement des dermatomycoses repose sur l'utilisation de topiques antifongiques, voire d'antimycosiques par voie orale pendant plusieurs semaines. Les antifongiques polyéniques et les antifongiques azolés sont les plus utilisés en médecine vétérinaire pour les reptiles (HARVEY-CLARK, 1995 ; SCHILLIGER, 1999i ; JACOBSON *et al*, 2000).

5.7.4.1.1. Antisepsie des lésions :

Dans un premier temps, une antisepsie des lésions est nécessaire. La povidone iodée (BETADINE®), diluée à 0,005% pourra être utilisée en application locale ou en bain, 2 fois par jour.

Pour les espèces aquatiques, on pourra faire prendre des bains de 15 minutes de VERT MALACHITE® dilué dans l'eau à 0,15 mg/L, 3 fois par jour. Le permanganate de potassium à 25 pour mille peut également être utilisé (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; FIRMIN, 1997 ; JACOBSON *et al*, 2000).

5.7.4.1.2. Antimycosiques locaux :

Les produits à base d'éconazole et dérivés (enilconazole, isoconazole, thiabendazole, miconazole, clotrimazole) sont principalement utilisés comme antimycosiques locaux chez les reptiles (BROGARD, 1992 ; JACOBSON *et al*, 2000).

Ces topiques pourront être appliqués une à deux fois par jour sur les lésions (tableau 17).

Tableau 17 : Antimycosiques locaux utilisables chez les reptiles
(d'après BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; FIRMIN, 1997 ; RIVAL, 1999b).

DCI :	Spécialités :
Econazole	PEVARYL® crème (usage humain)
Enilconazole	IMAVERAL® solution externe (usage vétérinaire)
Isoconazole	FAZOL® crème, poudre (usage humain)
Miconazole	SUROLAN® suspension auriculaire (usage vétérinaire) DAKTARIN® poudre, gel (usage humain)
Nystatine	PANOLOG® crème (usage vétérinaire)
Tolnaftate	SPORILINE® 1% crème (usage humain)

L'utilisation d'antifongiques per os est envisageable pour les cas sévères. Pour les mycoses cutanées plus profondes (granulome, nodule), le vétérinaire effectuera une intervention chirurgicale en plus du traitement per os ou local (BROGARD, 1992 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

5.7.4.2. TRAITEMENT DES MYCOSES SYSTÉMIQUES :

Ces traitements seront d'autant plus efficaces que la mycose sera diagnostiquée précocement. Les antimycosiques s'administrent par voie orale.

5.7.4.2.1. Les antifongiques azolés :

Seules des études pharmacocinétiques sur les antifongiques azolés (kétoconazole, itraconazole) chez les reptiles ont été réalisées à ce jour. Ces molécules possèdent un large spectre d'activité antimycosique (JACOBSON *et al*, 2000).

Le kétoconazole (tableau 18) possède également une activité bactéricide modérée sur les cocci Gram + et bactéries anaérobies. Son activité antimycosique est synergique avec la 5-fluorocytosine (flucytosine) et l'amphotéricine B.

L'itraconazole est plus efficace contre *Aspergillus* sp (tableau 18).

Tableau 18 : Antimycosiques systémiques utilisables chez les reptiles.

DCI :	Spécialités :	Posologie :
Kétoconazole	KETOFUNGOL® comprimé (usage vétérinaire) NIZORAL® suspension buvable (usage humain)	<ul style="list-style-type: none">• 20 à 30 mg/kg/jour pendant 5 jours (FIRMIN, 1997 ; SCHILLIGER, 1999i).• 15 à 30 mg/kg/jour pendant 15 à 30 jours chez les chéloniens (JACOBSON <i>et al</i>, 2000 ; JOHNSON, 2004 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).• 15 à 25 mg/kg/jour pendant 3 semaines chez les ophidiens (HOPPMANN et BARRON, 2007).
Itraconazole	ITRAFUNGOL® solution buvable (usage vétérinaire)	15 à 23 mg/kg/jour pendant 1 semaine chez les sauriens (précaution d'emploi car inhibiteur enzymatique) (JACOBSON <i>et al</i> , 2000 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).
Nystatine	MYCOSTATINE® suspension buvable (usage humain)	<ul style="list-style-type: none">• 100 000 UI/kg/jour pendant 3 semaines (FIRMIN, 1997 ; SCHILLIGER, 1999i).• 100 000 UI/kg/jour pendant 10 jours (JACOBSON <i>et al</i>, 2000).

5.7.4.2.2. Les antifongiques polyéniques :

L'amphotéricine B est utilisé pour la majorité des mycoses systémiques (aspergillose, candidose, sporotrichose). Il existe des interactions synergiques possibles entre l'amphotéricine B et la 5-fluorocytosine, les tétracyclines et les imidazolés. La néphrotoxicité de l'amphotéricine B est dose-dépendante et dépend également de la durée du traitement.

Il n'y a pas de données pharmacocinétiques de l'amphotéricine B chez les reptiles. En cas d'utilisation chez un reptile, l'administration avec d'autres médicaments néphrotoxiques est à éviter (JACOBSON *et al*, 2000).

La griséofulvine est utilisée dans le traitement des dermatophytoses (*trichophyton*, *microsporium*) chez les mammifères. Cette molécule est potentiellement hépatotoxique (inducteur des enzymes microsomales) ; son utilisation chez des animaux ayant des troubles hépatiques est donc à éviter. En raison de l'absence de données pharmacocinétiques, la griséofulvine (GRISEFULINE®) par voie orale est à éviter chez les reptiles (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1997 ; JACOBSON *et al*, 2000).

La nystatine (tableau 18) est également utilisée de façon empirique chez les reptiles. Ce polyénique est employé dans le traitement des candidoses orales et gastro-intestinales.

5.7.4.2.3. La flucytosine :

Ce mycostatique, utilisé par voie orale, possède une grande efficacité dans le traitement de la cryptococcose et de la candidose. Il n'existe pas de données pharmacocinétiques de la flucytosine chez les reptiles (JACOBSON *et al*, 2000).

5.7.5. PRÉVENTION :

La prophylaxie des mycoses repose sur une hygiène rigoureuse et régulière de l'environnement du reptile.

L'aquarium ou l'aquaterrarium doit posséder un accès pratique à la partie terrestre. Les reptiles aquatiques pourront ainsi se réchauffer et s'assécher rapidement au niveau de la plage d'insolation.

La qualité et la propreté de l'eau sont également essentielles. Tout aquarium devra être muni d'un système de filtration performant.

L'eau du bassin ou de l'aquarium peut aussi être légèrement acidifiée (pH : 6,0 -6,5) ; un milieu acide est défavorable au développement de nombreux champignons.

5.8. LES INFECTIONS VIRALES :

Les virus se rencontrent autant chez les reptiles sauvages que chez les reptiles élevés en captivité. Les infections virales sont souvent sous-diagnostiquées du fait des infections bactériennes secondaires concomitantes et du manque de tests diagnostics spécifiques aux virus.

En général, il n'existe pas de traitement efficace contre les viroses chez les reptiles. Certains virus sont responsables d'un haut taux de morbidité et de mortalité dans les élevages, du fait de leur contagiosité. Les meilleurs moyens pour lutter contre leur propagation sont l'isolement des cas avérés et différentes mesures de prophylaxie (SCHUMACHER, 1997 ; SCHUMACHER, 2006).

5.8.1. INFECTIONS À RÉTROVIRUS : INCLUSION BODY DISEASE (IBD)

La maladie des corps d'inclusion ou Inclusion Body Disease (IBD) est une affection virale due à un rétrovirus (famille des Retroviridae) qui ne touche que les serpents de la famille des boïdés.

Les serpents les plus atteints sont le *Boa constrictor constrictor* et le *Python molurus*, mais tous les boïdés doivent être considérés comme susceptibles d'être affectés par cette virose. Les autres serpents (non boïdés) pourraient être porteurs sains et joueraient un rôle de réservoir (SCHAEFFER et WATERS, 1996 ; RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER, 1999h ; SCHUMACHER, 2006).

5.8.1.1. SIGNES CLINIQUES :

Cette virose se manifeste différemment chez les pythons et chez les boas. L'infection à rétrovirus est beaucoup plus grave chez les pythoninés que chez les boïnés.

5.8.1.1.1. Régurgitations :

Elle entraîne des régurgitations chroniques de proies non digérées (pendant plusieurs mois), spécialement chez les boas, pouvant entraîner une perte de poids conséquente. Les régurgitations sont généralement absentes chez les pythons.

5.8.1.1.2. Encéphalite virale :

Le rétrovirus provoque, principalement chez les pythons, une encéphalite. Cliniquement, elle se manifeste par un opisthotonos (le serpent a « la tête dans les étoiles »), des myoclonies, des troubles de l'équilibre, une cécité, une circonvolution du corps en spirale, des tremblements de la tête, une parésie, une paralysie flasque, une incoordination des mouvements...

Les troubles neurologiques peuvent également se manifester chez les boas, mais plus tardivement et moins intensément (SCHAEFFER et WATERS, 1996 ; SCHUMACHER, 1997 ; BENSON, 1999 ; RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER, 1999h ; SCHILLIGER, 2001 ; SCHILLIGER, 2004 ; SCHUMACHER, 2006).

5.8.1.1.3. Atteinte respiratoire :

La surinfection bactérienne est fréquente au niveau du tractus respiratoire (rejet purulent, stomatite, dyspnée) (SCHUMACHER, 1997 ; SCHILLIGER, 2004).

5.8.1.2. MODE DE TRANSMISSION :

Le mode de transmission du rétrovirus reste inconnu.

Ophionyssus natricis pourrait jouer le rôle de vecteur, de nombreux serpents étaient infestés par cet acarien lors d'épizootie à rétrovirus dans des élevages.

Le boa constrictor pourrait jouer le rôle de réservoir et la transmission du rétrovirus s'effectuerait par ses sécrétions respiratoires (SCHAEFFER et WATERS, 1996 ; RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER, 2001 ; SCHILLIGER, 2004 ; SCHUMACHER, 2006).

5.8.1.3. DIAGNOSTIC :

Il n'y a pas de test sérologique valable.

Le diagnostic se fait par l'histologie des tissus hépatiques, rénaux ou pancréatiques après biopsie : les inclusions éosinophiles intracytoplasmiques dans les cellules épithéliales (et globules rouges) sont caractéristiques de la maladie (SCHAEFFER et WATERS, 1996 ; RIVAL, 1999e ; BENSON, 1999 ; SCHUMACHER, 2006).

5.8.1.4. TRAITEMENT :

Le pronostic est généralement mauvais. La morbidité et la mortalité sont élevées chez les boïdés élevés en captivité. Il n'existe pas de traitement efficace contre cette virose, ni de vaccin. L'euthanasie reste généralement la seule possibilité.

Dans le cas d'élevage de plusieurs serpents, les spécimens atteints doivent être isolés pour éviter la contamination des autres occupants. Une antibiothérapie de couverture peut être instaurée contre les surinfections bactériennes éventuelles (BENSON, 1999 ; RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER, 1999h ; SCHILLIGER, 2001 ; SCHILLIGER, 2004 ; SCHUMACHER, 2006).

5.8.1.5. PROPHYLAXIE :

Les encéphalites virales sont réputées être hautement contagieuses. Un élevage de serpents peut être décimé en quelques semaines.

Une mise en quarantaine (4 à 6 mois minimum) pour les nouveaux spécimens est indispensable avant l'introduction dans l'élevage. Le maintien de différentes espèces de serpents dans le même terrarium est à proscrire (certains serpents peuvent être porteurs sains du virus)

En cas de rétrovirose avérée, l'isolement des spécimens atteints est requis. Le terrarium et le local devront être désinfectés à l'eau de Javel. En cas d'élevage de rongeurs, leurs cages seront également nettoyées à l'eau de Javel (RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER, 1999h ; SCHILLIGER, 2004).

5.8.2. INFECTIONS À PARAMYXOVIRUS :

La paramyxovirose touche presque uniquement les ophidiens et plus particulièrement les crotalinés. On rencontre parfois ce virus de la famille des Paramyxoviridae chez les sauriens (SCHAEFFER et WATERS, 1996 ; SCHUMACHER, 1997 ; SCHILLIGER, 2004 ; SCHUMACHER, 2006).

5.8.2.1. SIGNES CLINIQUES :

La paramyxovirose peut évoluer de façon aiguë ou chronique.

En mode aigu, la paramyxovirose se manifeste essentiellement par des troubles respiratoires (respiration sifflante, respiration « bouche ouverte », dyspnée, jetage, rhinite). Le virus peut également provoquer des troubles neurologiques : encéphalite à paramyxovirus chez les boïdés (opisthotonos, tremblements de la tête, mouvements de la langue très ralentis...). Les serpents régurgitent souvent et perdent leur appétit. Les surinfections bactériennes sont fréquentes (SCHAEFFER et WATERS, 1996 ; SCHUMACHER, 1997 ; RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER, 2001 ; SCHUMACHER, 2006).

La forme chronique de la paramyxovirose se révèle par des troubles intestinaux ou peut être totalement asymptomatique. Les serpents infectés peuvent être également porteurs sains (SCHILLIGER, 2004 ; SCHUMACHER, 2006).

5.8.2.2. MODE DE TRANSMISSION :

La transmission du paramyxovirus peut se réaliser via les sécrétions de l'appareil respiratoire (rhinorrhée et expectorations). L'hôte naturel du virus n'a pas été identifié à ce jour (SCHILLIGER, 2001 ; SCHILLIGER, 2004 ; SCHUMACHER, 2006).

5.8.2.3. DIAGNOSTIC :

Le diagnostic de la paramyxovirose est possible par un test de dépistage sérologique par inhibition de l'hémagglutination (disponible aux USA, pas en France). Un diagnostic histologique est également réalisable (SCHUMACHER, 1997 ; RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER, 1999h ; SCHUMACHER, 2006).

5.8.2.4. TRAITEMENT ET PROPHYLAXIE :

Le paramyxovirus est responsable de nombreuses épizooties mortelles dans les élevages. Il n'existe pas de traitement, seul un traitement symptomatique est possible. Le pronostic est sombre en cas d'encéphalite à paramyxovirus avérée. L'euthanasie des serpents infectés est requise pour éviter la propagation du virus et le risque de décimation de tous les reptiles de l'élevage.

Les ophidiens atteints seront isolés des autres congénères et placés en quarantaine. Pour les spécimens prélevés dans le milieu sauvage, une mise en quarantaine de plusieurs mois (3 mois) est indispensable avant l'introduction dans l'élevage car ce virus possède une durée d'incubation de 6 à 8 semaines (SCHILLIGER, 1999h ; SCHILLIGER, 2004 ; SCHUMACHER, 2006).

5.8.3. RHINITE À HERPÈS VIRUS :

C'est une des affections les plus fréquentes chez les tortues terrestres méditerranéennes en France (*Testudo graeca*, *Testudo hermanni*). D'autres espèces de tortues sont également souvent atteintes par cette rhinite virale: *Chrysemys marmorata*, *Chrysemys picta*, *Graptemys sp*, *Geochelone chilensis*, *Gopherus agassizii* (RIVAL, 2000b ; SCHILLIGER, 2004 ; SCHUMACHER, 2006).

Deux agents pathogènes sont principalement responsables des rhinites chez les chéloniens : un herpès virus (sérotypé 1 et 2) et un mycoplasme (*Mycoplasma agassizii*) (RIVAL, 2000b ; SCHILLIGER, 2004).

5.8.3.1. ETIOLOGIE :

Il existe différents facteurs favorisant la survenue de rhinite :

- Un refroidissement de l'air (température insuffisante, vent frais ou courant d'air)
- Un substrat poussiéreux ou volatile pouvant irriter les voies nasales.
- La surpopulation et le stress.
- L'hypovitaminose A.

5.8.3.2. SIGNES CLINIQUES :

La rhinite à Herpès virus est hautement contagieuse et le taux de mortalité peut avoisiner les 100%.

Elle se manifeste par un larmolement et un écoulement nasal qui peut provoquer des lésions ulcéreuses au niveau des narines. Puis la tortue atteinte devient anorexique et s'amaigrit rapidement. La rhinite peut se compliquer en pneumopathie pouvant être fatale ou en stomatite nécrosante (SCHUMACHER, 1997 ; RIVAL, 2000b ; SCHILLIGER, 2004 ; SCHUMACHER, 2006).

5.8.3.3. MODE DE TRANSMISSION :

La transmission de l'herpès virus se fait probablement par contact direct entre les animaux.

5.8.3.4. TRAITEMENT :

Dans un premier temps, les paramètres environnementaux qui auraient pu favoriser l'apparition de la pathologie seront corrigés. Les individus atteints seront mis en quarantaine afin de ne pas contaminer les autres tortues (RIVAL, 2000b ; SCHUMACHER, 2006).

Les antiviraux ont une efficacité variable selon les auteurs. L'acyclovir (ZOVIRAX®) à 5% sera administré au niveau des lésions, sous forme de pommade ophtalmique, et/ou par voie orale, à la posologie de 80 mg/kg/jour (SCHUMACHER, 1997 ; BOUR *et al*, 2002 ; SCHILLIGER, 2004 ; SCHUMACHER, 2006).

L'aérosolthérapie permet d'améliorer l'efficacité du traitement. Des inhalations à base de PERUBORE® ou PULPHYTON® peuvent être réalisées 3 fois par jour pendant 7 jours. Les fumigations peuvent être à base d'un mélange : GOMÉNOL soluble + MUCOMYST® + GENTALLINE®. L'utilisation de mucolytiques favorise l'élimination du mucus, en cas d'atteinte respiratoire sévère (RIVAL, 2000b ; BOUR *et al*, 2002 ; SCHILLIGER, 2004).

Les cavités nasales seront irriguées au sérum physiologique. Une antibiothérapie peut être établie pour les risques d'infections bactériennes secondaires.

5.8.3.5. PROPHYLAXIE :

Toute tortue prélevée dans le milieu sauvage est potentiellement porteuse du virus. Toutes les tortues doivent être considérées comme susceptibles de développer cette infection.

La mise en quarantaine des spécimens nouvellement acquis est la meilleure prévention contre la rhinite. Une tentative de vaccination contre l'herpès-virose fut accomplie, sans succès, en 2001 (SCHILLIGER, 2004 ; SCHUMACHER, 2006).

5.8.4. AUTRES INFECTIONS VIRALES :

5.8.4.1. INFECTIONS A ADÉNOVIRUS :

L'adénovirose peut toucher les agames barbus (*Pogona vitticeps*) nouveau-nés ou juvéniles. Ces lézards présentent des signes cliniques non spécifiques : anorexie et apathie. Les adultes pourraient être porteurs sains et transmettre l'adénovirus à leur progéniture au cours de l'ovogénèse. Cette pathologie est généralement mortelle. Il n'existe pas de traitement et l'euthanasie des lézards atteints est recommandée (SCHILLIGER, 1999f).

Des œsophagites à adénovirus ont été observées chez des caméléons (*Chamaeleo jacksonii* et *Chamaeleo calyptrotus*). Ces lézards présentaient une anorexie et quelques troubles nerveux (BENSON, 1999).

Chez les ophidiens, une infection à adénovirus peut se manifester par des troubles digestifs : régurgitations chroniques chez les boïdés ou entérite à adénovirus chez un boa rosé (*Lichanura trivirgata*) (RIVAL, 1999e ; BENSON, 1999).

5.8.4.2. INFECTIONS A POXVIRUS :

Le poxvirus, virus de la famille Poxviridae, provoque chez certains sauriens (*Téjus* sp) des lésions cutanées circulaires, principalement au niveau de la tête. Ces lésions peuvent évoluer en ulcères. Le stress et des mauvaises conditions de maintenance favorisent la survenue de l'infection virale. La transmission à d'autres lézards s'effectue par contact direct.

Il n'existe pas de traitement étiologique, mais la rémission s'opère en 3 à 4 mois. Dans certains cas, la poxvirose peut être mortelle. Le traitement symptomatique repose sur la désinfection des lésions par une solution antiseptique. Une antibiothérapie systémique et/ou locale limitera les risques de surinfections bactériennes (FIRMIN, 1997 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

5.8.4.3. INFECTIONS A PAPOVAVIRUS:

On peut retrouver ces virus au niveau de verrues et papillomes chez certains reptiles: *Lacerta viridis*, *Boa constrictor*, *Epicrates sp*, *Sternotherus odoratus* (tortue musquée), *Platemys platycephala*...

Les thérapeutiques antivirales sont inefficaces. Un vétérinaire pourra traiter les verrues par cryothérapie ou thermocoagulation (FIRMIN, 1997).

5.9. LES INFECTIONS PARASITAIRES :

Les parasitoses comptent parmi les pathologies les plus fréquentes chez les reptiles élevés en captivité.

5.9.1. LES ECTOPARASITES :

Les ectoparasites sont très fréquents chez les reptiles prélevés dans le milieu sauvage mais se rencontrent également chez les reptiles élevés en captivité (PASMANS *et al*, 2008).

5.9.1.1. LES ALGUES :

Certaines algues vivent à l'état commensal sur le tégument des tortues : *Navicula*, *Chlamydomonas*, *Oscillatoria*.

Des algues parasites de la famille des cladophorales peuvent se développer sur la carapace des tortues aquatiques et provoquer, à long terme, le décollement des écailles de la carapace (FIRMIN, 1997 ; RIVAL, 1999a ; BOUR *et al*, 2002).

Différents produits peuvent être utilisés, en application locale, pour éliminer les algues parasites (tableau 19).

Tableau 19 : Produits utilisés pour l'élimination des algues parasites
(d'après FIRMIN, 1997 ; BOUR *et al*, 2002 ; SCHILLIGER, 2004).

Povidone iodée (VETEDINE®)	solution iodée
Sulfate de cuivre	solution à 1% ou à 2% (application 1x/jour pendant 10 jours)
Acide acétique	solution à 0,25 ou 0,5%
Bleu de méthylène	solution à 1 ou 2%

Une solution iodée à 1% ou une solution de sulfate de cuivre à 1 ppm peut aussi être diluée à l'eau de l'aquaterrarium (FIRMIN, 1997).

5.9.1.2. LES SANGSUES :

Ces annélides de la classe des hirudinées (*Ozobranchus*, *Placobdella*) sont des ectoparasites non-spécifiques des reptiles aquatiques. Elles peuvent provoquer des lésions cutanées pouvant se surinfecter et des anémies en cas de surinfestation. Les sangsues sont également vectrices de parasites (hémogrégarines) et d'autres agents infectieux (*Aeromonas*, Herpès virus, *Trypanosoma*) (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1997 ; BOUR *et al*, 2002).

On appliquera de l'alcool à 90° ou de l'acide acétique sur la sangsue avant et afin de la détacher du tégument. Du sulfate de cuivre (environ 1 g/Litre d'eau) peut aussi être utilisé dans l'eau du bassin (BROGARD, 1992 ; BOUR *et al*, 2002 ; SCHILLIGER, 2004). Des bains d'eau salée provoquent la chute spontanée des sangsues, présentes sur le tégument des tortues dulçaquicoles (SCHILLIGER, 2006).

5.9.1.3. LES INSECTES :

Les reptiles élevés en extérieur peuvent être victimes de piqûres d'insectes : moustiques, phlébotomes, taons, mouches... Ces insectes peuvent être vecteurs de parasites ou de virus (*Plasmodium*, *Haemoproteus*, filaires, virus, hémogrégarines...) et infecter les reptiles lors de la piqûre. La zone de piqûre peut être à l'origine d'une plaie cutanée (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1997 ; BOUR *et al*, 2002).

5.9.1.4. LES MYASES :

Les myases se rencontrent fréquemment chez les tortues élevées en extérieur, dans des conditions chaudes et humides. De nombreuses espèces de diptères (*Sarcophaga cistudinis*, *Chrysomya megacephala*, *Lucilia* sp, *Cuterebra* sp, *Cistudinomya* sp, *Musca* sp, *Hemipyrella* sp...) sont responsables de myases chez les reptiles.

Les larves de diptères (asticots) se développent au niveau de plaies infectées. Les œufs peuvent être également déposés sur une peau saine dans la région péri-cloacale ou à la base de la queue (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; FIRMIN, 1997 ; RIVAL, 1999a ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

Certains asticots peuvent s'enkyster et provoquer des fistules chez *Terrapene* sp, chez *Gopherus* sp et *Pseudemys* sp (FIRMIN, 1997 ; BOUR *et al*, 2002).

Cette affection nécessite une intervention chirurgicale vétérinaire (curetage de la plaie, déterision à l'éther, désinfection). Une antibiothérapie est recommandée. Les conditions de maintenance seront corrigées et les tortues seront maintenues dans un enclos protégé des mouches (HARVEY-CLARK, 1995 ; FIRMIN, 1997 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

5.9.1.5. LES ACARIENS :

Plus de 250 types d'acariens parasitent les reptiles (FIRMIN, 1997).

5.9.1.5.1. *Ophionyssus natricis* :

Cet acarien du sous-ordre des mésostigmates parasite très fréquemment les ophidiens. On le rencontre parfois chez les sauriens élevés au contact de serpents (HARVEY-CLARK, 1995 ; FIRMIN, 1997 ; RIVAL, 1999e ; AULIO *et al*, 2003 ; HOPPMANN et BARRON, 2007 ; PASMANS *et al*, 2008).

Ophionyssus natricis est un acarien hématophage de petite taille (environ 1mm), très mobile et de couleur sombre (noire). Il se localise souvent sous les écailles au niveau des narines, des fossettes thermosensibles et autour des yeux, mais peut aussi coloniser les différents éléments de décor d'un terrarium (HARVEY-CLARK, 1995 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

Cette acariose se manifeste généralement par une inflammation et une irritation cutanée. Pour lutter contre le prurit, le serpent passe plus de temps dans son bac d'eau et des lésions cutanées peuvent apparaître suite aux frottements répétés contre les éléments de décor (FIRMIN, 1997 ; RIVAL, 1999e ; GERARD *et al*, 2001 ; HOPPMANN et BARRON, 2007 ; PASMANS *et al*, 2008).

Une dermatite parasitaire à *Ophionyssus natricis* peut être à l'origine de trouble de la mue. Une infestation massive peut anémier les serpents et provoquer la mort de reptiles de petites tailles. De plus, *Ophionyssus natricis* est soupçonné d'être le vecteur de bactéries (*Aeromonas*), de virus (rétrovirus, paramyxovirus) et de parasites (hémogregarines : *Karyolysus*) (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; FIRMIN, 1997 ; RIVAL, 1999a, 1999e ; HOPPMANN et BARRON, 2007 ; PASMANS *et al*, 2008).

Ophionyssus natricis est à rechercher dès l'introduction d'un nouveau reptile dans un élevage, car la femelle, très prolifique, pourrait infester les occupants d'un terrarium et le local en quelques jours. Les rongeurs peuvent également véhiculer cet acarien.

Sa petite taille le rend difficile à observer directement sur un serpent, surtout si peu de spécimens sont présents. On peut également le découvrir dans le bac d'eau ou sur l'exuvie. La présence d'acariens peut être mise en évidence par application de ruban adhésif sur la peau du reptile (HARVEY-CLARK, 1995 ; HOPPMANN et BARRON, 2007 ; PASMANS *et al*, 2008).

5.9.1.5.2. Aoûtats :

Les aoûtats sont des acariens hématophages de la famille des trombiculidés (sous-ordre des prostigmatés) de couleur rouge-orangée. On rencontre différents genres d'aoûtats chez les reptiles : *Trombicula*, *Hirstiella*, *Eutrombicula* (FIRMIN, 1997 ; AULIO *et al*, 2003). La larve, seule parasite, se nourrit de lymphe au niveau des replis tégumentaires des reptiles (tête, creux axillaires et inguinaux).

Une spoliation sanguine massive est responsable d'anémie et de cachexie chez les reptiles. Ces acariens occasionnent également des dermatites et du prurit. Pour lutter contre les démangeaisons, les reptiles se grattent vigoureusement contre les éléments de décor et des lésions cutanées peuvent apparaître (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; FIRMIN, 1997).

Hirstiella est un acarien de couleur rouge qui vit sur la peau des lézards. Cette acariose, responsable d'irritation et de dermatite, peut être à l'origine de troubles de la mue chez les sauriens et de nécroses cutanées chez l'iguane juvénile (HARVEY-CLARK, 1995 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

Trombicula pourrait être responsable de la transmission de rickettsies (BROGARD, 1992).

5.9.1.5.3. Cloacarus :

Les acariens prostigmatiques du genre *Cloacarus* (familles des cloacaridés), *Caminacarus* et *Theodoracarus* parasitent le cloaque des tortues aquatiques ou dulçaquicoles. Cette acariose provoque une irritation de la muqueuse cloacale. Les tortues pourraient s'infester pendant l'accouplement (BROGARD, 1992 ; BOUR *et al*, 2002 ; SCHILLIGER, 2006).

5.9.1.5.4. Tiques :

On peut rencontrer différents genres des deux familles de tiques chez les reptiles : les genres *Hyalomma*, *Amblyomma*, *Aponomma*, *Ixodes*, *Haemaphysalis* de la famille des ixodidés et le genre *Ornithodoros* de la famille des argasidés (« tiques molles ») (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1997 ; GERARD *et al*, 2001 ; BOUR *et al*, 2002 ; AULIO *et al*, 2003 ; BURRIDGE et SIMMONS, 2003).

Les tiques sont des acariens hématophages qui parasitent surtout les chéloniens et les ophidiens récemment importés. Les différents stades de développement des tiques (adultes, larves et nymphes) infestent les reptiles terrestres. La spécificité des tiques varient selon les espèces. La majorité des tiques sont non-spécifiques vis à vis de leur hôte (de reptile à reptile) (BROGARD, 1992 ; RIVAL, 1999a ; BURRIDGE et SIMMONS, 2003).

Les tiques, généralement bien tolérées par les reptiles, se fixent en général sur les zones les plus fines du tégument : creux axillaires, creux inguinaux, paupière et pourtour du tympan. Une infestation massive de tiques peut rarement anémier un reptile. Une surinfection et la formation d'un abcès peuvent se produire au niveau de la zone de fixation.

Certaines tiques sont vectrices de parasites sanguins affectant les reptiles : les hémogrégarines (*Hepatozoon fusifex*, *Hepatozoon kisrae*, *Hemolivia stellata*, *Hemolivia muriae*, *Hemolivia mauritanica*). Elles peuvent également transmettre à leur hôte différents agents pathogènes tels que des virus, bactéries, filaires (*Macdonaldius oschei*) et des rickettsies (*Rickettsia burnetti*, *Ehrlichia ruminantium*) (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1997 ; BOUR *et al*, 2002 ; BURRIDGE et SIMMONS, 2003 ; PASMANS *et al*, 2008).

Les espèces de tiques suivantes sont reconnues vectrices d'agents pathogènes : *Amblyomma sparsum*, *A. variegatum*, *A. sparsum*, *A. dissimile*, *A. marmoreum* et *A. rotundatum*, *Aponomma hydrosauri*, *Hyalomma aegyptum*, *Ornithodoros talaje* (BURRIDGE et SIMMONS, 2003 ; PASMANS *et al*, 2008).

Les tiques seront imbibées d'éther à l'aide d'un coton-tige, puis retirées délicatement à la pince à épiler. L'alcool ou la vaseline peuvent aussi être utilisés pour asphyxier la tique avant son retrait (HARVEY-CLARK, 1995 ; GERARD *et al*, 2001 ; AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004).

5.9.1.5.5. Traitement et prévention des acarioses :

Avant l'introduction dans l'élevage, on appliquera un examen minutieux et une période de quarantaine à tout nouveau reptile arrivant. Un terrarium dénué de décor (sans branchage, sans substrat mais papier-journal, ...) sera beaucoup facile à déparasiter.

L'utilisation d'un antiparasitaire externe permettra de traiter la plupart des acarioses. Les reptiles infestés et les autres reptiles à leur contact seront traités ; le terrarium, les éléments de décor et le local également. La zone de fixation du parasite sur le reptile sera désinfectée par un antiseptique type VETEDINE®.

Les deux principaux antiparasitaires externes utilisés en médecine herpétologique sont l'ivermectine et le fipronil. L'association de la moxidectine et de l'imidaclopride est une alternative intéressante à ces deux traitements.

5.9.1.5.5.1. L'ivermectine :

L'ivermectine (IVOMEK® 1%, usage vétérinaire, liste II) peut être utilisé comme antiparasitaire externe chez les ophiidiens et les sauriens. Cette molécule agit en activant l'ouverture des canaux à chlorure des neurones des ectoparasites, ce qui entraîne leur paralysie et leur mort.

IVOMEK® s'administre en intramusculaire ou en sous-cutanée à la dose de 0,05 à 0,2 mg/kg (0,1 ml/5 kg) et la plupart des acariens hématophages seront détruits 2 jours après la première injection. Une injection pourra être renouvelée 15 jours après. Ce traitement est inefficace contre les larves et les nymphes présentes dans le terrarium, car seules les formes adultes se nourrissant sur le reptile sont affectées (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1997 ; GERARD *et al*, 2001 ; SCHILLIGER, 2004 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

L'ivermectine est neurotoxique et mortelle pour les chéloniens. Elle provoque des paralysies flasques irréversibles si utilisée à des doses supérieures à 0,1 mg/kg (FIRMIN, 1997 ; SCHILLIGER, 2001 ; BOUR *et al*, 2002).

L'ivermectine pourra également être utilisée en spray comme acaricide externe (tiques et *Ophionyssus natricis*) par pulvérisation dans le terrarium. Une dilution de 1 ml (10 mg) d'Ivomec 1% dans un litre d'eau permettra de préparer la solution acaricide, stable pendant un mois. La solution sera pulvérisée tous les 4-5 jours, pendant 1 mois (HARVEY-CLARK, 1995 ; SCHILLIGER, 2004 ; HOPPMANN et BARRON, 2007 ; PASMANS *et al*, 2008).

5.9.1.5.5.2. Le fipronil :

Le fipronil (FRONTLINE®) sera utilisé comme traitement des acarioses à *Ophionyssus natricis* et à tiques. Il permet un traitement du reptile et de son environnement.

Cette molécule agit spécifiquement sur les canaux à chlorure des neurones des insectes et des acariens, par inhibition non compétitive de l'acide gamma aminobutyrique (GABA), principal neurorégulateur du système nerveux central des invertébrés. Il provoque ainsi un état d'hyperexcitabilité puis la mort des acariens.

Le fipronil ne sera pas pulvérisé directement sur le reptile : on appliquera le produit sur la paume de la main avant de faire glisser celle-ci sur le corps du serpent ou on appliquera le fipronil à l'aide d'une compresse sur un lézard (GERARD *et al*, 2001 ; AULIO *et al*, 2003).

Le fipronil sera pulvérisé à l'intérieur du terrarium, complètement vidé de ses occupants. 24 heures après la vaporisation, le terrarium sera nettoyé à l'eau de Javel, puis soigneusement rincé et séché. Le traitement peut être renouvelé 15 jours après, si l'infestation est massive (GERARD *et al*, 2001 ; SCHILLIGER, 2004 ; PASMANS *et al*, 2008).

La présentation « Spot-on » du FRONTLINE® ne pourra être employé chez les reptiles. Le tégument de ces animaux étant dépourvu de glandes sébacées, l'absence d'une couche lipidique cutanée empêche la diffusion du fipronil sur l'ensemble du corps.

5.9.1.5.3. Association moxidectine et imidaclopride :

L'association moxidectine-imidaclopride (ADVOCATE®, présentation « Spot-on Chien », liste II) possède une activité sur les nématodes intestinaux et respiratoires ainsi qu'une activité acaricide sur *Ophionyssus natricis*.

Testé sur une vingtaine d'espèces différentes (serpents, tortues aquatiques, agamidés, varanidés, geckonidés) à des doses 8 fois supérieures à celle préconisée pour le chien, ce traitement s'avère dénué de toute toxicité chez les reptiles.

L'ADVOCATE® s'utilise à la posologie d'une goutte par 250 g de poids, 1 fois par jour pendant trois jours consécutifs. Ce « Spot-on » s'applique à des endroits où la peau est la plus fine et la plus perméable : face ventrale de la tête (menton) des serpents, creux axillaires (aisselle) et creux inguino-fémoraux (aisne) des lézards et des tortues (SCHILLIGER, 2006).

5.9.1.5.4. Autres acaricides :

Les organophosphorés (dichlorvos, trichlorfon, diazinon, dimpylate, fenthion, coumaphos), les organochlorés (lindane) et les carbamates (carbaryl, propoxur) doivent être employés avec beaucoup de précaution car ces insecticides-acaricides sont responsables de convulsions et de paralysies flasques chez les reptiles de petite taille et les juvéniles (SCHILLIGER, 1999e, 1999i; GERARD *et al*, 2001 ; SCHILLIGER, 2001 ; AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004). Du fait de leur neurotoxicité, ces molécules sont de moins en moins utilisées en thérapeutique, au profit de molécules plus récentes et moins toxiques comme l'ivermectine ou le fipronil.

Parmi les organophosphorés, le trichlorfon est le moins toxique pour les reptiles. Il s'utilise en bain ou par pulvérisation (spray à 0,15%) hebdomadaire pendant un mois pour traiter le reptile et le terrarium (BROGARD J, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; GATTOLIN, 1999b ; RIVAL, 1999e).

L'utilisation du dichlorvos (TIQUANIS® spray, VAPONA®) sera réservée aux reptiles adultes et de grande taille. La spécialité VAPONA® se présente sous forme de plaquette imprégnée de produit rémanent. 1/5^{ème} de plaquette sera utilisé par m³ de terrarium. Au niveau du local contenant le ou les terrariums, on utilisera une plaquette pour 36 m³ (BROGARD, 1992 ; SCHILLIGER, 1999i ; SCHILLIGER, 2004).

L'utilisation de pyrethrinoïdes (perméthrine, cyperméthrine, bioalléthrine) ou de pyréthrine est également à éviter chez les reptiles. Un traitement à base de pyréthrine fut mortel chez *Thamnophis sauritus* (colubridés) (HARVEY-CLARK, 1995 ; GATTOLIN, 1999b).

5.9.2. LES ENDOPARASITES :

Les reptiles en milieu sauvage ou élevés en captivité peuvent être les hôtes d'une grande variété d'endoparasites. Ces parasites sont peu ou pas pathogènes pour leurs hôtes en milieu naturel mais le passage à la vie en captivité et certains facteurs (surpopulation, stress, mauvaises conditions de maintenance, pathologies concomitantes...) peuvent exhorter leur pathogénicité chez les reptiles.

Les reptiles élevés en captivité hébergent surtout des parasites monoxènes (à cycle direct) et quelques parasites dihétoxyènes (à deux hôtes). Les parasites nécessitant plusieurs hôtes sont beaucoup plus rares chez ces reptiles ; le reptile sera déjà infesté avant son prélèvement du milieu sauvage mais le parasite ne pourra terminer son cycle de développement (WILSON et CARPENTER, 1996 ; PASMANS *et al*, 2008).

Les endoparasites peuvent se localiser au niveau sous-cutané, de l'appareil respiratoire, du système nerveux, de l'appareil uro-génital... Le parasitisme gastro-intestinal est la cause la plus fréquente des troubles gastro-intestinaux chez les reptiles élevés en captivité (BENSON, 1999).

La plupart des reptiles parasités montrent des signes cliniques non-spécifiques au parasitisme : apathie, anorexie, perte de poids progressive, diarrhée chronique. Aux USA, les endoparasitoses seraient responsables de 30% des décès des reptiles maintenus en captivité (WILSON et CARPENTER, 1996 ; GERARD *et al*, 2001 ; SCHILLIGER, 2004).

Tout reptile issu du milieu sauvage devra être vermifugé pendant la période de quarantaine, 2 à 3 semaines après la période d'acclimatation à la vie en captivité. Les parasitoses internes restent plus rares chez les spécimens nés en captivité. Ces reptiles n'ont pas besoin d'être vermifugés sauf s'ils ont été au contact d'individus sauvages (GATTOLIN, 1999b).

5.9.2.1. LES PROTOZOAIRES :

5.9.2.1.1. Les amibes :

Ce sont les protozoaires les plus pathogènes. Parmi les 6 genres d'amibes rencontrés chez les reptiles, trois sont reconnus pathogènes : *Acanthamoeba*, *Naegleria*, *Entamoeba* (WILSON et CARPENTER, 1996 ; PASMANS *et al*, 2008).

5.9.2.1.1.1. *Acanthamoeba* et *Naegleria* :

Acanthamoeba et *Naegleria* sont rarement pathogènes chez les reptiles (PASMANS *et al*, 2008). Pourtant, ces amibes sont à l'origine de méningo-encéphalites chez des serpents (SCHAEFFER et WATERS, 1996 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; SCHILLIGER, 2001).

5.9.2.1.1.2. *Entamoeba invadens* :

Parmi les différents types d'amibiase, la parasitose à *Entamoeba invadens* est la plus fréquemment rencontrée chez les reptiles. Elle peut être responsable d'épizootie ou d'enzootie dans des élevages de reptiles et d'une haute mortalité chez les ophidiens et les sauriens (WILSON et CARPENTER, 1996 ; RIVAL, 1999e).

Les chéloniens (herbivores) et les reptiles aquatiques sont rarement touchés d'amibiase ; ils sont généralement porteurs asymptomatiques d'*Entamoeba invadens*. Certains facteurs (température de maintien trop basse, anorexie) peuvent stimuler sa pathogénicité chez les tortues. Une température de 28°C, relativement froide pour des tortues tropicales, est optimale pour la prolifération de l'amibe (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; OZAKI *et al*, 2000 ; KOJIMOTO *et al*, 2001 ; JOHNSON, 2004 ; SCHILLIGER, 2004 ; PASMANS *et al*, 2008).

Entamoeba invadens est similaire à *Entamoeba histolytica* du point de vue morphologique et biologique, mais reste spécifique à leur hôte (KOJIMOTO *et al*, 2001).

Cette amibe possède un cycle de développement direct. La contamination se réalise par ingestion d'un ookyste contenant un trophozoïte. Les trophozoïtes se développent au niveau de la muqueuse intestinale, provoquant de graves lésions au niveau du côlon (ulcération, hémorragies, perforation possible). Ils peuvent également évoluer en ookystes et seront ensuite libérés avec les selles dans le milieu extérieur où ils peuvent survivre plusieurs jours (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; KOJIMOTO *et al*, 2001 ; PASMANS *et al*, 2008).

Entamoeba invadens peut être également responsable d'hépatites, de néphrites ou de méningo-encéphalites. L'atteinte hépatique se réalise après migration des trophozoïtes par le système porte hépatique ou le canal hépatique (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; OZAKI *et al*, 2000 ; KOJIMOTO *et al*, 2001 ; SCHUMACHER, 2006). La migration vers les reins se réalise via la circulation sanguine ou les uretères (MILLER, 1998 ; SCHILLIGER, 2004).

Entamoeba est responsable de dysenterie amibienne chez les reptiles. Les principaux signes cliniques sont une apathie, une anorexie, une perte de poids, des régurgitations (chez les boïdés) et des selles muco-sanguinolentes (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; RIVAL, 1999e ; KOJIMOTO *et al*, 2001 ; PASMANS *et al*, 2008). Cette amibiase peut se développer sous une forme aiguë, la mort survient alors en 24h sans signes cliniques, ou sous une forme chronique, l'état de santé se détériore pendant plusieurs semaines.

5.9.2.1.2. Les coccidies :

Les coccidies sont des sporozoaires parasites de la muqueuse intestinale et des voies biliaires. Les genres les plus représentés chez les reptiles sont *Cryptosporidium*, *Eimeria*, *Isospora* et *Caryospora*. Les sauriens et les ophidiens sont beaucoup plus sensibles à ces parasites que les chéloniens.

Ces parasites ont un cycle de développement direct complexe, excepté le genre *Sarcocystis* qui est dihéteroïque (GREINER, 2003).

La sporogonie des oocystes de coccidie se réalise dans le milieu extérieur (sauf *Cryptosporidium*). L'oocyste infestant sera ensuite ingérée par un reptile et libérera des sporozoïtes dans le tube digestif. Les sporozoïtes se développeront en trophozoïtes à l'intérieur des cellules épithéliales de la muqueuse digestive. Ces trophozoïtes donneront naissance à de nombreux mérozoïtes par division asexuée (schizogonie). La rupture de la cellule libérera les mérozoïtes qui pourront parasiter d'autres cellules épithéliales ou se développer en gamétocyte mâle ou femelle (gaméto-gonie) à l'intérieur d'autres cellules. Les oocystes, issus de la fécondation d'un macrogamétocyte femelle par un microgamétocyte mâle, rejoindront le milieu extérieur avec les fèces. Ils possèdent une grande résistance dans le milieu extérieur (GREINER, 2003).

Les reptiles se contaminent par voie oro-fécale et les auto-infestations sont fréquentes.

Certaines coccidies, surtout *Eimeria*, possèdent un haut degré de spécificité vis à vis de leur hôte.

5.9.2.1.2.1. *Cryptosporidium*:

La cryptosporidiose est une des pathologies les plus importantes chez les reptiles. Elle affecte de nombreux reptiles en milieu sauvage comme en captivité et est responsable d'un haut taux de mortalité (WILSON et CARPENTER, 1996 ; SCHILLIGER, 2004 ; SCHUMACHER, 2006).

Cryptosporidium (sous ordre : Eimeriorina) se rencontre plus fréquemment chez les serpents et les lézards. *Cryptosporidium serpentis* et *Cryptosporidium saurophilum* sont reconnus pathogènes chez les reptiles. *Cryptosporidium serpentis* n'est pas spécifique seulement aux ophidiens : on le retrouve chez tous les reptiles, mais il est plus virulent chez les serpents (WILSON et CARPENTER, 1996 ; GRACKZYK et CRANFIELD, 1998 ; GREINER, 2003 ; SCHUMACHER, 2006).

Les cas de cryptosporidiose chez les chéloniens sont généralement anecdotiques (GRACKZYK *et al*, 1998).

Cryptosporidium est un parasite monoxène (à cycle de développement direct). La sporogonie est nécessaire pour que l'oocyste soit infestant. Elle se réalise chez l'hôte, les oocystes seront déjà infestants quand ils seront éliminés avec les selles (GREINER, 2003). Les reptiles s'infestent par ingestion d'oocystes sporulés excrétés par d'autres reptiles déjà atteints ou par prédation de reptiles infectés. Les auto-réinfestations sont possibles. La transmission pourrait aussi s'effectuer par ingestion de rongeurs contaminés (WILSON et CARPENTER, 1996 ; GERARD *et al*, 2001).

Cryptosporidium serpentis se développera ensuite dans la muqueuse gastrique des reptiles (hypertrophie de la muqueuse, diminution de la lumière gastrique) et/ou dans la muqueuse intestinale (pour *C. saurophilum*) (WILSON et CARPENTER, 1996 ; GRACKZYK *et al*, 1998 ; SCHILLIGER, 2004 ; XIAO *et al*, 2004 ; SCHUMACHER, 2006).

Certains squamates peuvent jouer un rôle de réservoir asymptomatique à *Cryptosporidium*. Ils excrètent les oocystes par intermittence (WILSON et CARPENTER, 1996 ; GERARD *et al*, 2001 ; SCHUMACHER, 2006).

La cryptosporidiose, souvent fatale chez les ophidiens, se manifeste par des régurgitations postprandiales, des diarrhées plus ou moins sanglantes et une perte de poids. Une grosseur ferme peut être visible au milieu du corps du reptile (WILSON et CARPENTER, 1996 ; GERARD *et al*, 2001 ; GREINER, 2003 ; SCHUMACHER, 2006 ; PASMANS *et al*, 2008).

5.9.2.1.2.2. *Eimeria* et *Isospora* :

Eimeria sp et *Isospora* sp sont les coccidies les plus fréquentes chez les sauriens, elles se rencontrent également chez les serpents.

Ces sporozoaires à cycle de développement direct parasitent la muqueuse intestinale des reptiles. *Eimeria* peut se localiser également au niveau de la vésicule biliaire et du canal cholédoque. Les oocystes sporulés sont éliminés avec les selles et les reptiles s'infestent par ingestion des œufs présents dans le milieu extérieur. Les auto-infestations sont fréquentes (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; SCHILLIGER, 1999f ; GREINER, 2003).

Eimeria sp et *Isospora* sp sont responsables d'entérites chez les reptiles. Différents signes cliniques peuvent apparaître : anorexie, amaigrissement, léthargie, régurgitations, diarrhée chronique sanguinolente (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; AULIO *et al*, 2003).

Isospora est une coccidie potentiellement mortelle chez certaines espèces de sauriens : *Pogona vitticeps* et *Eublepharis macularius*. Cette coccidiose, très contagieuse, représente la première cause de mortalité chez *Pogona vitticeps* en captivité (SCHILLIGER, 1999f).

5.9.2.1.2.3. Autres genres du sous-ordre Eimeriorina :

Caryospora peut infecter les reptiles et se rencontre généralement chez les ophidiens (quelques fois chez les chéloniens et les sauriens). Cette coccidiose provoque une anorexie, une perte de poids et une agitation (WILSON et CARPENTER, 1996). *Caryospora cheloniae* fut à l'origine du décès d'une tortue marine (*Chelonia mydas*) suite à une atteinte rénale (MILLER, 1998).

Sarcocystis possède un cycle de développement indirect avec différents hôtes (hôtes intermédiaires : mammifères, et hôte définitif : reptiles). La sarcosporidiose est généralement asymptomatique. Ce protozoaire s'enkyste au niveau des muscles striés où il provoque une dégénérescence locale (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; GREINER, 2003).

Toxoplasma peut également être retrouvé chez les tortues, lézards et serpents. Ce protozoaire n'est habituellement pas pathogène mais des cas de méningo-encéphalites à *Toxoplasma* ont été diagnostiqués si la température de maintien était trop élevée (proche de la température des animaux homéothermes) (SCHAEFFER et WATERS, 1996 ; SCHILLIGER, 2001).

5.9.2.1.3. Les flagellés :

Les protozoaires flagellés vivent habituellement, en petit nombre, à l'état commensal dans la lumière intestinale des reptiles. Différents facteurs peuvent favoriser la prolifération des flagellés à l'intérieur du tube digestif (température de maintien trop basse, stress, pathologies infectieuses sous-jacentes...). Ces protozoaires ont un cycle de développement direct. Certains flagellés sont associés à des pathologies digestives (entérocrites) chez les ophidiens et les sauriens, pouvant être mortelles : *Giardia*, *Trichomonas*, *Tritrichomonas*, *Monocercomas*, *Leptomonas*, *Hexamastix*, *Hypotrichomonas* (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; SCHILLIGER, 2004).

5.9.2.1.3.1. Genre *Monocercomas* :

Ce protozoaire est responsable de gastrites, salpingites, diarrhées et pneumonies chez certains serpents. L'affection à *Monocercomas colubrorum* est fréquente chez les boïdés : anorexie, selles avec mucus, colites, mort en quelques semaines (WILSON et CARPENTER, 1996).

5.9.2.1.3.2. Genre *Hexamita* :

Hexamita parva parasite les reins et le tractus urinaire des chéloniens et des ophidiens (surtout aquatiques). Les oocystes éliminés avec l'urine dans l'eau seront ingérés par d'autres reptiles. Le protozoaire migrera du tube digestif vers le tractus urinaire ou les reins via la voie sanguine ou les uretères. Il peut se retrouver exceptionnellement au niveau du foie ou de la vésicule biliaire chez les tortues aquatiques (BROGARD, 1992 ; MILLER, 1998 ; SCHILLIGER, 2004).

Les symptômes sont peu spécifiques : léthargie, perte de poids et apathie. La surpopulation d'un terrarium et une mauvaise hygiène favorisent cette parasitose.

5.9.2.1.3.3. Genre *Trypanosoma* et *Sauroleishmania*:

Ces protozoaires parasitent couramment le système sanguin des reptiles. Peu pathogènes, ils sont plus fréquents chez les reptiles en milieu sauvage. Un vecteur (arthropode piqueur ou sangsue) est nécessaire à la transmission des parasites (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996).

5.9.2.1.4. Les protozoaires ciliés :

Les protozoaires ciliés ont un cycle de développement direct et se retrouvent fréquemment au niveau du tube digestif des reptiles. Un seul cilié est considéré comme pathogène chez les reptiles : *Balantidium coli*. Sa pathogénicité est surtout liée à la présence d'autres protozoaires ou bactéries. *Balantidium coli* peut provoquer de sévères colites, principalement chez les tortues (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; PASMANS *et al*, 2008).

5.9.2.1.5. Les hématozoaires ou protozoaires sanguins :

5.9.2.1.5.1. Les hémogregarines :

Les hémogregarines sont des parasites sanguins intra-érythrocytaires à cycle de développement indirect. Différents genres d'hémogregarines (*Haemogregarina*, *Hepatozoon*, *Karyolysus*) sont fréquemment rencontrés chez les reptiles.

Les hémogregarines sont transmises aux reptiles suite à des piqûres d'arthropodes (tiques, *Ophionyssus*, moustiques...) ou de sangsue. En captivité, le système immunitaire est moins efficace et les parasites se développent plus facilement. Une parasitose massive peut entraîner une anémie et un état d'épuisement important chez les reptiles (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; RIVAL, 1999e ; FORONDA *et al*, 2007).

5.9.2.1.5.2. Les Haemosporina :

Ces parasites sanguins (intra-érythrocytaires ou intra-leucocytaires), à cycle de développement indirect, sont peu pathogènes. Ils sont parfois responsables d'anémie et d'asthénie chez les reptiles. Différents genres se rencontrent chez les reptiles : *Plasmodium*, *Fallisia*, *Haemoproteus*, *Garnia*, *Saurocytozoon* (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996).

La transmission aux reptiles s'effectue par l'intermédiaire d'une piqûre d'un arthropode vecteur (mouche ou moustique) qui est l'hôte intermédiaire du parasite.

Plasmodium sp se retrouve principalement chez les lézards, parfois chez les serpents. Aucune espèce de *Plasmodium* n'a été décrite chez les tortues. Ces hématozoaires sont spécifiques vis à vis de leur hôte. Toutes les espèces de *Plasmodium* parasitent les érythrocytes, excepté *Plasmodium azurophilum* qui s'attaque aux érythrocytes et aux leucocytes. La parasitose provoque une anémie et une asthénie (diminution de la résistance à l'effort, moindre défense du territoire) chez les reptiles (WILSON et CARPENTER, 1996).

5.9.2.1.6. Traitement des protozooses digestives:

Les thérapeutiques contre l'amibiase, la cryptosporidiose et les autres coccidioses sont peu efficaces. Le traitement des cryptosporidioses et des coccidioses repose sur l'administration de sulfamides (sulfadiméthoxine ou triméthoprime-sulfaméthoxazole) et le métronidazole sera utilisé pour traiter une amibiase ou une parasitose à flagellés (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; SCHILLIGER, 1999i ; KOJIMOTO *et al*, 2001). Les molécules utilisées ne permettent pas une éradication complète des protozoaires et réduisent seulement l'excrétion des oocystes (WILSON et CARPENTER, 1996 ; RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER, 1999f ; AULIO *et al*, 2003 ; SCHUMACHER, 2006).

Une identification des oocystes dans les selles est nécessaire à l'instauration du traitement. La morphologie des oocystes permet d'identifier le parasite en cause (WILSON et CARPENTER, 1996 ; GREINER, 2003 ; SCHUMACHER, 2006). Un kit de détection (MERIFLUOR®) des oocystes de *Cryptosporidium parvum* (par immunofluorescence), est utilisable pour détecter la présence de *Cryptosporidium* chez les reptiles (GRACZYK *et al*, 1998).

L'euthanasie est souvent recommandé car la cryptosporidiose est très contagieuse et représente un risque potentiel de zoonose (WILSON et CARPENTER, 1996 ; XIAO *et al*, 2004).

5.9.2.1.6.1. Les nitro-imidazolés :

Le métronidazole (FLAGYL® 2,5%, suspension buvable, usage humain, liste I) possède une activité antibactérienne et antiparasitaire. Il est actif contre tous les protozoaires digestifs (flagellés et amibes) sauf les coccidies. Le métronidazole s'administre par voie orale, à des posologies variant selon l'espèce du reptile et l'espèce de protozoaire (tableau 20, tableau 21) (WILSON et CARPENTER, 1996).

Tableau 20 : Posologies du métronidazole dans le traitement des protozooses.

Contre les protozoaires digestifs :
25 à 50 mg/kg, 2 fois à 3 jours d'intervalle (WILSON et CARPENTER, 1996 ; SCHILLIGER, 1999i ; SCHILLIGER, 2004).
60 à 160 mg/kg, 2 fois à 3 jours d'intervalle ou 3 fois à 7 jours d'intervalle, chez les caméléons (SCHILLIGER, 1999e).
40-100 mg/kg, à renouveler 15 jours après (BENSON, 1999).
125 mg/kg/24H pendant 10 jours chez les colubridés (GATTOLIN, 1999b).
100 mg/kg, 2 fois à 15 jours d'intervalle chez les boïdés (entérite à <i>Monocercomas</i>) (RIVAL, 1999e).

Tableau 21 : Posologies du métronidazole dans le traitement des amibiases.

Contre les amibes :
160 mg/kg pendant 3 jours (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; KOJIMOTO <i>et al</i> , 2001).
125 mg/kg, 2 fois à 3 jours d'intervalle puis une troisième dose 24 heures plus tard (SCHILLIGER, 2004).
100 mg/kg, 1 fois par jour pendant 5 jours chez les boïdés (RIVAL, 1999e).

Le dimétridazole (EMTRYL®) est actif contre les flagellés, *Hexamita* et les amibes. Il s'administre à la posologie de 40 mg/kg/jour pendant 5 à 8 jours selon le protozoaire (BROGARD J, 1992) ou 100 mg/kg, à renouveler 15 jours après (WILSON S and CARPENTER J, 1996). Le dimétridazole peut être utilisé dans l'eau des bassins des tortues, à 400mg/L pendant 2 semaines.

5.9.2.1.6.2. Les sulfamides :

Les sulfamides possèdent une activité sur un grand nombre de bactéries Gram +, la majorité des bactéries Gram – du tube digestif et les coccidies. Les sulfamides sont néphrotoxiques, une bonne hydratation des reptiles devra être assurée pendant le traitement (surtout pour les espèces de biotope désertique ou de milieu aride). Ils s'administrent par voie orale.

La sulfadiméthoxine (OCECOXIL®, solution buvable, usage vétérinaire, liste II) est un bactériostatique de la famille des sulfamides possédant une activité contre les coccidies (tableau 22). De nombreuses spécialités vétérinaires contiennent cette molécule, mais aucune n'a d'AMM pour cette indication chez les reptiles.

Tableau 22 : Posologies de la sulfadiméthoxine.

Posologie sulfadiméthoxine:
90 mg/kg le 1 ^{er} jour, puis 45 mg/kg/ jour jusqu'à absence de coccidies dans les selles ou 50mg/kg/jour jusqu'à examen coproscopique négatif. (GREINER, 2003 ; SCHILLIGER, 2004)
90 mg/kg en dose d'attaque puis 45 mg/kg/24H pendant 7 jours. (WILSON et CARPENTER, 1996 ; BENSON, 1999 ; SCHILLIGER, 1999e)

La sulfadimérazine ou sulfadimidine peut être utilisée à la posologie de 250 mg/kg/jour. La sulfaquinoxaline peut être employée dans l'eau de boisson, en solution à 0,04 % pendant 3 à 5 jours (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1997).

5.9.2.1.6.3. L'association triméthoprime-sulfamide :

Le triméthoprime (antibactérien) associé à un sulfamide est actif sur certaines entérobactéries (*Proteus*, *Shigella*, *Salmonella*) sauf *Pseudomonas aeruginosa*. Cette association possède également une activité anticoccidienne (tableau 23, tableau 24). En raison de leur élimination hépatique, les triméthoprime-sulfamides sont à éviter chez les reptiles souffrant d'insuffisance hépatique (SCHILLIGER, 2004).

Tableau 23 : Posologie du triméthoprime-sulfaméthoxazole.

Triméthoprime-sulfaméthoxazole	BACTRIM® (suspension buvable, usage humain, liste I) SULTRIAN® 100, CANIBIOPRIM® (comprimé, usage vétérinaire, liste I)
15 à 25 mg/kg/jour par voie orale (SCHILLIGER, 2004).	
15-30 mg/kg/24H pendant 7 jours par voie orale (WILSON et CARPENTER, 1996 ; BENSON, 1999).	

Tableau 24 : Posologie du triméthoprime-sulfadiazine.

Triméthoprime-sulfadiazine	TRIBRISSEN® (injectable ou suspension orale, usage vétérinaire, liste I)
30 mg/kg/48h par voie intramusculaire (GREINER, 2003 ; SCHILLIGER, 2004).	

5.9.2.1.6.4. Autres traitements :

La spiramycine (160 mg/kg/jour pendant 10 jours) et la paromomycine (25 mg/kg en 2 fois à une semaine d'intervalle) pourront être utilisées dans le traitement de la cryptosporidiose (BROGARD, 1992 ; GREINER, 2003 ; SCHUMACHER, 2006).

Un traitement des ophidiens par hyperimmune bovine colostrum (utilisé contre *C parvum*) permet l'arrêt de l'excrétion d'oocystes (GREINER, 2003 ; XIAO *et al*, 2004).

5.9.2.1.7. Traitement des hématozooses :

L'atovaquone-proguanil est efficace sur les hémogrégarines et représente une alternative au traitement et à la prophylaxie des parasitoses à *Plasmodium*. Cette molécule, administrée à 23,3 mg/kg pendant 3 jours, diminue significativement le taux sanguin d'hémogrégarines mais il n'y a pas guérison complète (FORONDA *et al*, 2007).

La chloroquine est la molécule la plus utilisée contre les infections à *Plasmodium*, malgré sa faible efficacité. Elle s'administre per os à la posologie de 10 mg/kg pendant 7 jours. La chloroquine est inefficace contre les hématozoaires de la famille des Haemogregarinidae (FORONDA *et al*, 2007).

La quinine est également peu efficace pour traiter les hématozooses à *Plasmodium* (WILSON et CARPENTER, 1996).

5.9.2.1.8. Prévention et mesures hygiéniques :

Les traitements étant généralement inefficaces, seule la prévention reste le moyen de lutte principal contre les protozoaires digestifs.

Tout reptile nouvellement acquis devra être mis en quarantaine avant l'introduction dans l'élevage. Une analyse de selles est également recommandée (SCHILLIGER, 1999f).

Le mélange d'espèces différentes dans un même terrarium est à proscrire car certains reptiles peuvent être porteurs sains de protozoaires. Les tortues aquatiques (porteurs saines d'*Entamoeba invadens*) ne doivent pas être maintenues dans la même enceinte que les squamates. L'eau du bassin pour ces tortues ne doit pas circuler entre les différents enclos à reptile. Malgré la spécificité d'*Isospora amphiboluri* à *Pogona vitticeps*, il faut éviter de faire cohabiter des espèces différentes de sauriens car la contamination croisée est possible (SCHILLIGER, 1999f ; JOHNSON, 2004 ; PASMANS *et al*, 2008).

Une hygiène stricte est primordiale dans la prévention des infestations par protozoaires digestifs (tableau 25). Les reptiles atteints ou présents dans le même terrarium seront placés en quarantaine.

Tableau 25 : Mesures hygiéniques pour le traitement des protozooses (d'après BROGARD, 1992 ; RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER, 1999f ; AULIO *et al*, 2003 ; GREINER, 2003 ; PASMANS *et al*, 2008).

Mesures hygiéniques :
<ul style="list-style-type: none">• Le terrarium doit être facile à nettoyer (pas de décors, papier journal comme substrat).• Le bac d'eau pour l'abreuvement sera nettoyé deux fois par jour et l'eau sera renouvelée fréquemment. L'eau est un réservoir à amibes.• Les excréments seront éliminés le plus rapidement possible (après chaque déjection) et le papier journal changé après chaque déjection.• Le terrarium sera entièrement nettoyé et désinfecté 1 à 2 fois par jour à l'hypochlorite de sodium.• Ne pas réutiliser des proies non consommées dans les 24 heures• Nettoyage et désinfection des ustensiles de contention après chaque utilisation.• S'équiper de gants jetables lors du nettoyage.

Les kystes d'*Entamoeba invadens* et les oocystes de *Cryptosporidium* peuvent être inactivés par la chaleur (une température > 52°C pour l'amibe, 45 à 60°C pendant 5 à 9 minutes pour *Cryptosporidium*). Les désinfectants à base de phénol ou d'ammonium quaternaire ne sont pas recommandés pour nettoyer l'environnement des reptiles. Une désinfection à Ammonium 5% ne détruit pas les oocystes mais provoquent leur enkystement. En cas d'utilisation, le terrarium sera minutieusement rincé et aéré avant de replacer les reptiles dans leur environnement (WILSON et CARPENTER, 1996 ; SCHUMACHER, 2006 ; PASMANS *et al*, 2008).

5.9.2.2. LES MÉTAZOAIRE :

5.9.2.2.1. Les trématodes :

Rares chez les reptiles nés en captivité (nécessité d'hôtes intermédiaires), les trématodes sont beaucoup plus fréquents chez les spécimens capturés dans le milieu sauvage.

5.9.2.2.1.1. Trématodes monogénétiques (1 hôte intermédiaire):

Ces trématodes (*Aspidogaster*, *Monogenea*) parasitent uniquement les chéloniens, surtout les tortues aquatiques. Ces parasites de petite taille siègent, de façon asymptomatique, au niveau de la vessie, de l'œsophage ou de l'appareil respiratoire. Le genre *Polystomoïdes* se localise au niveau de la cavité buccale et de l'oesophage des tortues aquatiques (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; SCHILLIGER, 2004).

5.9.2.2.1.2. Trématodes digénétiques (2 hôtes intermédiaires):

La présence d'un hôte intermédiaire (amphibien ou invertébré) est nécessaire pour compléter le cycle de développement du trématode.

On peut retrouver différentes espèces de trématodes (*Macrodera*, *Styphlodora*, *Caudorchis*...) au niveau des poumons, du foie, de la vésicule biliaire, du tube digestif, du système circulatoire et de l'appareil uro-génital. Certaines trématodoses seront asymptomatiques chez les reptiles, d'autres au contraire présenteront un caractère pathologique. Selon la localisation et la quantité de parasite, différents signes cliniques peuvent se manifester : anorexie, perte de poids, dyspnée, apathie, troubles urinaires (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996).

Les parasites du genre *Renifer* se rencontrent au niveau de la cavité buccale des serpents. La forme adulte migre vers les poumons où elle provoque des lésions au niveau des tissus pulmonaires. Cette affection peut être asymptomatique ou se compliquer en pneumopathie par surinfection bactérienne. Il n'existe pas de traitement médicamenteux efficace ; seul le retrait chirurgical des parasites par un vétérinaire est possible (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996).

Les parasites du genre *Styphlodora* (*Styphlodora renalis*, *S. eligorus*, *S. horridum*) se localisent au niveau du tractus urinaire et des reins des ophidiens. Les œufs sont éliminés avec les urines. Ces parasitoses, souvent inapparentes, peuvent provoquer une néphrite chronique. Une parasitose massive peut être à l'origine d'une goutte viscérale fatale pour le reptile. Un traitement par praziquantel est efficace contre *Styphlodora* (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; MILLER, 1998 ; RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER, 2004).

Les spirorchidés (*Spirorchis*, *Learedius*) parasitent le système vasculaire des reptiles, surtout chez les tortues. Présents en grand nombre, ils peuvent provoquer des occlusions vasculaires. Des ulcérations au niveau de la carapace apparaissent suite à l'ischémie. L'administration de praziquantel à 8 à 20 mg/kg, en intramusculaire, est à renouveler 15 jours après (HARVEY-CLARK, 1995 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; SCHILLIGER, 2004).

5.9.2.2. Les cestodes :

L'infestation par des cestodes est rare chez les reptiles élevés en captivité du fait de l'obligation de la présence d'hôte intermédiaire (copépode ou arthropode) pour terminer leur cycle de développement. Les reptiles peuvent jouer un rôle d'hôte intermédiaire ou définitif pour les cestodes (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; SCHILLIGER, 2004).

Parmi les trois ordres de cestodes parasitant les reptiles (Proteocephalidea, Pseudophyllidea, Cyclophyllidea), la majorité appartiennent à l'ordre des Proteocephalidea. De nombreuses espèces de cestodes se rencontrent chez les serpents et les lézards au niveau du tube digestif (*Ophiotaenia*, *Crepidobothrium*, *Bothridium* chez les ophidiens ; *Proteocephalus*, *Acanthotaenia*, *Scyphocephalus*, *Duthiersa* chez les varanidés) (WILSON et CARPENTER, 1996).

Les cestodoses sont généralement asymptomatique, mais une infestation massive peut provoquer une anorexie, une perte de poids, des diarrhées et des régurgitations. Une obstruction intestinale peut survenir chez un reptile sévèrement parasité. Les lésions occasionnées par les parasites peuvent se surinfecter (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996).

5.9.2.2.1. Les cestodoses :

Les ténias pseudophyllidés (*Duthiersia*, *Bothridium*, *Scyphocephalus*, *Spirometra*) parasitent le tube digestif des reptiles (serpents et varanidés). Leur cycle de développement indirect nécessite la présence de deux hôtes intermédiaires : un copépode et soit un mammifère, un poisson ou un batracien. Les reptiles peuvent jouer le rôle d'hôte définitif (taenias adultes au niveau intestin grêle) ou de 2^{ème} hôte intermédiaire (cestodose larvaire). Les œufs sont excrétés avec les selles, les proglottis vides sont digérés.

Les proteocephalidés (*Ophiotaenia*, *Crepidobothrium*, *Proteocephalus*, *Acanthotaenia*) sont des cestodes de petite taille qui parasitent l'intestin grêle des ophidiens, des varanidés et parfois de tortues aquatiques. Le cycle de développement indirect peut nécessiter un troisième hôte intermédiaire chez certaines espèces de proteocephalidés (le premier hôte intermédiaire est un copépode). Les reptiles peuvent également jouer un rôle d'hôte intermédiaire en hébergeant des larves pléroceroïdes au niveau du foie et du mésentère.

Parmi les cyclophyllidés, la famille des nématotaeniidés se compose de petits taenias (*Nematotaenia*, *Baerietta*) qui parasitent les sauriens. La forme adulte d'*Oochoristica* (famille des anoplocephalidés) parasite l'intestin. Les larves de cyclophyllidés (*Joyeuxiella*, *Oochoristica*, *Diplopylidium*, *Mesocestoides*) peuvent s'enkyster au niveau du foie et du mésentère des reptiles.

5.9.2.2.2. Les cestodoses larvaires :

Le genre *Spirometra* (pseudophyllidés) est le principal responsable des cestodoses larvaires chez les reptiles. Cette parasitose est rare chez les reptiles provenant de l'élevage car le cycle de développement du parasite nécessite la présence d'hôtes intermédiaires pour pouvoir s'achever. Les reptiles s'infestent en ingérant un copépode (premier hôte intermédiaire) hébergeant des larves procercoïdes. Ces larves se développeront en larves pleurocercoïdes chez les reptiles. Les larves pleurocercoïdes ou spargana migreront vers les tissus sous-cutanés, les muscles, la cavité péritonéale et les membranes séreuses. On les retrouve parfois au niveau du foie et des reins (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; RIVAL, 1999e).

Une infestation massive peut se manifester par une anorexie et une perte de poids. Des œdèmes et des hémorragies peuvent apparaître en cas d'enkystement au niveau des tissus musculaires. Il n'existe pas de traitement. Seul le retrait chirurgical des larves enkystées au niveau sous-cutané reste possible par un vétérinaire.

Le genre *Mesocestoides* (cyclophyllidés) est également responsable de cestodoses larvaires. Les reptiles s'infestent après ingestion intentionnelle ou non d'un hôte intermédiaire (arthropode) contenant la forme larvaire du parasite : *tetrathyridium*. Les reptiles joueront aussi un rôle d'hôte intermédiaire dans le cycle de développement du parasite, l'hôte définitif de *Mesocestoides* étant un mammifère (dont l'homme). Les larves s'enkystent en grand nombre au niveau du foie, du mésentère et de la cavité coelomique des sauriens et ophidiens.

Un parasitisme important peut provoquer des lésions au niveau de ces différents organes internes. Il n'existe pas de traitement efficace pour éliminer la larve de l'hôte (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; SCHILLIGER, 1999f ; SCHILLIGER, 2004).

5.9.2.2.3. Les acanthocéphales :

Les acanthocéphales sont des némathelminthes qui se caractérisent par une absence de tube digestif et un proboscis (tête) couvert d'épines. Ces parasites se nourrissent par osmose (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; GERARD *et al*, 2001 ; SCHILLIGER, 2004).

Les adultes acanthocéphales sont fréquemment retrouvés dans le tube digestif (intestin grêle et estomac) des serpents et dans l'intestin grêle des tortues aquatiques.

Les acanthocéphales ont un cycle de développement indirect (1^{er} hôte intermédiaire : crustacé, 2^{ème} hôte intermédiaire possible : mollusque). En tant qu'hôte définitif, les reptiles peuvent héberger soit la forme adulte, ou soit une forme immature du parasite qui s'enkystera au niveau du foie, du mésentère et de la paroi intestinale. Ils peuvent jouer également le rôle d'hôte intermédiaire, les larves des acanthocéphales migrent sous la peau pour former des nodules.

Cette parasitose est généralement asymptomatique chez les reptiles. Des granulomes inflammatoires peuvent se former suite aux lésions causées par les épines. Il n'existe pas de traitement efficace (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996).

5.9.2.2.4. Les nématodes :

Ces némathelminthes sont des parasites fréquents des reptiles. Chez les reptiles élevés en captivité, des signes cliniques de nématodoses s'observent en cas de parasitisme massif ou de pathologie concomitante.

5.9.2.2.4.1. Les ascaridés :

Les ascaris sont les parasites les plus grands et les plus pathogènes parmi les nématodes. Ils se retrouvent chez tous les reptiles, particulièrement chez les ophidiens. Ils sont peu spécifiques vis à vis de leur hôte reptile. Plus de 50 espèces (*Amplichaecum*, *Angusticaecum*, *Ophidascaris*, *Polydelphis*, *Hexametra*) parasitent les reptiles (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; SCHILLIGER, 2004).

Les ascaris ont un cycle de développement indirect. Les reptiles se parasitent par consommation d'un hôte intermédiaire (rongeur, batracien) hébergeant une larve infestante ou par ingestion d'œufs d'ascaris, contenant la larve infestante, présents dans le milieu extérieur.

Cette larve (L3), si suffisamment développée, donnera une forme adulte au niveau estomac. Le ver adulte parasitera le tube digestif de l'hôte définitif en s'implantant dans la paroi intestinale. La forme adulte d'*Ophidascaris* s'enfonce profondément dans la paroi de l'œsophage et de l'estomac, avec une partie libre dans la lumière. Si la larve infestante n'est pas assez développée pour donner une forme adulte, elle migrera vers le foie et les séreuses (larva migrans). Les œufs sont acheminés vers l'extérieur avec les selles (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; SCHILLIGER, 2004).

L'ascaridiose est à l'origine de troubles digestifs : gastroentérite avec nécrose et ulcération de la muqueuse gastrique ou intestinale, régurgitations chez les serpents et anorexie. Un parasitisme massif peut entraîner une occlusion intestinale. Le taux de mortalité peut être élevé. Les ascaris provoquent des lésions tissulaires au niveau des viscères lors de la migration larvaire ou lors de l'enfoncement des formes adultes dans la paroi intestinale ou gastrique. Ces lésions créées sont susceptibles de se surinfecter (WILSON et CARPENTER, 1996 ; FORONDA *et al*, 2007).

Cette parasitose se traite par des médicaments antihelminthiques (ex : fenbendazole) par voie orale. L'environnement du reptile sera minutieusement nettoyé et désinfecté. La prophylaxie repose aussi sur l'élimination de l'hôte intermédiaire (WILSON et CARPENTER, 1996 ; RIVAL, 1999e).

5.9.2.2.4.2. Les strongylidés :

Les strongyles sont des parasites du tube digestif. Parmi les nombreuses espèces de strongyles parasitant les reptiles, le genre *Kalicephalus* est le plus fréquemment rencontré chez les ophidiens et le genre *Diaphanocephalus* chez les sauriens (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; SCHILLIGER, 2004).

Kalicephalus sp peut également se localiser au niveau pulmonaire. Sa migration à travers le tissu pulmonaire est à l'origine de l'inflammation et de surinfections bactériennes (SCHUMACHER, 1997).

Les strongyles ont un cycle de développement direct et représentent donc un problème pour les élevages en captivité. La transmission de *Kalicephalus* se réalise par ingestion d'une des formes larvaires ou par passage percutané. Les œufs seront éliminés dans les fèces, 2 à 4 mois après la primo-infection.

Un parasitisme sévère peut provoquer des ulcères hémorragiques, une inflammation ou une occlusion gastro-intestinale, voire la mort du reptile. Les reptiles parasités sont anorexiques et affaiblis (WILSON et CARPENTER, 1996).

Le diagnostic s'effectue par détection des œufs et des larves dans les fèces ou après lavement trachéal.

Les antihelminthiques (fenbendazole, ivermectine) sont efficaces contre les strongyles. Le fenbendazole s'administre par voie orale à la posologie de 50 à 100 mg/kg pendant 3 jours ou 100 mg/kg, tous les 15 jours en 3 fois. La posologie de l'ivermectine sera de 0,2 mg/kg (SCHUMACHER, 1997 ; RIVAL, 1999e).

Des mesures d'hygiène drastiques permettent d'éviter une réinfestation ou l'infestation des congénères.

5.9.2.2.4.3. Les rhabdiasidés :

La majorité des rhabdiasidés (sous-ordre des ascaroïdea) sont des parasites pulmonaires des ophiidiens et sauriens (BROGARD, 1992 ; SCHUMACHER, 1997 ; RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER, 2004).

Rhabdias et *Entomelas* provoquent de sévères troubles respiratoires chez les serpents et les lézards : inflammation de la muqueuse respiratoire, dyspnée et jetage, accumulation d'exsudat au niveau de la glotte. Le risque de surinfections bactériennes est élevé. *Rhabdias* se rencontre parfois au niveau de la cavité buccale. Les œufs seront libérés dans les poumons ; les larves seront excrétées via le mucus oral ou les fèces. Les larves sont sexuées et se reproduiront dans le milieu extérieur pour donner des œufs (contenant des larves infestantes) (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; SCHUMACHER, 1997 ; SCHILLIGER, 2004).

Strongyloides sp sont des parasites intestinaux des serpents. Cette parasitose engendre des diarrhées, une anorexie, une perte de poids et une léthargie. Ces parasites peuvent occasionner des troubles rénaux chez les reptiles en se localisant au niveau de l'uretère ou des reins. Un *Python molurus bivittatus*, maintenu avec d'autres serpents d'espèces différentes, est mort suite à obstruction des uretères par *Strongyloides gular*, parasitant habituellement l'oesophage des serpents américains (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; MILLER, 1998).

La transmission de *Rhabdias* et *Strongyloides* peut être directe. La larve infectieuse pénètre dans l'organisme par voie percutanée ou suite à l'ingestion de l'hôte intermédiaire (invertébré : escargot ou ver), d'aliment ou d'eau souillé.

Le diagnostic s'effectue par détection des œufs et des larves dans les fèces ou après lavement trachéal. Le fenbendazole et l'ivermectine sont efficaces contre la plupart des nématodes respiratoires (SCHUMACHER, 1997). Le lévamisole peut être utilisé chez les boïdés, par voie sous-cutanée, à la posologie de 10 mg/kg, en 2 injections à 15 jours d'intervalle (RIVAL, 1999e).

5.9.2.2.4.4. Les oxyuridés :

Les oxyures parasitent fréquemment les lézards et les tortues, mais sont rarement considérés comme pathogènes. Ces parasites digestifs peuvent aussi être hébergés par les boïdés. Chez *Pogona vitticeps*, les oxyures sont les nématodes les plus courants (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER, 1999f ; SCHILLIGER, 2004).

Ces nématodes, très spécifiques envers leur hôte, possèdent un cycle de développement direct. Les oxyures adultes se localisent au niveau du côlon et du rectum, les œufs seront éliminés avec les fèces. Les reptiles s'infestent par ingestion des œufs présents dans le milieu extérieur, les auto-infestations sont fréquentes (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; SCHILLIGER, 1999f).

Généralement asymptomatique, l'oxyuridose peut se manifester par des diarrhées ou par une anorexie. Un cas d'infestation massive mortelle chez un iguanidé a été rapporté (BROGARD, 1992).

Un nettoyage et un retrait rapide des selles permettent de limiter les réinfestations. Le traitement de l'oxyuridose repose sur l'administration de fenbendazole à la posologie de 50mg/kg/24H pendant 3 jours chez *Pogona vitticeps*. Elle sera renouvelée 10 jours après (SCHILLIGER, 1999f). Le fenbendazole est utilisable, chez les boïdés, à la posologie de 50 à 100 mg/kg pendant trois jours (25mg/kg pour *Python regius*) (RIVAL, 1999e).

5.9.2.2.4.5. Les filaires nématodes :

- Les onchocercidés :

Différents genres de filaires peuvent être retrouvés chez les reptiles : *Macdonaldius*, *Oswaldofilaria*, *Foleyella*, *Cardianema*. Les parasites de la famille des onchocercidés se développent généralement dans le système vasculaire et lymphatique de leur hôte. Généralement asymptomatique, un parasitisme massif peut provoquer une occlusion des vaisseaux sanguins sous-cutanés qui mènera à une ischémie et à des lésions dermiques nécrotiques (ulcères).

Les microfilaires sont absorbées par un arthropode piqueur (acararien, moustique, tique) lors du repas sanguin. Elles se développeront en larves infestantes chez le vecteur et seront transmises au reptile lors du prochain repas sanguin (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; WILSON et CARPENTER, 1996).

Le diagnostic s'effectue par la recherche des microfilaires dans le sang et des filaires adultes au niveau des lésions.

Macdonaldius oschei est une filaire parasitant les artères mésentériques des serpents. Chez l'hôte naturel, la forme adulte siège au niveau de la veine cave postérieure et de la veine portale rénale (risque d'anévrisme et de thrombose). Elle provoque des gonflements cutanés et des lésions dermiques nécrotiques sévères (WILSON et CARPENTER, 1996) ;

Certaines filaires siègent dans les tissus sous-cutanés des geckos et caméléons (exemple : *Thamugadia*, parasite sous-cutané chez les geckonidés) (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995).

- Les dracunculidés

Les parasites de la famille des dracunculidés se rencontrent principalement chez les reptiles aquatiques. Les filaires du genre *Dracunculus* peuvent provoquer des ulcères cutanés (libération des larves vers l'extérieur) au niveau des écailles dorsales et latérales chez les serpents et chez certaines tortues (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; FIRMIN, 1997 ; SCHILLIGER, 2004).

Les larves libérées par le reptile dans l'eau seront ingérées par un petit crustacé (hôte intermédiaire). La forme larvaire évoluera chez le crustacé pour donner une larve infestante pour le reptile. Après ingestion du crustacé, les larves migreront vers différents organes provoquant de nombreuses lésions. Les dracunculidés adultes se localisent dans le tissu sous-cutané des reptiles.

L'ivermectine ou le fenbendazole seront utilisés pour traiter les filarioses chez les reptiles. L'ivermectine sera administrée à 0,2mg/kg, en 2 prises à 10 jours ou à 1 mois d'intervalle. La posologie du fenbendazole sera de 100 mg/kg (HARVEY-CLARK, 1995 ; FIRMIN, 1997).

5.9.2.2.5. Les pentastomidés :

Les pentastomidés appartiennent au phylum des arthropodes et au sous-phylum des crustacés. Ces parasites possèdent les caractéristiques d'arthropodes et d'annélides. Le stade larvaire est similaire à celui des acariens ; le stade nymphal et la forme adulte se rapprochent des annélides. Les pentastomes possèdent une cuticule chitineuse et deux paires de crochets buccaux rétractiles caractéristiques (figure 86) (WILSON et CARPENTER, 1996 ; SCHILLIGER, 2004 ; PARE, 2008).

Les pentastomides correspondent aux linguatules chez les mammifères. Ils sont presque tous des parasites exclusifs des reptiles (90% des espèces de pentastomides) et se rencontrent spécialement chez les serpents, chez certains sauriens insectivores et chéloniens piscivores (WILSON et CARPENTER, 1996 ; SCHUMACHER, 1997 ; SCHUMACHER, 2006 ; PARE, 2008).

Parmi les 20 genres de pentastomidés, les plus fréquemment rencontrés chez les reptiles sont *Armillifer* (chez les pythoninés et vipéridés), *Porocephalus* (chez les boïnés et crotalidés), *Kiricephalus* (chez les colubridés), *Raillietiella* (chez les colubridés et sauriens) et *Waddycephalus* (HARVEY-CLARK, 1995 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; SCHILLIGER, 2004 ; PARE, 2008).

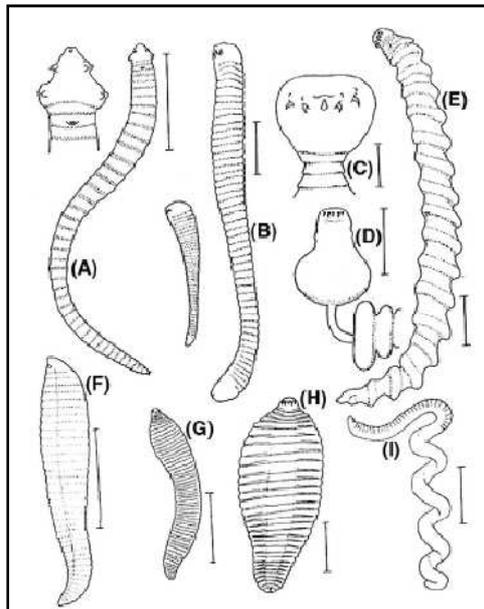


Figure 86 : Morphologie de différents genres de pentastomes (A : *Raillietiella*, B : *Porocephalus*, C : *Kiricephalus*, D : *Cubirea*, E : *Armillifer*, F : *Sambonia*, G : *Elenia*, H : *Subtriquetra*, I : *Leiperia*)

Ces parasites hématophages ont un cycle de développement indirect. Les pentastomes (adultes et larves) se localisent au niveau du tractus respiratoire, principalement au niveau des poumons et parfois au niveau de la cavité buccale. Les pentastomes peuvent migrer à travers la paroi pulmonaire.

Les œufs (contenant la larve primaire) ressortent des poumons par les crachats pour atteindre le tube digestif. Ils seront éliminés dans le milieu extérieur avec les selles ou avec les sécrétions pulmonaires.

Les œufs seront ingérés par un hôte intermédiaire convenable (rongeurs, herbivores, carnivores, primates et hommes). Les reptiles peuvent également servir d'hôte intermédiaire. La larve traversera la paroi intestinale des hôtes intermédiaires pour atteindre différents organes internes, via la voie sanguine, puis s'enkystra sous forme infestante : la nymphe. Les pentastomes peuvent occasionnellement se retrouver au niveau sous-cutané lors de la migration larvaire. Après ingestion de l'hôte intermédiaire, la nymphe migrera vers les poumons de l'hôte définitif pour donner une forme adulte (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; PARE, 2008).

Cette parasitose peut toucher les reptiles élevés en captivité s'ils ont été prélevés dans le milieu sauvage et préalablement infectés. La pentastomose est généralement asymptomatique chez les reptiles sauvages. Sa pathogénicité se développe chez les reptiles élevés en captivité du fait du stress. Les pentastomes peuvent engendrer d'importantes lésions avec leurs crochets buccaux en se fixant à la muqueuse respiratoire et des troubles respiratoires (dyspnée, bruits respiratoires, occlusion trachéale). Les surinfections bactériennes ou mycosiques sont fréquentes au niveau des lésions pulmonaires et une anémie est possible en cas de parasitisme massif (WILSON et CARPENTER, 1996 ; SCHUMACHER, 1997 ; PARE, 2008).

La migration larvaire peut léser différents organes internes. Des protubérances cutanées pourront apparaître en cas de migration vers le tissu cutané.

Il n'existe pas de traitements médicamenteux efficaces. Les médicaments antihelminthiques sont probablement inefficaces du fait de la localisation extra-intestinale des pentastomes. De plus, des glandes cutanées sécrètent une substance protégeant la cuticule des pentastomes du système immunitaire de l'hôte et rendant les traitements antiparasitaires peu efficace (WILSON et CARPENTER, 1996 ; SCHUMACHER, 1997 ; PARE, 2008).

Le traitement par ivermectine seule ou associée à d'autres antiparasitaires (fenbendazole, praziquantel, lévamisole) est envisageable mais les résultats sont variables. Ces traitements n'éradiquent pas les parasites mais stoppent l'excrétion des œufs. Le dichlorvos peut être efficace pour éliminer ces parasites, mais il est toxique chez les reptiles (PARE, 2008).

Un retrait chirurgical par un vétérinaire est possible en cas de localisation sous-cutanée des pentastomes.

Un contrôle vétérinaire sera requis pour tout reptile nouvellement acquis. Un examen des selles ou lavement trachéal permettra d'isoler les œufs pour l'identification. Les rongeurs jouant le rôle d'hôte intermédiaire, il est déconseillé de proposer au reptile ces animaux prélevés dans le milieu sauvage (HARVEY-CLARK, 1995 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; SCHUMACHER, 1997).

5.9.2.2.6. Principaux traitements antihelminthiques :

De nombreuses molécules antihelminthiques, utilisées chez les animaux domestiques, ont été testées de manière empirique chez les reptiles. Certaines d'entre elles se sont avérées efficaces et peu toxiques chez ces animaux. Le fenbendazole, l'ivermectine et le praziquantel sont les antiparasitaires les plus employés en médecine herpétologique.

5.9.2.2.6.1. Le fenbendazole:

Le fenbendazole (PANACUR® 2,5%, suspension orale, PANACUR® 250 chien, comprimé hydrodispersible : usage vétérinaire, liste II) est actif contre les némathelminthes (nématodes digestifs : ascaridés, strongylidés, oxyuridés) et les plathelminthes. Une administration pendant 3 jours consécutifs lui confère une activité larvicide (contre les larves en migration) (SCHILLIGER, 2004; FORONDA *et al*, 2007). Il s'administre par voie orale à différentes posologies (tableau 26).

Tableau 26 : Posologies du fenbendazole.

Posologies du fenbendazole (PANACUR®)
50-100 mg/kg, 2 fois à 15 jours d'intervalle. (WILSON et CARPENTER, 1996 ; BENSON, 1999)
50 mg/kg (2 ml/kg de Panacur® 2,5%) à renouveler 15 jours après si nécessaire. (BROGARD, 1992 ; SCHILLIGER, 2004)
50 à 100 mg/kg pendant 3 jours chez les serpents ou 25mg/kg chez <i>Python regius</i> . (RIVAL, 1999e)
50 mg/kg, 2 fois à 15 jours d'intervalle chez les colubridés. (GATTOLIN, 1999b)
50 mg/kg, en 3 administrations à 1 semaine d'intervalle (caméléons). (SCHILLIGER, 1999e)

5.9.2.2.6.2. L'ivermectine :

L'ivermectine (IVOME[®] 1%), molécule antibiotique du groupe des macrolides, possède une activité contre les nématodes pulmonaires et digestifs, les acanthocéphales, les filariidés et les pentastomidés. L'ivermectine s'administre par voie intramusculaire ou sous-cutanée. Elle peut être utilisée par voie orale dans certains cas.

La posologie sera de 0,2 mg/kg, par voie intramusculaire, à renouveler 15 jours plus tard si nécessaire (WILSON et CARPENTER, 1996 ; BENSON, 1999 ; SCHILLIGER, 1999i). Pour faciliter l'administration chez des reptiles de petites tailles, l'IVOME[®] 1% devra être dilué à 0,02% (soit 0,1ml d'IVOME[®] 1% dans 4,9ml de propylène-glycol).

L'ivermectine est contre-indiquée chez les chéloniens : elle est neurotoxique à des doses supérieures à 0,1 mg/kg et provoque des parésies ou paralysies souvent fatales. Elle est également toxique pour les caméléons si elle est administrée par voie parentérale (SCHUMACHER, 1997 ; SCHILLIGER, 1999e ; SCHILLIGER, 2004).

L'ivermectine sera utilisée uniquement par voie orale (0,2 mg/kg) pour le traitement des pentastomidoses, des filarioses et des nématodoses pulmonaires si le fenbendazole est inefficace (SCHILLIGER, 1999e ; SCHILLIGER, 2004).

5.9.2.2.6.3. La milbémycine oxime :

La milbémycine oxime (INTERCEPTOR[®], comprimés, liste II, usage vétérinaire) est active contre les nématodes pulmonaires et digestifs, les acanthocéphales et les filariidés. Cette avermectine possède une activité identique à l'ivermectine mais elle est non toxique pour les chéloniens. Elle agit par stimulation du système GABA-ergique : elle bloque la transmission post-synaptique de l'influx nerveux, entraînant la paralysie puis la mort des parasites.

La milbémycine oxime s'administre par voie orale à la posologie de 0,5 à 1 mg/kg ou par voie sous-cutanée à la posologie de 0,25 à 0,5 mg/kg (WILSON et CARPENTER, 1996 ; BENSON, 1999 ; SCHILLIGER, 1999i).

5.9.2.2.6.4. Le praziquantel :

Le praziquantel (DRONCIT[®] solution injectable, usage vétérinaire, liste II ; CESTOCUR[®] suspension orale 2,5%) possède une activité cestodicide et trématocicide. Il provoque des contractions tétaniques des muscles des parasites et une vacuolisation de leur tégument.

Il s'administre par voie sous-cutanée, intramusculaire ou per os. La posologie varie selon l'espèce de reptile traitée (tableau 27).

Tableau 27 : Posologies du praziquantel.

Posologies du praziquantel (DRONCIT [®])
5-8 mg/kg, 2 fois à 15 jours d'intervalle par IM ou en une administration unique (4 unités de seringue à insuline U40 par kg) (WILSON et CARPENTER, 1996 ; BENSON, 1999 ; SCHILLIGER, 1999i, 2004).
8 mg/kg, en 2 fois à 15 jours d'intervalle chez les boïdés. (RIVAL, 1999e)
8 à 10 mg/kg, en 3 fois à 14 jours d'intervalle chez les caméléons. (SCHILLIGER, 1999e)
3,5 mg/kg en SC ou 20 mg/kg per os chez les lézards. (WILSON et CARPENTER, 1996 ; BENSON, 1999)

5.9.2.2.6.5. L'association emodepside-praziquantel :

Le PROFENDER®, sous la présentation « Spot-on » pour chat (liste II), représente une alternative aux traitements antihelminthiques habituels. Sa forme galénique permet d'éviter d'utiliser la voie orale et tous les désagréments des sondages orogastriques chez les reptiles.

L'emodepside appartient à la classe des depsipeptides et possède une activité contre de nombreux nématodes. Il agit au niveau présynaptique des jonctions neuromusculaires, entraînant la paralysie et la mort des parasites. Le praziquantel est actif contre les cestodes (adultes et larvaires) et contres les trématodes.

Le PROFENDER® s'administre à la posologie de 2 ou 4 gouttes pour 100 grammes de poids, selon l'épaisseur de la peau. Compte tenu des écailles épidermiques très kératinisées des reptiles, l'application cutanée s'effectuera aux endroits du tégument où la peau est la plus fine (exemple : fosses pré-fémorales et gulaires chez les tortues, creux axillaires et inguino-fémoraux chez les lézards, écailles ventrales sous la mâchoire des serpents) (MELHORN *et al*, 2005 ; SCHILLIGER *et al*, 2009).

Un bain dans l'eau juste après l'application peut réduire l'efficacité du produit. Les reptiles aquatiques seront réintroduits dans leur aquarium 48 heures après l'application du spot-on (SCHILLIGER *et al*, 2009).

Utilisé à des posologies 15, 30 et 50 fois supérieures à celle préconisées chez le chat, le PROFENDER® semble dénué de toxicité chez certains reptiles (serpents, geckos, anolis) (MELHORN *et al*, 2005). D'autres études doivent être entreprises pour prouver l'efficacité et l'innocuité de ce produit chez de nombreuses autres espèces de reptiles.

5.9.2.2.6.6. Le lévamisole :

Le lévamisole (NÉMISOL® injectable, liste II) possède une activité nématodicide. Il est actif sur les nématodes respiratoires (*Rhabdias* sp). Il s'administre par voie intramusculaire à la posologie de 5 à 10 mg/kg, en deux administrations à 15 jours d'intervalle (WILSON et CARPENTER, 1996 ; RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER, 1999i ; SCHILLIGER, 2004).

5.9.2.2.6.7. Autres traitements:

De nombreux autres antihelminthiques (tableau 28) peuvent être utilisés en médecine herpétologique.

Tableau 28 : Autres antihelminthiques utilisables chez les reptiles.

DCI	Spécialités	Activité	Posologie	Voie
Niclosamide	YOMESANE MANSONIL	Cestode Acanthocéphale	150-200 mg/kg, à renouveler 1 mois après si nécessaire (BROGARD, 1992)	VO
Dichlorophène	PLATH-LYSE	Tænia	200 mg/kg, à renouveler 15 jours après si nécessaire (BROGARD, 1992)	VO
Bunamidine (chlorhydrate)	SCOLABAN	Cestode	25 à 50 mg/kg, à renouveler 3 semaines après si nécessaire (BROGARD, 1992)	VO
Tiabendazole	THIBENZOLE	Nématode	50 à 100 mg/kg, à renouveler 15 jours après si nécessaire (BROGARD, 1992 ; WILSON et CARPENTER, 1996).	VO
Mébendazole	TELMIN MEBENVET	Nématode	25 à 100 mg/kg, à renouveler 15 jours après si nécessaire (BROGARD, 1992). 20 à 25 mg/kg (WILSON et CARPENTER, 1996)	VO
Albendazole		Ascaris	50 mg/kg (BENSON, 1999)	VO
Emétine (chlorhydrate)		Trématode Amibe	0,5 mg/kg/jour pendant 10 jours. (WILSON et CARPENTER, 1996 ; SCHILLIGER, 1999(i))	IM

5.9.2.2.7. Prophylaxie :

- Mise en quarantaine des reptiles nouvellement acquis avant l'introduction dans l'élevage.
- Consulter un vétérinaire : analyse de selles ou lavement trachéal.
- Eviter la surpopulation.
- Ne pas mélanger des reptiles d'espèces différentes (certains peuvent jouer le rôle de réservoir).
- Appliquer des mesures hygiéniques rigoureuses : bac d'eau toujours propre, matériel de contention désinfecté, retirer le plus rapidement possibles les selles émises...
- Respecter les bonnes conditions de maintenance propres à chaque espèce de reptile.
- Ne pas distribuer des proies capturées dans la nature.

5.10. LES INFECTIONS BACTÉRIENNES :

Les bactéries de la flore intestinale et buccale habituelle des reptiles (*Aeromonas*, *Pseudomonas*, *Salmonella*...) (tableau 29) sont pathogènes pour les autres espèces animales et l'homme. Ces germes opportunistes deviennent pathogènes chez des reptiles affaiblis si elles sont présentes en quantité anormalement élevée hors du tube digestif.

Les bactéries Gram – opportunistes les plus fréquemment rencontrées chez les reptiles sont : *Pseudomonas aeruginosa*, *Aeromonas hydrophila*, *Klebsiella oxytoca*, *Salmonella arizonae*, *Morganella morganii*, *Providencia rettgeri*, *Pasteurella* sp, *Enterobacter* sp (SCHILLIGER, 1999i ; SCHILLIGER, 2004).

Certains germes tels que les staphylocoques coagulase + et les streptocoques β -hémolytiques sont directement pathogènes chez les reptiles. Les autres cocci Gram + ne sont pas pathogènes chez les reptiles. Les bactéries anaérobies sont également responsables de pathologies (*Bacteroides*, *Clostridium*, *fusobacterium*...) (BROGARD, 1992 ; RIVAL, 1999b ; SCHILLIGER, 2004).

Un milieu trop humide, une température trop basse, un état de stress, une malnutrition, un manque d'hygiène, une peau lésée ou brûlée, une maladie concomitante (infection virale, infection parasitaire), entre autres, représentent de nombreux facteurs potentiels à la survenue d'infection bactérienne chez les reptiles. De plus, un manque d'hygiène dans le terrarium favorise la prolifération des bactéries (SCHILLIGER, 2004 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

Tableau 29 : Flore oropharyngienne normale des ophidiens (d'après SCHILLIGER, 1997).

Enterobacteriaceae : bacilles Gram - :	Pseudomonadaceae :
<i>Escherichia coli</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
<i>Salmonella</i> sous-groupe I	<i>Pseudomonas stutzeri</i>
<i>Salmonella</i> sous-groupe III	<i>Pseudomonas maltophilia</i>
<i>Proteus mirabilis</i>	<i>Pseudomonas alcaligenes</i>
<i>Citrobacter freundii</i>	<i>Aeromonas hydrophila</i>
<i>Morganella morganii</i>	<i>Acinetobacter calcoaceticus</i>
<i>Providencia rettgeri</i>	Coques Gram + :
<i>Providencia alcalifaciens</i>	<i>Staphylococcus epidermis</i>
<i>Enterobacter cloacae</i>	<i>Micrococcus</i> sp
<i>Klebsiella oxytoca</i>	Bacilles Gram + :
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	<i>Corynebacterium</i> sp

5.10.1. LA STOMATITE :

La stomatite est une pathologie inflammatoire et infectieuse des gencives et de la muqueuse buccale : cavité oro-pharyngienne. Elle est très fréquente chez les reptiles élevés en captivité et reste très rare chez les reptiles en milieu sauvage. Elle touche plus particulièrement les serpents (surtout les boïdés) que les sauriens et les chéloniens (BROGARD, 1992 ; SCHILLIGER, 1997 ; GATTOLIN, 1999b ; RIVAL, 1999e).

5.10.1.1. ETIOLOGIE :

Les germes responsables des stomatites sont les bactéries de la flore oropharyngienne : *Pseudomonas* (*P. aeruginosa*, *P. maltophilia*, *P. fluorescens*), *Aeromonas* (*A. hydrophila*, *A. aerogenes*, *A. aerophila*, *A. shigelloides*, *A. formicans*), *Klebsiella* sp, *Salmonella* sp, *Proteus*, *Mycobacterium* sp (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; SCHILLIGER, 1997 ; BENSON, 1999 ; RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER, 2004).

Ces bactéries opportunistes profitent de la chute des défenses immunitaires de leur hôte pour proliférer dans la cavité buccale.

5.10.1.1.1. Causes chez les ophidiens :

Une stomatite est généralement secondaire à un mauvais état général du reptile, à des conditions de maintenance inadaptées ou à des pathologies concomitantes.

De nombreux facteurs différents peuvent favoriser l'apparition d'une stomatite chez un serpent (BROGARD, 1992 ; SCHILLIGER, 1997 ; BENSON, 1999 ; GATTOLIN, 1999b ; RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER, 2004).

- Un état de stress dû à une surpopulation, des manipulations trop fréquentes, une acariose à *Ophionyssus natricis* ou des conditions de maintenance inappropriées.
- Une température de maintien insuffisante.
- Des régurgitations chroniques provoquant une irritation de l'oropharynx.
- Divers traumatismes de la cavité buccale : morsures, abrasion rostrale, gavage répété...
- Une anorexie de longue durée ou un état de malnutrition.
- Une carence en vitamine A et C.
- Un parasitisme massif.

5.10.1.1.2. Causes chez les sauriens :

L'abrasion rostrale et l'ostéofibrose (déformation des mandibules) sont les principales causes de stomatite chez les lézards. Des petits morceaux de cuticules d'insectes, coincés entre les dents, peuvent être à l'origine d'abcès dentaires puis de stomatite chez les caméléons (SCHILLIGER, 1999e ; SCHILLIGER, 2004).

5.10.1.1.3. Causes chez les chéloniens :

Les stomatites sont rares chez les chéloniens. Elles sont souvent accompagnées d'une glossite et seraient dues à un Herpès-virus. Elles surviennent à la sortie d'hibernation des tortues quand les défenses immunitaires sont basses. La mastication de végétaux toxiques peut provoquer une irritation de la cavité buccale, à l'origine de la stomatite (BROGARD, 1992 ; SCHILLIGER, 2004 ; WELLEHAN et GUNKEL, 2004).

5.10.1.2. SYMPTOMES :

Les premiers signes cliniques à apparaître sont une anorexie et une hypersalivation.

La stomatite évolue en suivant différentes phases. Dans un premier temps, la bouche est congestionnée et des pétéchies apparaissent au niveau des gencives (gingivite aigue) (figure 87). L'œdème de la muqueuse buccale empêche la fermeture complète de la gueule du reptile. En cas d'atteinte de la gaine, la langue des serpents peut perdre de sa mobilité et rester pendante à l'extérieur.

Ensuite la gingivite devient purulente avec émission de pus dans la cavité buccale et formation d'abcès gingivaux. Le stade le plus avancé de la stomatite est la gingivite ulcéronécrotique (figure 88). Des ulcères se forment et la muqueuse se nécrose, avec des chutes de dents possibles.

L'infection peut s'aggraver en ostéomyélite, en se propageant aux maxillaires et mandibules. La stomatite peut également se compliquer en septicémie, en pneumonie, en abcès précornéen ou en gastro-entérite. Une stomatite non traitée est mortelle dans 100% des cas (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; SCHILLIGER, 1997 ; RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER, 1999e ; SCHILLIGER, 2004).



Figure 87 : stomatite chez *Python regius* (GERARD *et al*, 2001).



Figure 88 : stomatite chez *Varanus exanthematicus* (AULIO *et al*, 2003).

5.10.1.3. TRAITEMENT :

Le traitement des stomatites nécessite une intervention vétérinaire

5.10.1.3.1. Au stade précoce de la stomatite (gingivite avec pétéchies) :

Dans un premier temps, les facteurs favorisant l'apparition de la maladie seront corrigés. Une élévation de la température ambiante de 2-3°C au dessus de la TMP permettra de stimuler le système immunitaire du reptile (BENSON, 1999 ; SCHILLIGER, 2004).

Aeromonas et *Pseudomonas* ont un développement préférentiel dans un milieu légèrement alcalin : le traitement local consistera à acidifier modérément le milieu buccal.

Un antiseptique buccal (HEXTRIL® solution dentaire à 0,1% : hététidine, ELUGEL® gel buccal) sera appliqué 3 fois par jour à l'aide d'un coton-tige ou d'un pinceau sur les gencives et la muqueuse buccale jusqu'à guérison complète. D'autres antiseptiques locaux peuvent également être utilisés : BETADINE® 10% povidone iodée (diluée à 0,5-1%), VETEDINE® povidone iodée, HIBITANE® 5% chlorhexidine, solution DAKIN COOPER® hypochlorite de sodium (dilution à 0,5%) (SCHILLIGER, 1997 ; SCHILLIGER, 1999e ; SCHILLIGER, 2004).

5.10.1.3.2. Au stade avancé de la stomatite (pus et nécrose) :

Les traitements précédents seront employés. Les abcès buccaux seront curetés par un vétérinaire. Les ulcères pourront être nettoyés par une solution antiseptique (povidone iodée, eau oxygénée) (BROGARD, 1992 ; SCHILLIGER, 1999e ; SCHILLIGER, 2004).

Le traitement de la stomatite nécessite une antibiothérapie par voie générale. L'association de deux antibiotiques à large spectre, efficaces contre les bactéries aérobies Gram – et les germes anaérobies, est recommandée (BAYTRIL® enrofloxacin + FLAGYL® métronidazole ; MARBOCYL® marbofloxacin + FLAGYL® métronidazole) (BROGARD, 1992 ; SCHILLIGER, 1997 ; BENSON, 1999 ; RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER, 2004).

Différents antibiotiques ont été utilisés pour traiter les stomatites infectieuses : chloramphénicol, auréomycine, gentamicine, ampicilline, oxytétracycline, streptomycine, kanamycine.

Des antibiotiques (sulfamides : sulfadiméazine, sulfaquinoxaline) pourront également être appliqués localement, une fois par jour sur les mâchoires (BROGARD, 1992).

L'adjonction de vitamine A (10 à 10 000 UI selon la taille), vitamine B (0,25-0,5 mg/kg/jour) et de vitamine C (10 à 20 mg/kg/jour pendant 10 jours) au traitement est possible (BROGARD, 1992 ; SCHILLIGER, 1997 ; RIVAL, 1999e).

5.10.1.4. PREVENTION :

- Respecter les besoins environnementaux propres à chaque espèce de reptile.
- Prévenir tout risque de traumatismes buccaux (morsures de rongeur, abrasion rostrale, sondage ou gavage fréquent)
- Eviter de stresser l'animal (manipulation trop fréquente, transport, surpopulation...)
- Assurer une hygiène stricte de l'environnement : désinfecter régulièrement le terrarium.
- Lutter contre les ectoparasites et les endoparasites.

Une auto-vaccination fut réalisée avec succès pour une stomatite récidivante à *Pseudomonas aeruginosa* chez un python réticulé (BROGARD, 1992).

5.10.2. LES INFECTIONS BACTÉRIENNES RESPIRATOIRES :

Les troubles respiratoires chez les reptiles ont généralement une origine bactérienne même s'il existe de nombreuses autres causes aux pneumopathies chez les reptiles (virale, mycosique, parasitaire, environnementale, mécanique, néoplasique).

5.10.2.1. LES PNEUMOPATHIES :

Les affections de l'appareil respiratoire profond sont fréquentes chez les reptiles élevés en captivité, surtout chez les serpents et les tortues. Les caméléons sont aussi sensibles à ce type d'infections (SCHILLIGER, 1999e). Les infections pulmonaires sont généralement primaires, mais peuvent être secondaires à un autre foyer infectieux (stomatite : par inhalation de pus par l'orifice trachéal). La mortalité est élevée pour les reptiles atteints (SCHILLIGER, 1997 ; SCHUMACHER, 1997 ; GATTOLIN, 1999b ; SCHILLIGER, 2004).

5.10.2.1.1. Etiologie :

Des fluctuations importantes de la température ou un refroidissement brutal occasionnent une congestion des poumons chez les reptiles, terrain favorable à la prolifération des bactéries opportunistes. Ces infections respiratoires apparaissent chez les reptiles fragilisés et maintenus dans de mauvaises conditions (température trop haute ou trop basse, hygrométrie insuffisante ou milieu trop humide, déséquilibre alimentaire, eau souillée par des bactéries fécales, hypovitaminose A ou C...) (BROGARD, 1992 ; GATTOLIN, 1999b ; SCHILLIGER, 1999e ; SCHILLIGER, 2004).

De nombreuses bactéries Gram – (*Pseudomonas*, *Aeromonas*, *Klebsiella*, *Proteus*, *Pasteurella*, *Serratia*, *Salmonella*, *Escherichia coli*) et bactéries anaérobies (*Bacteroides*, *Peptostreptococcus*, *Fusobacterium*, *Clostridium*) sont en cause dans les pneumonies infectieuses. Les mycobactéries (*Mycobacterium* sp), les mycoplasmes (*Mycoplasma* sp) et les bactéries Gram+ (*Staphylococcus aureus* (toujours associé à *Pasteurella*), *Streptococcus*) peuvent également être isolés dans les pneumopathies (BROGARD, 1992 ; PENNER *et al*, 1997 ; SCHUMACHER, 1997 ; SCHILLIGER, 1999e ; SCHILLIGER, 2004 ; WELLEHAN et GUNKEL, 2004).

5.10.2.1.2. Signes cliniques :

Lors d'une affection respiratoire, les reptiles ont la bouche en permanence ouverte à la recherche d'air (figure 89) et la tête orientée vers le haut. La respiration devient bruyante (sifflante) et difficile. L'hypersalivation est facilement observable chez les reptiles atteints. Des mucosités claires puis purulentes s'accumulent dans la cavité buccale puis sont rejetées vers l'extérieur. On peut observer des tentatives d'expectorations chez les ophidiens et les sauriens mais l'absence de diaphragme chez les reptiles les en empêche (PENNER *et al*, 1997 ; SCHUMACHER, 1997 ; FIRMIN, 1999a ; GATTOLIN, 1999b ; RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER, 1999e ; SCHILLIGER, 2004).



Figure 89 : Dyspnée chez un serpent : respiration gueule ouverte et gonflement intermandibulaire (SCHILLIGER, 2004).

La région intermandibulaire peut être gonflée chez les serpents et un œdème gulaire peut apparaître chez les caméléons. Les tortues aquatiques perdent leur équilibre dans l'eau (les poumons jouant un rôle hydrostatique) : elles nagent de façon asymétrique (BROGARD, 1992 ; SCHUMACHER, 1997 ; FIRMIN, 1999a ; SCHILLIGER, 1999e).

Le reptile peut aussi présenter des symptômes généraux (anorexie, léthargie et perte de poids). Ces pneumopathies ont une évolution chronique souvent fatale.

5.10.2.1.3. Traitement :

Un lavage trachéopulmonaire, réalisé par un vétérinaire, sera nécessaire pour l'analyse microbiologique et l'antibiogramme. Une antibiothérapie et une aérosolthérapie seront nécessaires dans le traitement des pneumopathies infectieuses. L'oxygénothérapie sera indispensable en cas de détresse respiratoire (FIRMIN, 1999a ; GATTOLIN, 1999b ; SCHILLIGER, 2004).

5.10.2.1.3.1. Antibiothérapie :

Un antibiotique à large spectre, actif contre les bactéries aérobies Gram - sera administré au reptile. L'association à un antibiotique actif contre les bactéries anaérobies élargit le spectre d'activité du traitement (tableau 30). Un antibiogramme est souhaitable pour le choix de l'antibiotique.

Tableau 30 : Antibiotiques utilisables dans le traitement des pneumopathies infectieuses.

DCI :	Spécialités :	Posologies :
Enrofloxacin + Métronidazole	BAYTRIL® FLAGYL®	5-10 mg/kg 50 mg/kg/jour (SCHILLIGER, 2004).
Marbofloxacin + Métronidazole	MARBOCYL® FLAGYL®	2-5 mg/kg 50 mg/kg/jour (SCHILLIGER, 2004).
Enrofloxacin	BAYTRIL®	5-10 mg/kg/24h ou 48h pendant 15 à 20 jours (FIRMIN, 1999a). 5 mg/kg/jour, IM ou VO, pendant une durée minimale de 21 jours chez les caméléons (SCHILLIGER, 1999e).
Pénicilline + Streptomycine		10 000 UI 10 mg/kg/jour pendant 5 jours (BROGARD, 1992).
Tylosine	TYLAN®	125 à 200 mg/kg, 2 fois par jour, pendant 8 à 10 jours, par voie orale (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1999a).
Gentamicine	GENTALLINE®	2,5 mg/kg/72h chez les espèces terrestres pendant 15 jours. 10 mg/kg /72h chez les espèces aquatiques pendant 15 jours (FIRMIN, 1999a).

L'ampicilline, le chloramphénicol, les tétracyclines et les sulfamides ont également été utilisés dans les traitements des pneumopathies infectieuses (BROGARD, 1992).

5.10.2.1.3.2. Aérosolthérapie :

L'utilisation d'un appareil à nébulisation, dans une enceinte en verre étanche, permettra la diffusion d'un mélange d'un mucolytique (MUCOMYST®), d'un antibiotique (GENTALLINE®) et d'essences végétales bronchodilatatrices (GOMENOL®, PULLPHYTON®).

Les séances d'aérosolthérapie dureront 30 à 45 minutes ou 15 à 20 minutes par jour pendant 8 à 10 jours (FIRMIN, 1999a ; SCHILLIGER, 1999e ; SCHILLIGER, 2004).

Un mélange de GOMÉNOL® aérosol (1 ampoule), de BETNÉSOL® injectable (1 ampoule) et de SOFRAMYCINE® 100 (framycétine) (1 flacon) peut aussi être utilisé (FIRMIN, 1999a).

Les affections débutantes pourront être traitées par inhalations biquotidiennes d'huiles essentielles de thym, romarin, lavande et eucalyptus (PERUBORE®) pendant 20 minutes. Les huiles essentielles seront instillées dans de l'eau bouillante, à l'intérieur de l'enceinte en verre (GATTOLIN, 1999b).

5.10.2.1.3.3. Autres traitements :

En cas de dyspnée importante, due à la congestion pulmonaire, le furosémide (LASILIX®) pourra être injecté à la posologie de 5 mg/kg/jour. Le bumétanide (LIXIL® léo : 0,06 mg/kg/jour en IM pendant 4 jours), testé uniquement chez les tortues, ou l'aminophylline (PLANPHYLLINE® : 2 à 4 mg/kg, per os) pourront aussi être utilisés pour cette indication (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1999a).

En cas de mucosité importante, l'injection d'atropine à 0,04 mg/kg/jour en intramusculaire ou sous-cutané est possible. Eventuellement la dexaméthasone (SOLUDÉCADRON® : 0,125 à 0,6 mg/kg) ou la prednisolone (HYDROCORTANCYL® : 5 à 10 mg/kg/jour) pourront être employées (FIRMIN, 1999a).

5.10.2.1.4. Prévention :

- Respecter les besoins environnementaux propres à chaque espèce.
- Assurer une hygiène irréprochable du terrarium.
- Le terrarium devra être doté d'une bonne ventilation, surtout pour les caméléons (l'air vicié, chaud et humide favorise les troubles respiratoires).

5.10.2.2. LA RHINITE À MYCOPLASMES :

Les mycoplasmes sont des bactéries sans parois qui se développent à l'intérieur des cellules.

La rhinite à mycoplasme touche spécialement *Testudo graeca* et *Testudo hermanni*, mais d'autres espèces de tortues peuvent être affectées : *Gopherus agassizii*, *Gopherus polyphemus*, *Geochelone pardalis*, *Astrochelys radiata*, *Geochelone chilensis*, *Geochelone elegans* (SCHUMACHER, 1997 ; RIVAL, 2000b ; SCHILLIGER, 2004 ; SCHUMACHER, 2006 ; PASMANS *et al*, 2008).

5.10.2.2.1. Etiologie :

Cette rhinite, contagieuse et généralement fatale pour ces tortues terrestres, survient chez des animaux affaiblis par des mauvaises conditions de maintenance (température de maintien trop froide, refroidissement, courant d'air, stress, surpopulation, substrats volatiles ou allergènes irritant les fosses nasales...), par un endoparasitisme important ou par une hypovitaminose A. Les tortues se contaminent par contact direct, nez à nez (RIVAL, 2000b ; SCHILLIGER, 2004 ; SCHUMACHER, 2006 ; PASMANS *et al*, 2008).

5.10.2.2.2. Symptômes :

La rhinite se manifeste par un écoulement nasal séreux pouvant devenir muco-purulent. Le pourtour des narines peut se décolorer et s'ulcérer. L'infection peut se propager aux yeux (conjonctivite). La rhinite peut évoluer de façon chronique avec des phases de rémission ou de façon aiguë en se compliquant en pneumonie. La surinfection par des bactéries de la flore respiratoire ou buccale est fréquente si l'infection est chronique (SCHUMACHER, 1997 ; RIVAL, 2000b ; WELLEHAN et GUNKEL, 2004 ; SCHUMACHER, 2006 ; PASMANS *et al*, 2008).

5.10.2.2.3. Traitement :

Dans un premier temps, les conditions de maintenance pouvant être la cause de la rhinite seront corrigées. Une vermifugation, une réhydratation, une alimentation assistée ou une vitaminothérapie A peuvent être nécessaire.

Le traitement de la rhinite à mycoplasme repose sur l'administration d'antibiotiques par voie systémique, l'instillation d'antibiotiques dans les fosses nasales et des séances d'aérosolthérapie. Il n'y a pas de traitement efficace pour éliminer totalement les mycoplasmes (SCHUMACHER, 2006). Pendant le traitement, la température ambiante sera augmentée de quelques degrés (2-3°C) au dessus de la TMP de la tortue pour stimuler son système immunitaire.

L'enrofloxacin, les tétracyclines (TERRAMYCINE®) et certains macrolides (érythromycine RULID® ; clarithromycine (non disponible en France)) sont des antibiotiques efficaces contre les mycoplasmes (RIVAL, 2000b ; SCHILLIGER, 2004). L'enrofloxacin (BAYTRIL®) pourra être administré à la posologie de 10 mg/kg/48h pendant 10 jours en IM ou SC (SCHILLIGER, 1997) ou 5 mg/kg /jour pendant 10 jours (SCHUMACHER, 2006).

Le traitement local repose sur l'instillation biquotidienne d'antibiotiques dans les narines. L'enrofloxacin en solution buvable (BAYTRIL® 2,5%) ou un collyre antibiotique et anti-inflammatoire (GENTASONE® : bétaméthasone + gentamicine) pourront être utilisés (RIVAL, 2000b ; SCHILLIGER, 2004).

L'efficacité du traitement sera améliorée par des séances quotidiennes de fumigation (mélange : GOMÉNOL® + MUCOMYST® + GENTALLINE®). Le PERUBORE® ou le PULPHYTON® peuvent aussi être utilisés trois fois par jour pendant 7 jours (RIVAL, 2000b ; SCHILLIGER, 2004).

5.10.2.2.4. Prévention :

La rhinite étant une pathologie très contagieuse chez les tortues, les animaux atteints seront isolés et placés en quarantaine. Il faudra respecter les conditions de maintenance propres à chaque espèce et éviter toute forme de stress aux tortues.

5.10.2.3. LA RHINITE INFECTIEUSE :

Chez la plupart des squamates, les rhinites sont généralement secondaires à des infections du tractus respiratoire profond (pneumopathie) ou de la cavité buccale (stomatite). Les fosses nasales sont contaminées par des bactéries Gram- (*Aeromonas*, *Pseudomonas*, *Klebsiella*...).

Une rhinite peut apparaître également à la suite de l'irritation des fosses nasales par des corps étrangers (poussière volatile de substrat, allergènes...) (SCHILLIGER, 2004).

Elle se manifeste par des sécrétions liquidiennes muco-purulentes, éliminées au niveau des narines.

Il faut traiter la cause secondaire de la rhinite (stomatite ou pneumopathie). Les fosses nasales pourront être irriguées au sérum physiologique.

5.10.3. LES INFECTIONS BACTÉRIENNES CUTANÉES :

5.10.3.1. LES ABCÈS :

Les abcès se forment lentement et ne sont pas douloureux (pas de réaction inflammatoire). Le pus généralement solide, caséux et de couleur jaunâtre-grisâtre est contenu dans une capsule fibreuse. Le pus a un aspect solide car les granulocytes des reptiles sont dépourvus d'enzymes lysosomiales, responsables de la dégradation et de la liquéfaction des débris cellulaires (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; FIRMIN, 1997 ; GATTOLIN, 1999b ; RIVAL, 1999b ; SCHILLIGER, 1999e ; SCHILLIGER, 2004 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

Les abcès sont fréquents chez tous les reptiles, spécialement chez les sauriens.

5.10.3.1.1. Etiologie :

De nombreux germes peuvent être isolés au niveau d'un abcès : bactéries Gram – (*Pseudomonas*, *Aeromonas*, *Actinobacillus*, *Klebsiella*, *Serratia*, *Pasteurella*, *Citrobacter*, *Proteus*, *Salmonella*), bactéries anaérobies (*Clostridium*, *Fusarium*, *Bacteroides*), cocci Gram + (*Staphylococcus*, *Streptococcus*), *Mycobacterium* sp (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1997 ; SCHILLIGER, 2004 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

Un abcès apparaît suite à un traumatisme perforant septique (morsure de congénères ou de rongeurs, ectoparasites, abrasion rostrale, élément de décor du terrarium, filaires ...) et à un manque d'hygiène de l'environnement du reptile (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; FIRMIN, 1997 ; GATTOLIN, 1999b ; SCHILLIGER, 1999e, 1999f).

5.10.3.1.2. Signes cliniques :

Un abcès se présente sous l'aspect d'un gonflement nodulaire. Les abcès peuvent être cutanés, sous-cutanés ou intra-articulaires et leurs localisations diffèrent selon les reptiles. Chez les serpents, ils se localisent surtout au niveau de la tête, du rostre (figure 90), de la face ventrale et à la base de la queue. Les membres, le cou, la queue et la cavité tympanique sont souvent atteints chez les tortues. Chez les lézards, les abcès siègent surtout au niveau des mandibules, des doigts et des articulations (figure 91) (FIRMIN, 1997 ; RIVAL, 1999b ; SCHILLIGER, 1999f ; SCHILLIGER, 2004)

Les abcès multiples peuvent être le signe d'une infection profonde.



Figure 90 : Abscès rostral (GERARD *et al*, 2001).



Figure 91 : Abscès articulaire (AULIO *et al*, 2003).

Les panaris, abcès localisés au niveau des doigts, se rencontrent principalement chez les sauriens (iguanes, caméléons). Ils sont fréquents chez *Iguana iguana* et sont d'origine bactérienne ou mycosique. Ils se forment suite à une infection de la gaine unguéale par un substrat souillé et humide, à une mue incomplète au niveau des doigts, à un traumatisme perforant ou à une élongation des griffes (SCHILLIGER, 1999a, 1999e).

5.10.3.1.3. Traitement :

Le traitement d'un abcès nécessite une intervention chirurgicale vétérinaire sous anesthésie générale. Une pommade antibiotique (FUCIDINE®Iéo, FLAMMAZINE®, SULMIDOL®) sera ensuite appliquée sur la plaie. Une antibiothérapie par voie générale (enrofloxacin : 5 à 10 mg/kg/jour pendant 30 à 40 jours) pourra être instaurée en cas d'ostéomyélite (complication d'abcès intra-articulaire) (GATTOLIN, 1999b ; SCHILLIGER, 1999e, 1999f ; SCHILLIGER, 2004).

Une vitaminothérapie A, C, D3 et E favorisera une meilleure cicatrisation et stimulera les défenses immunitaires du reptile (FIRMIN, 1997).

5.10.3.1.4. Prévention :

La prophylaxie consiste à assurer une hygiène irréprochable du terrarium et à lutter contre tout ce qui peut engendrer des lésions cutanées chez le reptile : lutter contre les ectoparasites, distribuer des proies mortes, éviter de surpeupler un terrarium (la surpopulation est une source de conflits et de stress).

5.10.3.2. LES MALADIES ULCÉREUSES DE LA CARAPACE :

Cette pathologie touche essentiellement les tortues aquatiques (*Trionyx*, *Apalone*, *Cyclanorbis*, *Chrysemys*, *Trachemys*, *Pseudemys*, *Sternotherus*, *Chelonia*, *Podocnemys*) et plus rarement les tortues terrestres. Certaines espèces (*Chrysemys picta*) sont plus susceptibles à développer cette maladie (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; FIRMIN, 1997 ; SCHILLIGER, 2004).

Diverses bactéries sont responsables de lésions ulcéraives de la carapace chez les tortues.

Beneckea chitinivora est la bactérie responsable de l'USD (Ulcerative Shell Disease). *Citrobacter freundii*, bactérie responsable de la SCUD (Septicemic Cutaneous Ulcerative Disease), appartient à la flore intestinale normale des reptiles et se rencontre également au niveau de l'eau et du sol du terrarium. D'autres bactéries : *Pseudomonas aeruginosa*, *Aeromonas hydrophila*, *Serratia*, *Haemophilus*, *Vibrio* peuvent être isolées dans des lésions ulcéraives de la carapace (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; FIRMIN, 1997 ; RIVAL, 1999a, 1999b ; JOHNSON, 2004 ; SCHILLIGER, 2004 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

Une eau souillée ou trop chauffée et une filtration insuffisante de l'eau du bassin favorise la prolifération bactérienne. Ces bactéries surinfectent des plaies préexistantes de la carapace ou s'attaquent directement aux écailles saines (SCHILLIGER, 2004 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

Certains crustacés (*Gammarus* (« crevettes séchées pour tortues »), isopodes) pourraient jouer le rôle de réservoir et de vecteur de *Beneckea chitinivora*. Cette bactérie coloniserait l'exosquelette des crustacés (HARVEY-CLARK, 1995 ; FIRMIN, 1997 ; SCHILLIGER, 2004).

5.10.3.2.1. Signes cliniques :

Cette pathologie se manifeste par des lésions ulcéraives au niveau du plastron (figure 93) ou de la dossière de la carapace (figure 92). Des pustules de couleur sombre se développent au niveau des écailles, provoquant leur chute et laissant apparaître ensuite des ulcères sous-jacents. Les tortues affectées sont léthargiques et perdent leur appétit.



Figure 92 : Ulcère de la carapace chez *Trionyx* sp (BOUR *et al*, 2002)



Figure 93 : Lésions ulcératives chez *Malaclemys terrapin* (HOPPMANN et BARRON, 2007)

Une infection à *Citrobacter freundii* provoque une paralysie des membres postérieurs. Des ulcères apparaissent plus tardivement au niveau du cou, de la queue et des membres. Ces lésions peuvent provoquer la chute de griffes et la perte de doigts. Les muscles sous-jacents aux ulcères peuvent être atteints et se nécroser. La nécrose peut se propager à de nombreux organes internes (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; FIRMIN, 1997 ; RIVAL, 1999a ; JOHNSON, 2004 ; SCHILLIGER, 2004).

Les maladies ulcéreuses de la carapace peuvent se compliquer en septicémie souvent fatale.

5.10.3.2.2. Traitement :

Une antiseptie locale par des bains biquotidiens dans de la chlorhexidine (diluée à 2%) ou de la povidone iodée est nécessaire. Un topique antibiotique sera appliqué quotidiennement ou biquotidiennement sur les lésions ulcéreuses : PANOLOG®, AURÉOMYCINE®, GENTALLINE® (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; FIRMIN, 1997 ; RIVAL, 1999a, 1999b ; SCHILLIGER, 2004 ; HOPPMANN et BARRON, 2007).

Une antibiothérapie par voie générale, après antibiogramme, peut être instaurée si les lésions sont profondes ou si l'état général de la tortue est mauvais. Différents antibiotiques peuvent être utilisés : enrofloxacin (10 mg/kg/jour) (SCHILLIGER L, 2004), chloramphénicol (30-40 mg/kg/jour), tétracyclines (BROGARD, 1992 ; RIVAL, 1999a), triméthoprime-sulfaméthoxazole, gentamicine (FIRMIN, 1997).

La tortue sera maintenue dans un environnement sec pendant et après les soins dermatologiques (1 à 2 heures après). Une vitaminothérapie A, B et C peut aider à la guérison. La cicatrisation peut être longue, de 15 jours à plusieurs mois (FIRMIN, 1997 ; RIVAL, 1999b).

5.10.3.2.3. Prévention :

L'aquaterrarium ou le bassin devra être muni d'un système de filtration efficace (débit minimum 1000 litres/heure). Le surpeuplement du terrarium est à éviter car la surpopulation augmente le risque de contamination de l'eau par les bactéries fécales et le risque de blessures par griffures de congénères. Les plaies seront traitées le plus rapidement possible.

L'éleveur évitera de nourrir les tortues exclusivement avec des crustacés (gammare) et de mélanger différentes espèces de tortues car certaines espèces (*Trachemys scripta*) peuvent véhiculer *Beneckea chitinivora* sans développer de lésions (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; SCHILLIGER, 2004).

5.10.3.3. LES DERMITES BACTÉRIENNES :

De nombreuses bactéries sont responsables de dermites chez les reptiles : *Aeromonas*, *Pseudomonas*, *Serratia*, *Salmonella*, *Acinetobacter*, *Dermatophilus*, *Mycobacterium*, *Citrobacter*, *Beneckea*, *Clostridium*, *Fusobacterium*...

5.10.3.3.1. Symptômes

Une dermite bactérienne peut se manifester de différentes manières : vésicules, ulcères, papules, pustules... (figure 94). Les dermites sont souvent à l'origine de trouble de la mue chez les squamates.



Figure 94 : Dermite bactérienne mandibulaire chez *Chamaeleo chamaeleo* (AULIO *et al*, 2003).

5.10.3.3.2. Traitement :

Dans un premier temps, il faudra corriger les conditions de maintenance généralement en cause dans l'apparition de la dermite : milieu trop sec ou trop humide, substrat inapproprié à l'espèce, hygiène douteuse, manque de ventilation dans le terrarium....

Les lésions cutanées seront désinfectées par application biquotidienne de chlorhexidine (HIBITANE® 5%). Par rapport à la povidone iodée, la chlorhexidine acidifie légèrement le foyer infectieux : meilleure lutte contre *Pseudomonas* et *Aeromonas*.

Un topique antibiotique (FUCIDINE®, FLAMMAZINE®, SULMIDOL®) sera appliqué sur les lésions. Des pommades antibiotiques auriculaires ou ophtalmiques (CORTANMYCÉTINE®, FRADEXAM®, ORIBIOTIC®, BÉTA-SEPTIGEN®) peuvent aussi être utilisées au niveau cutané chez les reptiles (GATTOLIN, 1999b ; SCHILLIGER, 2004).

Une antibiothérapie par voie générale pourra être instaurée en cas d'atteinte profonde.

5.10.3.4. LA DERMATOPHILOSE :

La dermatophilose est une hyperkératose cutanée nodulaire. Cette affection, due à des bactéries du genre *Dermatophilus* (exemple : *Dermatophilus congolensis*), touche principalement les sauriens. Ces germes sont des bactéries Gram + filamenteuses, voisines des champignons.

La dermatophilose se manifeste par la présence de nodules de couleur jaune-brun au niveau de la peau. Des abcès cutanés peuvent se former. Les *Dermatophilus* pourraient être transmis aux reptiles par des insectes et des tiques (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1997).

Le traitement de la dermatophilose consiste en une désinfection des lésions à la povidone iodée et en une antibiothérapie (tétracyclines, chloramphénicol, bacitracine). La pénicilline est inefficace contre ce type de bactérie (BROGARD, 1992).

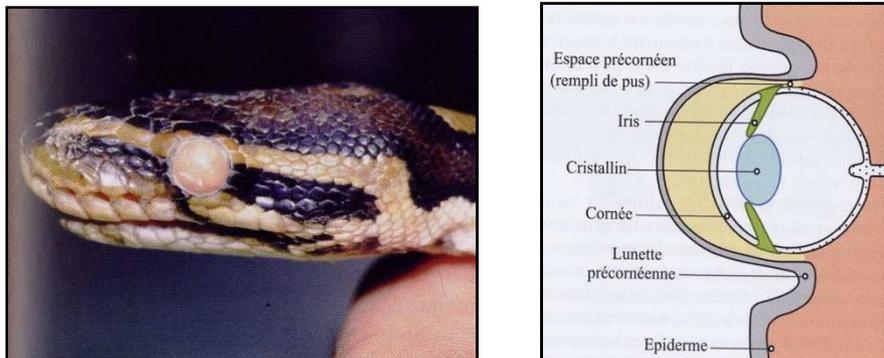
5.10.4. LES INFECTIONS BACTÉRIENNES OCULAIRES :

5.10.4.1. L'ABCÈS PRÉCORNÉEN :

Cette affection se rencontre principalement chez les ophidiens et chez les geckonidés (structure anatomique de l'œil proche des ophidiens).

Un abcès précornéen peut être une complication d'un dacryocoele sus-cornéen, qui est une accumulation anormale de sécrétions lacrymales dans l'espace précornéen suite à une obstruction du canal lacrymal. L'œil du reptile se retrouve comprimé vers le fond de l'orbite. L'espace précornéen sera envahi par des bactéries de la flore oropharyngienne (*Pseudomonas* sp, *Proteus* sp, *Providencia* sp) et du pus s'y accumulera (figure 95).

L'abcès peut se former également suite à une stomatite (le plus fréquent), une septicémie, une infection des voies respiratoires ou à un traumatisme septique à travers la lunette. Les germes responsables de la stomatite atteignent l'œil via le canal de la glande de Harder (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; SCHILLIGER, 1997 ; SCHILLIGER, 1999a ; RIVAL, 2001 ; SCHILLIGER, 2004)



Le traitement d'un abcès précornéen nécessite une intervention vétérinaire. Un traitement étiologique pourra également être établi. Une pommade ophtalmique antibiotique (FUCITHALMIC® VET, TEVEMYXINE®, OPHTALON®) sera ensuite appliquée sur l'œil. Le traitement peut être poursuivi jusqu'à la mue suivante. Une guérison complète peut être longue (au moins trois mois) et les récurrences sont fréquentes (BROGARD, 1992 ; RIVAL, 2001 ; SCHILLIGER, 2004).

5.10.4.2. LES CONJONCTIVITES-KÉRATITES :

Ces affections oculaires touchent les sauriens (sauf les geckonidés) et les chéloniens. Elles se manifestent de différentes manières : œdème palpébral, pus dans les sacs palpébraux, ulcérations,...

La kératite se manifeste par une perte de transparence de la cornée de l'animal.

La conjonctivite est généralement un signe d'infection respiratoire chez les tortues. Les infections à *Aeromonas*, *Pseudomonas*, *Proteus* au niveau des yeux sont fréquentes chez ces reptiles (BROGARD, 1992 ; RIVAL, 1999c). L'hypovitaminose A est à l'origine, chez les jeunes tortues aquatiques, de conjonctivites qui se surinfectent souvent par des bactéries fécales.

Le traitement repose sur une antibiothérapie locale (SOLIGENTAL®, GENTALLINE® ophtalmique). Le bleu de méthylène en collyre se révèle efficace dans la plupart des cas (BROGARD, 1992). La cause de la conjonctivite devra également être traitée. L'administration de vitamine A sera nécessaire si la conjonctivite a pour origine une hypovitaminose A.

5.10.4.3. LA PANEXOPHTALMIE :

La panexophtalmie est une infection généralisée de l'œil, apparaissant suite à un traumatisme septique ou à un abcès précornéen. Cette affection oculaire se manifeste par une exophtalmie importante.

La panexophtalmie nécessite une intervention chirurgicale vétérinaire. Un collyre antibiotique ou une pommade antibiotique ophtalmique sera administré localement. Le traitement peut inclure une antibiothérapie systémique après antibiogramme (BROGARD, 1992 ; SCHILLIGER, 2004).

5.10.5. LES INFECTIONS BACTÉRIENNES AURICULAIRES :

Le pyogranulome du tympan est une infection de la cavité auriculaire sub-tympanique. Cette affection touche principalement les chéloniens et en particulier les tortues aquatiques et les tortues-boîtes (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; SCHILLIGER, 2004).

5.10.5.1. ETIOLOGIE :

Cette affection peut être secondaire à :

- Des conditions de maintenance défectueuses : température insuffisante, eau souillée (eau de boisson ou eau de l'aquaterrarium),...
- Une stomato-glossite : les bactéries se disséminent dans la cavité tympanique via les trompes d'Eustache.
- Une hypovitaminose A : une carence en vitamine A provoque une métaplasie squameuse des épithéliums (trompe d'Eustache), augmentant le risque de surinfection bactérienne.

Les germes mis en causes sont des bactéries Gram - de la flore buccale (*Pseudomonas*, *Aeromonas...*), des bactéries fécales et des bactéries anaérobies (HARVEY-CLARK, 1995 ; SCHILLIGER, 2004).

5.10.5.2. SIGNES CLINIQUES :

Cette affection uni ou bilatérale se révèle par un renflement important de la membrane tympanique (figure 96). La présence de pus donne une coloration plus ou moins jaunâtre à la membrane. L'anorexie et l'apathie de la tortue sont liées au mauvais état général ayant favorisé l'infection.



Figure 96 : Pyogranulôme du tympan chez *Trachemys scripta elegans*.
(BOUR *et al*, 2002)

5.10.5.3. TRAITEMENT :

Cette affection requiert une intervention chirurgicale par un vétérinaire. Un traitement antibiotique local (GENTALLINE®, OPHTALON®) et systémique (enrofloxacin) sera ensuite mis en place (BROGARD, 1992 ; HARVEY-CLARK, 1995 ; SCHILLIGER, 2004).

La posologie de l'enrofloxacin sera de 5 mg/kg/jour, par voie intramusculaire, pendant 10 à 20 jours pour les tortues aquatiques et de 5 mg/kg tous les 4-5 jours pour les tortues boîtes (SCHILLIGER, 2004)

Une correction des facteurs favorisants (conditions de maintenance, hygiène, vitaminothérapie A) s'avère nécessaire car les récurrences sont fréquentes.

5.10.5.4. PRÉVENTION :

- Fournir aux tortues une alimentation riche en vitamine A ou β -carotène.
- Respecter les conditions de maintenance propres à chaque espèce.
- Assurer une hygiène irréprochable de l'eau du bassin.

5.10.6. LES GASTRO-ENTÉRITES BACTÉRIENNES :

Les infections bactériennes digestives (gastrites ou gastro-entérites) sont le plus souvent la conséquence d'une stomatite ou d'une septicémie. Lors d'une stomatite, l'infection se propage suite à l'ingestion de pus (BROGARD, 1992 ; SCHILLIGER, 1997).

D'autres facteurs peuvent favoriser la survenue d'une gastro-entérite chez un reptile :

Une baisse brutale de température pour les reptiles dont la partie ventrale est au contact du sol froid peut être à l'origine de l'infection : les bactéries traversent la paroi intestinale (BROGARD, 1992). Une gastrite peut apparaître chez les ophidiens à la suite d'une régurgitation d'une proie ou d'une diminution brutale de la température ambiante pendant la digestion (GATTOLIN, 1999b). Une constipation chronique peut provoquer une rupture de la paroi intestinale, à l'origine de la gastro-entérite (BROGARD, 1992).

Aeromonas sp est la bactérie la plus fréquemment isolée dans les infections bactériennes gastro-intestinales. D'autres entérobactéries (*Escherichia coli*, *Pseudomonas*, *Serratia*...) sont également responsables d'entérites chez les reptiles (BROGARD, 1992 ; SCHILLIGER, 1997 ; BENSON, 1999).

Les vomissements et les diarrhées (hémorragiques) sont les principaux signes cliniques des gastro-entérites bactériennes.

Les gastro-entérites bactériennes se traitent par une antibiothérapie par voie orale (BAYTRYL® 10% solution buvable, à 5mg/kg/24h pendant 10 jours). Une réhydratation du reptile peut s'avérer nécessaire et, en cas de régurgitations, on évitera de nourrir le serpent pendant les 15 jours suivants, temps nécessaire à la dissipation de la gastrite (BROGARD, 1992 ; BENSON, 1999 ; GATTOLIN, 1999b). L'adjonction de métronidazole (FLAGYL® 2,5%) à 125 mg/kg peut s'avérer utile car, suite à une gastrite, l'estomac devient souvent le siège d'infection secondaire amibienne ou à *Clostridium* (GATTOLIN, 1999b).

5.10.7. LES SEPTICÉMIES :

La septicémie correspond à une dissémination dans le sang de bactéries pathogènes à partir d'un foyer infectieux initial (suite à une infection bactérienne non traitée ou mal traitée). Le foyer infectieux est généralement une stomatite ou une pneumopathie infectieuse (BROGARD, 1992 ; SCHILLIGER, 1997 ; RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER, 2004).

Les germes mis en cause dans les septicémies sont tous des bactéries Gram - : *Aeromonas* sp, *Pseudomonas* sp, *Arizona* sp, *Salmonella* sp, *Clostridium* sp, *Edwardsiella* sp, *Serratia* sp. *Citrobacter* sp et *Micrococcus* sp sont aussi couramment isolés. Les germes les plus fréquemment rencontrés sont *Aeromonas hydrophila* (aéromonose généralisée) et *Pseudomonas aeruginosa* (bacille pyocyanique) (RIVAL, 1999b ; SCHILLIGER, 2004 ; WELLEHAN et GUNKEL, 2004).

Différents facteurs favorisent la survenue d'une septicémie chez une reptile : température de maintien inadéquate, stress, sous-alimentation, parasitisme important, plaies cutanées non soignées, hygiène déficiente, acariose (*Ophionyssus natricis* est vecteur d'*Aeromonas*)

Une septicémie aigue peut évoluer de façon asymptomatique ou hémorragique. La mort peut survenir en quelques jours (1 à 3 jours).

5.10.7.1. SEPTICÉMIE HÉMORRAGIQUE : AÉROMONOSE GÉNÉRALISÉE.

Cette septicémie est caractérisée par des suffusions hémorragiques au niveau cutané (figure 97). Les pétéchies se localisent sous les écailles ventrales chez les ophidiens et au niveau de la face interne des membres postérieurs, du plastron et des écailles marginales de la dossière chez les chéloniens (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1997 ; SCHILLIGER, 1997 ; RIVAL, 1999b, 1999e ; SCHILLIGER, 2004).



Figure 97 : Suffusions hémorragiques caractéristiques de l'aéromonose (GERARD *et al*, 2001 ; BOUR *et al*, 2002).

Des lésions hémorragiques sont également présentes au niveau de nombreux organes internes (poumons, intestin, cœur, reins, rate...). Il existe différentes formes d'aéromonose généralisée : aigue, pulmonaire et digestive (chronique avec stomatite et entérite). Dans la forme aigue, la mort du reptile survient rapidement (en 24 heures).

5.10.7.2. SEPTICÉMIE À PSEUDOMONAS :

Ce type de septicémie est plus rare que l'aéromonose et touche particulièrement les ophidiens. Elle résulte généralement d'une stomatite infectieuse.

Cette septicémie aigue se caractérise par une pneumonie, une entérite hémorragique et une hépatonéphrite congestive. Des suffusions hémorragiques peuvent aussi apparaître sous les écailles ventrales (BROGARD, 1992 ; SCHILLIGER, 1997).

Les autres septicémies se manifestent de façon peu spécifique : anorexie, léthargie, déshydratation, infections oculaires (abcès précornéen, uvéite)... (SCHILLIGER, 2004 ; WELLEHAN et GUNKEL, 2004).

5.10.7.3. TRAITEMENT :

Une septicémie est une urgence médicale. Le traitement antibiotique sera administré par voie intraveineuse par un vétérinaire: enrofloxacin (RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER, 2004), ceftazidime (WELLEHAN et GUNKEL, 2004), tétracyclines, gentamicine, kanamycine, streptomycine, chloramphénicol (BROGARD, 1992).

Une fluïdothérapie intraveineuse sera instaurée si le reptile est fortement déshydraté.

Une thermothérapie et une vitaminothérapie A, B, C sont envisageables.

5.10.7.4. PRÉVENTION :

La prophylaxie des septicémies repose sur :

- Le traitement rapide de tout foyer infectieux (plaies cutanées, stomatite ou infection respiratoire), susceptible de créer de nombreux foyers secondaires.
- Une hygiène rigoureuse du terrarium : désinfection du terrarium et du bassin d'eau à l'hypochlorite de sodium ou à la chlorhexidine.
- La lutte contre les acariens.

5.10.8. AUTRES INFECTIONS BACTÉRIENNES :

5.10.8.1. LES INFECTIONS À MYCOBACTERIUM :

La plupart de ces mycobactéries isolées chez les reptiles appartiennent aux MOTT (Mycobacteria Other Than *M. Tuberculosis* complex) : *Mycobacterium chelonae*, *M. fortuitum*, *M. intracellulare*, *M. marinum*, *M. tamnopheos*, *M. phlei*, *M. smegmatis*, *M. ulcerans* (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1997 ; HOOP, 1997 ; EBANI et FRATINI, 2005 ; PASMANS *et al*, 2008).

Ces mycobactéries sont ubiquitaires dans l'environnement extérieur (eau, sol, poussière) et les reptiles peuvent se contaminer par voie orale ou par voie cutanée (sur une peau lésée). Ces animaux possèdent une résistance naturelle à ces bactéries, mais l'infection peut se déclarer en cas de diminution des défenses immunitaires ou d'infestation massive (EBANI et FRATINI, 2005 ; PASMANS *et al*, 2008).

Les mycobactéries des mammifères ne sont pas pathogènes chez les reptiles dans des conditions naturelles, mais, expérimentalement, leur pathogénicité a pu être démontrée chez les reptiles (BROGARD, 1992). *Mycobacterium avium* peut être exceptionnellement rencontrée dans des lésions cutanées tuberculeuses (BROGARD, 1992 ; HOOP, 1997 ; PASMANS *et al*, 2008).

5.10.8.1.1. Symptômes :

Les mycobactérioses sont des infections générales non septicémiques. Cette infection peut se manifester par des lésions granulomateuses ou des nodules cutanés. Les mycobactérioses systémiques provoquent des lésions au niveau des poumons (tubercules miliaires) et au niveau de différents organes (foie, rate) (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1997 ; HOOP, 1997 ; JOHNSON, 2004 ; EBANI et FRATINI, 2005 ; PASMANS *et al*, 2008).

Les reptiles atteints de mycobactériose systémique présentent quelques signes cliniques non spécifiques : anorexie, perte de poids, léthargie. L'état général du reptile se détériore lentement.

5.10.8.1.2. Traitement :

Les mycobactéries possèdent une grande résistance aux antibiotiques. Des essais de thérapeutiques par antituberculeux (rifampicine, isoniazide, ethambutol) furent réalisés (HOOP, 1997).

Les mycobactéries des reptiles étant considérées comme potentiellement zoonotiques pour l'homme, l'euthanasie des reptiles atteints est recommandée (HOOP, 1997 ; SCHILLIGER, 2004 ; PASMANS *et al*, 2008).

5.10.8.1.3. Prévention :

- Fournir des conditions de maintenance adéquates au reptile élevé.
- Renouveler fréquemment l'eau (réservoir à mycobactéries).
- Surveiller l'état des proies distribuées aux serpents.
- Désinfecter régulièrement le terrarium et le bassin d'eau.

5.10.8.2. LES INFECTIONS À SALMONELLA :

Salmonella sp est une des bactéries les plus fréquemment isolées dans la flore intestinale des reptiles. La majorité des reptiles sont des porteurs sains de *Salmonella* sp. Toutefois, cette bactérie peut devenir pathogène chez des reptiles affaiblis par une pathologie concomitante ou maintenus dans des conditions environnementales inappropriées (SCHILLIGER, 2004 ; SCHUMACHER, 2006 ; PASMANS *et al*, 2008).

Une infection à *Salmonella* peut se manifester de différentes manières, soit au niveau cutané par des lésions granulomateuses ou des abcès, soit sous forme de gastro-entérite nécrosante. Pourtant leur rôle dans les entérites bactériennes n'est pas clairement établi (PASMANS *et al*, 2008).

Salmonella peut devenir très pathogène si elle traverse la paroi intestinale et passe dans la circulation générale. En cas de bactériémie, les salmonelles provoqueront de nombreuses lésions viscérales, responsables d'hépatite, de néphrite, de myocardite, d'endocardite, de salpingite ou d'ostéomyélite. Ces infections restent cependant rares chez les reptiles (MITCHELL et SHANE, 2001 ; SCHILLIGER, 2004 ; PASMANS *et al*, 2008).

Les traitements antibiotiques seront réservés aux cas cliniques sévères. En effet, les salmonelles sont capables de développer des résistances aux antibiotiques et des antibiothérapies répétées pourraient provoquer l'émergence d'organismes résistants (MITCHELL et SHANE, 2001 ; PASMANS *et al*, 2008).

5.10.8.3. LES INFECTIONS À CHLAMYDIA

Les chlamydiacés (genre *Chlamydia* et *Chlamydophila*) sont des bactéries intracellulaires obligatoires. Ces deux genres, particulièrement *Chlamydophila psittaci*, ont été récemment reconnus responsables de pathologies chez les reptiles (BODETTI *et al*, 2002 ; PASMANS *et al*, 2008).

Cp. psittaci serovar A (zoonotique), *Cp. pneumoniae*, *Cp. abortus* et *Cp. felis* ont déjà été isolés, chez les reptiles, au niveau de lésions granulomateuses. Ces germes sont également responsables de pathologies respiratoires, de détérioration de l'état général (anorexie, léthargie, régurgitations) et d'un haut taux de mortalité chez les reptiles. Certains reptiles sont porteurs asymptomatiques.

Le traitement repose sur l'utilisation d'antibiotiques capables de pénétrer dans les cellules (TETRACYCLINES : oxytétracycline, doxycycline) (PASMANS *et al*, 2008).

5.10.9. PRINCIPAUX TRAITEMENTS ANTIBIOTIQUES ET ANTISEPTIQUES :

5.10.9.1. LES ANTISEPTIQUES :

La povidone iodée et la chlorhexidine sont les principaux antiseptiques utilisés chez les reptiles (tableau 31). Pour l'antiseptie des plaies, la chlorhexidine ne doit pas être utilisée pure mais diluée à 0,05% (soit 10 ml d'HIBITANE 5% dans 1 litre d'eau).

L'hypochlorite de sodium, le phénol et ses dérivés, les iodures et le formol seront utilisés pour la désinfection du terrarium et du local. Leur utilisation directe sur les reptiles est à proscrire.

Tableau 31 : Principaux antiseptiques utilisables chez les reptiles (d'après BROGARD, 1992).

DCI :	Spécialités :	Action :
Povidone iodée	BETADINE® VETEDINE®	Bactéricide et fongicide. Antisepties des plaies et des muqueuses.
Chlorhexidine	HIBITANE® 5%	Désinfection des plaies et du terrarium. Actif contre <i>Pseudomonas</i> .
Sels d'ammonium quaternaire	CETAVLON® STERLANE®	Désinfection des plaies et du terrarium. Inefficace contre <i>Pseudomonas</i>
Hypochlorite de sodium	DAKIN® eau de Javel	Désinfection du terrarium et du local. Ne pas utiliser directement sur les reptiles.

5.10.9.2. LES TOPIQUES ANTIBIOTIQUES :

Les topiques antibiotiques utilisés ne possèdent pas d'AMM chez les reptiles. La plupart de ces antibiotiques sont des médicaments à usage vétérinaire utilisables chez les chiens et les chats (tableau 33) ou des médicaments humains (tableau 32). Certaines pommades antibiotiques auriculaires ou ophtalmiques seront utilisées au niveau cutané chez les reptiles (GATTOLIN, 1999b).

Tableau 32 : Exemple de topiques antibiotiques humains utilisables chez les reptiles.

Médicaments à usage humain utilisés chez les reptiles			
DCI :	Spécialités :	Formes :	Indications :
Sulfadiazine argentique	FLAMMAZINE®	Crème	Abcès (RIVAL, 1999e; SCHILLIGER, 1999e, 1999f ; SCHILLIGER, 2004)
Chlortétracycline	AUREOMYCINE®	Pommade ophtalmique	Ulcères cutanés (BROGARD, 1992 ; RIVAL, 1999a)
Gentamicine	GENTALLINE®	Pommade ophtalmique	Ulcères cutanés, pyogranulome du tympan (FIRMIN, 1997 ; RIVAL, 1999a; SCHILLIGER, 2004)

Tableau 33 : Exemple de topiques antibiotiques vétérinaires utilisables chez les reptiles.

DCI :	Spécialités :	Formes :	Indications et remarques :
Néomycine + Nystatine + Triamcinolone	PANOLOG®	Crème dermique	2 applications quotidiennes. Ulcères cutanés (RIVAL, 1999b; SCHILLIGER, 2004)
Acide fusidique	FUCIDINE® léo	Pommade	Abcès (SCHILLIGER L, 2004)
Sulfapyridine	SULMIDOL®	Pommade	Application quotidienne. Abcès (RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER, 2004)
Chlortétracycline + Sulfanilamide	OROSPRAY®	Spray poudre	Association tétracycline et sulfamide. Usage externe
Chloramphénicol + Prednisolone	CORTANMYCETINE®	Pommade cutanée et auriculaire	Usage cutané (GATTOLIN, 1999b)
Néomycine + Nystatine + Triamcinolone	ORIBIOTIC®	Pommade auriculaire	Usage cutané (GATTOLIN, 1999b) Association antibiotique, antimycosique et corticoïde
Gentamicine + Bétaméthasone	BETA-SEPTIGEN®	Pommade cutanée et auriculaire	Usage cutané (GATTOLIN, 1999b)
Framycétine +Dexaméthasone	FRADEXAM®	Pommade ophtalmique	Usage cutané (GATTOLIN, 1999b)
Acide fusidique	FUCITHALMIC® VET	Gel ophtalmique	Abcès précornéen (SCHILLIGER, 2004)
Chloramphénicol	OPHTALON® LACRYBIOTIC®	Pommade ophtalmique	Abcès précornéen Pyogranulome du tympan (RIVAL, 2001 ; SCHILLIGER, 2004)
Néomycine + Polymyxine B	TEVEMYXINE®	Collyre ou pommade ophtalmique	Abcès précornéen (SCHILLIGER, 2004) Association de 2 antibiotiques
Cloxacilline	ORBENIN®	Pommade ophtalmique	Hypovitaminose A (surinfection) (RIVAL, 1999e)

5.10.9.3. LES ANTIBIOTIQUES PAR VOIE GÉNÉRALE :

Un antibiotique doit être efficace, facile à administrer et non toxique. En première intention, le traitement consiste en l'administration d'un antibiotique à large spectre d'action (fluoroquinolones, céphalosporines, chloramphénicol, sulfamides, pénicillines) ou d'une association d'antibiotiques. Un antibiogramme permettra le choix d'un antibiotique spécifique.

Peu d'études pharmacocinétiques sur les antibiotiques (sauf l'enrofloxacin, la gentamicine et le chloramphénicol) ont été réalisées chez les reptiles. La posologie de la plupart des molécules antibiotiques provient le plus souvent d'essais empiriques ou d'extrapolation de donnée pour une autre espèce animale. Toutes les spécialités antibiotiques ne possèdent pas d'AMM dans cette indication pour l'espèce considérée.

Pendant un traitement, l'augmentation de la température ambiante de quelques degrés au dessus de sa TMP stimule le système immunitaire du reptile et améliore la distribution, l'élimination et l'efficacité de l'antibiotique (HARVEY-CLARK, 1995 ; SCHILLIGER, 1999i ; SCHILLIGER, 2004).

5.10.9.3.1. Les fluoroquinolones :

Les fluoroquinolones (enrofloxacin, marbofloxacin, ciprofloxacin) agissent par inhibition de l'ADN gyrase. Ces molécules sont actives sur les bactéries Gram négatives, Gram positives et sur les mycoplasmes. Les germes anaérobies sont résistants aux fluoroquinolones.

L'enrofloxacin est l'antibiotique de référence chez les reptiles. Elle est active contre les bactéries aérobies pathogènes des reptiles et son élimination rénale permet une activité bactéricide dans les urines. L'enrofloxacin s'administre à la posologie de 5 à 10 mg/kg selon l'espèce, par voie intramusculaire ou par voie orale (tableau 34). Le rythme d'administration varie de 24 heures à 5 jours selon l'espèce (exemple : *Testudo hermanni* : 10 mg/kg/j ; *Iguana iguana* : 5mg/kg/j ; *Python molurus bivittatus* : 10 mg/kg/48h (RIVAL, 1999e) ; *Varanus exanthematicus* : 10 mg/kg tous les 5 jours)

Chez les caméléons, l'enrofloxacin s'administre à la posologie de 5mg/kg/jour par voie parentérale pendant les premiers jours puis par voie orale. Il existe un risque de décoloration de la peau et de nécrose locale en cas d'injections répétées (SCHILLIGER, 1999e).

L'enrofloxacin n'est pas néphrotoxique. Les injections sont assez douloureuses et une décoloration locale peut apparaître au point d'injection. Le volume d'administration devra être inférieur à 1 ml et la zone d'injection sera massée. Des vomissements peuvent survenir dans les 30 minutes suivant l'injection, chez les tortues du genre *Terrapene* (SCHUMACHER, 1997 ; SCHILLIGER, 1999i ; RIVAL, 2001 ; SCHILLIGER, 2004).

Tableau 34 : Posologies des fluoroquinolones utilisables chez les reptiles.

DCI	Spécialité	Administration	Posologie
Enrofloxacin	BAYTRIL® 5% solution injectable	IM ou VO	5 à 10 mg/kg. L'administration varie de 24 heures à 5 jours (SCHUMACHER, 1997 ; RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER, 1999i ; RIVAL, 2001 ; SCHILLIGER, 2004).
	BAYTRIL® 2,5% solution buvable		
Marbofloxacin	MARBOCYL®	IM, SC ou VO	VO : 2 à 5 mg/kg/jour (FIRMIN, 1997 ; RIVAL, 2001).
			IM : 2 à 5 mg/kg tous les 2 ou 3 jours (SCHILLIGER, 2004).
Ciprofloxacin		VO	2,5 à 11 mg/kg/48-72h chez les serpents (SCHILLIGER, 1999i ; SCHILLIGER, 2004).

5.10.9.3.2. Les céphalosporines (de 3^{ème} génération) :

Les céphalosporines (ceftazidime, céfopérazone) agissent par blocage de la synthèse de la membrane plasmique des bactéries. Ces antibiotiques sont actifs sur *Pseudomonas aeruginosa*, les entérobactéries, les bactéries Gram positives et les bactéries anaérobies. La ceftazidime est peu néphrotoxique et s'administre par voie parentérale (tableau 35) (SCHILLIGER, 2004).

Tableau 35 : Posologies de la ceftazidime.

DCI	Administration	Posologie
Ceftazidime	IM, IV ou SC	20 mg/kg tous les 3 à 4 jours chez les serpents (FIRMIN, 1997 ; SCHUMACHER, 1997 ; SCHILLIGER, 1999i ; SCHILLIGER, 2004 ; WELLEHAN et GUNKEL, 2004). 20 à 40 mg/kg/48h chez les caméléons (SCHILLIGER, 1999e).

5.10.9.3.3. Les aminosides :

Les aminosides agissent par inhibition de la synthèse protéique en se fixant sur le ribosome 30S. Ces anciens antibiotiques possèdent un spectre d'activité large, ils sont actifs sur de nombreuses bactéries Gram négatives. Ils sont néphrotoxiques (risque de goutte viscérale) et ototoxiques.

La gentamicine a été largement utilisée en herpétologie ces 20 dernières années. De nombreuses études pharmacocinétiques portant sur cet antibiotique ont été réalisées. La gentamicine est l'aminoside le plus néphrotoxique. Un traitement par gentamicine peut nécessiter une hydratation par perfusion et une surveillance rénale (SCHILLIGER, 2004).

La posologie varie selon le mode de vie du reptile (tableau 36). Elle sera plus faible pour les reptiles terrestres (surtout les espèces vivant dans des biotopes désertiques) du fait de leur sensibilité à la déshydratation (BROGARD, 1992).

Tableau 36 : Posologies des aminosides utilisables chez les reptiles.

DCI	Spécialités	Administration	Posologie
Gentamicine	SEPTIGEN® 10 PANGRAM® 1% FORTICINE® VETRIGEN®	IM, SC	<p><u>Espèces terrestres :</u></p> <ul style="list-style-type: none"> • 2,5 mg/kg tous les 3 jours (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1997 ; SCHILLIGER, 1999i ; RIVAL, 2001 ; SCHILLIGER, 2004). • 2,5-3 mg/kg le 1^{er} jour, puis 1,5 mg/kg/36h chez les boïdés (RIVAL, 1999e). • 6 à 10 mg/kg tous les 3 jours chez les tortues (SCHILLIGER, 2004). <p><u>Espèces aquatiques :</u></p> <ul style="list-style-type: none"> • 10 mg/kg/48h (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1997). • 10 mg/kg/jour chez les tortues aquatiques (RIVAL, 2001). • 3 à 5 mg/kg/48h (SCHILLIGER, 1999i).
Kanamycine	KAMYCINE® KANAMYCINE®	IV, IM ou SC	10 à 15 mg/kg/jour (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1997). Actif également sur <i>Mycobacterium</i> .
Amikacine	Non disponible en France.	IM	<ul style="list-style-type: none"> • 3 à 5 mg/kg/48h ou 72h (FIRMIN, 1997 ; SCHILLIGER, 2004) • 5 mg/kg/48h chez les tortues terrestres (SCHILLIGER, 1999i) • 5 mg/kg en dose d'attaque, puis 2,5 mg/kg/72h chez les serpents (SCHUMACHER, 1997 ; SCHILLIGER, 1999i).
Néomycine	NEOMYCINE®	VO	10 mg/kg/jour (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1997).
Streptomycine	STREPTOMYCINE®		10 mg/kg/jour (BROGARD J, 1992).

5.10.9.3.4. Les sulfamides :

Les sulfamides sont des bactériostatiques, actifs sur un grand nombre de bactéries Gram +, la majorité des bactéries Gram – et les coccidies. Ils sont inefficaces contre *Pseudomonas*.

Leur néphrotoxicité nécessite des précautions d'emploi, particulièrement lors du traitement d'espèces vivant dans des biotopes désertiques ou en milieu aride (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1997).

Les sulfamides (sulfadiméthoxine) sont généralement utilisés comme anticoccidien. Ils s'utilisent habituellement par voie orale (tableau 37). Il existe toutefois des formes injectables.

Tableau 37 : Posologies des sulfamides utilisables chez les reptiles.

DCI	Spécialités	Posologie
Sulfadiméthoxine	OCECOXIL®	VO : 30 mg/kg le premier jour, puis 15 mg/kg /jour. (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1997)
Sulfadimérazine	SULFADIMERAZINE®	VO : 250 mg/kg/jour (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1997)
Sulfaquinoxaline	SULFAQUINOXALINE®	En solution à 0,04 %, dans l'eau de boisson, pendant 3 à 5 jours (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1997).

5.10.9.3.5. Association triméthoprime-sulfamides :

L'association triméthoprime-sulfaméthoxazole (BACTRIM®, usage humain, liste I) est active sur un grand nombre de bactéries Gram + et la majorité des bactéries Gram – du tube digestif (*Proteus*, *Shigella*, *Salmonella*). *Pseudomonas aeruginosa* est résistant au triméthoprime-sulfaméthoxazole.

Du fait de son élimination hépatique, ce médicament est à éviter chez les reptiles souffrant d'insuffisance hépatique. L'association triméthoprime-sulfaméthoxazole est aussi néphrotoxique (AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004).

La posologie varie de 15 à 25 mg/kg/jour (SCHILLIGER, 2004) ou 30 mg/kg (24h entre les 2 premières doses, puis 48h entre les doses suivantes) par voie orale (SCHILLIGER, 1999i).

L'association triméthoprime-sulfadiazine (TRIBRISSEN®, usage vétérinaire, liste I) s'utilise par voie orale ou par voie intramusculaire. Cet antibiotique s'administre à la posologie de 30 mg/kg/48h (SCHILLIGER L, 2004) ou 20-30 mg/kg/24h par IM et 15-25 mg/kg/24h par VO (RIVAL F, 1999e).

5.10.9.3.6. Le chloramphénicol :

Le chloramphénicol est un bactériostatique à large spectre d'action : bactéries Gram +, Gram -, rickettsies, chlamydias. Il est inactif contre *Pseudomonas aeruginosa*. Le chloramphénicol est conseillé pour le traitement des infections à *Salmonella* et *Citrobacter freundii*. De nombreuses études pharmacocinétiques concernant cet antibiotique ont été réalisées chez les reptiles. (SCHILLIGER L, 2004)

Du fait de son élimination hépatique, le chloramphénicol est à éviter chez les reptiles souffrant d'insuffisance hépatique.

Cet antibiotique s'administre par voie orale ou par voie parentérale (la forme injectable n'est pas disponible en France).

Tableau 38 : Posologies du chloramphénicol.

DCI	spécialités	Posologie
Chloramphénicol	MYCOLICINE®	<u>Voie orale :</u> 50 mg/kg, toutes les 12 à 72h selon les espèces (SCHILLIGER, 1999i ; SCHILLIGER, 2004). 100 mg/kg/jour chez les chéloniens (RIVAL, 2001). 25-50 mg/kg/jour chez les squamates (RIVAL, 2001). <u>Voie parentérale :</u> 40 à 60 mg/kg le premier jour, puis 30 mg/kg/jour, 3 à 5 jours (FIRMIN, 1997). 10 à 40 mg/kg/jour (BROGARD, 1992).

5.10.9.3.7. Les pénicillines :

Ces antibiotiques possèdent un large spectre d'activité. Elles sont utilisées régulièrement dans le traitement des infections à bacilles Gram négatives aérobies. Les pénicillines sont actives contre *Pseudomonas aeruginosa*.

L'apparition d'antibiorésistance est fréquente. L'administration par voie parentérale des pénicillines est douloureuse au point d'injection (SCHILLIGER, 2004).

Tableau 39 : Posologies des pénicillines utilisables chez les reptiles.

DCI	Activité	Posologie
Ampicilline	Activité contre anaérobies et Gram + Résistance des Enterobacteriaceae (sauf quelques souches de <i>Salmonella</i> , <i>Arizona</i> , <i>Proteus</i>)	IM ou SC 3 à 6 mg/kg chez les serpents (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1997 ; RIVAL, 2001). 50 mg/kg/12h chez les tortues (FIRMIN, 1997 ; RIVAL, 2001 ; SCHILLIGER, 2004).
Carbénicilline (non disponible en France)	Activité contre les <i>Pseudomonas</i> .	IM 200 à 400 mg/kg/24h chez les serpents (FIRMIN, 1997 ; SCHILLIGER, 1999i). 200 à 400 mg/kg/48h chez les tortues (FIRMIN, 1997 ; SCHILLIGER, 1999i).
Pipéracilline	Meilleure activité sur les bacilles gram-, <i>Pseudomonas aeruginosa</i> et <i>Klebsiella</i>	IM ou SC 100 mg/kg/jour chez les serpents (FIRMIN, 1997 ; SCHILLIGER, 1999i). 100-200 mg/kg/jour chez les caméléons (SCHILLIGER, 1999e). 200 mg/kg/jour (SCHUMACHER J, 1997).
Pénicilline G	Spectre d'activité moins large que l'ampicilline	IM 10000 à 20000 UI/kg/jour (FIRMIN Y, 1997 ; SCHILLIGER L, 2004). 10 000 UI/kg toutes les 24-72 heures (BROGARD J, 1992).
Amoxicilline		SC, IM, VO 10 à 20 mg/kg/jour (FIRMIN, 1997 ; RIVAL, 1999e) 22 mg/kg, 2 fois par jour (RIVAL, 1999e).

5.10.9.3.8. Autres antibiotiques :

Les macrolides (tableau 40), les tétracyclines (tableau 41), le métronidazole (tableau 42) et les lincosamides (tableau 43) sont également utilisés en médecine herpétologique.

Tableau 40 : Posologies de la tylosine.

MACROLIDES		
Spectre d'activité : mycoplasmes, bactéries Gram +. Résistances des entérobactéries et <i>Pseudomonas</i>		
DCI	Spécialités	Posologie
Tylosine	TYLAN®	Tropisme pour l'appareil respiratoire. <u>Voie intramusculaire :</u> 5 à 25 mg/kg/jour (FIRMIN, 1997). 5 mg/kg/jour pendant 10 jours minimum (RIVAL, 1999e ; SCHILLIGER, 1999i). <u>Voie orale :</u> 125 à 200 mg/kg/jour (BROGARD, 1992 ; FIRMIN, 1997).

Tableau 41 : Posologies des tétracyclines utilisables chez les reptiles.

TETRACYCLINES		
Spectre d'activité large : <i>Mycoplasma</i> , <i>Aeromonas hydrophila</i> , <i>Rickettsia</i> ...		
Résistance : <i>Pseudomonas</i> , <i>Providencia</i> , <i>Proteus</i> , <i>Serratia</i> , <i>Enterobacter</i> , <i>Mycobacterium</i> ...		
DCI	Spécialités	Posologie
Oxytétracycline	OXYTETRA 5 [®] OXYTETRACYCLINE [®]	<u>Voie orale :</u> 50 mg/kg/jour (FIRMIN, 1997). <u>Voie parentérale :</u> 6 à 25 mg/kg/jour (FIRMIN, 1997 ; RIVAL, 2001). 6 à 10 mg/kg/jour (BROGARD, 1992 ; RIVAL, 1999e).
Doxycycline		50 mg/kg en dose d'attaque, puis 25 mg/kg tous les 3 jours chez les tortues (FIRMIN, 1997 ; SCHILLIGER, 1999i).

Tableau 42 : Posologies du métronidazole utilisé comme antibactérien.

NITRO-IMIDAZOLES		
Le métronidazole est actif contre les bactéries anaérobies strictes et certains protozoaires du tube digestif (amibes, ciliés, flagellés).		
DCI	Spécialité	Posologie
Métronidazole	FLAGYL [®]	<u>Voie orale :</u> 20 mg/kg/48h contre les bactéries anaérobies (SCHILLIGER, 1999i ; SCHILLIGER, 2004). 50 mg/kg/jour pendant 14 jours, dans le traitement des pneumopathies à bactéries anaérobies (SCHUMACHER, 1997).

Tableau 43 : Posologies des lincosanides utilisables chez les reptiles.

LINCOSANIDES		
Antibiotiques inhibant la synthèse protéique en se fixant sur ribosome bactérien (sous-unité 50 S). Activité sur les bactéries anaérobies (<i>Bacteroides</i> , <i>Fusobacterium</i> , <i>Clostridium</i>), les bactéries Gram + et les mycoplasmes.		
DCI	Spécialité	Posologie
Lincomycine	LINCOCINE [®]	IM ou SC 6 à 10 mg/kg/jour (FIRMIN, 1997). 5 mg/kg/jour (SCHILLIGER, 2004). 6 mg/kg/jour (BROGARD, 1992).
Clindamycine	ANTIROBE [®]	VO 2,5-5 mg/kg, 2 fois par jour (RIVAL, 1999e).

6. ZONNOSES :

Une zoonose est une maladie ou infection transmissible naturellement entre les animaux vertébrés et les humains.

Plusieurs facteurs peuvent favoriser l'apparition de zoonose chez l'homme :

- Une relation « familière » entre l'homme et le reptile.
- Les personnes à risques (tableau 44).
- L'insalubrité du milieu de vie du reptile.
- L'origine géographique du reptile (né en captivité ou prélevé dans la nature).
- Les coutumes gastronomiques et sanitaires de certaines populations (Asie et Afrique).

Tableau 44 : Zoonose et personnes à risque.

(WEIL *et al*, 1995; STAM *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004 ; BERENDES *et al*, 2007 ; PASMANS *et al*, 2008)

Population à risque :
<ul style="list-style-type: none">▪ Les nourrissons et les enfants de moins de 10 ans.▪ Les personnes âgées.▪ Les femmes enceintes.▪ Les personnes immunodéprimées (individus atteints du VIH, personnes sous traitement immunosuppresseur, diabétiques, personnes sous traitement anticancéreux...)

6.1. LES ZONNOSES BACTÉRIENNES :

6.1.1. LA SALMONELLOSE:

Salmonella sp représente le risque le plus important de zoonose entre le reptile et l'homme.

La majorité des reptiles (50 à 90%) sont des porteurs asymptomatiques de *Salmonella* et jouent un rôle de réservoir. La prévalence de *Salmonella* varie selon les reptiles : elle est plus importante chez les chéloniens que chez les squamates (WEIL *et al*, 1995; MITCHELL et SHANE, 2001 ; MERMIN *et al*, 2004 ; SCHILLIGER, 2004 ; DE JONG *et al*, 2005 ; NAGANO *et al*, 2006 ; SCHUMACHER, 2006 ; HIDALGO-VILA *et al*, 2008 ; PASMANS *et al*, 2008).

Ces bactéries appartiennent à la flore bactérienne commensale des reptiles et sont excrétées de façon intermittente avec les selles. L'état de santé du reptile et son état de stress physiologique, s'il est hébergé dans des conditions inappropriées, influencent la quantité de *Salmonella* excrétée. *Salmonella* sp peut également être présente au niveau de la peau, du cloaque et de la gorge de certains reptiles (STAM *et al*, 2003 ; DE JONG *et al*, 2005 ; SCHUMACHER, 2006).

L'homme se contamine par un contact direct avec un reptile : soit par voie féco-orale ou soit à la suite de griffures ou de morsures de reptiles. La contamination indirecte est également possible (après avoir rendu visite à un éleveur de reptile, contact avec un objet contaminé, lors du nettoyage du terrarium, baby-sitter possédant un reptile...) (STAM *et al*, 2003 ; MERMIN *et al*, 2004).

3 à 5% des cas de salmonelloses chez l'homme, aux USA, seraient associés à la présence d'un reptile, soit 93 000 cas estimés par an de salmonelloses liées aux reptiles (MITCHELL et SHANE, 2001 ; SCHROTER *et al*, 2004 ; BERENDES *et al*, 2007). Le nombre de cas serait plus élevé (5 à 11 %) au Canada et aux Etats-Unis selon PASMANS *et al*, 2008.

Au fil des années (entre 1990 et 2000), le nombre de cas de salmonellose a augmenté parallèlement avec la popularité croissante des reptiles en tant qu'« animal de compagnie » (notamment les jeunes tortues aquatiques) chez les enfants de tous âges et les jeunes adultes (MITCHELL et SHANE, 2001 ; MERMIN *et al*, 2004 ; SCHROTER *et al*, 2004).

6.1.1.1. CLASSIFICATION :

Salmonella sp est une bactérie Gram -, anaérobie facultative, appartenant à la famille des entérobactériacés. Plus de 2500 sérotypes de *Salmonella* sp sont connus et 200 sont pathogènes pour l'homme. Le sérotype (sérovar) des sous-espèces I est déterminé par une localité géographique (endroit de la 1^{ère} découverte), le sérotype des autres sous-espèces est identifié par leur formule antigénique : présence ou non de l'antigène O, l'antigène Vi et de l'antigène H (2 phases : phase 1 et phase 2) (MITCHELL et SHANE, 2001 ; STAM *et al*, 2003 ; BERENDES *et al*, 2007).

Tableau 45 : Classification du genre *Salmonella*
(d'après MITCHELL et SHANE, 2001 ; SCHILLIGER, 2004).

Genre <i>Salmonella</i>
2 espèces :
▪ <i>Salmonella enterica</i>
▪ <i>Salmonella bongori</i>
<i>Salmonella enterica</i> : 6 sous espèces :
▪ I : <i>Salmonella enterica enterica</i>
▪ II : <i>Salmonella enterica salamae</i>
▪ III : <i>Salmonella enterica arizonae</i>
▪ III b : <i>Salmonella enterica diarizonae</i>
▪ IV : <i>Salmonella enterica houtenae</i>
▪ V : <i>Salmonella enterica indica</i>

Salmonella enteritidis, *Salmonella paratyphi*, *Salmonella typhi*, *Salmonella typhimurium* sont des sérovars de *Salmonella enterica enterica* (SCHILLIGER, 2004).

De nombreuses espèces et sous-espèces de *Salmonella* sont isolées chez les reptiles. La plupart doivent être considérées comme virulentes pour l'homme. *Salmonella enterica* (sous-espèces et sérovars) et *Salmonella bongori* (sous-espèces et sérovars) peuvent être rencontrées chez les reptiles (tableau 45) (PASMANS *et al*, 2008).

La sous-espèce *Salmonella enterica enterica* est la plus souvent isolée chez l'homme. Les autres sous-espèces se retrouvent le plus souvent chez les poïkilothermes et dans l'environnement. Certains serovars peuvent infecter de nombreux hôtes, d'autres sont spécifiques aux bovins ou aux reptiles et provoquent rarement des infections chez l'homme (MITCHELL et SHANE, 2001 ; SCHILLIGER, 2004 ; BERENDES *et al*, 2007).

Les reptiles peuvent également héberger des salmonelles pathogènes pour l'homme : *Salmonella enterica* sous-espèce *enterica* serovar *Typhi*, *Salmonella subterranea*, *Salmonella typhimurium*, *S. enterica diarizonae*... (SCHROTER *et al*, 2004 ; HIDALGO-VILA *et al*, 2008 ; PASMANS *et al*, 2008).

6.1.1.2. SYMPTÔMES DE LA SALMONELLOSE :

Salmonella sp provoque généralement chez l'homme, immunocompétent, des troubles gastro-intestinaux modérés, pouvant se dissiper sans traitement (DE JONG *et al*, 2005 ; NAGANO *et al*, 2006 ; BERENDES *et al*, 2007).

6.1.1.2.1. Gastro-entérite :

Les signes cliniques classiques sont une gastro-entérite aiguë avec apparition brutale de douleurs abdominales, de diarrhées, de nausées, de vomissements, de fièvres et de maux de tête. Dans la majorité des cas, la souche *Salmonella* isolée chez le patient est identique à la souche isolée chez le reptile, suggérant la source de l'infection (MITCHELL et SHANE, 2001).

Une diarrhée persistante pendant plusieurs jours peut entraîner une déshydratation sévère chez les personnes les plus sensibles. La salmonellose peut se compliquer en septicémie, en méningite ou en infection abcédée, et, dans certains cas, être fatale chez les personnes à risques (tableau 44).

De nombreux cas de gastro-entérite aiguë fébrile, due à *Salmonella* sp, sont diagnostiqués chez des nourrissons et des enfants. Les souches de *Salmonella* isolées chez ces enfants se retrouvent également chez le ou les reptiles élevés ou dans leur environnement (SANYAL *et al*, 1997 ; CDC, 2002 ; LE GUILLOU *et al*, 2008).

Chez un homme de 53 ans, éleveur de tortues, *Salmonella enteritidis* fut responsable de diarrhées sévères. Son traitement médicamenteux (Diclofenac et Oméprazole) fut à l'origine de la baisse de l'acidité gastrique, propice à la prolifération de la bactérie. *Salmonella enteritidis* fut aussi isolée chez une de ses treize tortues (*Sternotherus odoratus*) et dans l'eau de l'aquaterrarium (STAM *et al*, 2003).

6.1.1.2.2. Méningite à *Salmonella*

La salmonellose peut se compliquer en méningite (SANYAL *et al*, 1997 ; SCHROTER *et al*, 2004 ; DE JONG *et al*, 2005 ; LE GUILLOU *et al*, 2008).

Une méningite à *Salmonella enterica enterica* Miami fut diagnostiquée chez un nourrisson de 8 mois, souffrant d'hyperthermie et de convulsions. Cette salmonelle inhabituelle fut isolée chez les deux tortues de Floride des parents, dans l'eau de l'aquaterrarium et chez le frère aîné (LE GUILLOU *et al*, 2008).

6.1.1.2.3. Septicémie à *Salmonella*

Une gastro-entérite à *Salmonella* peut se compliquer en septicémie chez des personnes à risques (SANYAL *et al*, 1997 ; SCHROTER *et al*, 2004 ; DE JONG *et al*, 2005 ; NAGANO *et al*, 2006).

Salmonella enterica serotype *paratyphi* B, responsable d'une septicémie chez un enfant de 6 ans fut également isolée chez sa tortue de Floride (*Trachemys scripta elegans*) (NAGANO *et al*, 2006).

6.1.1.2.4. Atteinte splénique

Un cas de septicémie avec de nombreux abcès spléniques fut diagnostiqué chez une adolescente de 17 ans, présentant des douleurs abdominales, de la fièvre et des frissons. Le germe responsable était *Salmonella enterica enterica* *Teitelkebir* (rare). Le même sérotype fut isolé dans les selles de son agama barbu (*Pogona vitticeps*) (BERENDES *et al*, 2007).

6.1.1.3. PROPHYLAXIE ET TRAITEMENT :

La plupart des gastro-entérites à salmonelles guérissent spontanément, sans antibiothérapie, chez les sujets immunocompétents. Une réhydratation et une antibiothérapie (céphalosporines de 3^{ème} génération (céfotaxime, ceftriaxone), fluoroquinolones, aminopénicilline) sont indiquées, par contre, chez les sujets immunodéprimés (BERENDES *et al*, 2007 ; LE GUILLOU *et al*, 2008).

La prophylaxie de la salmonellose repose essentiellement sur des mesures hygiéniques simples et sur l'éducation du public (tableau 46).

Tableau 46 : Mesures hygiéniques pour la prophylaxie de la salmonellose.
(d'après STAM *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004 ; SCHROTER *et al*, 2004 ; DE JONG *et al*, 2005)

Mesures hygiéniques :
<ul style="list-style-type: none">▪ Se laver les mains à l'eau chaude et au savon après chaque manipulation du reptile, d'un élément du terrarium ou intervention dans le terrarium.▪ Pas de reptiles dans les instituts pour enfants (crèche, école,...).▪ Absence de contact entre le reptile et les zones de préparation ou de stockage des aliments. Le terrarium ne devra pas être installé dans une cuisine ou un cellier.▪ Les jeunes enfants (< 5ans) et les personnes immunodéprimées doivent éviter tout contact et la compagnie de reptiles.▪ Les reptiles ne doivent pas être laissés en liberté dans un appartement ou une maison.▪ Désinfecter régulièrement le terrarium à l'eau de Javel (porter des gants lors du nettoyage).▪ Proscrire le nettoyage du bac d'eau ou des éléments du terrarium dans l'évier où s'effectue la toilette ou la vaisselle (certains germes résistent longtemps dans le milieu extérieur).▪ Eviter de fumer, manger ou boire lors de la manipulation d'un reptile ou du nettoyage du terrarium.▪ Eviter les contacts intimes avec les reptiles : ne jamais embrasser un reptile.▪ Désinfecter une plaie par morsure ou griffure (suivi de l'évolution de sa guérison).

Les salmonelles survivent longtemps dans le milieu extérieur. On peut les isoler au niveau du terrarium, 6 mois après le retrait du reptile de son habitat, et au niveau de l'eau, 6 semaines après (MERMIN *et al*, 2004).

L'information du public et des propriétaires de reptiles sur les risques de salmonellose est essentielle. En Suède, des campagnes d'information ont permis de réduire le nombre de cas associés à des reptiles de 0,79 à 0,49 cas / 100 000 personnes (DE JONG *et al*, 2005 ; BERENDES *et al*, 2007).

Dans les années 70, aux Etats-Unis, 14% des enfants de moins de 10 ans atteints de salmonellose avaient eu un contact direct ou indirect avec des tortues aquatiques (*Trachemys scripta elegans*). L'interdiction de la distribution et de la vente des tortues aquatiques de petite taille (longueur de la carapace supérieure à 10cm) permet de réduire significativement (de 77%) le nombre de cas de salmonellose (MITCHELL et SHANE, 2001 ; STAM *et al*, 2003 ; MERMIN *et al*, 2004 ; SCHROTER *et al*, 2004 ; DE JONG *et al*, 2005 ; HIDALGO-VILA *et al*, 2008).

La création de souches de tortues « salmonella-free » ainsi que la régulation des ventes des tortues (vente autorisée de tortues certifiées « salmonella-free ») permet également de diminuer le nombre de cas de salmonellose (MITCHELL et SHANE, 2001 ; SCHILLIGER, 2004).

En Europe, l'importation de *Trachemys scripta elegans* est interdite depuis 1997, mais l'importation d'autres espèces de tortues aquatiques similaires aux tortues de Floride reste possible (HIDALGO-VILA *et al*, 2008).

6.1.2. ZONOSE À MYCOBACTERIUM :

Les reptiles peuvent héberger de nombreuses mycobactéries, surtout des MOTT (Mycobacteria Other Than Tuberculous mycobacteria) : *M. chelonae*, *M. fortuitum*, *M. marinum*, *M. haemophilum*, *M. kansasii*, *M. avium*...

Mycobacterium tuberculosis et *Mycobacterium bovis*, pathogènes chez l'homme et les autres animaux, sont rarement isolées chez les reptiles (HOOP, 1997 ; SCHILLIGER, 2004).

Les mycobactéries sont présentes dans l'environnement extérieur (eau, sol) et les reptiles peuvent se contaminer par ingestion ou par voie cutanée (peau lésée). Les reptiles possèdent une résistance naturelle à ces bactéries, mais l'infection peut se déclarer chez des spécimens immunodéprimés ou en cas d'infestation massive (HOOP, 1997 ; EBANI et FRATINI, 2005).

Les mycobactéries des reptiles sont potentiellement pathogènes pour les hommes. Pourtant les cas de transmission de reptile à homme sont rares (FIRMIN, 1997 ; HOOP, 1997 ; EBANI et FRATINI, 2005 ; HOPPMANN et BARRON, 2007 ; PASMANS *et al*, 2008).

La contamination pourrait s'effectuer par inhalation de sécrétions buccales ou respiratoires ou par voie transcutanée (morsure). Les individus immunodéprimés et les enfants doivent être considérés comme personnes à risque (HOOP, 1997 ; SCHILLIGER, 2004 ; PASMANS *et al*, 2008).

6.1.2.1. SYMPTÔMES

Les infections par des MOTT peuvent se déclarer de différentes manières chez l'homme, selon l'espèce de mycobactéries : pneumopathie, lésions cutanées ou sous-cutanées, ostéomyélites, atteintes articulaires, lymphadénite (HOOP, 1997 ; EBANI et FRATINI, 2005).

Mycobacterium chelonae et *M. fortuitum* sont responsables de pneumopathie, lésions cutanées ou sous-cutanées, ostéomyélites, atteintes articulaires chez l'homme. Une infection par *Mycobacterium marinum* se manifeste généralement au niveau cutané.

Mycobacterium haemophilum provoque des lésions cutanées, articulaires, osseuses ou pulmonaires chez des sujets immunodéprimés. Cette mycobactérie est responsable de lymphadénite chez les enfants.

6.1.2.2. PRÉVENTION :

Le port de gants, de lunettes et d'un masque est nécessaire lors de manipulation d'un reptile atteint ou lors du nettoyage du terrarium.

Le terrariophile devra assurer une hygiène minutieuse du terrarium. Les mycobactéries se développent dans le milieu extérieur et surtout dans l'eau. L'eau sera renouvelée fréquemment, le terrarium et le bac d'eau seront désinfectés régulièrement.

Généralement, l'euthanasie du reptile infecté est nécessaire.

6.1.3. ZONOSE À CHLAMYDIA :

Les chlamydiales, particulièrement *Chlamydophila psittaci*, ont été récemment reconnues responsables de pathologies chez les reptiles. *Chlamydophila psittaci* serovar A, *Cp. pneumoniae*, *Cp. abortus* et *Cp. felis* ont déjà été isolées chez certains reptiles (PASMANS *et al*, 2008).

Ces bactéries représentent un risque potentiel de zoonose pour l'homme. Il existe une similitude du génotype des souches de *Cp. pneumoniae* isolées sur des reptiles et celles présentes chez l'homme.

Chlamydophila pneumoniae était considérée pathogène uniquement chez l'homme, à l'origine de pneumopathies, sinusites et de bronchites. *Cp. psittaci* est l'agent responsable de la psittacose chez l'homme (BODETTI *et al*, 2002 ; PASMANS *et al*, 2008).

6.1.4. AUTRES ZONOSSES BACTÉRIENNES :

Les reptiles peuvent transmettre aux hommes de nombreuses bactéries (*Aeromonas*, *Pseudomonas*, *Serratia*, *Proteus*, *Klebsiella*,...) appartenant à la flore saprophyte oropharyngienne et du tube digestif. Ces bactéries peuvent se retrouver dans l'environnement du reptile et particulièrement au niveau du point d'eau du terrarium (eau souillée par les excréments) (FIRMIN, 1997 ; SCHILLIGER, 2004).

La plupart de ces germes sont pathogènes pour l'homme et peuvent être transmises par voie oro-fécale, par voie transcutanée suite à une morsure ou au contact d'eau souillée (plaie cutanée préalable). Elles sont généralement responsables de gastro-entérites, plus graves chez les enfants et les personnes immunodéprimées. L'infection peut aussi se localiser au niveau du siège d'une morsure (infection à *Serratia marcescens*) (HSIEH et BABL, 1999 ; SCHILLIGER, 2004 ; EBANI et FRATINI, 2005).

Edwardsiella tarda, bactérie fréquemment isolée chez les tortues, est à l'origine de gastro-entérites chez l'homme. La bactérie se transmet par ingestion de viande de tortue ou par voie orale chez les enfants jouant avec des tortues (BROGARD, 1992).

Campylobacter sp, responsable de gastro-entérites chez l'homme, peut être retrouvé dans les selles de reptiles (EBANI et FRATINI, 2005).

Yersinia enterocolitica, isolée sporadiquement chez des reptiles sains, est également responsable de gastro-entérites avec de violentes douleurs abdominales. Seuls certains biotypes et sérotypes de *Yersinia enterocolitica* sont pathogènes chez l'homme (KWAGA et IVERSEN, 1993 ; SCHILLIGER, 2004 ; EBANI et FRATINI, 2005).

Yersinia pseudotuberculosis, isolée chez les reptiles nourris de rongeurs sauvages, est à l'origine d'adénites mésentériques (inflammation des ganglions lymphatiques mésentériques) et de septicémies chez l'homme (SCHILLIGER, 2004).

6.1.5. PRÉVENTION DES ZONOSSES BACTÉRIENNES :

La prophylaxie des zoonoses bactériennes repose essentiellement sur des mesures hygiéniques simples. (Cf prophylaxie de la salmonellose : tableau 46).

6.2. LES ZONOSSES PARASITAIRES :

6.2.1. LES ECTOPARASITES :

6.2.1.1. OPHIONYSSUS NATRICIS :

Les acariens du genre *Ophionyssus* sont capables de parasiter l'homme suite à des contacts répétés avec des reptiles infestés massivement. Cette acariose provoque, chez l'homme, du prurit et des dermatites papuleuses et vésiculeuses. Cette zoonose reste exceptionnelle (SCHULTZ, 1975 ; JOHNSON-DELANAY, 1996 ; SCHILLIGER, 2004 ; HOPPMANN et BARRON, 2007 ; PASMANS *et al*, 2008).

6.2.1.2. LES TIQUES :

Les tiques de la famille des ixodidés (genre : *Ixodes*, *Hyalomma*,...) et argasidés (genre : *Ornithodoros*) sont peu spécifiques envers leurs hôtes. Ces acariens peuvent parasiter autant les reptiles que les mammifères.

Les reptiles importés sont souvent infestés de tiques. Les tiques exotiques introduites avec ces reptiles peuvent infecter d'autres reptiles, la faune locale et le bétail avec des organismes pathogènes. *Amblyomma dissimile*, « tique de l'iguane » peut infester occasionnellement les mammifères. *Hyalomma aegyptium*, tique infestant les tortues, en particulier *Testudo graeca*, peut aussi infester d'autres tortues, lézards, oiseaux et mammifères, incluant l'homme (BURRIDGE et SIMMONS, 2003).

Ces acariens peuvent occasionner, par leurs piqûres, des dermatites chez l'homme. De plus, les tiques sont des vecteurs potentiels d'agents pathogènes (JOHNSON-DELANAY, 1996 ; GERARD *et al*, 2001 ; SCHILLIGER, 2004) :

- *Ornithodoros turicata*, vectrice de *Leptospira pomona* (leptospirose).
- *Ixodes pacificus*, vectrice de *Francisella tularensis* (tularémie) ou de *Borrelia burgdorferi*.
- *Ixodes ricinus*, vectrice de *Borrelia burgdorferi* (maladie de Lyme).
- *Amblyomma nuttali*, vectrice de *Coxiella burnetti* (Fièvre Q).
- *Amblyomma variegatum*, vectrice d'une rickettsie : *Ehrlichia ruminantium* (cowdriose).

6.2.1.2.1. La cowdriose :

La cowdriose est une pathologie causée par une rickettsie (*Ehrlichia ruminantium*) touchant les ruminants domestiques ou sauvages. *Amblyomma variegatum* est le vecteur naturel de la cowdriose. *A. sparsum*, *A. marmoreum* et *A. dissimile* peuvent également véhiculer *Ehrlichia ruminantium*.

La cowdriose est responsable d'un haut taux de mortalité (60 à 90%) chez les ruminants aux USA. Les conditions climatiques du Sud Est des USA sont idéales à la maintenance et prolifération de *A. variegatum* (BURRIDGE et SIMMONS, 2003).

6.2.1.2.2. La fièvre Q :

La transmission de la fièvre Q par une tique de reptile n'a pas été démontrée. Les reptiles pourraient jouer un rôle de réservoir à *Coxiella (Rickettsia) burnetti* dans la nature (BROGARD, 1992 ; BURRIDGE et SIMMONS, 2003).

6.2.2. LES ENDOPARASITES :

6.2.2.1. LES PROTOZOAIRES :

6.2.2.1.1. La cryptosporidiose :

Le genre *Cryptosporidium* possède une spécificité d'hôte variable selon l'espèce. *Cryptosporidium serpentis* et *Cryptosporidium saurophilum*, pathogènes spécifiques des reptiles, n'ont jamais été reconnus responsables de cryptosporidiose chez l'homme. *C. parvum* est faiblement spécifique vis à vis de l'hôte ; il infecte de nombreux mammifères.

Cryptosporidium hominis (*C. parvum* « human genotype ») et *C. pestis* (*C. parvum* « bovine genotype ») sont le plus fréquemment responsable de cryptosporidiose chez l'homme (immunocompétents ou immunodéprimés).

C. felis (chat), *C. canis* (chien), *C. meleagridis* (dinde), *C. muris* (rongeurs), *C. suis* (cochon) ... ont déjà été isolés dans des cas sporadiques de cryptosporidiose chez l'homme (XIAO et FAYER, 2008).

Bien que non pathogènes chez les reptiles, *C. pestis* et *C. muris* peuvent se retrouver chez les reptiles (XIAO *et al*, 2004 ; TRAVERSA *et al*, 2008 ; XIAO et FAYER, 2008). L'inoculation expérimentale d'oocystes de différentes espèces de *Cryptosporidium* chez des serpents a permis de démontrer l'innocuité des *Cryptosporidium* provenant d'animaux homéothermes chez les reptiles. Ces protozoaires transitent simplement dans le tube digestif avant d'être excrétés avec les fèces (GRACKZYK et CRANFIELD, 1998 ; GREINER, 2003 ; XIAO et FAYER, 2008).

Les reptiles carnivores pourraient se contaminer par consommation de rongeurs ou d'oiseaux infestés. Les tortues herbivores ingéreraient les oocystes présents sur les végétaux ou dans l'eau de boisson (GRACKZYK et CRANFIELD, 1998 ; XIAO *et al*, 2004 ; TRAVERSA *et al*, 2008).

Les reptiles peuvent donc véhiculer certaines espèces de *Cryptosporidium* pathogènes chez l'homme.

Bien qu'il existe des espèces reconnues zoonotiques pour l'homme, il a été suggéré que tous les génotypes de *Cryptosporidium* peuvent être potentiellement dangereux pour l'homme. (TRAVERSA *et al*, 2008).

La cryptosporidiose peut être asymptomatique ou se manifester par des douleurs abdominales et des diarrhées, pendant 5 à 10 jours, chez des sujets immunocompétents. Chez des individus immunodéprimés, l'infection sera plus grave et prendra un aspect chronique avec des diarrhées sévères (JOHNSON-DELANAY, 1996).

6.2.2.1.2. Autres protozooses :

Les coccidies des reptiles et *Entamoeba invadens* (principale amibe pathogène chez les ophidiens) sont spécifiques à ces animaux et ne sont pas reconnus pathogènes pour l'homme (WILSON et CARPENTER, 1996 ; GREINER, 2003).

La spécificité des nombreux autres protozoaires parasites des reptiles (*Plasmodium* sp, *Trypanosoma* sp, *Trichomonas* sp...) explique également qu'ils n'aient jamais été reconnus responsables de pathologies chez l'homme (SCHILLIGER, 2004).

6.2.2.2. LA PENTASTOMIDOSE :

Les pentastomides (porocéphales ou linguatules) parasitent les voies respiratoires des reptiles ; leurs œufs sont libérés dans la salive et les fèces. Le genre *Armillifer* et *Porocephalus* peuvent parasiter l'homme. Le risque potentiel de zoonose par ces deux genres de pentastomides a été clairement établi. Les linguatuloses chez l'homme sont généralement dues à *Linguatula serrata*, mais ce pentastome ne parasite pas les reptiles (PARE, 2008).

L'homme peut contracter une pentastomose en ingérant de l'eau ou des aliments souillés par des œufs de pentastomides, par manque d'hygiène après manipulation d'un reptile parasité (main non-nettoyée portée à la bouche) ou par consommation de viande de reptile crue ou insuffisamment cuite. L'ingestion de lézard vivant (infesté par *Raillietiella* et *Sebekia*) pour des raisons thérapeutiques, dans les pays d'Asie du Sud-Est, est également la cause de pentastomidose sous cutanée chez l'homme (JOHNSON-DELANAY, 1996 ; SCHILLIGER, 2004 ; PARE, 2008).

La porocéphalose est une parasitose par des pentastomes du genre *Armillifer* (*A. armillatus*, *A. grandis*, *A. moniliformis*), présentes au stade adulte chez les ophidiens. Cette pathologie est très rare en France, la plupart des cas étant répertoriés en Afrique ou en Asie. L'homme est un hôte intermédiaire accidentel de ce parasite (BROGARD, 1992 ; SCHILLIGER, 2004 ; PARE, 2008).

Après éclosion des œufs, les larves migreront vers différents organes (foie, poumons, séreuses...) où elles s'enkysteront et se calcifieront. La porocéphalose chez l'homme est le plus souvent asymptomatique, mais les larves, selon leur localisation, peuvent être à l'origine d'hépatite, pneumonie, péritonite, méningite ou péricardite (JOHNSON-DELANAY, 1996 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; LAVARDE et FORNES, 1999 ; SCHILLIGER, 2004 ; PARE, 2008).

Les cas mortels sont exceptionnels. Ils résultent généralement d'une infestation massive et d'une hypersensibilité aux parasites. Les toxines libérées par les larves peuvent être à l'origine de troubles neurologiques chez l'homme (LAVARDE et FORNES, 1999).

Il n'y a aucun traitement médicamenteux, mais le retrait chirurgical des kystes larvaires calcifiés reste possible (JOHNSON-DELANAY, 1996 ; LAVARDE et FORNES, 1999 ; GERARD *et al*, 2001).

A titre préventif, un examen coprologique des reptiles capturés dans la nature devra être réalisé par un vétérinaire (GERARD *et al*, 2001 ; SCHILLIGER, 2004 ; PARE, 2008).

Le terrariophile devra retirer rapidement les excréments du reptile hors du terrarium et les déposer dans les toilettes plutôt que dans la poubelle. Le port de gants pour cette opération est recommandé.

Les rongeurs, hôtes intermédiaires des pentastomes, ne doivent pas rester au contact des selles des reptiles.

6.2.2.3. LES CESTODOSES :

6.2.2.3.1. La sparganose

La sparganose est une zoonose qui touche occasionnellement les hommes. Elle est endémique dans les pays asiatiques (Chine, Japon, Corée, Thaïlande...) où la consommation de viande de serpent est coutumière. Le risque de sparganose au contact de reptiles de « compagnie » est faible car les reptiles ne sont pas utilisés comme source de nourriture par les terrariophiles et les conditions environnementales idéales au développement du parasite ne sont pas retrouvées dans la plupart des terrariums (JOHNSON-DELANAY, 1996 ; NAWA *et al*, 2005).

L'homme joue un rôle de second hôte intermédiaire accidentel. Il se contamine par consommation de viande crue ou insuffisamment cuite de serpent ou en utilisant des cataplasmes à base de chair de serpent (appliqués sur les yeux ou la peau) hébergeant des larves plérocercoides (sparganum) du genre *Spirometra*. La contamination peut également se réaliser par ingestion accidentelle de copépodes, hébergeant la larve procercoïde, vivants dans l'eau (JOHNSON-DELANAY, 1996 ; WILSON et CARPENTER, 1996 ; CHAE *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004 ; NAWA *et al*, 2005).

Les espèces *Spirometra mansoni*, *S. mansonioides*, *S. crinaceieuropaei*, *S. theili* et *S. proliferum* sont reconnues responsables de sparganose chez l'homme (JOHNSON-DELANAY, 1996).

Les larves plérocercoides migreront pour s'enkyster dans les tissus sous-cutanés ou dans divers organes (abdomen, organes urogénitaux, SNC, œil...), où elles formeront des nodules douloureux (CHAE *et al*, 2003 ; NAWA *et al*, 2005).

Les symptômes différeront en fonction de la localisation des larves. Une sparganose oculaire se manifestera par une inflammation avec œdème et exophtalmie, pouvant aboutir à la perte de l'œil. Elle peut prendre un caractère plus grave, voire fatal, en cas de migration dans le système nerveux central ou dans la cavité pleurale (WILSON et CARPENTER, 1996 ; SCHILLIGER, 2004 ; NAWA *et al*, 2005).

Le retrait chirurgical des larves est le traitement de première intention. En cas d'atteinte pleurale, un traitement par praziquantel peut être envisagé (NAWA *et al*, 2005).

6.2.2.3.2. La mésocestoïdose :

Cette parasitose est rare chez l'homme, qui se contamine par consommation de viande insuffisamment cuite de reptile infesté de cysticerques de *Diplopylidium* ou *Mesocestoïdes* (*M. lineatus*, *M. variabilis*).

Les hôtes définitifs de ces cestodes sont des carnivores domestiques ou sauvages. La mésocestoïdose n'est pas considérée comme une zoonose à risque chez les terrariophiles, car les reptiles en captivité sont très peu utilisés comme nourriture (JOHNSON-DELANAY, 1996 ; SCHILLIGER, 2004).

6.3. LES ZOONOSES MYCOSIQUES :

Les reptiles peuvent héberger des champignons saprophytes (*Aspergillus* sp, *Candida* sp, *Mucor* sp, *Rhizopus* sp, *Absidia* sp...), pathogènes chez ces animaux dans certaines conditions. Les affections mycosiques sont généralement sous-diagnostiquées chez les reptiles par rapport aux infections bactériennes.

Ces champignons sont pathogènes pour l'être humain, surtout pour les individus immunodéprimés. Aucun cas de transmission à l'homme n'a été rapporté mais le risque potentiel de zoonose doit être pris en compte surtout en cas de mycoses systémiques ou superficielles avérées chez les reptiles (SCHILLIGER, 2004).

Le port de gants et d'un masque est nécessaire en cas de manipulation d'un reptile atteint d'une mycose profonde ou superficielle.

6.4. LES ZONOSSES VIRALES :

6.4.1. LES VIRUS PATHOGÈNES CHEZ LES REPTILES :

De nombreux virus (rétrovirus, paramyxovirus, herpès-virus...) peuvent être isolés chez les reptiles. Leur responsabilité dans des zoonoses n'a jamais été démontrée (SCHILLIGER, 2004).

6.4.2. LE VIRUS DE LA FIÈVRE DU NIL OCCIDENTAL :

Le virus de la fièvre du Nil occidental ou virus West-Nile appartient à la famille des Flaviridae (genre *Flavivirus*). Il provoque chez l'homme et le cheval, une fièvre pseudo-grippale et parfois une encéphalomyélite (méningo-encéphalomyélite virale des équidés) (ZIENTARA, 2005).

Ce virus, largement répandu en Amérique (USA et Canada), provoque régulièrement des épidémies et des épizooties. En France, dans le bassin méditerranéen, des épizooties chez le cheval ont été rapportées depuis 2000 avec une fréquence accrue.

De nombreuses espèces de moustiques sont vectrices du virus (principalement le genre *Culex pipiens*) et les oiseaux jouent le rôle de réservoir et d'hôtes amplificateurs.

Les reptiles peuvent être aussi infectés par le virus West Nile. Mais ils ne jouent pas le rôle d'hôte amplificateur : la virémie est insuffisante pour permettre la transmission du virus aux vecteurs lors d'un repas sanguin (BROGARD, 1992 ; ZIENTARA, 2005).

6.4.3. LE VIRUS DE L'ENCÉPHALITE EQUINE DE L'OUEST :

Cet arbovirus de la famille des Togaviridae peut être transmis à l'homme ou aux équidés par piqure d'un moustique *Culex tarsalis*. Le virus est à l'origine d'encéphalites chez les mammifères.

Aux Etats-Unis et au Canada, les reptiles, en particulier les couleuvres, et les oiseaux peuvent constituer des réservoirs à cet arbovirus. Un élevage des reptiles en extérieur doit être surveillé dans une zone probable d'épidémie ou d'épizootie (BROGARD, 1992 ; SCHILLIGER, 2004).

D'autres virus de la famille des Togaviridae tels que le virus de l'Encéphalite Equine de l'Est et le virus de l'Encéphalite Equine Vénézuélienne ont été isolés chez des sauriens et des chéloniens, mais ils atteignent rarement l'homme.

Des anticorps dirigés contre des arbovirus, responsables de diverses maladies (encéphalite japonaise, dengue) ont été mis en évidence chez les reptiles (BROGARD, 1992).

6.5. LES ALLERGIES :

L'homme peut développer des réactions allergiques en présence d'un reptile, même si, habituellement, ce sont plus les animaux à poils qui sont en cause dans les allergies.

Quelques cas d'allergies aux iguanes (rhinite, conjonctivite et asthme) sont décrits dans la littérature. Différentes excréctions des iguanes (sécrétions des pores fémoraux, exuvie, urine, selles...) pourraient contenir les allergènes responsables. En s'asséchant, ces sécrétions libéreraient des particules allergènes qui seront ensuite aéroportées (KELSO *et al*, 2000 ; DUTAU et RANCE, 2009).

Les hélodermes sont également responsables de nombreux cas d'anaphylaxies, plus ou moins létales, à la suite de morsures venimeuses (DUTAU et RANCE, 2009).

7. BLESSURES PHYSIQUES ET ENVENIMATIONS :

7.1. LES RISQUES PHYSIQUES :

7.1.1. LES MORSURES ET GRIFFURES :

Lors d'une manipulation ou lors de la distribution de nourriture, un reptile peut mordre son propriétaire. La blessure peut être grave si elle est occasionnée par des spécimens de grande taille (python réticulé (*Python reticulatus*), python de Seba (*Python sebae*), iguane commun (*Iguana iguana*), certains varans (*Varanus salvator*, *Varanus niloticus*), tortue-alligator (*Macrolemys temminckii*), tortue hargneuse (*Chelydra serpentina*) ...) (GERARD *et al*, 2001 ; AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004).

Une morsure de python réticulé fut confondue par l'équipe médicale avec une blessure par tronçonneuse. Un python réticulé peut fracturer le fémur de son propriétaire par une attaque défensive (frappe gueule fermée) (GERARD *et al*, 2001).

Un iguane commun peut infliger de sérieuses blessures à son propriétaire (morsure au bras, nez arraché). L'iguane commun mâle est capable de détecter les phéromones émises par les iguanes femelles et également celles de son éventuelle propriétaire humaine. La majorité des agressions à l'encontre des femelles se produiraient en période de d'ovulation ou de menstruation.

Les iguanes, à l'instar des varans, peuvent occasionner des blessures à l'aide de leur queue qu'ils utilisent, en mode défensif, comme un fouet (KELSEY *et al*, 1997 ; AULIO *et al*, 2003 ; SCHILLIGER, 2004).

D'autres espèces, de plus petite taille, à comportement réputé agressif auront également tendance à mordre l'homme : caméléon de Johnston, gecko tokay, python améthyste, tarentes...

L'agressivité est généralement plus élevée chez les spécimens prélevés dans la nature que chez les sujets nés en captivité.

Les juvéniles sont généralement plus « mordeurs » que les adultes. Ce comportement peut s'estomper avec le temps au fil des manipulations.

Les tortues et les lézards munis de griffes peuvent infliger des griffures à leur propriétaire lors de manipulation ou de tentative de fuite (KELSEY *et al*, 1997 ; SCHILLIGER, 2004).

7.1.1.1. TRAITEMENT DES MORSURES NON VENIMEUSES :

La plupart des blessures par morsure sont mineures. Toutefois toute lésion devra être désinfectée et l'évolution de la plaie sera surveillée car il existe un risque de surinfection.

Les morsures de reptiles de grande taille seront traitées par un médecin comme une morsure de grand chien (antibiothérapie systématique, prophylaxie tétanique, mais pas de transmission de la rage). Les plaies profondes s'infectent facilement à cause de l'abondante flore présente dans la gueule de ces reptiles (KELSEY *et al*, 1997 ; HSIEH et BABL, 1999, DE HARO, 2009).

7.1.1.2. PROPHYLAXIE :

Les morsures et les griffures peuvent être évitées par des gestes simples (tableau 47).

Tableau 47 : Prophylaxie des risques de morsures et de griffures.

- Bien se laver les mains après avoir manipuler une proie : l'odeur résiduelle peut prêter à confusion.
- Présenter les proies mortes au reptile à l'aide d'une grande pince
- Bien reconnaître les signes possibles d'une attaque (position en « s », souffle, frétillement de la queue...) ou les comportements de défense du territoire.
- Se méfier du caractère imprévisible de certaines espèces.
- S'aider d'une tierce personne pour manipuler un animal de grande taille.
- Bien utiliser les techniques de contention lors de manipulation des reptiles.
- Assurer une hygiène rigoureuse du terrarium pour diminuer les risques d'infections.

7.1.2. LES CONSTRICTIONS FATALES:

Pour les reptiles élevés en captivité, de rares cas de prédatons sur l'homme ont été rapportés dans la littérature ; l'homme devient alors une proie pour le reptile.

Les espèces concernées sont les serpents de grande taille de la famille des Boïdés : *Eunectes* sp (2,5 à 9m), *Python reticulatus* (2 à 9,5m), *Python sebae* (3 à 5m), *Python molurus bivittatus* (3 à 6m)... De part leur taille et leur caractère plus ou moins agressif, ces serpents représentent un danger potentiel pour l'homme et surtout pour les enfants pour lesquels une constriction par ces boïdés est généralement fatale (McCARTY *et al*, 1989 ; OMALU *et al*, 2003 ; DE HARO, 2009).

Différentes mesures permettent d'éviter ces accidents :

- La détention de serpents de grande taille est réservée aux terrariophiles expérimentés, détenteurs d'un certificat de capacité.
- La manipulation de ces serpents nécessite l'aide d'une tierce personne.
- Ne pas laisser un enfant sans surveillance en présence de ces reptiles.
- Il faudra s'assurer que le terrarium (ou local) soit toujours correctement verrouillé.

7.2. LES ENVENIMATIONS :

7.2.1. ENVENIMATIONS PAR SERPENTS EXOTIQUES :

7.2.1.1. INTRODUCTION :

Les envenimations par serpent sont un problème de santé publique dans les pays tropicaux. Dans le monde, on estime le nombre annuel de morsures de serpents à 5 millions et le nombre de décès entre 85000 et 125000 (CHIPPAUX, 2002 ; WARRELL, 2007).

En France, les morsures par des serpents exotiques restent un phénomène exceptionnel. Pourtant, ces dernières années, on en observe une augmentation du nombre de cas. A Marseille et Göttingen (Allemagne), huit cas de morsures de crotales furent répertoriés entre 1983 et 1998, treize morsures entre 2001 et 2003. En 1999, à Marseille, quatre cas de morsures furent imputés à des serpents exotiques, uniquement chez des éleveurs amateurs (DE HARO, 2000 ; DE RUDNICKI *et al*, 2008 ; Editorial, 2008).

Cette augmentation du nombre d'envenimation pourrait s'expliquer par la popularité croissante pour ce type de reptile et la facilité d'obtention et de détention illégale de serpents venimeux (par internet, achat auprès d'éleveurs amateurs, dans des pays européens limitrophes (Pays-Bas, Allemagne) où la législation est plus laxiste). En France, le nombre de serpents venimeux exotiques est inconnu par défaut de recensement et par l'existence de nombreux élevages illégaux (HARRY et DE HARO, 2002 ; DE RUDNICKI *et al*, 2008 ; Editorial, 2008).

La loi française oblige les éleveurs professionnels à posséder les antivenins spécifiques aux espèces venimeuses élevées. Ce n'est pas le cas pour les éleveurs amateurs. Ils ont de grandes difficultés à obtenir ces médicaments, fabriqués à l'étranger, n'ayant pas d'autorisation de mise sur le marché dans les pays européens (DE HARO, 2000 ; DE RUDNICKI *et al*, 2008).

7.2.1.2. LES TYPES DE SERPENTS VENIMEUX :

Parmi les 2500 espèces de serpents, environ 600 espèces sont venimeuses. On distingue deux grandes familles de serpents comportant des venimeux : les vipéridés, à dentition soléno-glyphe, et les élapidés, à dentition protéro-glyphe (CHIPPAUX, 2002 ; GOYFFON, 2006).

Ces serpents sont dotés de glandes venimeuses (glandes salivaires hautement spécialisées) qui assure la sécrétion de venin. L'inoculation du venin se réalisera par l'intermédiaire de dents spécialisées (sillonées ou creusées d'un canal selon l'espèce). Les serpents venimeux sont immunisés vis-à-vis de leur propre venin (GOYFFON, 2006).

Le venin des vipéridés est généralement hémotoxique et nécrosant. Les élapidés sécrètent en général un venin neurotoxique; chez les élapidés australiens, le venin est neurotoxique, hémotoxique et myotoxique (CHIPPAUX, 2002).

Il existe quelques espèces considérées comme venimeuses, dans la famille des colubridés à dentition opisthoglyphe : le boomslang (*Dispholidus typus*), les serpents liane (*Thelotornis* sp), la couleuvre de Montpellier (*Malpolon monspessulanus*), le serpent arboricole marron (*Boiga irregularis*), le serpent des mangroves (*Boiga dendrophila*). L'envenimation peut être grave en cas de morsure aux doigts. Les morsures du boomslang ou du serpent liane peuvent provoquer une coagulopathie mortelle chez l'homme. La dangerosité de ces reptiles est sous-estimée ; une envenimation par un boomslang est comparable à celle de la vipère de Russell (GOYFFON, 2006).

7.2.1.3. LES TYPES DE MORSURES :

On distingue les morsures offensives, pour tuer ou immobiliser une proie, des morsures défensives dirigées contre un prédateur ou une menace.

Les morsures de serpents venimeux ne s'accompagnent pas toujours d'une envenimation. La majorité des morsures sont des morsures « sèches » ou blanches : il n'y a pas ou peu d'injection de venin dans ce type de morsure défensive.

Pour les éleveurs de serpents venimeux, les morsures peuvent survenir au moment de la distribution de proie, au niveau de la main. L'envenimation est généralement plus sévère car la quantité de venin inoculé sera plus importante (GOYFFON, 2006 ; DE RUDNICKI *et al*, 2008 ; Editorial, 2008).

Le serpent contrôle le volume de venin injecté, par contraction du muscle autour de la glande à venin. D'autres facteurs influencent également la quantité de venin administrée : l'âge du reptile, la taille du serpent, son état de stress, l'agressivité du spécimen, la saison... (GOYFFON, 2006 ; DE RUDNICKI *et al*, 2008 ; LECLERC *et al*, 2008).

7.2.1.4. LA COMPOSITION DU VENIN :

Il existe des variations interspécifiques et intraspécifiques de la composition du venin de serpent. C'est un mélange complexe de polypeptides (toxines) et d'enzymes (protéines), qui assurent un rôle toxique et digestif (GOYFFON, 2006).

Parmi les polypeptides sans activité enzymatique, on distingue les toxines à activité spécifique, les peptides inhibitrices d'enzymes et les peptides à effet synergiques.

Les enzymes (hydrolase, aminoacide-oxydase) assurent principalement la fonction digestive du venin. Certaines enzymes (phospholipase A₂) jouent également un rôle toxique sur la coagulation et la destruction tissulaire.

7.2.1.4.1. les toxines :

Il existe de nombreuses toxines (neurotoxines, cardiotoxines, myotoxines et toxines anticoagulants) entrant dans la composition des venins de serpents.

Les toxines se fixent sur des récepteurs membranaires spécifiques. Leur toxicité est dose-dépendante, proportionnelle aux nombres de récepteurs atteints (LARRECHE *et al*, 2008).

7.2.1.4.1.1. Les neurotoxines :

Ces toxines agissent au niveau du système nerveux périphérique par blocage de la transmission neuromusculaire au niveau des synapses motrices ou par hyperstimulation neuromusculaire (figure 97). Les neurotoxines provoquent des paralysies musculaires (CHIPPAUX, 2002 ; GOYFFON, 2006 ; LARRECHE *et al*, 2008).

Les neurotoxines composent majoritairement le venin des élapidés (50 à 70 % du poids sec du venin). On en retrouve également chez quelques vipéridés et colubridés (LARRECHE *S et al*, 2008).

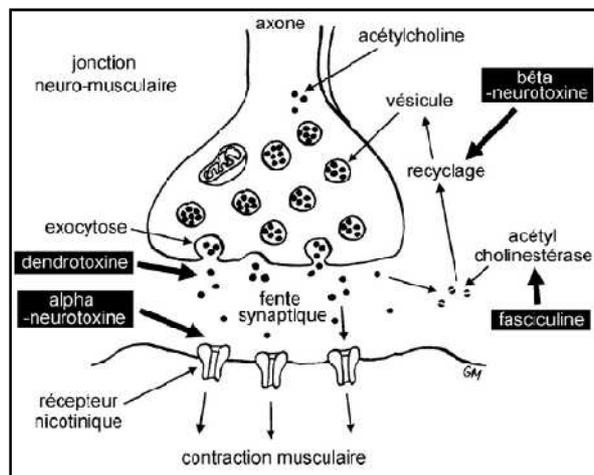


Figure 97 : Action des différentes neurotoxines au niveau de la jonction neuro-musculaire (LARRECHE *et al*, 2008).

- Les toxines curarisantes ou **α-neurotoxines** (candoxine, α-bungarotoxine) empêchent la fixation de l'acétylcholine sur les récepteurs nicotiniques de la membrane postsynaptique. Les neurotoxines de *Dendroaspis* sp sont dirigées contre les récepteurs muscariniques et la vipoxine de la vipère de Russell a pour cible les récepteurs adrénergiques (LARRECHE *et al*, 2008 ; DE HARO, 2009).

- Les phospholipases A₂ neurotoxiques ou **β-neurotoxines** provoquent l'hydrolyse de la membrane et bloque la libération d'acétylcholine au niveau de la membrane présynaptique en inhibant le recyclage du neurotransmetteur.

Les phospholipases A₂ neurotoxiques sont constituées de plusieurs sous-unités (1 à 4) de phospholipase A₂ basiques et de protéines non toxiques. Le nombre de sous-unités permet de distinguer différents types de β-neurotoxines. Les phospholipases A₂ neurotoxiques de vipéridés sont des neurotoxines-β monocaténaïres, constituées d'une seule unité A₂ : daboïatoxine (*Daboia russelli siamensis*), agkistrodotoxine (*Agkistrodon blomhoffii*), ammodytoxine (*Vipera ammodytes*), caudoxine (*Bitis caudalis*)... Les neurotoxines-β multicaténaïres se composent de plusieurs sous-unités phospholipase : crotoxine (*Crotalus durissus terrificus*), β-bungarotoxine (*Bungarus multicinctus*), céruléotoxine (*Bungarus fasciatus*), taipoxine (*Oxyuranus scutellatus*).

- La dendrotoxine potentialise la libération d'acétylcholine au niveau présynaptique par blocage des canaux potassium voltage-dépendants. Elle provoque un bloc par dépolarisation de la membrane postsynaptique. La fasciculine empêche la destruction de l'acétylcholine dans la fente synaptique par inhibition de l'acétylcholinestérase, provoquant une dépolarisation permanente de la membrane postsynaptique. Ces deux types de neurotoxines se potentialisent pour induire un syndrome muscarinique lors d'envenimation par des espèces du genre *Dendroaspis* (GOYFFON, 2006 ; LARRECHE *et al*, 2008 ; DE HARO, 2009).

- Les κ-neurotoxines postsynaptiques proches des α-neurotoxines ont un tropisme neurologique central et sont impliquées dans les signes corticaux (sommolence) de l'envenimation (DE HARO, 2009).

7.2.1.4.1.2. Les cardiotoxines :

La fasciculine (inhibiteur de la cholinestérase) et la calciseptine (blocage des canaux calcium) potentialisent la toxicité des cardiotoxines. Ces toxines se limitent aux venins de quelques espèces (certains cobras) (GOYFFON, 2006 ; DE HARO, 2009).

7.2.1.4.1.3. Les cytotoxines :

Les cytotoxines dépolarisent les membranes cytoplasmiques et induisent une lyse cellulaire (CHIPPAUX, 2002).

7.2.1.4.2. les enzymes :

Tous les venins des serpents possèdent des enzymes dont le taux et l'activité varient selon l'espèce concernée. La toxicité de ces molécules est chrono-dépendante.

Les venins de serpents sont un mélange d'enzymes nécrosantes, procoagulantes, anticoagulantes et fibrinolytiques. Ces enzymes ont une action complexe, multifactorielle et variable d'une espèce à l'autre, sur la coagulation du sang. La composition des venins est le plus souvent dirigée contre plusieurs cibles au sein du système hémostatique.

La hyaluronidase favorise la diffusion du venin à travers les tissus. Certaines enzymes (phospholipase A₂) sont transformées en toxines fonctionnelles. Les phospholipases A₂ possèdent différentes activités : elles sont neurotoxiques, myolytiques ou hémolytiques (CHIPPAUX, 2002 ; MERENS *et al*, 2005 ; GOYFFON, 2006 ; DE RUDNICKI *et al*, 2008).

On distingue plusieurs catégories d'enzymes responsables de troubles de l'hémostase :

7.2.1.4.2.1. Les hémorragines :

Ces zinc-métalloprotéases (bothropasine de *Bothrops jararaca*) agissent sur l'endothélium vasculaire. Elles induisent des troubles de la capillarité vasculaire et sont responsables du développement de l'œdème, de la nécrose et des hémorragies (MION G *et al*, 2002).

7.2.1.4.2.2. Les désintégrines et protéines apparentées :

Les désintégrines, les protéines riches en cystéine (MDC) et les protéines lectine-like (C-lectines) inhibent l'agrégation plaquettaire.

Les désintégrines (échistatine, bitistatine, albolabrine, batroxostatine, trigramine...) inhibent la liaison entre le fibrinogène et leurs récepteurs plaquettaires : glycoprotéines GPIIb/IIIa (intégrines).

Les protéines MDC (jararhagine de *Bothrops jararaca*) et les C-lectines (EMS16 d'*Echis multisquamatus*) bloquent également les intégrines responsables de l'interaction plaquettes-fibrinogène. L'échicétine d'*Echis carinatus* est une lectine qui bloque la liaison facteur von Willebrandt -GP1b (MION G *et al*, 2002).

L'écarine d'*Echis carinatus* est au contraire un agoniste plaquettaire et la convulxine de *Crotalus durissus terrificus* active les plaquettes en se liant au récepteur GP VI de la membrane plaquettaire.

7.2.1.4.2.3. Les protéases :

Certaines protéases interfèrent avec l'hémostase en provoquant une incoagulabilité du sang :

- **Activateurs de la prothrombine :**

Les écarine-like ne nécessite pas la présence de Ca, de phospholipides ou du facteur Va pour activer la prothrombine, contrairement aux facteurs Xa-like (trocarine, hopsarine, notécarine, pseutarine) (MION G *et al*, 2002).

- **Enzymes thrombine-like :**

Ces protéases (élégaxobine, crotalase, balterobine, batroxobine, lébétase, gabonase...) clivent directement le fibrinogène en lieu et place de la thrombine.

Cela provoque une formation importante de fibrine et la consommation du fibrinogène par fibrinogénolyse primitive. La formation d'une fibrine instable, non stabilisée par le facteur XIII et rapidement lysée, provoque l'exacerbation d'une fibrinolyse secondaire (MION G *et al*, 2002 ; MERENS *et al*, 2005 ; GOYFFON, 2006 ; DE RUDNICKI *et al*, 2008).

- **Activateurs du facteur X :**

Les protéases de vipéridés (*Echis*, *Vipera*, *Daboia*, *Cerastes*, *Bothrops*) activent le facteur X de façon calcium dépendante.

- **Facteurs anticoagulants :**

La bothrojacine de *Bothrops jaraca* est une enzyme inhibitrice de la thrombine humaine ; elle génère un état d'hypocoagulabilité (MION G *et al*, 2002 ; MERENS *et al*, 2005).

Certains venins contiennent des enzymes qui inhibent le facteur X.

- **Enzymes fibrinolytiques :**

Certains venins peuvent provoquer une fibrinolyse primitive par l'intermédiaire d'une enzyme distincte de la plasmine.

Le TVS-PA du *Trimeresurus stejnegeri* possède d'importantes similarités structurales avec le t-PA (activateurs du plasminogène) et transforme le plasminogène en plasmine (MION G *et al*, 2002 ; MERENS *et al*, 2005).

7.2.1.5. SYMPTÔMES D'ENVENIMATION :

Il existe une grande variété de symptômes d'envenimation, due à la variabilité de la composition des venins. L'apparition de symptômes varie également en fonction de la quantité de venin injecté. Le risque est plus important chez un enfant mordu car la masse corporelle est plus faible pour une même quantité de venin injecté (GOYFFON, 2006).

- Les yeux fixes, un ptosis, une paralysie des muscles de la face et des muscles respiratoires, sont les principaux symptômes d'une envenimation neurotoxique.

- Les troubles de l'hémostase, caractéristiques des envenimations par les vipères et crotales, peuvent se manifester par des hémorragies, par une thrombose, par une CIVD (coagulation intravasculaire disséminée)... Un œdème, des tuméfactions, des hémorragies et des nécroses apparaissent au niveau du site de morsure (MERENS *et al*, 2005 ; GOYFFON, 2006).

- Une envenimation peut aussi se manifester par des symptômes cardiovasculaires (troubles du rythme, hypotension, symptôme de choc). Un choc anaphylactique peut survenir en cas de réactions allergiques aux protéines de venins de serpents (GOYFFON, 2006 ; LARRECHE *et al*, 2008).

- Certains venins d'élapidés australiens, d'hydrophidés et de quelques vipéridés provoquent, chez l'homme, une rhabdomyolyse. La myolyse peut entraîner une myoglobulinurie à l'origine d'insuffisance rénale ou une hyperkaliémie à l'origine de troubles cardiaques (GOYFFON, 2006 ; LARRECHE *et al*, 2008).

7.2.1.5.1. Envenimation par des élapidés : SYNDROME COBRAÏQUE

Les envenimations par élapidés sont caractérisées par la présence quasi constante d'un ensemble de troubles neurologiques appelé « syndrome cobraïque ». Ces envenimations ne sont pas douloureuses, en général.

Dans un premier temps, l'individu peut présenter des paresthésies (picotements, fourmillements) au niveau du membre mordu. L'apparition de signes non spécifiques (angoisse, douleur épigastrique, sensation de soif, nausées, acouphènes) est possible. 15 à 30 minutes après la morsure, d'autres symptômes apparaissent : état de choc, vomissements, diarrhées, somnolence, hypersudation, photophobie...

Le syndrome cobraïque se caractérise par une ptose palpébrale bilatérale. Après quelques dizaines de minutes à quelques heures, des signes de gravité de troubles moteurs peuvent se développer : dysphonie, dysarthrie, dysphagie. La paralysie est ascendante avec aréflexie complète et trismus. Le patient peut entrer dans un coma calme. La mort survient par arrêt respiratoire, suite à la paralysie des muscles respiratoires, 2 à 10 heures après la morsure (CHIPPAUX, 2002 ; LARRECHE *et al*, 2008 ; DE HARO, 2009).

Les projections oculaires de venin de cobras cracheurs africains (*Naja nigricollis*, *Naja mossambica*) ne provoquent que des lésions locales (douleur intense, spasmes des paupières, conjonctivite voire kératite).

Lors d'une envenimation par un mamba (*Dendroaspis* sp), le syndrome cobraïque est associé à un syndrome muscarinique. Ce syndrome se caractérise par une hypersécrétion généralisée (larmolement, sudation, diarrhées, hypersialorrhée), des troubles de l'accommodation, une photophobie, un myosis, une bronchoconstriction, des vomissements et trémulations (LARRECHE *et al*, 2008).

7.2.1.5.2. Envenimation par des vipéridés

Ces envenimations sont généralement extrêmement douloureuses. Un œdème extensif apparaît au niveau du site de morsure, suivi d'une nécrose des tissus avoisinants.

Elles se caractérisent par un syndrome hémorragique : suffusions hémorragiques locales, phlyctènes, purpura, épistaxis, hématurie... Les morsures de certaines espèces : *Bitis arietans* (vipère heurtante), *Bothrops lanceolatus* (Fer-de-lance martiniquais)... sont à l'origine de thrombose vasculaire.

Les séquelles de la nécrose et les surinfections fréquentes conduisent souvent à l'amputation du membre mordu.

Un œdème extensif se développe rapidement et devient nécrotique avec des phlyctènes à distance du point de morsure, typiques des envenimations par vipéridés tropicaux. Les nécroses sont peu fréquentes dans les morsures de crotalinés. Les troubles de la coagulation entraînent des hémorragies internes et externes (DE HARO, 2009).

Les morsures blanches ou sèches de crotalinés sont moins fréquentes qu'avec les vipéridés.

7.2.1.6. TRAITEMENTS DES ENVENIMATIONS:

7.2.1.6.1. Conduite à tenir en cas d'envenimation :

Dans un premier temps, la prise en charge d'une envenimation par un serpent nécessite différentes mesures (tableau 48).

Tableau 48 : Conduite à tenir en cas d'envenimation par un serpent.
(d'après DE HARO, 2000 ; MERENS *et al*, 2005 ; GOYFFON, 2006 ; WARRELL, 2007)

- Prévenir les services de secours médicalisés (Centre Anti Poison, sapeur-pompier, SAMU)
- Consulter le plus rapidement possible un service médical d'urgence prévenu.
- Rassurer la personne mordue car les signes de panique peuvent masquer les symptômes d'envenimation (vomissements, pâleur...).
- Le membre mordu sera immobilisé (attelle ou en écharpe) pour restreindre la diffusion du venin.
- Le patient sera placé en position latérale de sécurité (PLS) ou allongé pour éviter tout mouvement.
- Retirer les éventuelles bagues, bracelets, montre (risque d'ischémie due à l'œdème).
- L'identification du serpent venimeux (nom scientifique) est indispensable.
- Le serpent doit rester bien enfermé dans le terrarium si la morsure s'est produite lors d'une manipulation.
- Fournir de l'eau au patient pour éviter la déshydratation.
- Éviter l'alcool, le thé et le café, car il favorise la diffusion du venin par augmentation du rythme cardiaque.
- Surveiller les fonctions vitales (respiration, rythme cardiaque) et l'état de conscience.
- En cas d'état de choc (pâleur, somnolence, hypotension, tachycardie, polypnée...), installer le patient en position antichoc : position couché, relevée de 15°, tête vers le bas.

Certains gestes sont à éviter lors d'une morsure par un serpent venimeux.

La pose d'un garrot sur le membre mordu est à proscrire. En cas de morsure de vipères ou de crotales, le garrot favorise l'extension de l'œdème et de la nécrose tissulaire, contribuant à l'aggravation des dommages tissulaires locaux (risque d'amputation du membre mordu).

Les incisions ou excisions au niveau du site de morsure provoquent des dommages supplémentaires : ils augmentent la diffusion du venin et l'hémorragie en cas de troubles de la coagulation, et favorisent également les risques de surinfection.

L'application de glace, enveloppée dans un linge, se réalisera toujours en amont de la morsure. La glace, appliquée directement sur le site de morsure, provoque une ischémie locale et des lésions de gelure. De plus, le froid peut potentialiser les effets du venin.

Le venin ne peut être retiré par succion. L'ASPI VENIN® et la pierre noire ont une efficacité non prouvée (DE HARO, 2000 ; CHIPPAUX, 2002 ; GOYFFON, 2006 ; WARRELL, 2007).

7.2.1.6.2. Traitement des envenimations :

Une envenimation par un serpent exotique nécessite une prise en charge hospitalière.

7.2.1.6.2.1. Traitement symptomatique :

Une prise en charge de la douleur, des saignements, des surinfections et des réactions allergiques peut s'avérer nécessaire dans le traitement d'une envenimation.

Une antisepsie de la plaie sera accomplie. Pour le traitement de la douleur, les salicylés et les anti-inflammatoires non stéroïdiens sont à éviter ; ils aggravent les troubles hémorragiques. Le risque de surinfection étant élevé, une antibioprophylaxie est envisageable. Une injection de rappel de vaccin antitétanique est également conseillée (HARRY et DE HARO, 2002 ; GOYFFON, 2006 ; WARRELL, 2007 ; DE RUDNICKI *et al*, 2008 ; LECLERC *et al*, 2008).

7.2.1.6.2.2. Sérothérapie :

Le traitement étiologique d'une envenimation repose sur l'administration d'un sérum antivenimeux par voie intraveineuse. La posologie sera identique pour les enfants et les adultes. L'immunothérapie est le seul traitement efficace contre les envenimations graves (GOYFFON, 2006 ; WARRELL, 2007 ; LECLERC *et al*, 2008).

La mise en place d'une sérothérapie dépend du score de gravité de la morsure (tableau 49), de la disponibilité du sérum et du stade de l'envenimation.

Tableau 49 : Gradation clinico-biologique des envenimations ophidiennes (d'après LARRECHE S, MION G, GOYFFON M, 2008 ; DE HARO L, 2009).

Grade	Syndrome vipérin		Résultats biologiques	Syndrome cobraïque	Signes généraux Hémodynamique
	Syndrôme local	Hémorragies			
0	Douleur modérée, traces de crochets, pas d'œdème	Aucune	Normale	Aucun	Aucun
1	Douleur marquée Œdème ne dépassant pas le coude ou le genou	Aucune	Troubles mineurs de l'hémostase 80 < plaquettes < 150 giga/L 45% < TP < 70% 1 g/L < fibrinogène < 2 g/L	Aucun	Aucun
2	Œdème dépassant le coude ou le genou Phlyctène(s) Nécrose mineure	Saignement modéré au niveau de la morsure, des points de ponction Hématurie, gingivorragies	Coagulopathie* Plaquettes < 80 giga/L TP < 45% - TCA x 2 Fibrinogène < 1 g/L Créatinine > 120 µmol/L	Signes neurologiques d'alerte (Ptôsis, troubles de la déglutition...)	Vomissements, diarrhée, douleur thoracique ou abdominale Hypotension tachycardie
		* ou tps de coagulation sur tube sec > 20 min			
3	Œdème atteignant ou dépassant la racine du membre Nécrose étendue	Hémorragie grave Epistaxis, hémoptysie, saignement digestif	Coagulopathie et Hb < 9g/dl	Détresse respiratoire	Etat de choc
				Coma Convulsions	

La prise en charge d'un patient de grade 1 peut être uniquement symptomatique. Une envenimation de grades 2 ou 3 est une indication formelle d'immunothérapie. Certains facteurs (grossesse, morsure au visage ou au cou, âge < 11 ans ou > 60 ans, poids < 25kg, lésions potentiellement hémorragiques (ulcères digestifs, tuberculose...)) surclassent le patient au grade d'envenimation supérieur.

Une évaluation clinique et biologique (NFS, créatininémie, hémostase : TP, TCA, fibrinogène, plaquettes) du patient sera réalisée à la première heure puis toutes les quatre heures. Si l'envenimation est encore de grade 2 ou 3, une nouvelle dose d'antivenin sera administrée. En cas de retour au grade 1, l'immunothérapie sera arrêtée (LARRECHE S, MION G, GOYFFON M, 2008).

Il n'existe pas d'antidote spécifique pour de nombreux venins de serpents. Cependant l'utilisation d'un sérum spécifique reste possible pour une autre espèce, proche ou éloignée, de serpent : c'est le phénomène de réactivité croisée (GOYFFON, 2006 ; Editorial, 2008 ; DE RUDNICKI *et al*, 2008).

Le sérum antivenin est uniquement actif sur les troubles systémiques de l'envenimation (effets neurotoxiques, troubles de la coagulation...) ; il n'y a pas d'action sur les troubles locaux (œdème, nécrose...). Une sérothérapie, entreprise précocement, peut neutraliser très rapidement les toxines et enzymes des venins, entraînant un retour à la normale des anomalies de l'hémostase ou une reprise de la respiration spontanée. Elle peut être inefficace pour une envenimation à un stade avancé ; la fenêtre d'efficacité optimale de la sérothérapie se situe dans les quatre premières heures suivant l'envenimation, pour les morsures d'élapidés. Les lésions tissulaires déjà établies sont souvent définitives. La sérothérapie ne permet pas de récupérer des tissus nécrosés et la régression rapide de lésions dues à une hémorragie cérébrale ou à une hypo-oxygénation est difficilement obtenue (GOYFFON, 2006 ; LARRECHE *et al*, 2008 ; LECLERC *et al*, 2008 ; DE HARO, 2009).

Les antivenins sont constitués de fragments plus ou moins bien purifiés d'anticorps d'animaux volontairement immunisés contre un ou plusieurs venins. Il existe différentes sortes de sérums antivenins (tableau 50). Les sérums monovalents sont des antivenins spécifiques : les anticorps sont dirigés contre un seul type de venin. Leur utilisation n'est possible qu'en cas d'identification du serpent. La plupart des antivenins sont des sérums polyvalents. Ils sont préparés à partir d'un mélange de plusieurs venins (GOYFFON, 2006 ; WARRELL, 2007).

Les sérums, composés de fragments d'immunoglobulines F (ab')₂, sont plus efficaces et présentent moins d'effets secondaires que les anciens antivenins à base de fragments F ab. Les sérums antivenins récents à base d'anticorps monoclonaux sont hautement spécifiques (HARRY et DE HARO, 2002).

En dehors de deux exceptions (antivenin sud-africain contre le boomslang *Dispholidus typus* ; antivenin japonais contre la couleuvre Yamakagashi *Rhabdophis tigrinus*), il n'existe pas d'antivenin pour neutraliser le venin des colubridés. Seuls les traitements symptomatiques sont possibles.

Les principaux effets secondaires de la sérothérapie sont les risques allergiques (choc anaphylactique, maladie sérique). La maladie sérique est une hypersensibilité retardée, pouvant survenir 8 à 15 jours après administration d'un antivenin. Le risque allergique dépend du degré de purification du sérum. Cependant, il est très réduit avec les antivenins fabriqués selon les méthodes de référence actuelles (LECLERC *et al*, 2008 ; DE HARO, 2009).

Tableau 50 : Exemples de sérums antivenins.

Antivenins :	Fabrication :	Composition :
FAV-Afrique®	Laboratoire Aventis Pasteur	Polyvalent, fragments F(ab') ₂ d'immunoglobulines équine contre 10 venins de serpents africains. (<i>Naja sp</i> , <i>Dendroaspis sp</i> , <i>Bitis sp</i> , <i>Echis sp</i>) (GOYFFON, 2006 ; LECLERC <i>et al</i> , 2008).
Viper FAV®	Laboratoire Aventis Pasteur	Polyvalent, fragments F(ab') ₂ d'immunoglobulines antiphospholipidase A ₂ du genre <i>Vipera</i> (<i>Vipera aspis</i> , <i>Vipera berus</i> , <i>Vipera ursinii</i> ...) (HARRY et DE HARO, 2002 ; GOYFFON, 2006).
Bothrofav®	Laboratoire Aventis Pasteur	Spécifique au fer-de-lance martiniquais (<i>Bothrops lanceolatus</i>) (HARRY et DE HARO, 2002 ; Editorial, 2008).
Antivipmyn Tri®	Fabriqué au Mexique	Polyvalent, fragments F(ab') ₂ purifiés contre 3 espèces : <i>Bothrops atrox</i> , <i>Crotalus durissus</i> , <i>Agkistrodon bilineatus</i> (DE RUDNICKI <i>et al</i> , 2008).
CroFab®	Fabriqué aux USA	Polyvalent, contre les crotales d'Amérique du Nord. Sa paraspécificité a permis de traiter des envenimations par d'autres espèces de crotalinés (MERENS <i>et al</i> , 2005 ; DE RUDNICKI <i>et al</i> , 2008).
Anti venin anti-crotalidés Wyeth®	Fabriqué aux USA	Polyvalent, actif sur tous les venins de crotales d'Amérique du Nord, centrale et du Sud, très allergisant (MERENS <i>et al</i> , 2005).

7.2.1.6.2.3. Autres traitements :

Des facteurs de la coagulation ou des traitements substitutifs (plasma, plaquettes, fibrinogènes) peuvent être administrés en cas de coagulopathie, mais ces molécules sont aussitôt inactivées par les enzymes venimeuses. L'effet sera de courte durée si le traitement n'est pas associé à une immunothérapie.

L'héparine est formellement contre-indiquée et l'antithrombine III (ACLOTINE®) est peu efficace. Certaines enzymes thrombine-like (batroxobine) ont une structure moléculaire différente de celle de la thrombine physiologique, ce qui explique l'inefficacité thérapeutique de l'héparine et de l'hirudine. De plus, l'héparine, même à faibles doses, aggrave le syndrome hémorragique (CHIPPAUX, 2002 ; HARRY et DE HARO, 2002 ; MION G *et al*, 2002 ; GOYFFON, 2006 ; DE RUDNICKI *et al*, 2008 ; DE HARO, 2009).

Une intervention chirurgicale à type d'aponévrotomie de décharge peut s'avérer utile dans la prise en charge des morsures de crotalinés dont le venin est susceptible d'induire un syndrome de loge (DE HARO, 2009). Le traitement chirurgical d'un œdème extensif (non compressif) est à éviter lors d'une envenimation par des vipérinés (GOYFFON, 2006 ; DE RUDNICKI *et al*, 2008).

Lors d'un syndrome cobraïque, l'administration d'anticholinestérasiques (NÉOSTIGMINE®) et d'atropine permet parfois d'améliorer les signes neurologiques (LARRECHE *et al*, 2008).

7.2.1.7. LES PROBLÈMES DE PRISE EN CHARGE :

La disponibilité des sérums antivenins pour les serpents exotiques est faible en France. Le stock d'antivenins dans les structures, pour des raisons budgétaires, et la difficulté d'obtenir un antivenin spécifique ne permet pas de faire face à la plupart des envenimations. Les prix par ampoule d'antivenin pouvant largement dépasser le millier d'euros, la constitution d'une banque d'antivenins peut rapidement atteindre des sommes importantes. De plus, les antivenins peuvent avoir des délais de péremption courts.

Les sérums antivenins pour les serpents exotiques sont des médicaments étrangers qui n'ont pas d'AMM en France. Leur utilisation de façon ponctuelle est permise par l'Agence française de sécurité sanitaire des produits de santé, lors d'une autorisation temporaire d'utilisation.

En France, il existe peu de structure de référence pour les envenimations par serpents exotiques qui centralise l'approvisionnement en sérums antivenins. L'approvisionnement, au cas par cas, nécessite souvent de passer par les fabricants. Une « Banque de Sérums Antivenimeux » (BSA), siégeant au centre hospitalier universitaire d'Angers fut créée récemment afin d'améliorer la disponibilité de certains antivenins étrangers (DE HARO, 2000 ; MERENS *et al*, 2005 ; DE RUDNICKI *et al*, 2008 ; Editorial, 2008 ; LECLERC *et al*, 2008, DE HARO, 2009).

En France, il n'existe pas de banque de données décrivant la paraspécificité des différents antivenins et la disponibilité des sérums. Le site d'information MAVIN : Munich AntiVenom Index (disponible sur <http://www.toxinfo.org/antivenoms>) et le site du Centre Suisse d'Information Toxicologique (disponible sur <http://www.toxi.ch>) sont régulièrement mis à jour pour la pharmacopée des antivenins et la disponibilité des sérums antivenins en Europe (MERENS *et al*, 2005 ; Editorial, 2008 ; DE RUDNICKI *et al*, 2008).

De plus, les collectionneurs sont intéressés par des espèces rares. Ces espèces n'entraînant pratiquement pas d'envenimations dans la nature et n'étant pas considérées comme véritables problèmes de santé publique dans leur pays d'origine, l'antivenin spécifique peut être absent. Les antivenins polyvalents capables de neutraliser le venin d'espèces voisines sont presque impossibles à obtenir en France du fait de leur fabrication des pays lointains (Brésil, Costa Rica, Inde, Thaïlande...) (DE HARO, 2009).

Certains éleveurs expérimentent parfois des hybridations d'espèces voisines. En cas d'envenimation par un tel reptile, l'efficacité des antivenins sur ces venins « hybrides » est imprévisible.

7.2.2. LES ENVENIMATIONS PAR LÉZARDS VENIMEUX :

7.2.2.1. LES LÉZARDS VENIMEUX :

La quasi-totalité de reptiles venimeux sont des ophidiens, exceptés deux espèces de sauriens venimeux appartenant à la famille des hélodermatidés: le monstre de Gila (*Heloderma suspectum*) (figure 98) et le lézard perlé (*Heloderma horridum*).

7.2.2.2. LES MORSURES D'HÉLODERMATIDÉS :

L'envenimation par morsure d'hélodermatidés reste un phénomène exceptionnel. La plupart des morsures surviennent lors de la manipulation de ces lézards et l'utilisation de gants épais permettra de les éviter. Lorsqu'un héloderme mord, il est difficile de lui faire lâcher prise. Utiliser une éclisse ou mettre le lézard dans de l'eau froide permettra de desserrer l'étreinte.

A la différence des serpents, les glandes à venins se localisent, en avant, le long des mandibules et les hélodermes ne possèdent pas de crochets inoculateurs mais des dents lancéolées et sillonnées (figure 99). Le venin se mélange à la salive et pénètre par capillarité dans la plaie (MILLER, 1995 ; BONNET, 2000 ; CANTRELL, 2003; GOYFFON, 2006).



Figure 98 : *Heloderma suspectum* (GOYFFON, 2006).

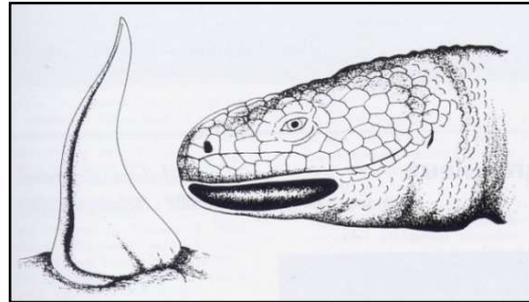


Figure 99 : Structure des dents et localisation des glandes à venin (GOYFFON, 2006).

7.2.2.3. LES SYMPTOMES DE L'ENVENIMATION :

La composition du venin des hélodermes est assez similaire à celui des ophidiens. Les toxines et enzymes (hyaluronidase, gilatoxine, hélothermine, kallicréine...) de leur venin provoquent des douleurs intenses chez l'homme. Le venin des hélodermes ne provoque ni troubles neurologiques (paralyse), ni de coagulopathies. Un œdème extensif se forme au niveau du siège de la morsure, puis la tension artérielle chute et les symptômes de choc apparaissent. Il n'existe pas de morsures « sèches » chez ces lézards (BONNET, 2000 ; CANTRELL, 2003; GOYFFON, 2006 ; ARIANO SANCHEZ, 2008).

De rares cas d'envenimations mortelles seraient liés à un taux d'alcoolémie élevé chez la victime. Il n'y a pas eu d'envenimations mortelles récemment, mais la dangerosité du venin doit être prise en compte. Une envenimation peut être à l'origine d'une réaction anaphylactique (MILLER, 1995 ; AULIO *et al*, 2003 ; CANTRELL, 2003 ; GOYFFON, 2006).

7.2.2.4. TRAITEMENT DE L'ENVENIMATION:

Le traitement en cas de morsure sera uniquement symptomatique car il n'existe pas de sérum antivenin spécifique et ni réactivité croisée avec des sérums paraspécifiques de serpents.

La prise en charge nécessite une prophylaxie antitétanique, une antibioprofylaxie pour le risque d'infections secondaires et un traitement antalgique pour les douleurs intenses persistantes jusqu'à 12 heures après une morsure (GOYFFON, 2006 ; ARIANO SANCHEZ, 2008).

CONCLUSION

La terrariophilie est une activité de plus en plus populaire en France. Cette pratique nécessite un vrai savoir faire et une réelle connaissance des reptiles et de leur environnement afin de réussir leur maintien en captivité.

Tout d'abord le pharmacien doit être en mesure d'informer les propriétaires de reptiles sur la législation en vigueur concernant leur détention. Depuis la parution de deux arrêtés en août 2004, l'élevage de nombreuses espèces oblige le terrariophile à être détenteur d'un certificat de capacité et d'une autorisation d'ouverture d'établissement.

Les reptiles sont fortement dépendants des conditions écologiques régnant dans leur milieu d'origine. Ainsi pour réussir leur maintien en captivité, le terrariophile devra créer, dans le terrarium, un milieu où les conditions environnementales sont les plus proches possible de leur biotope naturel.

Un non-respect des conditions de maintenance (température, hygrométrie, photopériode, alimentation, aménagement du terrarium,...), propre à chaque espèce, compromettrait la survie de ces animaux en favorisant la survenue de diverses pathologies.

Ainsi, le reptile affaibli et élevé dans de mauvaises conditions sera plus sujet à développer des maladies infectieuses (bactériennes, parasitaires ou mycosiques) ou des troubles métaboliques d'origine nutritionnelle. Certaines pathologies des reptiles pourront être traitées par un simple réajustement des conditions d'élevage et par des méthodes douces. D'autres nécessiteront obligatoirement une prise en charge par un vétérinaire. Des connaissances de base sur la terrariophilie, les différentes maladies des reptiles et leurs traitements éventuels sont donc indispensables au pharmacien pour la prise en charge d'un reptile malade.

L'élevage de reptile n'est pas sans risque pour le terrariophile et son entourage.

En effet, les reptiles sont porteurs d'un certain nombre de zoonoses avérées ou potentielles. Le pharmacien aura un rôle à jouer dans l'information du public et des propriétaires de reptiles sur le risque de transmission de maladies, spécialement la salmonellose, par ces animaux et sur leurs méthodes de prévention, par de simples mesures hygiéniques.

Du fait de la popularité croissante pour les serpents venimeux, le risque de morsure par des serpents exotiques doit être pris en compte. Une connaissance de la conduite à tenir en cas d'envenimation est donc indispensable pour faciliter la prise en charge d'une personne mordue.

Le pharmacien jouera également un rôle dans la sensibilisation du public, sur le risque écologique lié aux « relâcher » de reptiles. Bien qu'interdit, certains propriétaires n'hésitent pas à abandonner leur reptile dans la nature. Hors certaines espèces (*Trachemys scripta elegans*, *Apalone ferox*, *Chelydra serpentina*) sont capable de s'acclimater au milieu français, compromettant la survie des espèces locales sauvages. Ainsi la tortue de Floride, en compétition avec la cistude d'Europe, a contribué à la disparition de cette dernière, déjà menacée par les activités humaines.

Les conseils en officine pour la prise en charge d'un reptile malade peuvent donc s'avérer difficiles. En effet, le diagnostic d'une pathologie est délicat à poser en raison de l'absence de l'animal, des mauvaises indications du propriétaire sur la pathologie ou du peu d'informations sur la médecine herpétologique dans la presse pharmaceutique.

De plus il n'existe pas de données officielles concernant l'utilisation des médicaments chez les reptiles. Les traitements utilisés et leur posologie sont issus de l'expérience de vétérinaires spécialisés en herpétologie. Aucun médicament vétérinaire ne possédant d'AMM pour les reptiles, les thérapeutiques médicamenteuses utilisées en médecine herpétologique reposent donc sur l'emploi de spécialités vétérinaires, destinées à d'autres animaux, ou de spécialités humaines, dont les formes et les dosages sont peu appropriés aux reptiles. Les laboratoires pharmaceutiques vétérinaires se spécialisent de plus en plus dans l'élaboration de médicaments destinés aux NAC, hormis les reptiles. Dans l'avenir, des spécialités destinées à ces animaux seront peut être élaborées si le marché de la terrariophilie continue son expansion.

BIBLIOGRAPHIE

ARIANO SANCHEZ D, 2008. Envenomation by a wild Guatemalan Beaded Lizard : *Heloderma horridum charlesbogerti*. *Clinical Toxicology*, 1-3.

AULIO R, DAOUES K, GERARD P, HUSSARD N, SCHILLIGER L, 2003. Atlas de la terrariophilie, Volume 3 : les lézards. Animalia éditions, 192 pp.

BENSON K, 1999. Reptilian Gastrointestinal Diseases. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 8, (2), 90-97.

BERENDES TD, KEIJMAN JMG, TE VELDE LF, OOSTENBROEK RJ, 2007. Splenic abscesses caused by a reptile-associated *Salmonella* infection. *Digestive Surgery*, 24, 397-399.

BODETTI T, JACOBSON E, WAN C, HAFNER L, POSPISCHIL A, ROSE K, TIMMS P, 2002. Molecular Evidence to Support the Expansion of the Hostrange of *Chlamydophila pneumoniae* to Include Reptiles as Well as Humans, Horses, Koalas and Amphibians. *Systematic Applied Microbiology*, 25, 146-152.

BONNET MS, 2000. The toxicology of *Heloderma suspectum* : the Gila monster. *British Homeopathic Journal*, 89, 198-204.

BOUR R, CADI A, GUYOT G, LOUCHARTE M, MARAN J, MAGNAN P, METRAILLER S, MOSIMANN D, SCHILLIGER L, 2002. Atlas de la terrariophilie, Volume 2 : les tortues terrestres et aquatiques. Animalia éditions, 192 pp.

BROGARD J, 1992. Les maladies des reptiles. Editions du Point Vétérinaire, Maisons-Alfort, 320 pp.

BURRIDGE MJ, SIMMONS LA, 2003. Exotic ticks introduced into the United States on imported reptiles from 1962 to 2001 and their potential roles in international dissemination of diseases. *Veterinary Parasitology*, 113, 289-320.

CACCIO S, THOMPSON A, MCLAUCHLIN J, SMITH H, 2005. Unravelling *Cryptosporidium* and *Giardia* epidemiology. *Trends in Parasitology*, 21, (9), 430-437.

CANTRELL L, 2003. Envenomation by the Mexican Beaded Lizard: A Case Report. *Clinical toxicology*, 41, 241-244.

CAVIGNAUX R, 1999a. Pathologie nutritionnelle des tortues aquatiques. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 197-198.

CAVIGNAUX R, 1999b. Tortue de Floride. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 195-196.

CDC : Centers of Disease Control and Prevention, 2002. Reptile-associated Salmonellosis-Selected states, 1998-2002. *MMWR : morbidity and mortality weekly report*.

CDC : Centers of Disease Control and Prevention, 2007. Turtle-associated Salmonellosis in Humans, United-States 2006-2007. *MMWR : morbidity and mortality weekly report*, 56, (26), 649-652.

- CHAE SW, CHOI JH, LEE DJ, LEE HM, 2003. Sparganosis presenting as a lateral neck mass. *Head & Neck*, 25, 74-76.
- CHIPPAUX J-P, 2002. Morsures et envenimations ophidiennes. *Revue Française des Laboratoires*, (342), 55-60.
- DE HARO L, 2000. Problèmes posés par les morsures de serpents exotiques en France métropolitaine. *Infotox : Bulletin de la Société de Toxicologie*, 11, 6-7.
- DE HARO L, 2009. Envenimations par les nouveaux animaux de compagnie en France métropolitaine. *Réanimation*, 18, 617-625.
- DE JONG B, ANDERSON Y, EKDAHL K, 2005. Effect of Regulation and Education on Reptile-associated Salmonellosis. *Emerging Infectious diseases*, 11, (3), 398-403.
- DE RUDNICKI S, DEBIEN B, LECLERC T, CLAPSON P, MERENS A, PEREZ JP, LENOIR B, 2008. Antivenins paraspécifiques et morsures de serpents exotiques : à propos de deux cas cliniques. *Annales Françaises d'Anesthésie et de Réanimation*, 27, 326-329.
- DIVERS S, COOPER J, 2000. Reptile Hepatic Lipidosis. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 9, (3), 153-164.
- DMV, 2009. Dictionnaire Médicaments Vétérinaires et des produits de Santé Animale, 15^{ème} édition. Les Editions du Point Vétérinaire.
- DONOGHUE S, 1998. Nutrition of Pet amphibians and Reptiles. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 7, (3), 148-153.
- EBANI V, FRATINI F, 2005. Bacterial zoonoses among domestic reptiles. *Annali Fac. Med. Vet.*, LVIII.
- Editorial, 2008. Envenimation par serpent exotique en France : risque ou menace ? *Annales Françaises d'Anesthésie et de Réanimation*, 27, 289-291.
- FIRMIN Y, 1997. Pathologie dermatologique des reptiles. *Le Point Vétérinaire*, 28, (184), 13-22.
- FIRMIN Y, 1999a. Détresse respiratoire. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 210-212.
- FIRMIN Y, 1999b. Geckos. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 191-192.
- FIRMIN Y, 1999c. Spécificités des reptiles et conséquences sur leur détention. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 151-155.
- FIRMIN Y, 1999d. Varans. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 193-194.
- FERTARD B, 1999a. Reproduction des chéloniens : Traitement chirurgical de la rétention d'œufs. *Le Point Vétérinaire*, (217), 46-47.
- FERTARD B, 1999b. Rétention d'œufs chez une tortue. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 219-221.

- FORONDA P, SANTANA-MORALES M, OROS J, ABREU-ACOSTA N, ORTEGA-RIVAS A, LORENZO-MORALES J, VALLADARES B, 2007. Clinical efficacy of antiparasite treatments against intestinal helminths and haematic protozoa in *Gallotia caesaris* (lizards). *Experimental Parasitology*, 116, 361-365.
- GATTOLIN B, 1999a. Colubridés nord-américains et asiatiques. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 167-168.
- GATTOLIN B, 1999b. Dominantes pathologiques chez les colubridés nord-américains et asiatiques. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 169-171.
- GATTOLIN B, 1999c. Méthodes de gavage chez les ophidiens. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 233-234.
- GATTOLIN B, 1999d. Reptile anorexique. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 207-209.
- GERARD P, HUSSARD N, ROSSELLE S, SAVARIN P, SCHILLIGER L, 2001. Atlas de la terrariophilie, Volume 1 : les serpents boïdés-colubridés. Animalia éditions, 192 pp.
- GOYFFON M, 2006. Animaux venimeux et vénéneux. Editions Tec & Doc, Lavoisier, 345pp.
- GRACKZYK TK, CRANFIELD MR, 1998. Experimental transmission of *Cryptosporidium* oocyst isolates from mammals, birds and reptiles to captive snakes (snake cryptosporidiosis). *Veterinary Research*, 29, 187-195.
- GRACZYK TK, CRANFIELD MR, MANN J, STRANDBERG JD, 1998. Intestinal *Cryptosporidium* sp infection in the Egyptian tortoise, *Testudo kleinmanni*. *International Journal for Parasitology*, 28, 1885-1888.
- GREINER C, 2003. Coccidiosis in Reptiles. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 12, (1), 49-56.
- HARRY P, DE HARO L, 2002. Traitement des envenimations par les serpents en France. *Réanimation*, 11, 548-553.
- HARVEY-CLARK CJ, 1995. Common Dermatologic Problems in Pet Reptilia. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 4, (4), 205-219.
- HIDALGO-VILA J, DIAZ-PANIAGUA C, PEREZ-SANTIGOSA N, DE FRUTOS-ESCOBAR C, HERRERO-HERRERO A, 2008. Salmonella in free-living exotic and native turtles and in pet exotic turtles from SW Spain. *Research in Veterinary Science*, 85, 449-452.
- HOOP K, 1997. Public Health Implications of Exotic Pet Mycobacteriosis. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 6, (1), 3-8.
- HOPPMANN E, BARRON H, 2007. Dermatology in Reptiles. *Journal of Exotic Pet Medicine*, 16, (4), 210-224.
- HSIEH S, BABL F, 1999. *Serratia marcescens* Cellulitis Following an Iguana Bite. *Clinical Infectious Diseases*, 28, 1159-1185.
- JACOBSON E, CHEATWOOD J, MAXWELL L, 2000. Mycotic Diseases of Reptiles. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 9, (2), 94-101.

- JOHNSON-DELANAY C, 1996. Zoonotic parasites of selected exotic animals. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 5, (2), 115-124.
- JOHNSON J, 2004. Husbandry and Medicine of Aquatic Reptiles. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 13, (4), 223-228.
- KELSEY J, EHRLICH M, HENDERSON S, 1997. Exotic Reptile Bites. *American Journal Emergency Medicine*, 15, 536-537.
- KELSO J, FOX R, JONES R, YUNGINGER J, 2000. Allergy to iguana. *J. Allergy Clin. Immunol.*, 106, (2), 369-372.
- KIK M, MITCHELL M, 2005. Reptile cardiology : a review of anatomy and physiology, diagnostic approaches, and clinical diseases. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 14, (1), 52-60.
- KOJIMOTO A, UCHIDA K, HORII Y, OKUMURA S, YAMAGUCHI R, TATEYAMA S, 2001. Amebiasis in four ball pythons, *Python regius*. *J. Vet. Med. Sci.*, 63, (12), 1365-1368.
- KWAGA J, IVERSEN J, 1993. Isolation of *Yersinia enterocolitica* (0:5, 27 biotype 2) from a Common Garter Snake. *Journal of Wildlife Diseases*, 29, (3), 127-129.
- LARRECHE S, MION G, CLAPSON P, DEBIEN B, WYBRECHT D, GOYFFON M, 2008. Neurotoxines ophidiennes. *Annales Françaises d'Anesthésie et de Réanimation*, 27, 310-316.
- LARRECHE S, MION G, GOYFFON M, 2008. Indications de l'immunothérapie antivenimeuses dans le cadre des envenimations ophidiennes. Proposition d'une gradation clinico-biologique. *XIV^e activité du Pharo*, 16 pp.
- LAVARDE V, FORNES P, 1999. Lethal infection due to *Armillifer armillatus* (Porocephalida) : A snake related parasitic disease. *Clinical Infectious Diseases*, 29, 1346-1347.
- LECLERC T, DEBIEN B, PEREZ JP, PETIT MP, LENOIR B, 2008. Envenimation cobraïque en France métropolitaine : repenser la prise en charge des envenimations exotiques. *Annales Françaises d'Anesthésie et de Réanimation*, 27, 323-325.
- LE GUILLOU C, DUMANT C, FLAHAUT P, MALLET E, 2008. Pathologie infectieuse Deux cas de salmonelloses transmises par des reptiles chez des nourrissons. *Archives de pédiatries*, 15, p 955.
- LOCK B, 2008. Venomous Snake Restraint and Handling. *Journal of Exotic Pet Medicine*, 17, 273-284.
- MATZ G, VANDERHAEGE M, 1990. Guide du terrarium. Editions Delachaux et Niestlé, Paris, 350 pp.
- MCCARTY VO, COX RA, HAGLUND B, 1989. Death caused by a constricting snake: An infant death ; *Journal of Forensic Science*, 34, (1), 239-243.
- MELHORN H, SCHMAL G, MEVISSSEN I, HARDER H, KRIEGER K, 2005. Effects of a combination of emodepside and praziquantel on parasites of reptiles and rodents. *Parasitology Research*, 97, 64-69.
- MERENS A, PETITJEANS F, GIDENNE S, DEBIEN B, DE RUDNICKI S, FONTAN E, HERVE V, SAMSON T, FROISSAUD V, 2005. Hypofibrinogénémie sévère après morsure de crotale en France. *Annales Biologie Clinique*, 63, (2), 220-224.

- MERMIN J, HUTWAGNER L, VUGIA D, SHALLOW S, DAILY P, BENDER J, KOEHLER J, MARCUS R, ANGULO F, 2004. Reptile, Amphibians and Human Salmonella infection : A Population-Based, Case-Control Study. *Clinical Infectious Diseases*, 38, 253-261.
- MILLER H, 1998. Urinary Diseases of Reptiles : Pathophysiology and Diagnosis. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 7, (2), 93-103.
- MILLER M, 1995. Gila Monster Envenomation. *Annals of Emergency Medicine*, 25, p 720.
- MION G, OLIVE F, HERNANDEZ E, MARTIN Y-N, VIEILLEFOSSE A-S, GOOYFFON M, 2002. Action des venins sur la coagulation sanguine : diagnostic des syndromes hémorragiques. *Bull Soc Pathol Exot*, 95, 132-138.
- MITCHELL M, SHANE S, 2001. *Salmonella* in Reptiles. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 10, (1), 25-35.
- NAGANO N, OANA S, NAGANO Y, ARAKAWA Y, 2006. A severe *Salmonella enterica* serotype paratyphi B infection in a child related to a pet turtle *Trachemys scripta elegans*. *Japan Journal Infectious Diseases*, 59, 132-134.
- NAWA Y, HATZ C, BLUM J, 2005. Sushi Delights and Parasites: The Risk of Fishborne and Foodborne Parasitic Zoonoses in Asia. *Clinical Infectious Diseases*, 45, 1297-1303.
- OMALU B, DOMINICK J, UHRICH T, WECHT C, 2003. Fatal constriction of an 8-year-old child by her parents' pet python: a call for amendment to existing laws on the ownership of exotic wildlife to protect children from avoidable injury and death. *Child Abuse & Neglect*, 29, 989-991.
- OZAKI K, MATSUO K, TANAKA O, NARAMA I, 2000. Amoebosis in the Flat-shelled Spider Tortoise (*Acinixys planicauda*). *Journal of Comparative Pathology*, 123, 299-301.
- PARE J, 2008. An Overview of Pentastomiasis in Reptiles and Other Vertebrates. *Journal of Exotic Pet Medicine*, 17, (4), 285-294.
- PASMANS F, BLAHAK S, MARTEL A, PANTCHEV N, 2008. Introducing reptiles into a captive collection : the role of the veterinarian. *The Veterinary Journal*, 175, 53-68.
- PENNER JD, JACOBSON ER, BROWN DR, ADAMS HP, BESCH-WILLIFORD CL, 1997. A Novel *Mycoplasma* sp. Associated with Proliferative Tracheitis and Pneumonia in a Burmese Python (*Python molurus bivittatus*). *Journal of Comparative Pathology*, 117, 283-288.
- RIVAL F, 1999a. Affection cutanée. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 213-215.
- RIVAL F, 1999b. Affections du tégument et de la carapace de la tortue de Floride. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 199-200.
- RIVAL F, 1999c. Affection oculaire. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 222-224.
- RIVAL F, 1999d. Boïdés. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 161-162.

- RIVAL F, 1999e. Dominantes pathologiques chez les boïdés. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 163-166.
- RIVAL F, 1999f. Hibernation des tortues terrestres méditerranéennes. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 205-206.
- RIVAL F, 1999g. Sexage des reptiles. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 231-232.
- RIVAL F, 1999h. Tortues exotiques. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 203-204.
- RIVAL F, 1999i. Tortues terrestres méditerranéennes. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 201-202.
- RIVAL F, 2000a. Pathologie traumatique chez l'agame aquatique d'Asie du Sud-est. *Le Point Vétérinaire*, 31, (204), 43-44.
- RIVAL F, 2000b. Rhinite des tortues terrestres. *Le Point Vétérinaire*, 31, (208), 57-58.
- RIVAL F, 2001. Chirurgie des abcès chez les reptiles. *Le Point Vétérinaire*, (213), 44-45.
- SANYAL D, DOUGLAS T, ROBERTS R, 1997. Salmonella infection acquired from reptilian pets. *Archives of Diseases in Childhood*, 77, 345-346.
- SCHAEFFER D, WATERS M, 1996. Neuroanatomy and Neurological Diseases of Reptiles. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 5, (3), 165-171.
- SCHILLIGER L, 1997. La stomatite infectieuse ulcéralive des ophidiens. *Le Point Vétérinaire*, 28, (184), 35-39.
- SCHILLIGER L, 1999a. Affections digitées chez l'iguane vert. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 178-180.
- SCHILLIGER L, 1999b. Agames. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 189-190.
- SCHILLIGER L, 1999c. Brûlure. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 216-218.
- SCHILLIGER L, 1999d. Caméléons. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 181-182.
- SCHILLIGER L, 1999e. Dominantes pathologiques chez les caméléons. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 183-187.
- SCHILLIGER L, 1999f. Dominantes pathologiques de l'agame barbu d'Australie. *Le Point Vétérinaire*, 30, (203), 51-53.
- SCHILLIGER L, 1999g. Insuffisance rénale chez l'iguane vert. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 175-178.

- SCHILLIGER L, 1999h. Les affections du système nerveux central chez les ophidiens. *Le Point Vétérinaire*, 30, (201), 41-48.
- SCHILLIGER L, 1999i. Principes généraux de thérapeutique. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 156-160.
- SCHILLIGER L, CHETBOUL V, 2001. Rétention d'œufs chez un iguane vert. *Le Point Vétérinaire*, (216), 30-31.
- SCHILLIGER L, 2001. Diagnostic des troubles nerveux. *Le Point Vétérinaire*, (219), 48-50.
- SCHILLIGER L, 2004. Guide Pratique des Maladies des reptiles en captivité. Editions MED'COM, Paris, 224 pp.
- SCHILLIGER L, 2006. Ectoparasitoses des reptiles. *La squame*, 26, 7-9.
- SCHILLIGER L, BETREMIEUX O, ROCHET J, KREBBER R, SCHAPER R, 2009. Absorption and efficacy of a spot-on combination containing emodepside plus praziquantel in reptiles. *Revue Méd. Vét.*, 160, (12), 557-561.
- SCHROTER M, ROGGENTIN P, HOFMANN J, SPEICHER A, LAUFS R, MACK D, 2004. Pet Snakes as a Reservoir for *Salmonella enterica* subsp. *Diarizonae* (Serogroup IIIb): a Prospective Study. *Applied and Environmental Microbiology*, 70, 613-615.
- SCHULTZ H, 1975. Human infestation by *Ophionyssus natricis* snake mite. *Brit. J. Dermatol.*, 93, 695-697.
- SCHUMACHER J, 1997. Respiratory Diseases of Reptiles. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 6, (4), 209-215.
- SCHUMACHER J, 2006. Selected Infectious Diseases of Wild Reptiles and Amphibians. *Journal of Exotic Pet Medicine*, 15, (1), 18-24.
- STAHL S, 2003. Pet Lizard Conditions and Syndromes. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 12, (3), 162-182.
- STAM F, ROMKENS T, HEKKER T, SMULDERS Y et al, 2003. Turtle-Associated Human Salmonellosis. *Clinical Infectious Diseases*, 37, 167-169.
- SUEDMEYER K, 1995. Noninfectious Diseases of Reptiles. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 4, (1), 56-60.
- TRAVERSA D, IORIO R, OTRANTO D, MODRY D, SLAPETA J, 2008. Cryptosporidium from tortoises : genetic characterisation, phylogeny and zoonotic implications. *Molecular and Cellular Probes*, 22, 122-128.
- VIENET V, 1999. Iguane vert. *Le Point Vétérinaire*, 30, n° spécial « Nouveaux animaux de compagnie », 173-174.
- VIENET V, 2000. Pathologie de l'iguane vert (*Iguana iguana*) liée à l'alimentation. *Le Point Vétérinaire*, 31, (205), 33-41.

WARRELL D, 2007. Venomous animals. *Medicine*, 35:12, 659-662.

WEIL B, MARTENS P, HARTE J, 1995. Iguana associated salmonellosis in a young adult. *Journal of Adolescent Health*, 17, 120-122.

WELLEHAN J, GUNKEL C, 2004. Emergent Diseases in Reptiles. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 13, (3), 160-174.

WILSON S, CARPENTER J, 1996. Endoparasitic Diseases of Reptiles. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 5, (2), 64-74.

WRIGHT K, 2008. Two Common Disorders of Captive Bearded Dragons (*Pogona vitticeps*) : Nutritional Secondary Hyperparathyroidism and Constipation. *Journal of Exotic Pet Medicine*, 17, (4), 267-272.

XIAO L, RYAN U, GRACZYK T.K., LIMOR J, LI L, KOMBERT M, JUNGE R, SULAIMAN I.M., ZHOU L, ARROWOOD M.J., KOUDELA B, MODRY D, LAL A, 2004. Genetic Diversity of *Cryptosporidium* spp in Captive Reptiles. *Applied and Environmental Microbiology*, 70, (2), 891–899.

XIAO L, FAYER R, 2008. Molecular characterisation of species and genotypes of *Cryptosporidium* and *Giardia* and assessment of zoonotic transmission. *International Journal of Parasitology*, 38, 1239-1255.

ZIENTARA S, 2005. Infection par le virus de la fièvre du Nil occidental. *Le Point Vétérinaire*, (252), 46-50.

DEMANDE D'IMPRIMATUR

Date de soutenance : 8.10.2010

**DIPLOME D'ETAT DE DOCTEUR
EN PHARMACIE**

présenté par Johann GUILLON

Sujet :
Conseils officinaux en terrariophilie : traitement et prévention
des pathologies des reptiles
Risques physiques et zoonotiques chez l'Homme

Jury :
Président : Mr Luc FERRARI, Maître de conférences, Faculté
de Pharmacie de Nancy.
Directeur : Mme Sandrine BANAS, Maître de conférences,
Faculté de Pharmacie de Nancy.

Juges :
Mr Benoit RICHARD, Docteur en pharmacie, Faculté de
Pharmacie de Nancy.
Mr Rémy SALAÛN, Directeur d'une jardinerie-animalerie,
éleveur de serpents venimeux.

Vu,

Nancy, le

Le Président du Jury

Le Directeur de Thèse

M. Luc FERRARI

M. Sandrine BANAS



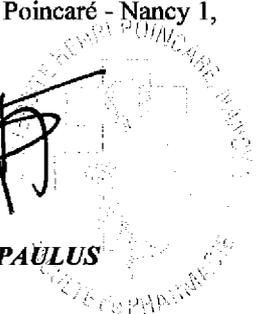

Vu et approuvé,

Nancy, le 10 SEP. 2010

Doyen de la Faculté de Pharmacie
de l'Université Henri Poincaré - Nancy 1,



Francine PAULUS



Vu,

Nancy, le 14.09.2010

Le Président de l'Université Henri Poincaré - Nancy 1,

Pour le Président
et par Délégation,
La Vice-Présidente du Conseil
des Etudes et de la Vie Universitaire,



Jean-Christophe DEWILLE-ATKINSON

N° d'enregistrement : 3394

N° d'identification :

TITRE

**Conseils officinaux en terrariophile : traitement et prévention des pathologies de reptiles.
Risques physiques et zoonotiques chez l'Homme.**

Thèse soutenue le vendredi 8 octobre 2010

Par Johann GUILLON

RESUME :

Les serpents, lézards et tortues connaissent une popularité croissante en tant que nouveaux animaux de compagnie (N.A.C.).

La détention de la majorité de ces reptiles est libre en France. Cependant, l'élevage de certaines espèces requiert une autorisation administrative par le biais d'un certificat de capacité et d'une autorisation d'ouverture d'établissement.

La maintenance des reptiles en captivité nécessite de recréer un milieu le plus proche possible de leur environnement naturel afin de pouvoir satisfaire à tous leurs besoins.

Un non respect des conditions de maintenance (aménagement du terrarium, température, hygrométrie, photopériode, alimentation...) est néfaste pour l'état de santé des reptiles et peut aboutir à la survenue de nombreuses pathologies (nutritionnelles, bactériennes et parasitaires principalement). Après une présentation étiologique et sémiologique des principales maladies des reptiles, leurs éventuels traitements seront exposés.

L'élevage de reptiles n'est pas sans danger pour l'homme. Ces animaux sont porteurs de zoonoses avérées ou potentielles. De plus, les reptiles de grande taille peuvent infliger de graves blessures à l'homme et les serpents exotiques venimeux sont responsables d'envenimations sévères voire mortelles.

MOTS CLES : Reptiles - Serpent - Lézard - Tortue - Législation - Entretien en captivité - Pathologies - Traitement - Zoonoses - Envenimation

Directeur de thèse	Intitulé du laboratoire	Nature
<u>Madame Sandrine BANAS</u>	<u>Laboratoire de Virologie-Parasitologie (Faculté de Pharmacie de Nancy)</u>	Expérimentale <input type="checkbox"/> Bibliographique <input checked="" type="checkbox"/> Thème 2

Thèmes

1 – Sciences fondamentales
3 – Médicament
5 - Biologie

2 – Hygiène/Environnement
4 – Alimentation – Nutrition
6 – Pratique professionnelle