

Année 2009

LE PYTHON ROYAL EN CAPTIVITÉ :
ÉLEVAGE, PATHOLOGIE ET SANTÉ PUBLIQUE



THÈSE

Pour le

DOCTORAT VÉTÉRINAIRE

Présentée et soutenue publiquement devant
LA FACULTÉ DE MÉDECINE DE CRÉTEIL

le.....

par

Clément Thomas LAROCHE

Né le 23 octobre 1971 à Paris 14^{ème} (Seine)

JURY

Président : Monsieur

Professeur à la Faculté de Médecine de CRÉTEIL

Membres

Directeur : Monsieur Bruno POLACK

Maître de conférences à l'École Nationale Vétérinaire d'Alfort

Assesseur : Monsieur Pascal ARNÉ

Maître de conférences à l'École Nationale Vétérinaire d'Alfort

LISTE DES MEMBRES DU CORPS ENSEIGNANT

Directeur : M. le Professeur MIALOT Jean-Paul

Directeurs honoraires : MM. les Professeurs MORAILLON Robert, PARODI André-Laurent, FILET Charles, TOMA Bernard
Professeurs honoraires : MM. BRUGERE Henri, BUSSIERAS Jean, CERF Olivier, CLERC Bernard, LE BARS Henri, MILHAUD Guy, ROZIER Jacques,

DEPARTEMENT DES SCIENCES BIOLOGIQUES ET PHARMACEUTIQUES (DSBP)

Chef du département : Mme COMBRISSON Hélène, Professeur - Adjoint : Mme LE PODER Sophie, Maître de conférences

<p>- UNITE D'ANATOMIE DES ANIMAUX DOMESTIQUES Mme CREVIER-DENOIX Nathalie, Professeur M. DEGUEURCE Christophe, Professeur Mme ROBERT Céline, Maître de conférences M. CHATEAU Henry, Maître de conférences*</p> <p>- UNITE DE PATHOLOGIE GENERALE, MICROBIOLOGIE, IMMUNOLOGIE Mme QUINTIN-COLONNA Françoise, Professeur* M. BOULOUIS Henri-Jean, Professeur M. FREYBURGER Ludovic, Maître de conférences</p> <p>- UNITE DE PHYSIOLOGIE ET THERAPEUTIQUE Mme COMBRISSON Hélène, Professeur* M. TIRET Laurent, Maître de conférences Mme STORCK-PILOT Fanny, Maître de conférences</p> <p>- UNITE DE PHARMACIE ET TOXICOLOGIE Mme ENRIQUEZ Brigitte, Professeur M. TISSIER Renaud, Maître de conférences* M. PERROT Sébastien, Maître de conférences</p> <p>- DISCIPLINE : ETHOLOGIE M. DEPUTTE Bertrand, Professeur</p> <p>- DISCIPLINE : ANGLAIS Mme CONAN Muriel, Professeur certifié</p>	<p>- UNITE D'HISTOLOGIE, ANATOMIE PATHOLOGIQUE M. CRESPEAU François, Professeur M. FONTAINE Jean-Jacques, Professeur* Mme BERNEX Florence, Maître de conférences Mme CORDONNIER-LEFORT Nathalie, Maître de conférences</p> <p>- UNITE DE VIROLOGIE M. ELOTT Marc, Professeur* Mme LE PODER Sophie, Maître de conférences</p> <p>- DISCIPLINE : PHYSIQUE ET CHIMIE BIOLOGIQUES ET MEDICALES M. MOUTHON Gilbert, Professeur</p> <p>- UNITE DE GENETIQUE MEDICALE ET MOLECULAIRE M. PANTHIER Jean-Jacques, Professeur Mme ABITBOL Marie, Maître de conférences*</p> <p>- UNITE DE BIOCHIMIE M. MICHAUX Jean-Michel, Maître de conférences* M. BELLIER Sylvain, Maître de conférences</p> <p>- DISCIPLINE : EDUCATION PHYSIQUE ET SPORTIVE M. PHILIPS, Professeur certifié</p>
--	--

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

Chef du département : M. POLACK Bruno, Maître de conférences - Adjoint : M. BLOT Stéphane, Maître de conférences

<p>- UNITE DE MEDECINE M. POUCHELON Jean-Louis, Professeur* Mme CHETBOUL Valérie, Professeur M. BLOT Stéphane, Maître de conférences M. ROSENBERG Charles, Maître de conférences Mme MAUREY Christella, Maître de conférences Mme BENCHEKROUN Ghita, Maître de conférences contractuel</p> <p>- UNITE DE CLINIQUE EQUINE M. DENOIX Jean-Marie, Professeur M. AUDIGIE Fabrice, Maître de conférences* Mme GIRAUDET Aude, Praticien hospitalier Mme MESPOULHES-RIVIERE Céline, Maître de conférences contractuel Mme PRADIER Sophie, Maître de conférences contractuel</p> <p>- UNITE DE REPRODUCTION ANIMALE Mme CHASTANT-MAILLARD Sylvie, Professeur (rattachée au DPASP) M. NUDELMANN Nicolas, Maître de conférences M. FONTBONNE Alain, Maître de conférences* M. REMY Dominique, Maître de conférences (rattaché au DPASP) M. DESBOIS Christophe, Maître de conférences Mme CONSTANT Fabienne, Maître de conférences (rattachée au DPASP) Mme DEGUILLAUME Laure, Maître de conférences contractuel (rattachée au DPASP)</p> <p>- DISCIPLINE : URGENCE SOINS INTENSIFS Mme Françoise ROUX, Maître de conférences contractuel</p>	<p>- UNITE DE PATHOLOGIE CHIRURGICALE M. FAYOLLE Pascal, Professeur* M. MAILHAC Jean-Marie, Maître de conférences M. NIEBAUER Ger, Professeur contractuel Mme VIATEAU-DUVAL Vénucique, Maître de conférences Mme RAVARY-PLUMIOEN Bérandère, Maître de conférences (rattachée au DPASP) M. ZILBERSTEIN Luca, Maître de conférences contractuel M. JARDEL Nicolas, Maître de conférences contractuel</p> <p>- UNITE D'IMAGERIE MEDICALE Mme BEGON Dominique, Professeur* Mme STAMBOULI Fouzia, Praticien hospitalier</p> <p>- DISCIPLINE : OPHTALMOLOGIE Mme CHAHORY Sabine, Maître de conférences</p> <p>- UNITE DE PARASITOLOGIE ET MALADIES PARASITAIRES M. CHERMETTE René, Professeur* M. POLACK Bruno, Maître de conférences M. GUILLOT Jacques, Professeur Mme MARIIGNAC Geneviève, Maître de conférences Mme HALOS Lénaig, Maître de conférences M. HUBERT Blaise, Praticien hospitalier</p> <p>- UNITE DE MEDECINE DE L'ELEVAGE ET DU SPORT M. GRANDJEAN Dominique, Professeur* Mme YAGUIYAN-COLLARD Laurence, Maître de conférences contractuel</p> <p>- DISCIPLINE : NUTRITION-ALIMENTATION M. PARAGON Bernard, Professeur</p>
--	--

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

Chef du département : M. MAILLARD Renaud, Maître de conférences - Adjoint : Mme DUFOUR Barbara, Maître de conférences

<p>- UNITE DES MALADIES CONTAGIEUSES M. BENET Jean-Jacques, Professeur* Mme HADDAD/HOANG-XUAN Nadia, Maître de conférences Mme DUFOUR Barbara, Maître de conférences</p> <p>- UNITE D'HYGIENE ET INDUSTRIE DES ALIMENTS D'ORIGINE ANIMALE M. BOLNOT François, Maître de conférences* M. CARLIER Vincent, Professeur Mme COLMIN Catherine, Maître de conférences M. AUGUSTIN Jean-Christophe, Maître de conférences</p> <p>- DISCIPLINE : BIostatISTIQUES M. SANAA Moez, Maître de conférences</p>	<p>- UNITE DE ZOOTECHNIE, ECONOMIE RURALE M. COURREAU Jean-François, Professeur M. BOSSE Philippe, Professeur Mme GRIMARD-BALLIF Bénédicte, Professeur Mme LEROY Isabelle, Maître de conférences M. ARNE Pascal, Maître de conférences M. PONTER Andrew, Maître de conférences*</p> <p>- UNITE DE PATHOLOGIE MEDICALE DU BETAIL ET DES ANIMAUX DE BASSE-COUR M. MILLEMANN Yves, Maître de conférences Mme BRUGERE-PICOUX Jeanne, Professeur (rattachée au DSBP) M. MAILLARD Renaud, Maître de conférences M. ADJOU Karim, Maître de conférences*</p>
--	--

* Responsable de l'Unité

REMERCIEMENTS

À Monsieur le Professeur

Professeur à la Faculté de Médecine de Créteil,

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

À Monsieur POLACK

Maître de conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort,

qui a bien voulu accepter le sujet de ma thèse et se rendre disponible pour répondre à toutes mes interrogations.

À Monsieur ARNÉ

Maître de conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort,

qui a très aimablement accepté de faire partie de mon jury de thèse.

... Et aussi à toute ma famille, proches et collègues pour leur contribution et leur soutien.

LE PYTHON ROYAL EN CAPTIVITÉ :

ÉLEVAGE, PATHOLOGIE ET SANTÉ PUBLIQUE

NOM : LAROCHE

Prénom : Clément

Résumé :

Le python royal est particulièrement attractif pour les terrariophiles en raison de sa taille modeste et de sa beauté, mais c'est également un serpent farouche et délicat à élever.

L'auteur aborde dans une première partie une présentation générale de l'animal et décrit ensuite ses besoins dans une seconde partie consacrée à l'élevage proprement dit. Les maladies susceptibles d'affecter le python royal sont présentées dans une troisième partie. Enfin la quatrième partie est consacrée aux problèmes de santé publique liés à la détention de cet animal.

Mots clés : ELEVAGE/MALADIE/SANTÉ PUBLIQUE/ANIMAUX EN CAPTIVITE/
SERPENT/PYTHON ROYAL/*PYTHON REGIUS*

Jury :

Président : Pr

Directeur : Dr B. POLACK

Assesseur : Dr P. ARNÉ

Adresse de l'auteur :

7 rue de Troarn,
14810 GONNEVILLE EN AUGE

**THE BALL PYTHON IN CAPTIVITY:
BREEDING, DISEASES AND PUBLIC HEALTH**

SURNAME: LAROCHE

Given name: Clément

Summary:

The ball python is of particular interest for snake collectors due to its moderate length and to its beauty, but it is also shy and delicate to keep. In the first part of the document, the author describes the animal, then he develops its needs in the second part dedicated to the breeding itself. The diseases that the ball python may suffer from, are described in the third part. At the end, the fourth part deals with the public health issues related to the keeping of this animal.

Keywords: BREEDING/DISEASE/PUBLIC HEALTH/ANIMALS IN CAPTIVITY
/SNAKE/BALL PYTHON/PYTHON REGIUS

Jury:

President : Pr

Director : Dr B. POLACK

Assessor : Dr P. ARNÉ

Author's address:

7 rue de Troarn,

14810 GONNEVILLE EN AUGÉ

SOMMAIRE

INTRODUCTION	7
CHAPITRE I : PRESENTATION GENERALE	9
A - CLASSIFICATION ET DONNEES BIOLOGIQUES	9
<u>1- Classification</u>	9
<u>2- Données biologiques</u>	9
B - CONVENTION DE WASHINGTON ET STATUT JURIDIQUE DU PYTHON ROYAL	10
C - DESCRIPTION DU PYTHON ROYAL	11
<u>1- L'animal typique</u>	11
<u>2- Variabilité de robes</u>	12
<i>a- La robe albinos</i>	<i>12</i>
<i>b- La robe "piebald"</i>	<i>12</i>
<i>c- Les robes "yellow" ou "high gold"</i>	<i>12</i>
<i>d- La robe "Jungle"</i>	<i>12</i>
<i>e- La variété "mélanique"</i>	<i>12</i>
<i>f- Les pythons "lignés"</i>	<i>12</i>
<i>g- Les pythons "blancs"</i>	<i>13</i>
D - REPARTITION, MODE DE VIE ET BIOTOPE	13
E - ALIMENTATION EN MILIEU NATUREL	13

CHAPITRE II : ELEVAGE	15
A - NOTIONS PREALABLES	15
<u>1- Le python royal comme serpent de compagnie</u>	15
<u>2- Critères de choix d'un python royal</u>	16
<i>a- Python sauvage ou né en captivité</i>	13
<i>b- Python adulte ou juvénile</i>	16
<i>c- Critères de bonne santé</i>	16
<i>d- Aspects quantitatifs de l'élevage</i>	17
B - CONDITIONS D'ELEVAGE	18
<u>1- Le terrarium d'élevage</u>	18
<i>a- Dimensions et aménagement</i>	18
<i>b- Température, éclairage et hygrométrie</i>	19
<i>c- Maintenance et hygiène</i>	19
<u>2- Acclimatation et quarantaine</u>	21
<u>3- Alimentation</u>	22
<i>a- Règles et précautions préalables</i>	22
<i>b- Alimentation des juvéniles</i>	23
<i>c- Alimentation des adultes</i>	23
<u>4- Reproduction</u>	24
<i>a- Conditions préalables à la reproduction en captivité</i>	25
<i>b- Conditionnement des géniteurs et cycles</i>	26
<i>c- Ponte et incubation</i>	29
<i>d- Naissance</i>	29

CHAPITRE III : PATHOLOGIE DU PYTHON ROYAL EN CAPTIVITE 31

A - MALADIES PARASITAIRES 31

1- Ectoparasitoses 31

a- Acariens 31

b- Insectes 33

c- Nématodes 34

d- Mycoses 35

2- Parasitoses du tube digestif 37

a- Protozoaires 37

a-1- Amibes 37

a-2- Coccidies 38

b- Plathelminthes 39

b-1- Trématodes 39

b-2- Cestodes 39

c- Nématodes 40

d- Mycoses digestives 41

3- Parasitoses de l'appareil respiratoire 42

a- Nématodes 42

b- Pentastomidés 43

c- Mycoses respiratoires 44

4- Parasites du sang 45

a- Protozoaires 45

b- Nématodes 46

B – INFECTIONS BACTERIENNES 46

1- Infections de la peau et des muqueuses 46

a- Dermatite de mauvais entretien ou "blister disease" 46

b- Stomatite infectieuse 48

b-1- Etiologie 48

<i>b-2- Symptômes</i>	48
<i>b-3- Traitement</i>	49
<i>c- Abscès cutanés et sous cutanés</i>	50
<u>2- Infections de l'appareil respiratoire</u>	50
<i>a- Etiologie</i>	51
<i>b- Symptômes et lésions</i>	51
<i>c- Traitement</i>	52
<u>3- Septicémies</u>	52
<i>a- Septicémie hémorragique</i>	52
<i>b- Septicémie à Pseudomonas</i>	53
<i>c- Salmonellose</i>	53
<i>d- Septicémie à Arizona</i>	53
C - AFFECTIONS VIRALES	54
<u>1- Rétroviroses ("Inclusion Body Disease " ou IBD)</u>	54
<u>2- Adénoviroses</u>	55
<u>3- Paramyxoviroses</u>	56
D - AFFECTIONS METABOLIQUES	56
<u>1- Anorexie du python royal</u>	55
<i>a- Etiologie</i>	56
<i>b- Symptômes et lésions</i>	57
<i>c- Traitement</i>	57
<u>2- Vomissements</u>	59
<u>3- Constipation et obstruction</u>	59
E - TRAUMATOLOGIE	60
<u>1- Brûlures</u>	60
<u>2- Plaies cutanées et granulomes</u>	61
<u>3- Mues défectueuses</u>	62

CHAPITRE IV : PYTHON ROYAL ET SANTE PUBLIQUE VETERINAIRE	65
A - BACTERIES	65
<u>1- Salmonellose</u>	65
<u>2- Arizonose</u>	66
<u>3- Aéromonose</u>	67
<u>4- Autres bactéries</u>	67
B – VIRUS	68
C - PARASITES	69
<u>1- Plathelminthes</u>	69
<i>a- Sparganum</i>	69
<i>b- Tétrathyridium</i>	70
<u>2- Nématodes</u>	70
<u>3- Pentastomides</u>	70
<u>4- Acariens</u>	70
<u>5- Champignons</u>	70
D - PROPHYLAXIE SANITAIRE	71
CONCLUSION	73
BIBLIOGRAPHIE	75
ANNEXE 1	87
ANNEXE 2	91

INTRODUCTION

Les reptiles, créatures si souvent décriées, occupent aujourd'hui une place grandissante parmi les animaux de compagnie. En effet, l'herpétologie n'est plus réservée à une petite poignée de passionnés et draine un nombre sans cesse croissant de terrariophiles.

L'attrance pour ces animaux relève d'une sorte de curiosité et de fascination qui outrepassent rapidement l'aversion qu'ils peuvent inspirer d'emblée. Cela est particulièrement vrai pour les serpents.

Parmi eux, le python royal, *Python regius*, fait l'objet d'un commerce particulièrement actif, plusieurs dizaines de milliers d'individus étant exportés chaque année d'Afrique occidentale vers les Etats-Unis d'Amérique, le Japon et l'Europe, conformément à la Convention de Washington. Ce python africain est en effet très prisé par les terrariophiles en raison de sa beauté, sa taille raisonnable et son caractère généralement pacifique.

Parallèlement à cet engouement, se développe chez les éleveurs, amateurs ou spécialistes, une volonté de faire face activement aux contraintes inhérentes à l'élevage du python royal.

L'élevage du python royal nécessite une certaine expérience en matière de terrariophilie, le choix d'un spécimen présentant les meilleures perspectives d'adaptation et de bonnes conditions de captivité, moyennant quoi, ce serpent pourra s'adapter et même se reproduire en captivité. On s'attachera ainsi particulièrement à respecter son tempérament craintif, qui en fait un animal particulièrement sensible au stress et à l'apparition de maladies, souvent liées aux conditions d'élevage.

Après une brève présentation générale du serpent, nous aborderons dans une seconde partie ses besoins en matière d'entretien et de reproduction. Nous étudions dans une troisième partie les différentes maladies pouvant l'affecter et dans la dernière partie, les risques que cet élevage peut représenter pour la santé humaine.

CHAPITRE 1 : PRESENTATION GENERALE

A - CLASSIFICATION ET DONNEES BIOLOGIQUES

1- Classification

Le python royal, *Python regius* fait partie de la Classe des reptiles, de l'Ordre des squamates, du Sous-Ordre des ophidiens et de la Famille des boïdés ; famille regroupant exclusivement des serpents dépourvus de venin, ayant un mode de reproduction ovipare (pythons) ou vivipares (boas) (CARPENTER *et al.*, 2001 ; FRANK, 1979).

2- Données biologiques

Les serpents sont des animaux poïkilothermes et ectothermes, ce qui signifie que leur température interne est fluctuante et dépendante de facteurs extérieurs (DAOUES et GERARD, 1997 ; FRANK, 1979 ; STAFFORD, 1986). Néanmoins, comme tous les reptiles, ils s'efforceront de la maintenir à un niveau optimal appelé Température Moyenne Préférentielle (TMP), à laquelle leur organisme peut fonctionner de façon optimale, s'exposant à une source de chaleur pour se réchauffer ou, au contraire, s'abritant au frais en cas de besoin. Le phénomène de thermorégulation est en effet primordial : une température interne trop basse empêche le serpent de se mouvoir ou de digérer. Ses défenses immunitaires chutent et il est exposé aux infections. Il existe à l'opposé une température maximale critique (TMC) au-dessus de laquelle les embryons chez la femelle gravide, ou l'animal lui-même, risquent la mort (BRATTSTROM, 1965 ; MATTISON, 1988 ; DAOUES et GERARD, 1997).

VAUGHN *et al.* (1974) ont pu définir chez les reptiles l'existence de fièvre lors d'inoculation d'endotoxines de bactéries Gram négatives, en particulier *Aeromonas hydrophila*. Ce phénomène est intéressant car les reptiles chez lesquels les endotoxines ont été injectées ont

tendance à maintenir leur température interne plus haute que les sujets témoins (BROGARD, 1987).

Les Anglo-saxons appellent ce type de réaction "*behavioural fever*" soit fièvre comportementale rendue possible par l'installation d'un gradient de température dans le terrarium (BROGARD, 1987).

Le sens de l'odorat est aussi particulièrement performant chez les serpents, contrairement à l'ouïe qui est pratiquement absente: les serpents n'ont que des oreilles très rudimentaires et ne perçoivent que des sons de très basse fréquence. Ils perçoivent en revanche les vibrations du sol transmises par les os du crâne et dans une moindre mesure par tout le squelette. Le python royal est doté, comme certains autres serpents, de fossettes sensorielles thermosensibles. Elles sont situées à l'avant du museau, sous les narines externes, sur les écailles labiales et sont innervées par des branches du nerf trijumeau. Associées à l'organe de Jacobson, ces fossettes permettent une détection efficace des proies à sang chaud, et ce, même dans l'obscurité complète. Certaines expériences ont pu montrer que les fossettes sont sensibles aux infrarouges de longueur d'onde 10 micromètres (BROGARD, 1987).

Le python royal est, comme tous les boïdés, dépourvu de venin (DE VOSJOLI *et al.*, 1994 ; DAOUES et GERARD, 1997 ; FRANK, 1979). Sa morsure est donc inoffensive, bien que relativement douloureuse, en raison de ses dents pointues rangées en séries, plus efficaces pour attraper des proies que pour se défendre contre un prédateur. Son mécanisme de protection le plus caractéristique est de se rouler en boule, d'où le nom anglais de "ball python", la tête sous les anneaux. Selon DAOUES K. et GERARD P. (1997), ce comportement est graduellement abandonné en captivité, à mesure que l'animal prend confiance. Enfin, la longévité du python royal est de l'ordre de 20 à 30 ans.

B - CONVENTION DE WASHINGTON ET STATUT JURIDIQUE DU PYTHON ROYAL

L'espèce est protégée par la Convention de Washington. Inscrite en annexe 2 depuis 1975, son importation n'est soumise à un contrôle qu'au niveau du pays exportateur. Le pays importateur délivre un numéro de CITES (Convention on International Trade in Endangered Species of

Wild Fauna and Flora) d'importation qui doit obligatoirement figurer sur la facture d'achat de l'animal, selon la législation applicable à l'heure actuelle.

Notons que dans le cas d'un achat de python royal né en captivité dans l'UE (Union Européenne), la détention d'un numéro de CITES n'est plus obligatoire depuis le premier juin 1997. Il suffit alors de détenir une facture comportant la date de la vente, les références de l'éleveur et l'origine du serpent pour être en règle. La vente d'un python royal de particulier à particulier est en revanche interdite (STAFFORD, 1986 ; DAOUES et GERARD, 1997 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994 ; CITES.org, 2003).

Même si elle est soumise à réglementation, l'importation contribue à la raréfaction de l'espèce et ne saurait donc constituer une solution à long terme. Le prélèvement de spécimens dans le milieu naturel est encore important aujourd'hui, il est donc primordial que les terrariophiles prennent réellement conscience de l'importance que revêt la reproduction en captivité.

C - DESCRIPTION DU PYTHON ROYAL

1- L'animal typique

Le python royal typique est un serpent de constitution massive, avec une tête de petite taille et un corps court par rapport aux autres espèces de pythons. Sa taille est comprise entre 90 et 120 cm mais on rencontre de façon exceptionnelle des animaux atteignant 180 cm (DE VOSJOLI P *et al.*, 1994 ; LOGAN, 1973 ; DAOUES et GERARD, 1997).

Sa robe est noire, parsemée de larges taches beiges ou brunes présentes sur les flancs et séparées les unes des autres par de fins liserés blancs. Une bande claire prend naissance au niveau des narines et se répartit de chaque côté de la tête, passant par l'œil, pour rejoindre les tempes (voir **figure 1** en **annexe 2**). La face ventrale est blanchâtre ou jaunâtre et les yeux sont de couleur noir de jais. La robe tachetée ainsi constituée est propre à chaque individu, comme les empreintes digitales d'un être humain. Enfin, de chaque côté de la gueule se trouvent quatre, parfois cinq fosses supra labiales antérieures munies de fossettes sensibles (DE VOSJOLI P *et al.*, 1994 ; DAOUES et GERARD, 1997).

2- Variabilité de robes (DAOUES et GERARD, 1997 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994)

Les variations par rapport à la forme type existent chez presque tous les serpents. Nous décrirons ici les plus remarquables :

a- La robe albinos

Parmi les plus remarquables chez le python royal, on peut citer la robe albinos qui présente un défaut de pigmentation donnant ainsi une couleur de fond blanche avec des dessins jaunes ou oranges et des yeux rouges (voir **figure 2** en **annexe 2**).

b- La robe "piebald"

Les pythons "piebald " ont, quant à eux, une partie du corps blanc pur et, sur le reste du corps une robe classique, ce qui forme un contraste saisissant (voir **figure 3** en **annexe 2**).

c- Les robes "yellow" ou "high gold"

Ces robes, observées généralement chez les individus jeunes, ont des taches jaune vif ou oranges à la place des dessins beiges habituels. Ces couleurs vives ont presque toujours tendance à disparaître à l'âge adulte (voir **figures 4 et 5** en **annexe 2**).

d- La robe "Jungle"

A l'instar des "yellow ", les pythons "jungle " présentent une coloration jaune assez vive, qui s'atténue également avec l'âge, des taches noires très irrégulières et des yeux jaunes assez spectaculaires (voir **figure 6** en **annexe 2**).

e- La variété "mélanique"

Cette robe est caractérisée par une proportion inhabituelle de pigment noir. Certains individus paraissent même entièrement noirs.

f- Les pythons "lignés"

Autre variation intéressante, les pythons lignés sont caractérisés par la présence d'une ligne vertébrale continue de couleur claire (voir **figure 7** en **annexe 2**).

Cette livrée atypique peut être d'origine génétique ou consécutive à une température d'incubation incorrecte (DAOUES ET GERARD, 1997).

g- Les pythons "blancs"

Enfin, il existe de très rares spécimens de pythons royaux "blancs " qui ont des dessins normaux mais de couleur blanc ivoire (voir **figure 8** en **annexe 2**).

D - REPARTITION, MODE DE VIE ET BIOTOPE

L'espèce est présente sur le continent africain, principalement dans l'ouest (du Sénégal au Togo, en Sierra Leone, en Guinée, en Côte d'Ivoire, au Ghana) et dans certaines zones de l'Afrique centrale, notamment au Soudan (DAOUES et GERARD, 1997 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994) (voir **figure 9** en **annexe 2**).

Dans la nature, le python royal est terrestre, nocturne et vit plutôt dans les savanes humides que dans les milieux forestiers. Durant la journée, il s'abrite dans des terriers, des troncs creux, et aussi très souvent dans les galeries des termitières. Ces dernières offrent, en effet, une température et une humidité constantes, ainsi qu'un abri sécurisé vis à vis des prédateurs.

E – ALIMENTATION EN MILIEU NATUREL

A l'état sauvage, le python royal consomme des rongeurs, surtout des gerbilles (*Meriones unguiculatus*), et parfois aussi des oisillons (DAOUES et GERARD, 1997).

Le python tue sa proie par constriction : après l'avoir saisie dans sa gueule, il l'enserme rapidement entre ses anneaux et l'étouffe. Il ne lâche sa victime que lorsque son cœur a cessé de battre et il commence alors à l'ingérer, en commençant par la tête.

La mobilité des os de son crâne et de sa mâchoire lui permet d'avaler des proies beaucoup plus grosses que sa tête, comme le rat par exemple (*Rattus norvegicus*).

Ainsi, le propriétaire d'un python capturé dans la nature devra s'efforcer de lui fournir les mêmes proies qu'à l'état sauvage, notamment des gerbilles. Un python né en captivité sera plus facile à nourrir, habitué depuis sa naissance à consommer des souriceaux puis des souris (*Mus musculus*) adultes (DAOUES et GERARD, 1997 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994).

CHAPITRE II : L'ELEVAGE DU PYTHON ROYAL

A – NOTIONS PREALABLES

1- Le python royal comme serpent de compagnie

On entend par serpent de compagnie, un serpent que l'on peut installer dans un terrarium, observer, qui s'adapte à la vie en captivité et peut se reproduire. Le python royal peut répondre à ces critères mais il est souvent victime d'un malentendu : en raison de sa taille réduite et de son caractère généralement pacifique, on peut croire, à tort, qu'il est possible de le manipuler à loisir, sans effet néfaste. Cela est vrai pour le manipulateur, mais pas pour le serpent. Ce dernier est en effet généralement inoffensif mais excessivement craintif et les manipulations constituent pour lui, surtout s'il s'agit d'un animal capturé dans le milieu naturel, une source de stress pouvant provoquer l'apparition de maladies (DAOUES et GERARD, 1997 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994 ; LANCE, 1992). Par conséquent, les manipulations éventuelles doivent se faire en douceur, sans saisir le python trop fermement, en le laissant passer d'une main à l'autre et en lui offrant toujours deux points d'appuis (DAOUES et GERARD, 1997 ; LAULE, 1993 ; MATTISON, 1988). Elles sont toujours mieux tolérées par les animaux acquis à l'état juvénile et qui peuvent donc plus facilement s'appivoiser (DAOUES et GERARD, 1997 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994).

2- Critères de choix d'un python royal

Nous allons voir à présent comment opérer le choix d'un sujet, en commençant par le critère le plus important.

a- Python sauvage ou né en captivité

Il est nettement préférable d'acquérir un sujet né en captivité. Ces serpents sont le plus souvent dépourvus de parasites, adaptés à la vie en captivité et s'alimentent sans difficulté (DAOUES et GERARD, 1997 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994).

A l'opposé, les pythons royaux capturés au stade adulte sont souvent porteurs de parasites, stressés, nécessitent un processus d'acclimatation parfois long et sont presque toujours anorexiques. Seuls des terrariophiles très expérimentés peuvent raisonnablement en faire l'acquisition (DAOUES et GERARD, 1997).

Il est aussi possible d'acquérir un python importé au stade juvénile, issu de "*farming* ", c'est-à-dire sorti d'un œuf incubé dans une ferme d'élevage, mais provenant d'une femelle capturée dans la nature. Un tel animal s'adapte généralement très bien à la captivité et s'alimente correctement (DAOUES et GERARD, 1997 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994).

b- Python adulte ou juvénile

La solution à écarter, comme nous venons de le voir, est l'acquisition d'un adulte capturé dans la nature. Il reste donc à choisir entre un juvénile ou un adulte d'élevage ou bien acclimaté, beaucoup plus rare voire même introuvable dans le commerce. A tous points de vue, le choix d'un juvénile est nettement préférable (DAOUES et GERARD, 1997).

c- Critères de bonne santé

L'acquisition d'un sujet parfaitement sain est indispensable à la réussite dans l'élevage du python royal (DAOUES et GERARD, 1997 ; KAPLAN, 2002c).

A ce titre, le premier élément à considérer est l'apparence générale et la vigueur de l'animal : il doit avoir des réserves adipeuses suffisantes, sans plis sur les flancs ni lésions cutanées, une peau brillante et propre (DAOUES et GERARD, 1997 ; KAPLAN, 2002c) et doit être vigoureux et tonique lors de la prise en main.

Il convient également d'inspecter la tête de l'animal : narines, gueule et yeux. Parmi les signes alarmants, retenons la présence de sécrétions spumeuses ou séro-purulentes buccale ou nasale. De l'érythème ou des masses caséuses au niveau des gencives sont également rédhibitoires

dans l'acquisition du serpent. Enfin les yeux ne doivent pas présenter de trace d'opacité sur leur surface.

La peau de l'animal doit être ensuite examinée. Une attention particulière sera portée sur les parasites, les plaies et les enflures sous-cutanées éventuelles. La face ventrale du python comporte parfois des signes évocateurs d'infections cutanées (taches anormales, ulcérations, écailles soulevées ou vésicules) ou de septicémie (coloration uniformément rosée avec des pétéchies) (DAOUES et GERARD, 1997).

Le cloaque ne doit pas présenter de traces d'excréments séchés, signes de gastro-entérite, le plus souvent d'origine parasitaire.

d- Aspect quantitatif de l'élevage

La cohabitation de plusieurs pythons royaux se déroule généralement bien et semble être une des clés d'une reproduction réussie (BARNARD, 1996).

Néanmoins, certaines précautions sont indispensables.

La première est d'éviter de surpeupler un terrarium, sous peine d'occasionner des stress et de favoriser des comportements aberrants, comme le cannibalisme par exemple. Ce type d'incident est exceptionnel chez le python royal. Un cas saisissant de cannibalisme a cependant été répertorié, où un adulte avait avalé un de ses congénères, plus grand que lui, et en était mort (DE VOSJOLI *et al.*, 1994).

La seconde précaution consiste à ne pas mélanger de spécimens de tailles trop disparates. La troisième est d'isoler les individus avant la distribution des repas, en compartimentant le terrarium, pour éviter que deux pythons ne saisissent la même proie (BARNARD, 1996 ; DAOUES et GERARD, 1997 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994).

B - CONDITIONS D'ELEVAGE

1- Le Terrarium d'élevage

Il est indispensable d'utiliser un terrarium conçu pour les reptiles, comportant une ventilation haute et une ventilation basse et doté d'une ouverture frontale par glaces coulissantes, pour faciliter les manipulations et éviter d'effrayer l'animal, la main qui vient le saisir verticalement étant souvent prise pour un prédateur (DAOUES et GERARD, 1997). Une telle installation est pratique, sûre et non génératrice de stress inutile.

a- Dimensions et aménagement

Les dimensions souhaitables pour un à 5 pythons royaux juvéniles sont de 50 x 30 x 40 cm. Pour un adulte ou un couple d'adultes, un terrarium de 100 x 50 x 60 cm environ, voire 120 x 60 x 60 cm est nécessaire (CARPENTER *et al.*, 2001; DE VOSJOLI *et al.*, 1994).

Le terrarium doit en premier lieu répondre aux besoins du python, permettre une hygiène rigoureuse mais également être aussi esthétique que possible. Il doit donc comporter un système de chauffage, une ou plusieurs cachettes, un bac d'eau, un perchoir et un substrat adapté (DAOUES et GERARD, 1997).

Le python royal a tendance à se cacher durant la journée pour ne sortir que la nuit. En captivité, la présence de deux abris – l'un au point chaud (de 32 à 35 °C), l'autre au point froid (à environ 27 °C) - est donc rigoureusement indispensable pour cette espèce craintive qui doit pouvoir s'y abriter à volonté pour digérer ou en cas de stress par exemple. Peuvent ainsi convenir des écorces de chêne liège (*Quercus suber*), des pots de fleurs renversés, des boîtes à chaussures retournées et percées d'une ouverture arrondie de quelques cm de diamètre ou encore les cachettes spéciales pour reptiles du commerce, le but étant de procurer au serpent des abris obscurs (BARTLETT *et al.*, 1999 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994 ; DAOUES et GERARD, 1997 ; STAFFORD, 1986).

Au même titre que les cachettes, la présence d'un bac d'eau est indispensable. Il doit permettre au serpent de se désaltérer mais aussi de se baigner, par exemple en période de mue.

Les dimensions du bac doivent donc être prises en considération pour que le serpent puisse s'immerger entièrement. Le récipient d'eau participe également à l'hygrométrie à l'intérieur du terrarium. La température de l'eau devant se situer de préférence entre 25 et 28°C, on le positionnera, en tout ou partie, au niveau du point chaud du vivarium. Enfin, l'eau doit être changée tous les jours ou dès qu'elle est souillée (DAOUES et GERARD, 1997 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994 ; STAFFORD, 1986).

Le python royal ayant tendance à se suspendre à des branches durant sa période d'activité nocturne, on lui fournira à cette fin une ou plusieurs grosses branches placées en diagonale dans la longueur du vivarium, que l'on aura pris soin de stériliser à l'eau bouillante pour éliminer germes et parasites éventuels (DAOUES et GERARD, 1997).

Plusieurs substrats peuvent convenir pour garnir le sol du terrarium, l'important étant de répondre aux impératifs suivants : le matériau utilisé doit rester sec sous peine de favoriser le développement de mycoses et maladies bactériennes. Il doit également être facile à désinfecter ou à remplacer. Il ne doit pas risquer d'occasionner des blessures en cas d'ingestion accidentelle, ce qui favoriserait l'apparition de stomatites, c'est pourquoi l'emploi de sable ou gravier sera absolument proscrit. Une des meilleures solutions est un substrat de type Biorep[®], constitué d'éclats de bois, qui peut être aisément remplacé, totalement ou en partie. Une autre solution valable, moins esthétique mais préférable en phase d'acclimatation, est d'utiliser du papier absorbant, que l'on pourra aisément changer (DAOUES et GERARD, 1997 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994).

En revanche, même si le résultat peut être esthétiquement intéressant, l'utilisation de plantes est à déconseiller car leur entretien nécessite des arrosages qui peuvent favoriser le développement de parasites, lichens ou champignons dans le terrarium (WALLS, 2000).

b- Température, éclairage et hygrométrie

Tout reptile dépend essentiellement, en matière thermique, des facteurs extérieurs et possède une température interne optimale à laquelle ses fonctions vitales (activité, digestion, défenses immunitaires) peuvent s'accomplir correctement. Il est donc indispensable d'offrir au serpent la possibilité de se réchauffer ou de se rafraîchir. Pour cela, le terrarium doit présenter une zone chaude couvrant environ un tiers de la surface, et une zone fraîche couvrant le reste

(DAOUES et GERARD, 1997 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994). Ce principe de gradient thermique est très important.

Le chauffage peut être assuré par un câble ou un tapis chauffant disposé sous un quart ou un tiers du terrarium ou encore par une ampoule à infrarouges installée à une extrémité du terrarium. Il est cependant préférable d'opter pour un système de chauffage par câble sous le vivarium en raison des risques de brûlures que peuvent occasionner les ampoules chauffantes (BROGARD, 1987). L'usage de pierres chauffantes décoratives ne serait pas adapté (DAOUES et GERARD, 1997) dans la mesure où la chaleur produite est trop localisée et parfois trop intense, pouvant alors occasionner des brûlures au même titre que les lampes à infrarouges. En outre ce serait aller à l'encontre de l'espèce qui n'a absolument pas tendance à se chauffer à découvert (DAOUES et GERARD, 1997).

Il est également indispensable de créer des différences thermiques entre le jour et la nuit, en abaissant la température de quelques degrés la nuit. En effet un reptile maintenu constamment à une température élevée peut souffrir, au bout d'un délai variable, d'un dérèglement de l'activité thyroïdienne, d'anorexie et la fréquence des mues peut être perturbée (DAOUES et GERARD, 1997 ; BROGARD, 1987). Dans le cas du *Python regius*, les températures diurnes seront de 27 à 29 °C, avec un point chaud à 32-35 °C, et la température nocturne de 24 à 26 °C. Pour obtenir ces valeurs, l'utilisation d'un thermostat type Bioterm[®] ou Microclimate[®] est très utile (DAOUES et GERARD, 1997).

Notons toutefois que ces températures correspondent à des périodes d'activité du python ; elles devront donc être légèrement modifiées en période de repos instaurée si l'on désire obtenir des reproductions. En période normale, des cycles jour/nuit de 14/10 heures conviennent, à la fois pour le chauffage et l'éclairage (BARNARD, 1996 ; DAOUES et GERARD, 1997).

La qualité de l'éclairage ne constitue pas un paramètre fondamental s'agissant d'un serpent. A la différence des lézards, l'exposition aux rayons ultra-violet (UV) n'est pas strictement nécessaire pour que l'animal synthétise la vitamine D et, par conséquent, métabolise correctement le calcium (BENYON *et al.*, 1992).

Il est cependant possible, à toutes fins utiles, d'installer dans le terrarium (car le verre filtre les UV) un tube diffusant des quantités modérées d'UV, type Reptisun UVB 2.0[®] de la marque

Zoomed®. Il faut en revanche éviter d'utiliser des tubes ayant une teneur en UV plus élevée, tels les Reptisun UVB 5.0® qui seraient susceptibles de générer des conjonctivites (BROGARD, 1987 ; DAOUES et GERARD, 1997).

En terme d'hygrométrie, le meilleur compromis consiste à maintenir le substrat toujours sec tout en fournissant au serpent un bac d'eau (toujours propre) qui lui permettra de boire, se baigner et assurera, grâce à l'évaporation, une humidité atmosphérique suffisante, de l'ordre de 50 à 70 % (DE VOSJOLI *et al.*, 1994).

c- Maintenance et hygiène

Une hygiène rigoureuse est un aspect fondamental pour la santé des animaux d'abord, et pour l'agrément visuel que présente le terrarium ensuite. A ce titre, les excréments et exuvies éventuelles doivent être retirés quotidiennement et l'eau changée tous les jours (BARNARD, 1996 ; DAOUES et GERARD, 1997). Il est par ailleurs indispensable, tous les deux mois environ, de remplacer le substrat après avoir soigneusement nettoyé à l'eau de javel diluée puis rincé le terrarium et ses accessoires (STAFFORD, 1986).

2- Acclimatation et quarantaine

Si l'animal choisi est un python d'origine sauvage, plusieurs précautions sont alors nécessaires.

La première, surtout si l'élevage comporte déjà d'autres spécimens, est de mettre le nouvel arrivant durant deux mois en quarantaine, c'est à dire dans un terrarium isolé dans une autre pièce, avec ses propres accessoires (gamelle d'eau, cachettes, etc.) qu'on évitera d'utiliser pour d'autres spécimens. Le mieux est ainsi de prévoir un terrarium simplement aménagé, avec du papier en guise de substrat (facilitant l'examen des fèces par ailleurs), des cachettes, un bol d'eau changée régulièrement et un chauffage assurant un gradient de température identique au terrarium d'élevage (BARNARD, 1996 ; DAOUES et GERARD, 1997 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994 ; JES et BRANDSTETTER, 2000).

Cette période permettra de s'assurer du bon état sanitaire du serpent, avant de le mettre éventuellement en contact avec d'autres congénères, de la même espèce uniquement (DAOUES et GERARD, 1997).

Il convient également de baigner le nouvel arrivant dans de l'eau à 30 °C afin de retirer toute particule de son tégument et de faciliter la sortie de cristaux d'acide urique ou de matières fécales du cloaque. Ce bain permet également d'inspecter l'animal (blessures éventuelles, parasites externes) et de le traiter le cas échéant. Il est aussi conseillé de faire procéder à un examen des selles pour repérer d'éventuels parasites. Les nématodes et les segments de cestodes sont visibles à l'œil nu mais un examen microscopique est cependant nécessaire pour les œufs d'helminthes et kystes de protozoaires enkystés (FRANK, 1979).

Durant les deux premières semaines de quarantaine, on laissera le serpent tranquille et on évitera de le manipuler, sauf en cas de stricte nécessité comme le changement d'eau par exemple. Ce n'est qu'après ces deux semaines d'acclimatation que l'on proposera un premier repas au python (DAOUES et GERARD, 1997).

3- Alimentation

a- Règles et précautions préalables

Le refus de s'alimenter chez le *Python regius* constitue l'un des principaux motifs de consultation des vétérinaires spécialisés (BROGARD, 1987). L'anorexie du python royal touche essentiellement les individus prélevés dans la nature. L'une des causes du phénomène, en dehors du stress et des parasites, est le fait qu'à l'état sauvage, ce serpent se nourrisse de rongeurs divers, gerbilles notamment, mais pas de souris domestiques (STAFFORD, 1986). Ainsi, un python capturé dans la nature ne reconnaîtra ni l'apparence ni l'odeur des proies qui lui seront proposées en captivité (DAOUES et GERARD, 1997).

D'autre part, il ne faut pas oublier que les rongeurs, dès lors qu'ils ont dépassé le stade du "blanchon" (individu commençant tout juste à avoir des poils), sont susceptibles d'occasionner de sévères morsures à un reptile (DE VOSJOLI, 1994 ; STAFFORD, 1986). En conséquence, il faut éviter de laisser pendant des heures un rongeur vivant non consommé dans le terrarium ou bien distribuer des proies fraîchement sacrifiées au serpent (DAOUES et GERARD, 1997).

Notons toutefois qu'il est rare qu'un python royal accepte des proies mortes, à l'exception des serpents habitués dès la naissance.

Pour finir, signalons que chez les boïdés la supplémentation vitaminique ou minérale est superflue, voire néfaste dans la mesure où elle peut conduire à une hypervitaminose. En effet, contrairement aux lézards ou aux serpents insectivores (*Opheodryus* spp. par exemple) ou piscivores (*Thamnophis* spp. par exemple), les serpents se nourrissant de rongeurs ne développent quasiment jamais de carences (DAOUES et GERARD, 1997).

b- Alimentation des juvéniles

L'alimentation des juvéniles ne pose généralement pas de problèmes.

Dans le cas d'un python nouveau-né, le premier repas est généralement accepté dans les quinze jours suivant la première mue qui se déroule au bout d'une à deux semaines à compter de l'éclosion. Le mieux est alors de lui donner un ou deux souriceaux âgés de huit jours approximativement tous les six jours. Au fur et à mesure de la croissance du serpent, on augmentera la taille des proies, en proposant des souris ou de jeunes rats ou gerbilles une fois par semaine (DAOUES et GERARD, 1997 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994 ; FRANK, 1979 ; STAFFORD, 1986).

Si jamais le jeune serpent ne s'alimente pas dans les quatre semaines suivant sa première mue, malgré de multiples propositions de nourriture, il faut alors envisager le gavage (DAOUES et GERARD, 1997). Cette opération étant stressante, il ne faut y procéder qu'en dernier recours et en agissant le plus en douceur possible (BROGARD, 1987 ; STAFFORD, 1986). Après avoir saisi le jeune serpent derrière la tête, tout en supportant le reste de son corps, on lui ouvre doucement la gueule et on y glisse très doucement un souriceau préalablement sacrifié, tête la première. Lorsque ce dernier est arrivé au niveau de la gorge, on repose doucement le serpent dans son terrarium (BROGARD, 1987).

La plupart du temps, il achève d'avaler son repas tout seul. Cependant, si le serpent rejette la proie, il faut refaire une tentative le lendemain, mais certains individus sont totalement réfractaires au gavage (BROGARD, 1987 ; DAOUES et GERARD, 1997 ; RIVAL, 1999).

c- Alimentation des adultes

Les adultes doivent être nourris moins fréquemment que les juvéniles, tous les sept à dix jours, mais plus copieusement, par exemple à raison de deux ou trois souris adultes ou d'un petit rat par repas (DAOUES et GERARD, 1997).

En cas de difficulté, il existe différentes recettes. La "méthode classique" consiste à introduire la souris la nuit et proposer différentes espèces de rongeurs telles que rats, souris, gerbilles ou hamsters (*Mesocricetus auratus*) jusqu'à ce que l'une d'elles soit acceptée (KAPLAN, 1999). Sauf rares exceptions, les proies mortes sont refusées.

En cas d'échec de cette méthode, on peut essayer les procédures suivantes :

une première consiste à mettre le python, durant la nuit, dans un sac en papier ou en tissu (bien aéré) et y placer un bébé rat, un bébé gerbille, ou encore une gerbille ou une souris adulte fraîchement sacrifiée. Cette promiscuité stimule généralement l'appétit du python (DAOUES et GERARD, 1997 ; KAPLAN, 1999 ; RIVAL, 1999) ;

une seconde recette est celle de la "boîte odorante" : on place dans le vivarium une boîte en plastique suffisamment vaste pour contenir le serpent, fermée et percée latéralement d'un trou permettant au python de rentrer et de sortir. On met dans le fond de la boîte un peu de la litière utilisée par le rongeur que l'on va proposer et on y place ce dernier (bébé rat ou gerbille, souris morte, etc.) (DAOUES et GERARD, 1997 ; RIVAL, 1999) ;

la troisième est de remplacer le substrat artificiel par une litière d'herbes ou de feuilles sèches (passées quelques minutes au four à micro-ondes pour éliminer les parasites), de suivre alors la "méthode classique" décrite précédemment puis, dès que le serpent a commencé à s'alimenter, remplacer progressivement la litière par le substrat habituel (DAOUES et GERARD, 1997).

Selon DAOUES et GERARD (1997), il est courant de subir des échecs au début, mais il faut insister en essayant les différentes méthodes, car, comme nous l'avons vu précédemment, le gavage est stressant pour le serpent et peut parfois aggraver le phénomène d'anorexie.

4- Reproduction

Jusqu'à une date récente, la reproduction en captivité était loin d'être aussi courante chez le *Python regius* que chez d'autres boïdés comme le python molure, *Python molurus bivittatus*, ou le boa constrictor, *Boa constrictor constrictor*. En effet, l'espèce était mal connue et les éleveurs chevronnés ne s'intéressaient pas à ce serpent, considéré à tort comme un serpent pour débutants. La situation a évolué et c'est une excellente chose, surtout si l'on considère la facilité d'élevage des sujets nés en captivité et le fait qu'un développement de l'élevage évite ou limite tout au moins, les prélèvements dans la nature (CARTER, 1994 ; DAOUES et GERARD, 1997).

a- Conditions préalables à la reproduction en captivité

En dehors des deux critères essentiels que nous allons aborder (la détermination des sexes afin de constituer un couple et l'âge des reproducteurs), l'une des conditions *sine qua non* d'une reproduction réussie est un parfait état général des futurs géniteurs (DAOUES et GERARD, 1997).

- La première condition essentielle est de posséder au moins un couple. Notons au préalable que la taille des éperons en forme de griffes situés à côté du cloaque, n'est absolument pas un moyen valable de distinguer les sexes (CARTER, 1994 ; DAOUES et GERARD, 1997 ; ROSS et MAYER, 1990).

Il existe en revanche deux méthodes parfaitement fiables à cet égard (DE VOSJOLI *et al.*, 1994).

La première est celle du sondage : elle consiste à introduire une petite sonde préalablement lubrifiée dans le cloaque du serpent en direction de la queue et à regarder jusqu'où elle peut aller avant d'arriver en butée. Dans le cas des mâles, elle pourra s'enfoncer jusqu'à une longueur correspondant à une dizaine d'écailles sous-caudales. S'il s'agit d'une femelle, la longueur de sonde insérée sera de une à trois écailles sous-caudales (CARTER, 1994 ; DAOUES et GERARD, 1987 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994 ; ROSS et MAYER, 1990). Mal exécutée, cette manœuvre peut occasionner des blessures à l'animal. Il faut donc procéder en douceur, sans jamais forcer et en cas d'inexpérience, faire pratiquer l'opération par un vétérinaire ou un terrariophile confirmé (DAOUES et GERARD, 1997 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994).

La seconde méthode de sexage est celle de l'éversion manuelle des hémipénis (CARTER, 1994 ; DAOUES et GERARD, 1987 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994 ; ROSS et MAYER, 1990). Elle consiste à faire saillir ces derniers en soulevant légèrement l'écaille anale et à exercer une pression avec le gras du pouce, en douceur, en remontant de la base de la queue en direction du cloaque (voir **figures 10** et **11** en **annexe 2**). Cette opération est valable surtout chez des spécimens âgés seulement de quelques mois car au-delà, les mâles auront acquis un tonus musculaire suffisant pour gêner la manœuvre en se contractant. Un manipulateur maladroit peut, comme dans la précédente méthode, générer des blessures éventuellement irréversibles à son serpent (lésion des hémipénis ou de la colonne vertébrale) d'où la nécessité de se faire assister par une personne compétente en la matière (DAOUES et GERARD, 1997 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994).

- L'autre condition *sine qua non* d'une reproduction réussie est d'avoir des animaux sexuellement matures. Plus que l'âge des spécimens, c'est leur taille et surtout leur poids qui est déterminant (CARTER, 1994 ; DAOUES et GERARD, 1997 ; ROSS et MAYER, 1990).

Les mâles, bien que susceptibles de produire du sperme dès l'âge de six mois, ne commencent à être véritablement actifs sexuellement que vers l'âge de 18 mois, lorsqu'ils ont passé la barre des 600 grammes et 75 cm (DAOUES et GERARD, 1997). Cependant, la meilleure efficacité est obtenue avec des étalons de plus d'un kilogramme de poids corporel, vers l'âge de trois ans, pour des individus élevés dans des conditions normales (CARTER, 1994 ; ROSS et MAYER, 1990).

Les femelles sont susceptibles de se reproduire dès lors qu'elles ont dépassé un kilogramme et atteint la taille de 90 cm, ce qui correspond habituellement à un âge de trois à quatre ans (DAOUES et GERARD, 1997).

De rares cas de reproduction de spécimens âgés de deux ans seulement ont été signalés, mais les pontes étaient alors peu importantes et stériles dans la plupart des cas (CARTER, 1994).

b- Conditionnement des géniteurs et cycles

En captivité, il est nécessaire de reconstituer des variations saisonnières car des pythons maintenus dans les mêmes conditions climatiques à longueur d'année s'accoupleront peut-être, mais auront toutes les chances de ne produire que des œufs stériles (CARTER, 1994 ; DAOUES et GERARD, 1987 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994 ; ROSS et MAYER, 1990). En

effet, dans la nature, la reproduction des pythons royaux est soumise à des cycles saisonniers, la période des naissances correspondant au moment où il fait chaud et humide, et où la nourriture est abondante (DAOUES et GERARD, 1997).

Les accouplements se déroulent entre septembre et novembre. A cette période de l'année, il pleut presque quotidiennement. La saison sèche dure de novembre à mars. Elle est marquée par une élévation des températures et une absence de précipitations. C'est au cours de cette période que se déroulent les pontes, entre le début février et la fin mars. Entre avril et juillet, c'est la "vraie" saison des pluies, avec une baisse des températures à partir de juin. Le mois d'août est, en principe, marqué par un temps sec et frais. Les éclosions se produisent à la période la plus favorable, entre avril et juin (CARTER, 1994 ; DAOUES et GERARD, 1997 ; ROSS et MAYER, 1990).

En terrarium, il faut tenir compte de ces éléments pour reconstituer sommairement des variations climatiques, en jouant principalement sur les températures et la durée de la photopériode quotidienne (CARTER, 1994 ; ROSS et MAYER, 1990).

Ainsi, préalablement à la période de repos hivernal, on augmente la fréquence des repas (distribution hebdomadaire) au début de l'automne, afin que les serpents puissent constituer des réserves (DAOUES et GERARD, 1997). La durée de la photopériode quotidienne (14 heures en temps normal) sera progressivement réduite jusqu'à une durée de 9 heures au cœur de l'hiver, puis rallongée progressivement jusqu'à revenir à la durée normale (CARTER, 1994 ; ROSS et MAYER, 1990).

A partir de mi-novembre, on arrête les distributions de nourriture. A partir de mi-décembre, on abaisse les températures à 28°C le jour (avec un point chaud très localisé à 29-32°C) et 24°C la nuit. Des fin février, on revient progressivement aux températures habituelles et on recommence à nourrir les serpents (CARTER, 1994 ; DAOUES et GERARD, 1997 ; ROSS et MAYER, 1990).

Les premiers accouplements ont lieu au cœur de la période de repos, en janvier. Ils sont favorisés par trois éléments. Tout d'abord par la cohabitation de plusieurs mâles (habituellement deux ou trois dans le même terrarium d'élevage). En effet, au milieu de l'hiver, ils peuvent s'engager dans des combats, plus rituels que véritablement violents, qui consistent en séances de lutte au cours desquelles les protagonistes se poussent et tentent de se

renverser. Contrairement à d'autres espèces de pythons, ces combats ne donnent pas lieu à des morsures, mais il vaut cependant mieux surveiller les opérations pour séparer les adversaires en cas de besoin. Quoi qu'il en soit, ces duels semblent avoir un effet stimulant sur la libido des mâles, qui tentent systématiquement de couvrir les femelles avec lesquelles ils sont mis en présence après ces affrontements. En second lieu, le fait de séparer les mâles et les femelles semble stimuler les ardeurs copulatoires des reproducteurs. Ainsi, la mise en présence des partenaires, à partir de fin décembre, se solde par une saillie quasi immédiate (CARTER, 1994 ; DAOUES et GERARD, 1997 ; ROSS et MAYER, 1990). Enfin, la réaction des mâles est plus intense dans le cas où ils sont confrontés à des femelles ayant fraîchement mué. Il semblerait que les phéromones, émises au niveau cutané par les femelles, soient alors particulièrement détectables par les mâles (DAOUES et GERARD, 1997).

Il est tout à fait possible de laisser un mâle avec un petit harem de quatre ou cinq femelles.

L'accouplement se déroule à la manière classique des serpents : le mâle suit la femelle tout en dardant fréquemment la langue, ce qui lui permet de mieux percevoir les phéromones, rampant le long du dos de sa partenaire tout en la stimulant avec ses éperons, puis glisse sa queue sous celle de la femelle afin de mettre son cloaque en contact avec le sien et insérer un de ses deux hémipénis. La copulation peut durer de quelques minutes à plusieurs heures (CARTER, 1994 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994 ; ROSS et MAYER, 1990 ; STAFFORD, 1986). Il est conseillé de laisser les partenaires en présence une semaine pour leur permettre de s'accoupler à plusieurs reprises, ce qui augmente les chances de fécondation (CARTER, 1994 ; ROSS et MAYER, 1990).

Une seconde période d'accouplement a lieu en mars, après la reprise de l'alimentation.

Ensuite, entre mars et avril, les femelles ovulent : les futurs œufs sont libérés par les ovaires et migrent en direction des oviductes, ce qui se traduit durant 24 heures par un brusque gonflement à mi-corps. Puis ce gonflement se résorbe à mesure que les œufs se positionnent dans les oviductes, où va se constituer leur coquille (ROSS et MAYER, 1990). Il arrive que certaines femelles cessent alors de s'alimenter, mais ce n'est pas systématique (DAOUES et GERARD, 1997). Les femelles muent une vingtaine de jours après et s'arrêtent alors systématiquement de manger. Elles pondent environ 28 jours après (CARTER, 1994 ; DAOUES et GERARD, 1997 ; ROSS et MAYER, 1990).

c- Ponte et incubation

Habituellement, la ponte se déroule la nuit, souvent dans la cachette et se compose de 3 à 14 œufs (DE VOSJOLI *et al.*, 1994). Ces derniers mesurent, en moyenne, 8,5 cm, pour un poids de 90 grammes environ (DAOUES et GERARD, 1997 ; STAFFORD, 1986).

En matière d'incubation, deux solutions existent. La première est de respecter la "méthode naturelle", c'est à dire de laisser la femelle "couvrir". En effet, si on n'intervient pas, la femelle va rester lovée autour de sa ponte jusqu'à éclosion, s'interrompant parfois pour boire ou s'alimenter. On peut ainsi laisser les œufs dans le terrarium sous la garde de la mère, à condition qu'ils ne reposent pas sur un substrat trop humide, que l'hygrométrie relative reste élevée (80 % environ) dans le terrarium et que la température soit maintenue aux alentours de 30-31 °C. Cette méthode étant risquée autant pour la femelle que pour la ponte, il est préférable d'adopter l'autre solution, c'est à dire de placer les œufs dans un incubateur artificiel, sur de la vermiculite légèrement humide, à 30-32 °C, et à une hygrométrie relative de 80 % environ (CARTER, 1994 ; DAOUES et GERARD, 1997 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994 ; ROSS et MAYER, 1990). Dans ces conditions, les éclosions se déroulent au bout de 80 à 105 jours (DAOUES et GERARD, 1997).

d- Naissance

Le premier geste du serpent nouveau-né consiste à inciser la coquille avec une sorte de dent située au bout du museau, qui s'appelle la "dent de l'œuf" et tombe peu après l'éclosion (STAFFORD, 1986). Après cela, le serpent sort la tête de l'œuf, mais ne va pas s'en extirper tout de suite. En effet, durant 24 à 36 heures, il doit encore résorber la réserve vitelline qui est rattachée à son abdomen (DE VOSJOLI *et al.*, 1994 ; STAFFORD, 1986). Ce n'est qu'après l'achèvement de ce processus qu'il est prêt à quitter l'œuf. Il est donc primordial de "laisser faire la nature" et ne surtout pas aider le serpent à sortir, car, s'il ne sort pas complètement de son œuf, c'est tout simplement parce qu'il n'est pas physiologiquement prêt à le faire (CARTER, 1994 ; DAOUES et GERARD, 1997 ; ROSS et MAYER, 1990).

A la naissance, les pythons royaux mesurent une trentaine de centimètres (DE VOSJOLI *et al.*, 1994). Ils devront être installés dans de petits terrariums, comme décrit précédemment, et commenceront à s'alimenter après leur première mue (CARTER, 1994 ; ROSS et MAYER, 1990).

CHAPITRE III : PATHOLOGIE DU PYTHON ROYAL EN CAPTIVITE

A - MALADIES PARASITAIRES

Les affections d'origine parasitaire sont rares chez les pythons royaux nés en captivité. Elles devront impérativement être traitées s'il y a lieu, notamment chez les pythons d'origine sauvage. On distinguera les parasitoses externes et les parasitoses internes (principalement les parasites du tube digestif et de l'appareil respiratoire). Le **tableau 1**, présenté en **annexe 1**, est un récapitulatif des principaux antiparasitaires utilisables chez les reptiles.

1- Ectoparasitoses

a- Acariens

On peut rencontrer plus de 250 espèces d'acariens sur les téguments des reptiles (MARCUS, 1981; RIVAL, 1996).

Le plus fréquemment rencontré est le "pou" *Ophionyssus natricis*, un acarien minuscule appartenant au sous-ordre des mésostigmates (FIRMIN, 1997). Les adultes, très mobiles, noirs à rouge vineux, mesurant en moyenne 1 mm, se nourrissent de sang et pondent 60 à 80 œufs sur le python et dans le sol (KLINGENBERG, 2000). L'éclosion produit des larves devenant protonympe puis deutonympe et enfin adulte. La durée du cycle varie de 8 à 28 jours (BROGARD, 1987).

Ce parasite est hématophage (ZIMMER, 2000) et provoque des spoliations sanguines parfois importantes qui anémient l'animal et peuvent même entraîner la mort du reptile lors d'infestation massive (FIRMIN, 1997 ; KLINGENBERG, 1997). A l'autopsie, le cadavre montre alors de nombreuses suffusions hémorragiques sous-cutanées. La recherche de ce parasite est parfois difficile, à cause de sa petite taille et de sa mobilité mais il est à rechercher de façon systématique lors de toute nouvelle introduction (BOURDEAU, 1991 ; FIRMIN, 1997).

Signalons enfin que les *Ophionyssus*, de loin les plus souvent rencontrés, sont des vecteurs mécaniques de l'aéromonose des reptiles (*Aeromonas hydrophila*, *A. schigelloides* et *A. formicans*) qui provoquent chez les ophidiens une septicémie hémorragique suraiguë ou une forme pulmonaire septicémique moins foudroyante. Ils seraient impliqués dans la transmission du virus de l' "Inclusion Body Disease ", une infection virale très contagieuse et mortelle (BROGARD, 1987 ; FIRMIN, 1997 ; KAPLAN, 2003c).

De nombreuses espèces de tiques dures, en particulier des genres *Haemaphysalis*, *Amblyomma*, *Aponomma*, *Hyalomma* et *Ixodes*, ou molles, en particulier des genres *Argas* et *Ornithodoros* se rencontrent sur tous les continents chez les reptiles. Les pythons n'échappent pas à la règle (BROGARD, 1987 ; FIRMIN, 1997). Ces parasites se fixent entre les écailles, parfois en très grand nombre, au niveau de la tête, près des narines et des paupières préférentiellement mais aussi sur tout le reste du corps (ANDERSON *et al.*, 1984 ; BROGARD, 1987 ; KLINGENBERG, 2000).

Les tiques monotropes sont rares, mais on rencontre à ce titre *Aponomma latum* de façon récurrente sur le python royal (BRANCH *et al.*, 1998 ; HAMMOND et DORSETT, 1988 ; WILSON et BARNARD, 1985) (voir **figure 12 en annexe 2**). Le repas de sang est long et est susceptible de durer plusieurs semaines (de 40 à 74 jours pour *Amblyomma tuberculatum*), donc l'hématopoïèse est en mesure de compenser les pertes sanguines (BROGARD, 1987 ; FIRMIN, 1997 ; FLYNN, 1973). Cependant, lorsque les tiques se fixent en grande quantité, elles peuvent favoriser des anémies plus ou moins sévères et être à l'origine d'abcès par surinfection des points de morsure (FIRMIN, 1997). La plupart des tiques mâles ne s'alimentent pas mais on les trouve sur la peau de l'hôte pour l'accouplement. Les femelles se nourrissent une fois et peuvent pondre des milliers d'œufs.

Enfin, les aoûtats sont également des parasites fréquents des pythons royaux prélevés dans la nature. Dans le Sous-ordre des Prostigmates, signalons les genres *Trombicula*, *Vatacarus*, *Herpetacarus* et *Microtrombicula* dont seules les larves sont parasites. Elles mesurent 200 à 600 micronmètres, possèdent six pattes et sont visibles à l'œil nu, ce qui en facilite le diagnostic (BROGARD, 1987 ; KLINGENBERG, 2000). Autre particularité, elles sont de couleur orange et se fixent principalement dans les replis tégumentaires (FIRMIN, 1997 ; KLINGENBERG, 1997). Le cycle dure 2 mois à un an suivant les espèces. La larve se nourrit ainsi durant 8 à 10 jours puis mue pour donner des adultes dans le milieu extérieur

(BROGARD, 1987 ; FRANK, 1981a). Les symptômes apparaissent lors d'infestation massive avec une dermatite et parfois même une cachexie secondaire (FIRMIN, 1997).

Le traitement, le plus efficace et le moins toxique, fait appel au trichlorfon (Neguvon®) en solution dosée à 1 g/litre (soit 0,1 %). Le serpent doit être trempé dans un seau rempli de cette solution pendant 15 secondes. Il convient aussi de pulvériser le terrarium avec une solution à 15 g/litre (soit 1,5 %) deux fois à une semaine d'intervalle. Chez les juvéniles, on préférera au trichlorfon le dichlorvos (Vapona®) à raison de 1/5^{ème} à 1/10^{ème} de plaque par m³ d'air dans le terrarium (BROGARD, 1997 ; FIRMIN, 1997).

L'ivermectine (Ivomec®) en injection unique à la dose de 0,2 mg/kg par voie sous-cutnaée (SC) est efficace contre les tiques et *Ophionyssus* (ANDREU DE LAPIERRE, 1999 ; BOGARD, 1997). Ce produit peut néanmoins provoquer une paralysie flasque (surtout chez les chéloniens) s'il est utilisé à une dose supérieure à 0,4 mg/kg ; il convient donc de l'employer avec beaucoup de précaution (ANDREU DE LAPIERRE, 1999).

b- Insectes

Deux ordres parasitent les reptiles : hétéroptères et diptères (BROGARD, 1997).

Parmi les hétéroptères, seuls quelques membres de la famille des Réduviidés se nourrissent du sang des reptiles, tel que par exemple *Eutriatoma rubovaria*, qui peut leur transmettre des hémogrégarines (ex : *Hepatozoon triatomae*) (BROGARD, 1987 ; FRANK, 1981a).

Parmi les Diptères, plusieurs familles sont concernées. La famille des Psychodidés regroupe les phlébotomes, espèces de petite taille (2-3 mm de long), dont seules les femelles se nourrissent sur les reptiles ; le mâle est floricole (il vit sur les fleurs) et les larves sont saprophages (elles se nourrissent des substances en décomposition).

Lutzomyia sp. peut transmettre des protozoaires du genre *Plasmodium* sp. (AYALA, 1970 ; FRANK, 1981a), bien que ceci reste exceptionnel, ainsi que des hémogrégarines du genre *Hepatozoon* sp. et des hémobartonelles (REICHENBACH-KLINKE et ELKAN, 1965).

Certains moustiques (famille des culicidés), qui parasitent les oiseaux sont aussi parfois hématophages chez les reptiles. Si ces moustiques exercent sur les reptiles un effet pathogène direct de spoliation sanguine, ils peuvent également leur transmettre, selon FRANK (1981a) :

- des protozoaires sanguins (*Hepatozoon rarefasciens*, *H. domergui*, *Plasmodium* sp., *Saurocytozoon tupinambi*)
- des nématodes (filaires telles que *Foleyella* sp., *Icosiella* sp.)
- des virus (virus des encéphalites équine américaines de l'est et de l'ouest, virus de l'encéphalite japonaise).

De la même façon, les diptères du genre *Culicoides* sont hématophages et peuvent transmettre aux reptiles des protozoaires sanguins (*Plasmodium*, *Saurocytozoon*) lors de leur piqûre (FRANK, 1981a).

Enfin, les mouches Tsé-Tsé (Sous-famille des Glossinés) sont impliquées dans la transmission de trypanosomes à de nombreux reptiles : par exemple *Trypanosoma brazili* est inoculé par *Placobdella braziliensis* chez certains ophidiens (BROGARD, 1987 ; FRANK, 1981a ; MOLYNEUX et ASHFORD, 1983).

Outre la spoliation sanguine qu'ils entraînent, l'importance des insectes est donc surtout liée à leur rôle de vecteur dans la nature.

c- Nématodes

Certaines filaires parasitent, entre autre organe, la peau de beaucoup de reptiles et engendrent des lésions dermiques (ZIMMER, 2000) ; on peut alors distinguer la filaire en région sous-cutanée, mais aussi des ulcères qui apparaissent avec la production des microfilaires (BROGARD, 1987).

La taille de ces vers varie de 10 cm à 80 cm pour *Dracunculus dahomensis*; le mâle est plus petit que la femelle (KLINGENBERG, 2000 ; SCHILLIGER, 1997). Les microfilaires éclosent dans le derme des reptiles, puis l'épiderme s'œdématie et s'ouvre, libérant ainsi les larves à longue queue dans l'eau; ces larves doivent alors être ingérées par un petit crustacé (*Crustacea*) chez lequel deux mues se produisent. Une ingestion accidentelle ou non du crustacé par le reptile provoque son infestation par les larves L3, qui migrent et causent des lésions dans beaucoup d'organes, en particulier les séreuses et le tissu conjonctif sous-cutané (BROGARD, 1987). Le ver adulte se développe sous la peau (voir **figure 17** en **annexe 2**).

Les symptômes de cette nématodose se manifestent ainsi par l'apparition de nodules sous-cutanés, ulcérés ou non, dispersés sur tout le corps de l'animal. Les pustules formées ont la structure de foyers nécrotiques contenant des infiltrats de cellules hétérophiles en grand nombre (BROGARD, 1987 ; SCHILLIGER, 1997).

Le fenbendazole (Panacur®), peu toxique, est utilisable en solution à 2,5%, par voie buccale à la dose de 10 mg/kg pendant 5 jours (ANDREU DE LAPIERRE, 1999).

Le lévamisole (Némisol®) est employé sous forme injectable par toutes les voies parentérales à raison de 30 mg/kg. En général, une seule injection est suffisante. Si le traitement devait être renouvelé, il convient d'attendre 15 jours avant la seconde injection (ANDREU DE LAPIERRE, 1999). Enfin, on peut utiliser l'ivermectine (Ivomec®) par voie intramusculaire, à la dose de 0,2 mg/kg, renouvelable 1 mois plus tard.

d- Mycoses cutanées

Elles sont fréquentes chez les reptiles, davantage sur les espèces aquatiques (BROGARD, 1997).

Toutes les erreurs environnementales de chaleur et d'humidité favorisent le développement d'une flore fongique. Par conséquent, un python royal élevé dans un milieu trop humide peut développer une mycose cutanée, notamment s'il présente des plaies (FRYE, 1991). A l'état normal, la peau ne permet pas la fixation de champignons (FIRMIN, 1997). L'infection mycosique se greffe fréquemment sur des lésions d'origine bactérienne, ou alors elle survient à la suite d'un état de stress, de brusques variations de température, ou d'un traitement intercurrent (antibiotiques par exemple). Toutefois, cette dernière circonstance d'apparition est rare chez les reptiles (JACOBSON, 1980).

De nombreux genres ont ainsi été décrits. Citons *Mucor*, *Absidia*, *Alternaria*, *Basidobolus*, *Entomorphora*, *Geotrichum*, *Hydromyces*, *Mortierella*, *Rhizopus* et *Trichoderma* mais on rencontre surtout *Chrysosporinum*. Les dermatophytes du genre *Trichophyton* et *Microsporum*, agents de la teigne chez les mammifères, n'ont jamais été reconnus comme pathogènes chez les reptiles (AUSTWICK et KEYMER, 1981 ; FIRMIN, 1996 ; FRYE, 1991 ; MIGAKI *et al.*, 1984 ; MILLICHAMP, 1980).

Il a été montré que *Aspergillus* sp. engendre deux types de symptômes cutanés : soit une dermatite mycosique avec infiltrats de cellules inflammatoires, soit une mycose nodulaire présentant de nombreux granulomes contenant des cellules géantes et des polynucléaires éosinophiles (BROGARD, 1987).

Streptotrix sp. est un champignon filamenteux ayant engendré chez deux espèces de Pythonidés (*Python sebae* et *Python spilotes*) la formation de nodules sous-cutanés de 1 à 2 cm de diamètre (AUSTWICK et KEYMER, 1981).

Les lésions rencontrées dans les dermatites mycosiques varient d'une simple plaque circulaire, à un ulcère, un œdème sous-cutané ou une hyperkératose. Ces différentes lésions peuvent coexister sur le même individu à des endroits différents du corps. Ainsi JACOBSON (1980) décrit des plaques circulaires brun rouge et une hyperkératose dues à *Trichoderma* chez un python royal. Le diagnostic repose d'une part sur un examen histologique ou l'observation des parasites dans une zone lésée et d'autre part sur l'identification du champignon par une culture.

La thérapeutique des mycoses est avant tout environnementale, avec l'installation de l'animal dans un milieu sec et sain (BROGARD, 1987).

De nombreuses molécules sont efficaces sur la majorité des champignons rencontrés chez les reptiles (ANDREU DE LAPIERRE, 1999 ; AUSTWICK et KEYMER, 1981 ; BROGARD, 1987). Ces produits seront appliqués sous forme de pommades, de lotions ou de laits dermiques au moins trois fois par jour jusqu'à guérison complète. On prendra soin de maintenir les animaux hors du contact de l'eau pendant une durée de 30 minutes après traitement. En applications quotidiennes, la polyvidone iodée (Bétadine®, Vétédine®) en solution à 0,5 à 1 % donne de bons résultats dans les mycoses cutanées, tout comme l'econazole sous forme de pommade (Pévaryl®), le Vert Malachite® à la dose de 0,15 mg/L d'eau en application pendant 15 minutes, trois fois par jour et le permanganate de potassium à 25 pour mille. Une autre solution consiste à utiliser l'enilconazole (Imaveral®) à raison d'une application tous les 3 à 8 jours (FIRMIN, 1997).

Par voie orale, la griséofulvine (Griséfuline®) est dotée d'une action fongistatique puissante sur les dermatophytes, mais ce produit est réputé dangereux chez les reptiles et il semble préférable d'en éviter l'utilisation (ANDREU DE LAPIERRE, 1999). Il en va de même pour le kétoconazole (Ketofungol®) (BROGARD, 1987).

Un parage chirurgical des granulomes mycosiques est possible, associé à un traitement antibiotique par voie générale afin de lutter contre d'éventuelles infections secondaires (FIRMIN, 1997).

2- Parasitoses du tube digestif

Ne seront traités ici que les parasites intestinaux, mais d'autres organes comme le foie, les poumons etc... hébergent des protozoaires, des helminthes ou des linguatules dont les kystes ou les œufs sont évacués dans les excréments.

a-Protozoaires

Parmi les unicellulaires, les amibes sont les plus pathogènes : ces parasites se répandent sur tout le globe et constituent la plus importante protozoose des ophidiens en captivité. Les coccidies jouent aussi un rôle important (BROGARD, 1987).

a-1- Amibes

Entamoeba et en particulier *Entamoeba invadens* est l'agent principal de l'entamœbose des pythons (KOJIMOTO *et al.*, 2001). Certains genres sont potentiellement pathogènes (*Acanthamoeba*, *Hartmanella*) et d'autres non (*Endolimax*, *Naegleria*) (BARNARD et DURDEN, 2000a ; BROGARD, 1987 ; KEYMER, 1981).

Le pouvoir pathogène est important chez les reptiles carnivores car les amibes ne trouvant pas pour se développer les polysaccharides d'origine végétale dont elles ont besoin, attaquent la muqueuse intestinale (MEEROVITCH, 1961). Les trophozoïtes d'*Entamoeba invadens* se multiplient aux dépens de la muqueuse intestinale et s'enkystent ensuite. Les excréments du python contiennent donc des kystes et s'ils sont frais des trophozoïtes (KEYMER, 1981). Le cycle est direct. La transmission se fait par les fèces dans lesquels les kystes survivent à peu près quinze jours à 8 °C. L'ingestion d'un kyste par l'hôte provoque la production de trophozoïtes qui se divisent et donnent alors 8 kystes dans le colon (BROGARD, 1987).

Les symptômes de l'entamœbose se traduisent dans un premier temps par de l'anorexie, de la soif, une perte de poids et de l'apathie (ZIMMER, 2000). La mort survient en quelques

semaines chez un serpent malade atteint d'une diarrhée très aqueuse et le plus souvent sanguinolente. Des ulcérations et hémorragies, parfois une péritonite avec perforation, sont constatées à l'autopsie (BARNARD et DURDEN, 2000a).

L'eau constitue un réservoir important d'amibes, la prévention de l'entamoébose passe donc par des mesures d'hygiène, et notamment un renouvellement fréquent de l'eau de boisson, un nettoyage régulier du terrarium avec élimination des excréments (BROGARD, 1987).

Le traitement fait appel au métronidazole (Flagyl®) à la dose de 160 mg/kg durant trois jours ou bien, si l'animal est difficile à manipuler : 275 mg/kg en une seule fois. Le dimétridazole (Emtryl®) peut aussi être employé à la dose de 40 mg/kg/j pendant 8 jours (GABRISH, 1976 ; HOLT, 1981).

a-2- Coccidies

Les coccidies causent de graves dommages dans l'intestin ou le foie des reptiles, notamment des ophidiens (KLINGENBERG, 1997 ; ZIMMER, 2000). Les coccidies des genres *Eimeria* et *Isospora* sont les plus pathogènes (BROGARD, 1987 ; KEYMER, 1981). Le cycle de ces coccidioses est direct (BARNARD et DURDEN, 2000a) : la contamination se fait par ingestion d'ookystes sporulés présents dans le milieu extérieur. Les ookystes sont visibles dans les fèces : chez *Eimeria*, ils sont formés de 4 sporocystes contenant chacun 2 sporozoïtes et chez *Isospora*, il n'y a que 2 sporocystes avec chacun 4 sporozoïtes (BROGARD, 1987 ; KLINGENBERG, 1997).

Les symptômes sont peu caractéristiques chez les serpents : perte de poids, vomissements et diarrhée entraînant la mort avec le genre *Eimeria* (BARNARD et DURDEN, 2000a). A l'autopsie, on distingue des lésions hémorragiques avec un exsudat fibrino-nécrotique sur la muqueuse du duodénum principalement (BROGARD, 1987). La coccidiose à *Isospora* est moins violente et entraîne une misère physiologique progressive (BARNARD et DURDEN, 2000a ; ZIMMER, 2000).

La prévention de la coccidiose passe par une hygiène stricte, en raison du cycle direct impliquant une contamination par les matières fécales.

Le traitement aux sulfamides est efficace mais ces médicaments sont à employer avec précaution en raison de leur néphrotoxicité. La sulfadimidine (Emericide Liquide® ou Sulfadimérazine CSI®) s'emploie à la dose de 30 mg/kg le premier jour puis 15 mg/kg les quatre jours suivants (ANDREU DE LAPIERRE, 1999 ; FRYE, 1991).

b- Plathelminthes

Les trématodes et les cestodes sont présents dans le tractus digestif de nombreux reptiles prélevés dans la nature (FRYE, 1991 ; ZIMMER, 2000).

b-1- Trématodes

Plus de 200 espèces de trématodes sont présentes occasionnellement dans le tube digestif des reptiles, mais peu d'entre elles sont pathogènes (BROGARD, 1987 ; KLINGENBERG, 1997 ; ZIMMER, 2000). Néanmoins, KAZACOS et FISHER (1977) ont diagnostiqué chez un boa constricteur (*Boa constrictor*) de 2 ans une trématodose à *Styphlodora horrida*. Pendant les 6 mois qui ont précédé sa mort, le serpent présentait seulement un état anorexique. En 1964, GRUNBERG et KUTZER ont également trouvé 3 espèces différentes du genre *Styphlodora* chez 8 boïdés (*Boa constrictor* et *Python* sp.) (FRANK, 1981b).

Le cycle de ces trématodes comprend généralement deux hôtes intermédiaires, ce qui fait qu'en captivité, ces parasites ne peuvent que rarement infester un reptile sain; les pythons captifs hébergeant des trématodes sont presque toujours infestés avant leur capture (BROGARD, 1987 ; FRANK, 1981b). En raison de leur faible incidence pathologique, aucune molécule n'a été testée contre ces trématodoses (BROGARD, 1987).

b-2- Cestodes

Ils engendrent peu de symptômes chez les serpents sauf s'ils sont exceptionnellement nombreux et dans ce cas, on observe des vomissements de strobiles, de la diarrhée et une perte de poids (BROGARD, 1987 ; KLINGENBERG, 1997 ; ZIMMER, 2000). La taille de ces vers varie de 1 millimètre à 1 mètre.

Dans l'ordre des *Pseudophyllidea*, *Bothridium* ne parasite que les boïdés. Ainsi, par exemple, *Bothridium pythonis* se retrouve en Afrique, en Inde, aux Philippines et en Australie chez de nombreuses espèces de pythons qui s'infestent en se nourrissant d'un mammifère carnivore hébergeant une ou plusieurs larves plérocercoides : *Paradoxurus philippinensis*. La larve plérocercoides (ou "sparganum") évolue dans l'intestin grêle du reptile en un adulte qui

mesure entre 10 cm et 80 cm, dont le scolex est peu adhérent et les proglottis plus larges que longs (FRANK, 1981b). Les lésions provoquées sur la muqueuse intestinale sont des lésions inflammatoires œdémateuses associées à des ulcérations au niveau des points de fixation des scolex. Ces lésions constituent alors une porte d'entrée pour divers agents infectieux et peuvent être à l'origine d'une infection secondaire. La **figure 18** en **annexe 2** détaille le cycle des cestodes *Pseudophyllidea*.

Les cestodes sont sensibles au praziquantel (Droncit®) à la dose de 3,5 à 7 mg/kg par voie sous-cutanée en une injection que l'on peut renouveler 1 mois plus tard (ANDREU DE LAPIERRE, 1999 ; LAWRENCE, 1983). On peut également utiliser le niclosamide (Yomesane®, Manosil®) à la dose de 150 à 200 mg/kg per os en une prise renouvelable après un mois (ANDREU DE LAPIERRE, 1999 ; GABRISH, 1976). Enfin, le fenbendazole (Panacur®) est intéressant car il a un spectre assez large et est peu toxique pour les serpents. La solution à 2,5 % convient pour les reptiles, par voie buccale à la dose de 2 ml/kg, soit 50 mg/kg, en une prise (BROGARD, 1987).

c- Nématodes

Les nématodes des reptiles sont des vers ronds dont la taille va de quelques millimètres à une trentaine de centimètres et leur cycle est le plus souvent direct (KLINGENBERG, 1997).

Chez les reptiles, l'ascaridose est une maladie grave et souvent mortelle lorsqu'elle s'exprime cliniquement (SCHILLIGER, 1990 ; ZIMMER, 2000). Les ascarides sont des nématodes ovipares larges et corpulents, d'une taille pouvant dépasser la dizaine de centimètres. Les genres *Ophidascaris*, *Polydelphis*, *Hexametra* et *Amplificaecum* parasitent les serpents. Différents vertébrés (tels que les rongeurs et les amphibiens) peuvent jouer le rôle d'hôtes paraténiques dans le cycle évolutif de nombreuses espèces d'ascarides (ex : rongeur pour *Ophidascaris baylisi*) (SCHILLIGER, 1990). Ainsi, le cycle de ces nématodes est soit direct, soit indirect avec alors la participation d'un hôte paraténique (FRANK, 1981b).

La **figure 19** en **annexe 2** présente le cycle d'*Ophidascaris* chez les ophidiens (BROGARD, 1987). Les œufs sont libérés dans les fèces avec déjà quelques blastomères formés. Les larves L3 éclosent et sont alors ingérées soit directement par le serpent soit par un rongeur. Dans le

second cas de figure, la larve arrive en quelques jours dans le foie et y devient infestante pour le serpent qui se nourrira de cet hôte. La larve L3 doit être suffisamment bien formée pour ensuite fournir un ver adulte dans l'estomac du serpent. Le cas échéant, elle migre alors dans le foie du serpent, d'où les symptômes variables observés lors d'ascaridose (*Larva migrans*). La larve L4 est dans tous les cas dans la lumière intestinale (BROGARD, 1987 ; SCHILLIGER, 1990).

Les symptômes découlent de ce cycle et sont très variables. Le plus souvent, on observe de l'anorexie, une léthargie, des vomissements ou expulsions dans les fèces de "paquets" de vers, des régurgitations de proies semi-digérées et de la dyspnée (SCHILLIGER, 1990). Le tableau clinique est complété à l'autopsie par une gastro-entérite ulcéro-nécrotique, des abcès ou des épaissements des parois du tube digestif (KLINGENBERG, 1997 ; ZIMMER, 2000). Les serpents captifs ne sont pas plus épargnés que les spécimens sauvages. Les larves (*Larva migrans*) provoquent des lésions dans de nombreux organes et en particulier les artères où il se forme des calcifications ponctuelles. HAMIR (1986) décrit ainsi chez un python (*Lyasis papuanus*) décédé après trois semaines d'anorexie, des adhérences fibreuses entre l'œsophage et l'aorte, une nette déformation de la paroi de l'aorte par de nombreux nodules et la présence de plusieurs foyers de thrombose et d'anévrismes le long de l'aorte. Ces lésions étaient consécutives à l'action des larves d'*Ophidascaris papuanus*, présent à l'état adulte dans l'intestin de ce python.

Le traitement des nématodoses fait appel au fenbendazole (Panacur®) par voie buccale, à la dose de 10 à 20 mg/kg/j pendant 5 jours. On peut également utiliser le Lévamisolé (Némisol®) en injection sous-cutanée à la dose de 5 à 10 mg/kg, en une seule injection (ANDREU DE LAPIERRE, 1999 ; SCHILLIGER, 1990).

d- Mycoses digestives

Il est difficile de séparer les mycoses internes en mycoses respiratoires, digestives, etc., car beaucoup de lésions à dominantes intestinales sont accompagnées de lésions respiratoires, hépatiques, spléniques et inversement (mycoses systémiques). Cela étant dit, les mycoses du tube digestif des serpents proprement dit sont très rares et surviennent sur des animaux débilités ; c'est le cas des candidoses (GRACZYK et CRANFIELD, 2000).

Certains auteurs citent ainsi le cas de pythons atteints d'une candidose buccale avec la présence d'un enduit mycosique blanchâtre sur les muqueuses gingivales et palatines (BROGARD, 1987 ; BROGARD, 1988 ; MADER, 1996). D'autres auteurs décrivent chez les reptiles des lésions ulcératives stomacales (BORST *et al.*, 1972) dues à *Fusarium solani* ou encore des lésions de colite mycosique avec intussusception du colon, œdème, hémorragie et nécrose (SHALEV *et al.*, 1977). Les hépatites mycosiques semblent toutefois plus répandues que les formes intestinales (AUSTWICK et KEYMER, 1981 ; BROGARD, 1987 ; GRACZYK et CRANFIELD, 2000). Le traitement fait appel au kétoconazole (Ketofungol®) par voie buccale à la dose de 15-30 mg/kg/j pendant 15 jours à 1 mois (ANDREU DE LAPIERRE, 1999).

3- Parasitoses de l'appareil respiratoire

Quelques trématodes parasitent l'appareil respiratoire, mais l'affection essentielle dans ce domaine est le fait des nématodes appartenant à l'ordre des *Rhabditida*. Le groupe des Pentastomides est aussi parfois mis en cause ainsi que certains champignons (BROGARD, 1987).

a- Nématodes

Les *Rhabditida* parasitant les serpents appartiennent au genre *Rhabdias* (ZIMMER, 2000). Ce sont de petits vers ovipares vivant dans les poumons où les œufs éclosent. Les larves L1 sont éliminées dans le mucus oral ou dans les fèces et produisent des adultes libres mâles et femelles après trois mues. Les adultes s'accouplent à l'extérieur et pondent des œufs qui donneront de nouvelles larves L1, L2, L3. Un annélide ou un escargot peut jouer le rôle d'hôte paraténique. L'infestation du reptile se fait soit par ingestion de l'hôte, soit par pénétration transcutanée des larves L3 infestantes qui redonneront des vers femelles parthénogénétiques adultes dans les poumons (BROGARD, 1987).

Les femelles adultes vivent dans les poumons du serpent, mais aussi parfois dans la plèvre et même le péricarde. L'importance des infestations par des *Rhabditida* est liée à l'humidité des terrariums qui favorise l'entretien des larves L3. L'infestation est souvent asymptomatique mais les serpents deviennent anorexiques et perdent du poids en cas d'infestation massive. Les vers adultes provoquent de la dyspnée et du jetage, parfois une pneumonie et une septicémie

(BROGARD, 1987 ; KLINGENBERG, 1997 ; ZIMMER, 2000). La mort peut se produire par asphyxie ou complication bactérienne. Cette parasitose peut être traitée au lévamisole (Némisol®) en une injection sous-cutanée à la dose de 5-10 mg/kg (ANDREU DE LAPIERRE, 1999 ; SCHILLIGER, 1990). ZWART et JANSSEN (1969) conseillent d'adjoindre des antibiotiques au vermifuge en cas de détresse respiratoire due à une infestation massive du serpent.

b- Pentastomides

Ces parasites classés dans les arthropodes sont aussi appelés linguatules. La famille concernée chez les pythons est celle des Porocéphalidés ; *Armillifer armillatus* et *Porocephalus clavatus* se rencontrent en Afrique et *Armillifer moniliformis* en Asie (RILEY, 1986). Les adultes mesurent quelques millimètres à quatorze centimètres et sont blancs ou jaunâtres (KLINGENBERG, 1997) (voir **figure 13** en **annexe 2**). Ils vivent ainsi que leurs larves dans tout l'arbre respiratoire du serpent. Un adulte peut vivre des années chez son hôte (KLINGENBERG, 1997 ; ZIMMER, 2000).

Le cycle parasitaire des porocéphales est mal connu ; les femelles adultes, présentes dans les voies respiratoires du reptile hôte définitif, produisent un nombre important d'œufs embryonnés contenant une larve L1 complètement développée. Ces œufs parviennent au pharynx où ils sont soit déglutis puis éliminés par les fèces, soit évacués dans le milieu extérieur par le jetage du serpent. Le cycle se poursuit par l'ingestion de ces œufs par un hôte intermédiaire (mammifère dans le cas du python, mais aussi amphibien ou même reptile), lui-même ensuite ingéré par l'hôte définitif. Les nymphes qui se sont développées dans l'hôte intermédiaire perforent la paroi intestinale du reptile et migrent vers les poumons où elles deviennent sexuellement matures (SCHILLIGER, 1990).

Les symptômes sont parfois inexistants et le plus souvent, le seul signe d'infestation est la présence de Pentastomides dans la trachée ou la bouche (BROGARD, 1987 ; DE MENEGHI, 1999). En revanche, chez les serpents fortement infestés, le poumon répond par une encapsulation de la partie antérieure des parasites, il y a donc fibrose pulmonaire et perte d'élasticité conduisant à de la dyspnée (BROGARD, 1987). On rencontre exceptionnellement une hémoptysie et une pneumonie purulente par infection secondaire (BROGARD, 1987 ; DE MENEGHI, 1999 ; OWEN *et al.*, 1973). Quelques cas d'infestation mortelle sont relatés. DONCASTER (1971) rapporte ainsi la mort d'un boa par rupture d'un poumon.

L'ivermectine (Ivomec®) est probablement active contre les Pentastomides ; suivant les auteurs, elle est employée à des doses variant de 0,05 mg/kg à 0,2 mg/kg par voie sous-cutanée (ANDREU DE LAPIERRE, 1999 ; BROGARD, 1987 ; KLINGENBERG, 1997). La réussite du traitement est néanmoins aléatoire car l'encombrement occasionné par la mort des parasites est parfois préjudiciable à la survie du reptile porteur (BROGARD, 1987).

c- Mycoses respiratoires

Les poumons sont les organes les plus fréquemment atteints de mycose interne (SCHILLIGER, 1990). Toute partie de l'appareil respiratoire peut être le siège d'un envahissement mycosique, y compris les premières voies respiratoires. Un des premiers rapports concerne une mycose de la trachée chez une couleuvre vipérine (*Natrix maura*) (RODHAIN et MATTLET, 1950).

Les mycoses pulmonaires, sont des maladies chroniques à évolution très lente, parfois plusieurs années. Le diagnostic n'est effectué en général qu'à un stade avancé ou à l'autopsie (AUSTWICK et KEYMER, 1981).

Différentes espèces de champignons sont en cause : *Poecilomyces lilacinus* ainsi que l'espèce voisine *P. fumoso-roseus*, isolées chez tous les reptiles (AUSTWICK et KEYMER, 1981). *Cephalosporium sporotrichum* et *Cladosporium* occasionnent plus rarement des pneumonies chez les reptiles (JACOBSON *et al.*, 1979 ; TREVINO, 1972).

Les lésions sont de différents types, d'après AUSTWICK et KEYMER (1981). Dans un premier temps, il n'y a que des lésions miliars sur tout l'arbre respiratoire après inhalation des spores; chaque lésion miliaire est composée de granulocytes périphériques entourant les hyphes centraux. Ensuite, les colonies envahissent parfois les parois alvéolaires et bronchiques et forment des nodules ou des plaques à croissance centrifuge jusqu'à recouvrir le poumon. La pression des alvéoles provoque la formation de chambres fermées à sporulation interne.

Les symptômes tardifs sont ceux d'une pneumonie avec évacuation de fragments mycéliens. L'envahissement des poumons produit alors la mort par asphyxie et l'autopsie permet de découvrir des lésions miliars, des nodules, des plaques, des mycétomes ou encore une nécrose avancée (BROGARD, 1987).

Le traitement des pneumonies mycosiques est quasiment inexistant à cause du diagnostic souvent tardif de la maladie. En cas de diagnostic précoce, un traitement par le kétoconazole

(Nizoral®, Ketofungol®) par voie orale (15-30 mg/kg/j pendant 1 mois) peut être tenté, mais son efficacité sur les mycoses systémiques partage les auteurs (ANDREU DE LAPIERRE, 1999 ; BROGARD, 1987).

4- Parasites du sang

Les hémoparasites les plus souvent rencontrés sont des filaires qui, de surcroît, causent d'importants troubles en cas d'infestation massive. Les protozoaires sont également très répandus mais ils n'occasionnent que des troubles mineurs (BROGARD, 1987).

a- Protozoaires

On rencontre, parmi les flagellés présents dans le sang des serpents, les trypanosomes, hémoparasites extracellulaires communs et peu pathogènes (BROGARD, 1987 ; SCHILLIGER, 1990) ; les *Leishmania* ne sont décrites que chez les sauriens (*Leishmania adleri*) (SCHILLIGER, 1990).

Parmi les Sporozoaires, les hémogregarines (*Haemogregarina* sp.) sont des hémoparasites fréquents et pathogènes (REICHENBACH-KLINKE et ELKAN, 1965 ; SCHILLIGER, 1990). Le cycle est mal connu pour la plupart des espèces. Les parasites sont transmis au serpent à l'état de sporozoïtes par divers hôtes vecteurs tels que des tiques (*Hyalomma* sp.), des acariens (*Ophionyssus* sp.) ou encore des mouches (*Glossina* sp.). Les érythrocytes sont infestés par les mérozoïtes dont la multiplication produit de nombreux schizontes qui détruisent la lignée rouge du reptile. Les pythons atteints présentent alors une anémie par hémolyse lorsqu'un tiers des érythrocytes sont infestés (BROGARD, 1987 ; HOARE, 1932). Ces hémoparasites peuvent être responsables d'infections mortelles en captivité. Le dimétrimidazole (Emtryl®) à raison de 40 mg/kg/j pendant 5 jours per os est efficace contre ces sporozoaires. On peut aussi utiliser le métronidazole (Flagyl®) par voie buccale à raison de 160-400 mg/kg en une fois, ou à raison de 25 mg/kg/j pendant 7 jours (SCHILLIGER, 1990). On rencontre également dans ce groupe les *Plasmodium*, dont le sous-genre *Ophidiella* parasite les serpents (KEYMER, 1981). Les effets pathogènes occasionnés par les *Plasmodium* sur les reptiles sont peu connus en dehors de l'anémie et de l'asthénie (AYALA, 1970).

b- Nématodes

Les nématodes sanguins sont constitués par les filaires de la famille des Onchocercidés, du genre *Macdonaldius*. Les filaires adultes sont pourvues d'une cuticule et l'extrémité postérieure du mâle est enroulée en tire-bouchon ; le mâle est beaucoup plus petit que la femelle (ex : *Macdonaldius oschei*, *M. sectae*) (BROGARD, 1987 ; SCHILLIGER, 1990).

Les adultes sont localisés dans les grandes artères et le cœur chez tous les pythons, alors que les microfilaires circulent dans tous les vaisseaux (CHABAUD et FRANK, 1961).

Les femelles adultes produisent des milliers de microfilaires dans le sang et l'hôte intermédiaire (un arthropode hématophage comme par exemple certains moustiques de la famille des culicidés), ingère ces larves qui, en une à quelques semaines, fournissent des larves L3 infestantes. Ces larves contaminent le python quand l'arthropode se nourrit à nouveau de sang.

Les signes cliniques peuvent être importants lors de l'obstruction des grandes artères ; on a constaté chez des pythons des gangrènes de la queue et des lésions dermiques par obstruction des artères mésentériques (FRANK, 1981b ; SCHILLIGER, 1990). Les serpents peuvent vivre quelquefois très longtemps avec des filaires en grand nombre (TELFORD, 1965). A l'autopsie, on constate, outre les lésions dermiques, des anévrismes vermineux, une thrombo-artérite vermineuse et des calcifications.

L'ivermectine (Ivomec®) en injection sous-cutanée à la dose de 0,2 mg/kg est efficace contre cette parasitose. L'injection doit être renouvelée un mois plus tard (ANDREU DE LAPIERRE, 1999).

B - INFECTIONS BACTERIENNES

Les bactéries telles que *Aeromonas*, *Salmonella* ou encore *Pseudomonas* font partie de la flore intestinale normale des reptiles. Une maladie bactérienne peut néanmoins survenir lors de stress ou de parasitisme important, favorisant alors le passage des germes à travers la paroi digestive. Des bactéries peuvent également passer la barrière cutanée à partir d'une plaie ou d'une lésion d'origine parasitaire.

1- Infections de la peau et des muqueuses

a- Dermatite vésiculaire ou "blister disease "

Appelée aussi Maladie des ampoules ou Dermatite de mauvais entretien ou encore Variole (BOURDEAU, 1991 ; COOPER, 1997b ; FIRMIN, 1996 ; FRYE, 1991 ; ZWART, 1974), la dermatite vésiculaire est une dermite provoquée par une hygrométrie trop importante et trop prolongée dans un vivarium. Outre l'excès d'humidité, plusieurs causes peuvent favoriser son apparition : mauvaise aération du milieu, mauvaise mue ou stress (BOURDEAU, 1991 ; FIRMIN, 1997 ; KAPLAN, 2002b).

D'un point de vue clinique, on observe dans un premier temps un gonflement des écailles formant alors des vésicules entre la kératine et la couche germinative des écailles ; tout le corps peut être envahi par ces lésions avec une préférence pour les écailles ventrales. La vésicule finit par se rompre et laisser écouler un liquide clair (BROGARD, 1987). Une surinfection, par divers germes, *Aeromonas*, *Pseudomonas*, *Proteus*, *Klebsiella* et d'autres entérobactéries, s'effectue en général lors de la rupture des vésicules (FIRMIN, 1997). Elle évolue ensuite en pustules et ulcères, vers la nécrose et la pourriture des écailles (KAPLAN, 2002b) (voir **figure 14** en **annexe 2**). Une atteinte plus profonde du derme, signalée par un liseré congestif autour des lésions, constitue la porte d'entrée des germes et favorise, secondairement, une septicémie mortelle.

Le traitement vise à traiter les lésions d'une part et à corriger l'ambiance d'élevage d'autre part. On peut ainsi effectuer localement une désinfection des vésicules avec un antiseptique polyvalent, comme la Vétédine[®] (FIRMIN, 1997 ; KAPLAN, 2002b).

BROGARD (1987) conseille d'aspirer le liquide vésiculaire avec une seringue et de le remplacer par de la Bétadine[®]. Lorsque les vésicules sont en très grand nombre, un bain du reptile, quelques minutes par jour dans une solution antiseptique (Bétadine[®] diluée à 1 pour cent) peut apporter de bons résultats (BROGARD, 1987 ; FRYE, 1991). Il est impératif, ensuite, de placer le serpent dans un milieu sain, sur un sol non abrasif constitué, par exemple, de carton propre, dans une humidité relative et une chaleur conforme aux exigences du python royal (FIRMIN, 1997 ; FRYE, 1991 ; KAPLAN, 2002b).

L'antibiothérapie générale, et parfois locale, doit être instituée précocement, à forte dose, avec des antibiotiques à large spectre (voir **tableaux 2** et **3** en **annexe 1**). On pourra utiliser

l'enrofloxacin (Baytril®) à raison de 10 mg/kg/j par voie sous-cutanée pendant 5 à 10 jours (ANDREU DE LAPIERRE, 1999 ; FIRMIN, 1997). Signalons pour finir que la mue, grâce au renouvellement cutané, apporte parfois une certaine amélioration (FIRMIN, 1997).

b- Stomatite infectieuse

Appellée "chancre buccal " par les herpétologistes français et "mouth rot " (bouche pourrie) par les Anglo-saxons, la stomatite infectieuse ulcéralive est une maladie très fréquente chez les serpents en captivité (BROGARD, 1987 ; FRYE, 1991 ; JOORIS, 1993 ; MADER, 1996 ; SCHILLIGER, 1997).

b-1- Etiologie

Cette maladie, qui semble exceptionnelle chez les reptiles sauvages (BROGARD, 1987 ; MADER, 1996) affecte principalement les serpents captifs. De nombreux facteurs sont prédisposants (BROGARD, 1987 ; MADER, 1996 ; FRYE, 1991 ; SCHILLIGER, 1997) : le stress inhérent à la captivité, une anorexie prolongée (FRYE, 1991; MADER, 1996), des tentatives répétées et traumatisantes de gavage par une sonde oro-gastrique (BROGARD, 1987 ; MADER, 1996), une poly-infestation parasitaire ou encore des blessures bucales. Les facteurs déclenchants sont des bactéries opportunistes Gram négatives : Les germes les plus fréquemment isolés sont *Pseudomonas sp.* et *Aeromonas sp.* qui appartiennent naturellement à la flore oro-pharyngienne du python (COOPER et LEAKEY, 1976 ; JOORIS, 1993 ; MADER, 1996 ; SCHILLIGER, 1997).

b-2- Symptômes

Les deux signes cliniques les plus précoces sont l'anorexie et l'hyper salivation (SCHILLIGER, 1997). Des pétéchies et une congestion gingivale sont fréquentes, la cavité buccale est œdématisée (provoquant parfois l'ouverture de la gueule du serpent) et enduite d'un mucus translucide et mousseux dans la forme débutante. A un stade plus avancé, des ulcères apparaissent et deviennent rapidement purulents (forme ulcéralive purulente), conduisant parfois à une nécrose (forme ulcéro-nécrotique purulente) (BROGARD, 1987). La stomatite ulcéralive est fatale à 100 %, à court terme si un traitement précoce n'est pas instauré, car elle se complique toujours de septicémie, de broncho-pneumonie ou d'entérite purulente

(BROGARD, 1987 ; COOPER, 1981 ; COOPER et LEAKEY, 1976 ; FRYE, 1991 ; MADER, 1996). Le pronostic reste favorable si le stade de nécrose n'est pas franchi et si un traitement par voie générale est entrepris rapidement (SCHILLIGER, 1997).

b-3- Traitement

Un traitement uniquement local peut être entrepris seul au tout début de l'évolution de la maladie (phase congestive débutante avec pétéchies). Il est en revanche insuffisant au stade ulcéro-nécrotique (MADER, 1996). Il est recommandé d'appliquer des solutions antiseptiques sur les lésions gingivales trois fois par jour (soluté de Dakin[®], Bétadine[®] ou Vétédine[®] ou encore chlorexidine diluée à 0,5 pour mille) (SCHILLIGER, 1997).

Une antibiothérapie systémique doit être instaurée dans les autres phases de la maladie, en fonction des résultats de l'antibiogramme. De nombreux antibiotiques sont actifs contre les bactéries Gram négatives mais certains sont néphrotoxiques pour les reptiles et doivent donc être prescrits avec précaution (aminoglycosides tels que la gentamicine, streptomycine par exemple). Les travaux de JOORIS (1993) ont montré que la pipéracilline s'avère efficace à 100 % contre *Pseudomonas aeruginosa* et *Aeromonas hydrophila* (mais pas contre *P. maltophilia*), que le sulfaméthoxazole est efficace à 100 % contre *P. maltophilia* et *A. hydrophila* (mais pas contre *P. aeruginosa*) et que l'ofloxacine, une fluoroquinolone de troisième génération, montre une large activité antibactérienne contre toutes les souches bactériennes potentiellement pathogènes de la cavité buccale (*Aeromonas*, *Pseudomonas*, *Serratia*). Par conséquent, le traitement par voie générale peut faire appel soit à l'association de sulfaméthoxazole (Borgal[®] injectable) et pipéracilline (Pipérilline[®] injectable), soit à l'ofloxacine, la marbofloxacin ou l'enrofloxacin seules. Cela étant dit, pour des raisons pratiques, l'ofloxacine étant peu commode d'emploi chez les serpents, on utilisera de préférence la marbofloxacin (Marbocyl[®] injectable ou en comprimés de 5 mg) ou l'enrofloxacin (Baytril[®] injectable ou en comprimés de 15 mg) qui ont la même efficacité que l'ofloxacine (BROGARD, 1987 ; SCHILLIGER, 1997) (voir **tableau 2** en **annexe 1** pour la posologie).

Il est possible de faire appel à la gentamicine (2-10 mg/kg, 1 fois par jour pendant 6 jours en intramusculaire (IM)), à l'oxytétracycline (6-10 mg/kg, 1 fois par jour pendant 5 jours en IM) ou encore au chloramphénicol (10-75 mg/kg, 1 fois par jour pendant 8 jours en IM) en cas de résistance des souches aux trois antibiotiques précédemment décrits.

Enfin, il est essentiel de corriger les éventuelles erreurs de terrariophilie qui ont pu favoriser l'apparition de la maladie (SCHILLIGER, 1997).

c- Abscès cutanés ou sous cutanés

L'apparition d'abcès est étroitement liée aux conditions d'élevage et constitue un motif fréquent de consultation. Leurs origines sont multiples : surinfection des blessures, piqûres ou retrait manuel d'acariens, morsures (BROGARD, 1987 ; COOPER, 1997b ; FIRMIN, 1997 ; MILLICHAMP, 1980). Ils se situent surtout en face ventrale "abdominale", sont ordinairement sous-cutanés, encapsulés dans une coque fibreuse, d'allure sphérique, d'évolution lente et bien circonscrits.

Le pus se développe à partir des polynucléaires éosinophiles et non à partir des neutrophiles, comme chez les mammifères. Il est de couleur blanche, parfois hémorragique, d'odeur nauséabonde et de consistance caséuse à dure. A la différence des mammifères, l'abcès n'est pas douloureux. Au début, il est parfois difficile de la distinguer d'une tumeur.

Une culture bactériologique sur le pus, à la température ambiante, permet d'isoler, le plus souvent, des bactéries Gram-négatif, *Aeromonas*, *Arizona*, *Citrobacter*, *Clostridium*, *Klebsiella*, *Proteus*, *Pseudomonas* et *Salmonella*, et dans de très rares cas, des bactéries Gram-positif, staphylocoques et streptocoques (BROGARD, 1987).

Par diffusion sanguine, les germes peuvent essaimer dans l'organisme et générer une septicémie (FIRMIN, 1997).

Le traitement est chirurgical, avec incision de la coque des abcès et curetage, si le pus est liquide, et avec ablation de la coque et suture si le pus est épais. Lors d'abcès importants, il est souvent nécessaire de refermer partiellement les plaies chirurgicales. Dans ce type de chirurgie septique, le port de gants en latex est fortement conseillé. Les antibiotiques sont peu efficaces. On peut malgré tout tenter d'utiliser des tétracyclines, l'enrofloxacin ou l'association triméthoprime-sulfaméthoxazole. Une identification bactérienne avec antibiogramme permet de rechercher l'antibiotique le plus efficace. Notons que certains antibiotiques sont parfois toxiques pour le serpent et que la diffusion des produits dans l'organisme se fait souvent lentement (COOPER, 1997b ; FIRMIN, 1997).

2- Infections de l'appareil respiratoire

Elles sont assez fréquentes chez les serpents captifs. Les infections pulmonaires, contrairement aux infections du tube digestif qui sont souvent liées à des lésions de septicémie, sont presque toujours isolées. Elles sont contagieuses et le taux de mortalité est très élevé (BROGARD, 1987). NORTHWAY (1967) cite le cas d'un boa constrictor qui contamina tout un vivarium 14 jours après son introduction.

a- Etiologie

Les bactéries Gram négatives sont les principaux agents responsables des pneumonies reptiliennes. On rencontre ainsi parmi les germes Gram négatifs : *Aeromonas* sp., *Pseudomonas* sp., *Escherichia coli*, *Serratia marcescens*, *Proteus vulgaris*, *Klebsiella* sp. et *Pasteurella* sp. Les bactéries Gram positives sont plus rares ; on cite *Staphylococcus aureus* (associé à *Pasteurella multocida*), *Streptococcus* sp. et *Pneumococcus* sp. (BROGARD, 1987 ; JACOBSON, 1978 ; MAINSTER *et al.*, 1974 ; SNIPES *et al.*, 1980). Le développement des pneumonies est favorisé par de mauvaises conditions d'élevage c'est-à-dire des fluctuations de température importantes et le stress principalement (MADER, 1996).

b- Symptômes et lésions

L'anorexie, l'abattement et l'amaigrissement sont les premiers signes cliniques, puis apparaît de la dyspnée (JACOBSON, 1978). On remarque parfois des éternuements et du jetage, le plus souvent bilatéral, de couleur claire au début (BROGARD, 1987). Le jetage devient purulent au bout de quelques jours et l'obstruction des voies respiratoires conduit alors à une dyspnée (respiration bruyante, gueule entrouverte) et, à un stade plus avancé, une suffocation qui pousse l'animal à tourner sur lui-même "en spirale" dans son vivarium (BROGARD, 1987 ; FRYE, 1991 ; MADER, 1996). Dans certains cas, on constate une cyanose et des hémorragies de la muqueuse buccale (BROGARD, 1987). Une opacification de l'espace cornée-lentille se produit parfois lors d'envahissement par les bactéries.

L'évolution des pneumonies se fait presque toujours vers la mort, même après une longue phase de chronicité (BROGARD, 1987 ; SCHILLIGER, 1997).

L'autopsie révèle une congestion pulmonaire avec des granules jaune clair ou des taches de taille variable. Des amas fibrino-nécrotiques et du pus sont retrouvés dans les alvéoles

pulmonaires. Une atélectasie est visible au stade chronique (BROGARD, 1987 ; JACOBSON, 1978).

c- Traitement

Tant que le jetage n'est pas purulent, le traitement par association de pénicilline et streptomycine en intramusculaire (10000 UI, 10 mg/kg/j pendant 5 jours) est efficace. On peut aussi utiliser l'ampicilline, le chloramphénicol, les tétracyclines et les sulfamides. Par voie orale, la tylosine (Tylan®) à la dose de 125 à 200 mg/kg/j en deux prises quotidiennes est aussi indiquée (BROGARD, 1987 ; JACOBSON, 1978).

Dans tous les cas, une identification bactérienne avec antibiogramme est souhaitable pour un bon choix parmi ces substances. Le prélèvement peut se faire par écouvillonnage du jetage ou par introduction et aspiration du sérum physiologique dans les bronches à l'aide d'une sonde urinaire pour chat (BROGARD, 1987). En cas de dyspnée importante, le furosémide (Lasilix®) à la dose de 5 mg/kg/j est intéressant (FRYE, 1973). HOLT (1981) utilise le bumétanide à la dose de 0,06 mg/kg/j en intramusculaire durant 4 jours. Le traitement général est complété par le nettoyage des narines avec un écouvillon puis du sérum physiologique et, le cas échéant, la correction des erreurs d'élevage (JACOBSON, 1978).

3- Septicémies

a- Septicémie hémorragique

Les septicémies ont souvent pour origine d'autres troubles primitifs, comme des troubles pulmonaires, digestifs ou parasitaires externes (BROGARD, 1987). De nombreux germes sont à l'origine des septicémies, mais le plus classique semble être *Aeromonas hydrophila*, responsable de l'Aéromonose généralisée, complication de stomatite infectieuse ulcérate (SCHILLIGER, 1997). Les serpents atteints présentent de l'abattement et parfois des convulsions (BROGARD, 1987 ; FIRMIN, 1997). Elle se détecte à l'examen clinique du tégument par la présence de suffusions hémorragiques en nappes notamment visibles par transparence sous les écailles ventrales. Le mode de transmission du germe est actuellement mal connu, la température du milieu semble jouer un rôle prépondérant dans la vitesse d'évolution de la maladie. La thérapeutique est aussi mal connue que la maladie et repose sur l'identification bactérienne avec antibiogramme. L'utilisation du chloramphénicol, de

l'ampicilline ou de l'association triméthoprime-sulfaméthoxazole est courante, mais ce traitement n'est efficace que s'il est entrepris précocement (FIRMIN, 1997).

b- Septicémie à Pseudomonas

Plus rare que la précédente, cette septicémie est redoutable à cause de sa rapidité d'évolution. Elle se caractérise par des lésions de pneumonie, de pleuro-péricardite fibrineuse, d'entérite hémorragique et d'hépatonéphrite congestive (BROGARD, 1987 ; SCHILLIGER, 1997).

c- Salmonellose

Les *Salmonella* sont parmi les bactéries les plus fréquentes chez les reptiles, mais elles n'engendrent que rarement des infections septicémiques. Certains cas ont tout de même été décrits, impliquant notamment *Salmonella typhimurium* (ZWART, 1974), *S. regent* (KEYMER *et al.*, 1968 ; ZWART, 1974) et *S. marina* (BOAM *et al.*, 1970). Les causes favorisant l'apparition de la maladie sont le stress et des mauvaises conditions d'élevage et, plus rarement, un déséquilibre alimentaire (BROGARD, 1987 ; MADER, 1996).

Les symptômes, quant à eux, ne sont pas caractéristiques ; on observe le plus souvent une émaciation des masses musculaires et une faiblesse générale. La mort survient en quelques jours à quelques semaines. A l'autopsie, les lésions sont variables mais la congestion généralisée des organes est toujours décrite. Le foie est hypertrophié, de couleur bronze, friable, avec des foyers de nécrose ou des abcès. On retrouve également des lésions de nécrose et des abcès sur la paroi intestinale et dans les poumons (BROGARD, 1987).

Dans la mesure où le diagnostic sur l'animal vivant n'est que rarement effectué, le traitement est difficilement réalisable. Néanmoins, lors de diagnostic précoce de la maladie (par exemple à partir d'un écouvillonnage), une antibiothérapie adaptée aux résultats de l'antibiogramme pourra être tentée (BROGARD, 1987 ; COOPER et JACKSON, 1981).

d- Septicémie à Arizona

Signalons que des *Arizona* sp. sont responsables de septicémies, avec la présence de taches hémorragiques sur la face ventrale du corps, souvent mortelles. Le traitement, peu

efficace, passe également par une identification bactérienne avec antibiogramme et une antibiothérapie précoce (BROGARD, 1987 ; COOPER et JACKSON, 1981).

C - AFFECTIONS VIRALES

1-Rétroviroses ("Inclusion Body Disease " ou IBD)

L'IBD a souvent été décrite chez les pythons et boas et elle est fatale à cent pour cent lorsque les symptômes se déclarent (AXTHELM, 1985 ; CARISLE-NOWAK *et al.*, 1998 ; KAPLAN, 2003c). L'agent causal est un retrovirus type C encore mal connu. La maladie serait due à un retrovirus et progresse plus rapidement chez les pythons que chez les boas. Les serpents atteints perdent du poids rapidement, puis des troubles nerveux d'encéphalite virale apparaissent avec incoordination motrice allant jusqu'à la paralysie flasque (DONE, 1996 ; JACOBSON *et al.*, 1999 ; OROS *et al.*, 1998). De nombreux serpents présentent également des infections respiratoires (JACOBSON *et al.*, 1999). La mort survient rapidement chez les juvéniles (KAPLAN, 2003c). A l'examen histopathologique, on observe des lésions de dégénérescence des cellules nerveuses du cerveau et de la moelle épinière ainsi que des inclusions intranucléaires éosinophiles dans les cellules épithéliales des reins et du pancréas. Les reins sont également touchés et apparaissent fibrosés ou atrophiés (JACOBSON *et al.*, 1999 ; JACOBSON *et al.*, 2001 ; KAPLAN, 2003c).

La transmission du virus se ferait par contact direct ou par voie respiratoire. *Ophionyssus natricis*, souvent retrouvé dans les élevages atteints d'IBD, pourrait jouer un rôle dans la transmission de la maladie (KAPLAN, 2003c).

Le pronostic est sombre ; aucun traitement n'existe et on recommande d'euthanasier les pythons atteints en raison du caractère hautement contagieux du virus. En raison de l'incidence de plus en plus fréquente de la maladie, il est vivement recommandé de mettre tout animal récemment acquis en quarantaine pendant 3 à 6 mois (CARISLE-NOWAK *et al.*, 1998 ; KAPLAN, 2003c).

2- Adénoviroses

Les adénovirus sont responsables d'affections respiratoires digestives ou urinaires chez l'homme mais les symptômes observés chez les reptiles sont souvent frustes.

Adénovirus enteritis, par exemple, est un virus pathogène de l'intestin des mammifères qui provoque une diarrhée profuse. Chez les reptiles, il provoque une baisse d'appétit, une perte de poids et la mort de l'animal survient parfois sans autre symptôme notable. Le virus provoque parfois une entérite et une hépatite responsables de diarrhée (KAPLAN, 2003b).

On retrouve à l'autopsie des inclusions intranucléaires éosinophiles ou basophiles selon les cas, dans les cellules endothéliales du foie et des reins (KAPLAN, 2003b).

Le mode de contamination virale est mal connu mais on suspecte une transmission directe oro-fécale.

Le diagnostic est le plus souvent post-mortem (KAPLAN, 2003b) mais SCHUMACHER *et al.* (1994) évoquent la mise en évidence des virus dans des prélèvements d'urine ou de salive en cas d'infection massive.

Ce virus est souvent retrouvé chez les "bearded dragons" (*Pogona vitticeps*), mais aussi chez les boas et les pythons (HAUSER *et al.*, 1983 ; JACOBSON, 1985 ; SCHUMACHER *et al.*, 1994).

HELDSTAB et BESTETTI (1982) ont ainsi découvert chez deux boas constrictors (*Boa constrictor constrictor*) présentant une entérite nécrotique et une hépatite, un effet cytopathique (inclusions intranucléaires) dans les cellules de ces organes. De nombreux adénovirus et picornavirus ont été retrouvés chez l'un des deux boas.

Plus récemment, OGAWA *et al.* (1992) ont isolé un adénovirus chez un python royal (*Python regius*) qui présentait des symptômes d'amaigrissement et d'anorexie. Il n'existe aucun traitement contre les adénoviroses, tout au plus peut-on installer une antibiothérapie afin de limiter les infections secondaires (KAPLAN, 2003b).

3- Paramyxoviroses

Des cas de paramyxoviroses sont décrits chez les vipéridés surtout. Flosch et Leloup (1976) décrivent ainsi une épidémie survenue dans une ferme à serpents (vipères "fer de lance" ou *Bothrops atrox*) où 128 sur 431 présentes dans l'élevage succombèrent (BROGARD, 1987). Les serpents présentaient au début une position en extension permanente et une perte de tonus musculaire, puis suivit une mydriase et de la dyspnée, jetages nasal et buccal.

Si ce virus FDLV (virus fer de lance) semble associé exclusivement aux vipéridés ("complexe virose respiratoire des vipéridés"), d'autres paramyxovirus provoquent des symptômes nerveux et respiratoires chez d'autres espèces de serpents (FRANKE *et al.*, 2001 ; KAPLAN, 2003a).

D - AFFECTIONS METABOLIQUES

1- Anorexie du python royal

L'anorexie n'est pas une affection à proprement parler mais les herpétologistes amateurs consultent fréquemment pour cette raison (BROGARD, 1987 ; COOPER et JACKSON, 1981 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994). Elle est temporaire et physiologique dans certains cas. En revanche, l'anorexie permanente, beaucoup plus grave, touche surtout les spécimens importés adultes ou en mauvaise santé (DAOUES et GERARD, 1997 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994 ; RIVAL, 1999).

a- Etiologie

Comme nous l'avons précisé précédemment, il existe plusieurs causes d'anorexie chez le python royal. Une anorexie temporaire est observée chez le python royal qui prépare une mue, chez la femelle gravide ou enfin, chez les spécimens importés, pendant les quatre

mois de la saison sèche (DAOUES et GERARD, 1997).

D'autres causes morbides entraînent une anorexie prolongée voire permanente. Il convient dans ce cas de trouver l'étiologie afin, s'il n'est pas trop tard, de résoudre le problème (maladies parasitaires ou infectieuses, erreurs d'élevage etc.) (KAPLAN, 1999 ; KLINGENBERG, 1988).

Le refus de s'alimenter est souvent dû au stress immédiat lié à l'arrivée dans un nouveau terrarium, mais il est d'autant plus long que le python est âgé ou en mauvaise santé (MOBERG, 1985). Certains pythons sont restés des mois voire plus d'une année sans se nourrir, sans cause morbide évidente (BROGARD, 1987 ; KLINGENBERG, 1988). Le record en la matière est de 22 mois (MATTISON, 1988).

b- Symptômes et lésions

Le tissu graisseux disponible, que ROLLINAT (1946) appelait "élément variable " des graisses, fond rapidement. Puis, si l'anorexie persiste, l' "élément constant " se dégrade à son tour de façon irréversible ; cela relève alors du "syndrome de maladaptation " (COWAN, 1968). Ce syndrome se caractérise par une cachexie constante avec plis de peau et énorbitation. Le cloaque, la peau, les muqueuses se nécrosent, le rythme cardiaque diminue, les enzymes digestives ne sont plus sécrétées et les villosités intestinales disparaissent (BROGARD, 1987 ; RIVAL, 1999). L'irréversibilité du processus est alors atteinte dans les cas de misère physiologique importante, menant à la mort de l'animal. La perte en potassium, calcium et magnésium est souvent à l'origine de morts par arrêt cardiaque (BROGARD, 1987 ; KLINGENBERG, 1988).

c- Traitement

Le succès du traitement dépend du stade (précoce ou avancé) de l'anorexie. Dans le stade précoce (ou phase initiale) l'affection est réversible alors que dans le stade avancé (phase tardive où le reptile est anorexique depuis plus de six mois), les lésions décrites précédemment commencent à apparaître (BROGARD, 1987 ; KAPLAN, 1999).

Dans la **phase initiale**, il faut opérer dans un ordre logique : déparasiter l'animal, puis le laisser s'acclimater en douceur et sans le manipuler, au moins jusqu'à ce qu'il se soit alimenté plusieurs fois. En effet, l'excès de manipulations constitue une des causes principales du

stress, surtout chez les sujets nouvellement arrivés. Les manipulations doivent être limitées à quelques minutes et être interrompues si le serpent s'arrête de manger (DAOUES et GERARD, 1997 ; LAULE, 1993). Il convient ensuite d'essayer différentes pratiques visant à stimuler l'appétit du python. Si aucun résultat n'est obtenu avec ces techniques, on doit avoir recours au gavage.

Le gavage ne doit être employé qu'en dernière extrémité, si toutes les tentatives ont échoué et si le serpent commence réellement à maigrir (DAOUES et GERARD, 1997 ; RIVAL, 1999). La méthode est alors la suivante : on enduit de blanc d'œuf un rongeur préalablement tué et mouillé pour faciliter son passage dans l'œsophage, puis on saisit le serpent derrière la tête tout en laissant le reste du corps du python reposer sur les genoux, en position assise. On ouvre ensuite la gueule du serpent et on y glisse le rongeur la tête la première, éventuellement à l'aide d'une pince aux bouts arrondis. Lorsque la proie est arrivée au niveau de la gorge, on retire la pince et, tout en maintenant la tête du serpent dans l'axe du corps, on masse doucement la gorge du serpent, pour aider à faire progresser la proie dans l'œsophage. Lorsque le repas arrive au niveau du premier tiers du corps, on replace le python dans son terrarium et on le laisse au calme. En cas de régurgitation, l'opération de gavage est répétée deux jours plus tard (DAOUES et GERARD, 1997).

Plus l'anorexie est ancienne et moins la quantité à administrer est grande ; il convient de laisser le temps aux enzymes digestifs d'agir mais aussi d'être synthétisés, sinon il y aurait putréfaction et non digestion. La reprise de l'état normal est lente ; après quelques gavages, certains pythons se remettent à manger spontanément mais ce n'est pas toujours le cas et bien souvent cette technique doit être utilisée toute la vie de l'animal. BROGARD (1987) a néanmoins constaté la prise de nourriture spontanée chez un python réticulé (*Python reticulatus*) de 5,50 mètres après 5 ans de gavage.

La **phase tardive** est considérée comme irréversible, mais étant donné la difficulté de savoir si on est réellement à ce stade, on peut tenter une thérapeutique de soutien (KAPLAN, 1999 ; KLINGENBERG et ROGER, 1994). Le gavage est impossible car les enzymes digestifs, s'ils existent encore, sont en trop faibles quantité (BROGARD, 1987). Le traitement dans ce cas consiste alors à rétablir la volémie par injection sous-cutanée ou intrapéritonéale de solutions pour perfusion pendant le temps nécessaire pour restaurer un état permettant le gavage normal (HOLT, 1981 ; JARCHOW, 1988 ; KLINGENBERG et ROGER, 1994).

2- Vomissements

Les vomissements sont fréquents chez les pythons. Ces derniers peuvent, le plus souvent, régurgiter un repas récent mais parfois aussi un chapelet de rongeurs ingérés durant les mois précédents : les proies les plus récemment dévorées sont souvent encore intactes, quant à celles avalées en premier lieu, elles montrent un état de digestion avancé (BROGARD, 1987 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994 ; STAFFORD, 1986).

Plusieurs causes entrent en jeu, notamment les manipulations et plus généralement toute agression extérieure, mais aussi les mauvaises conditions d'élevage (DAOUES et GERARD, 1997). En effet, une température trop faible ne permet pas aux enzymes digestifs d'être efficaces ; il y a alors putréfaction de la proie et non digestion. On rencontre également des vomissements lorsque le serpent est victime de maladies infectieuses, parasitaires, tumorales ou encore, plus rarement, d'obstruction intestinale (DE VOSJOLI *et al.*, 1994).

Les vomissements répétés peuvent entraîner des lésions ulcéraives de l'œsophage par le reflux des sucs gastriques (COOPER et JACKSON, 1981) ; il convient donc de corriger les erreurs d'élevage en augmentant la température de 2 ou 3 °C au moment de la prise de nourriture et durant les jours qui suivent, et surtout de ne jamais manipuler un python qui vient de s'alimenter (BROGARD, 1987 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994).

3- Constipation et obstruction

La constipation est due à l'accumulation de fourrure des rongeurs dans le tractus digestif car la kératine n'y est pas digérée (BROGARD, 1987 ; DE VOSJOLI *et al.*, 1994 ; STAFFORD, 1986). Il se forme alors des tricholithes fécaux, qui s'accumulent parfois jusqu'à la rupture du tube digestif et la mort du python victime de péritonite puis de septicémie. L'inactivité des serpents captifs aggrave le phénomène de rétention fécale (BROGARD, 1987). Des obstructions intestinales peuvent aussi être provoquées par l'accumulation de calculs cloacaux minéraux d'origine encore inconnue.

Le diagnostic se fait par palpation abdominale ou radiographie (DE VOSJOLI *et al.*, 1994). Les symptômes peuvent aussi orienter le diagnostic : on observe un prolapsus rectal, des

vomissements et la présence de masses abdominales en région postérieure donnant un aspect bosselé au serpent (BROGARD, 1987 ; COOPER et JACKSON, 1981).

Un traitement peut être entrepris à l'aide d'huile de vaseline ou de paraffine par voie orale (BROGARD, 1987 ; COOPER et JACKSON, 1981 ; FRYE, 1973). On peut aussi administrer par voie rectale un lavement avec de l'eau savonneuse tiède. FRYE (1973) propose l'utilisation du DSS (dioctylsulfosuccinate de sodium) par voie orale ou cloacale. Le DSS est un agent mouillant du bol fécal, que l'on peut utiliser avec un laxatif (Jamylyne®) après lubrification préalable du tube digestif avec de l'huile de paraffine (BROGARD, 1987). Le manipulateur peut enfin aider son reptile à expulser son bol fécal par taxis manuel.

E – TRAUMATOLOGIE

1- Brûlures

Les brûlures peuvent se produire le plus souvent sur les pierres chauffantes (KAPLAN, 2002a) ou sur des lampes chauffantes non protégées, et ce d'autant plus que les reptiles ne ressentent pas la douleur immédiatement (BROGARD, 1987). En cas de brûlure, il convient de nettoyer la plaie, de la désinfecter à la Bétadine® puis d'appliquer une pommade antibiotique sur la surface atteinte. Si la brûlure est importante, une réhydratation est alors nécessaire comme chez les mammifères (JARCHOW, 1988 ; KAPLAN, 2002a). La fluidothérapie est décrite dans le **tableau 1** ci-après.

Tableau 1. Fluidothérapie chez les reptiles (d'après Kaplan, 2002a).

Nature de la solution	Quantité en mL/kg/j	Voie d'administration
Chlorure de sodium 0,45 % + Glucose 2,5 %	15-30 mL/kg/j	SC, intrapéritonéale (IP)
Ringer Lactate	15-30 mL/kg/j	SC, IP
Ringer Lactate + Glucose 2,5 %	20-25 mL/kg/j	SC, IP

COOPER (1981) propose l'utilisation de pansements adhésifs en polyuréthane (Op-site®, Plastibande de Thuasne-Paris®). La cicatrisation est toujours lente et fait apparaître des écailles dépigmentées et en position anarchique (BROGARD, 1987).

On observe parfois une rétinite due aux ultraviolets des lampes chauffantes ; ceci est lié au fait que les serpents n'ont pas la protection de paupières (BROGARD, 1987 ; FRYE, 1973).

Des reptiles ont souvent trouvé la mort lors d'utilisation de câbles chauffants, par électrocution. Si l'animal est en vie, le traitement passe par une oxygénothérapie à l'aide d'un masque à oxygène ou par une intubation trachéale (FRYE, 1981).

2- Plaies cutanées et granulomes

Les reptiles sont très souvent victimes de plaies qui sont, pour la plupart, liées aux conditions d'élevage. En effet de nombreuses agressions sont à l'origine de plaies cutanées diverses, comme les captures brutales de pythons sauvages, les morsures par des rongeurs, les chocs des museaux sur les vitres et même, plus rarement, les déchirures lors de déglutition laborieuse. De plus, une anorexie prolongée peut induire l'apparition de zones de nécrose cutanée. La période de reproduction apporte aussi son lot d'animaux traumatisés, estafilades entre les mâles mis en présence d'une femelle, morsures d'accouplement. Celles-ci sont très fréquentes lors des parades sexuelles. Toutes ces plaies, en contact avec un milieu trop humide ou souillé, peuvent s'infecter. On a ainsi découvert, parmi les germes les plus fréquents, des *Pseudomonas*, des *Proteus*, des *Kebsiella* et d'autres entérobactéries (BENNET,

1993 ; BOURDEAU, 1991 ; COOPER, 1997b ; FIRMIN, 1997 ; MILLICHAMP, 1980 ; RIVAL, 1996).

Le traitement est surtout local ; il consiste en un lavage quotidien du serpent à la chlorexidine (Hibitane®) diluée à 0,5 pour mille ou à la Vétédine® (FIRMIN, 1997). Une chirurgie réparatrice sous anesthésie générale est cependant parfois nécessaire (BROGARD, 1987 ; FRYE, 1973). La cicatrisation des plaies exige une hygiène sérieuse et la mise du python dans une cage au sol propre, facile à nettoyer et à température douce. L'utilisation des antibiotiques n'est théoriquement efficace que si elle est précédée d'un antibiogramme. Lors de plaies importantes, une thérapie à base d'ampicilline ou de lincomycine est préconisée par voie intramusculaire dans les muscles dorsaux (BROGARD, 1987). La cicatrisation est très lente chez les serpents, de durée souvent supérieure à un mois et corrélée à la mue (STAFFORD, 1986). Enfin certains pythons, anciennement mordus, présentent une anorexie de peur parfois récupérable par gavage avec des proies mortes (BROGARD, 1987).

3- Mues défectueuses

La mue chez un serpent sain s'effectue régulièrement, de façon complète, tous les ans à deux ans (FIRMIN, 1997). Une à deux semaines avant la mue, la peau devient terne, le reptile est plus agressif et cesse de s'alimenter (BROGARD, 1987 ; FRYE, 1991 ; MARCUS, 1981 ; MURPHY et COLLINS, 1980). On constate chez les serpents une opacification bleutée des "lunettes". Plusieurs éléments peuvent perturber la mue. Les serpents anorexiques ou déshydratés peuvent présenter des troubles de la mue (FIRMIN, 1997). L'activité thyroïdienne des reptiles influence également beaucoup le renouvellement cutané. Chez les serpents, lors d'hypothyroïdie, les mues sont beaucoup plus rapprochées alors qu'elles s'espacent au contraire lors d'hyperthyroïdie (FIRMIN, 1997).

Une fois la mue effectuée, si des lambeaux d'exuvie persistent, il convient surtout de ne pas tenter de les arracher, car le derme est encore fragile et pourrait être lésé. La mue peut être facilitée et stimulée par des bains d'eau tiède pendant quelques heures. Il convient, comme nous l'avons indiqué précédemment, de disposer dans le terrarium des pierres ou des branches rugueuses qui offrent des zones de frottement pour le serpent et l'aident à éliminer son exuvie (DAOUES et GERARD, 1997 ; FIRMIN, 1997 ; RIVAL, 1996). Si la mue persiste sur l'écaille supra oculaire du serpent, il est parfois possible de l'enlever en douceur, en utilisant un morceau de ruban adhésif délicatement posé sur l'écaille et soulevé avec lenteur,

précaution et douceur (FIRMIN, 1997). Une action trop brutale peut entraîner un abcès pré-cornéen ou même une panophtalmie (BROGARD, 1987).

Une exuvie retrouvée entière est généralement le signe de bon état général du python, et de bonnes conditions d'élevage. A l'inverse, il convient de vérifier les paramètres chaleur et humidité du terrarium, si le serpent présente des difficultés à muer (FIRMIN, 1996 ; FRYE, 1973 ; RIVAL, 1996). Lorsque des peaux sèches persistent sur le corps du serpent malgré les bains d'eau tiède, on doit avoir recours à une prophylaxie, c'est-à-dire fournir un degré hygrométrique correct et la mue suivante se faisant normalement, entraîne alors les débris de la précédente. On a ainsi vu des serpents se séparer de deux exuvies superposées (BROGARD, 1987).

CHAPITRE IV : PYTHON ROYAL ET SANTE PUBLIQUE VETERINAIRE

Notons d'abord que le python royal, de taille pourtant modeste (90 cm à 1m10 en moyenne), peut représenter une menace d'étranglement ou d'étouffement pour l'homme, notamment le nourrisson. La morsure est également possible, même si le python royal a généralement un caractère pacifique. Le risque le plus important reste la transmission d'agents pathogènes pour l'homme : bactéries, virus et parasites. La contamination peut aussi bien se faire par le reptile lui-même que par l'intermédiaire d'une matière inerte (BELL *et al.*, 1988).

A - BACTERIES

De nombreux germes sont concernés : *Salmonella*, *Aeromonas*, *Campylobacter*, *Citrobacter*, *Clostridium*, *Corynebacterium*, *Edwardsiella tarda*, *E. coli*, *Enterobacter*, *Klebsiella*, *Leptospira*, *Mycobacterium*, *Neisseria*, *Pasteurella*, *Proteus*, *Serratia*, *Staphylococcus*, et *Streptococcus*. Ne seront traités ici que les plus fréquemment rencontrés ou les plus graves (BROGARD, 1987 ; KAPLAN, 2002d).

1- Salmonellose

Le risque de transmission de la salmonellose à l'homme est réel, et ce pour plusieurs raisons : d'une part une très forte proportion de serpents en apparence bonne santé héberge naturellement des salmonelles : Le taux moyen d'infection des ophidiens est de 92 % selon une étude de Johnson-Delaney dans *Reptile medicine and surgery* de Mader (1996). D'autre part, les salmonelles résistent longtemps dans le milieu extérieur : 98 jours dans l'eau du robinet, 280 jours dans le sol par exemple (MADER, 1996). Par ailleurs, il n'est pas nécessaire de prendre un serpent dans ses mains pour se contaminer ; il peut suffire de vivre dans le même logement (KAPLAN, 2002d).

Les salmonelloses se manifestent chez l'homme par des gastro-entérites avec diarrhée parfois hémorragique, vomissements, douleurs abdominales et hyperthermie, pouvant conduire

jusqu'à la mort (WEINSTEIN et SELTZER, 1995 ; WOODWARD *et al.*, 1997). Les salmonelles sont aussi capables d'infecter les plaies et sont isolables non seulement de ces dernières, mais aussi du sang et des fèces (DISMUKES, 1996 ; KAPLAN, 2002d). Des cas de méningite ont été décrits ainsi que des cas d'arthrite (CLEGG *et al.*, 1975 ; MAY, 1975).

La maladie se déclare surtout chez les jeunes enfants ou les personnes immunodéprimées. En général, les enfants de moins de 10 ans sont très réceptifs, on en connaît quelques cas en Grande-Bretagne (JEPHCOTT *et al.*, 1969 ; MAY, 1975 ; PLOWS *et al.*, 1968) et aux Etats-Unis d'Amérique (ACKMAN *et al.*, 1995 ; ALTMAN *et al.*, 1972 ; CLEGG *et al.*, 1975 ; KAUFMANN, 1966 ; POLK, 1974).

Plus récemment, un donneur de sang résidant en Oklahoma (Etats-Unis d'Amérique) a transmis accidentellement *Salmonella enterica* sérotype Enteritidis à deux receveurs, dont un est décédé. Cet individu donneur de sang, propriétaire d'un boa constrictor, avait lui-même été auparavant victime de fièvre, diarrhée et douleur abdominale traitée efficacement par l'administration d'amoxicilline et de ciprofloxacine. Le lien entre ces cas de salmonellose humaine et le boa a été mis en évidence par l'analyse des déjections du serpent, qui ont révélé la présence de *Salmonella enterica* ser. Enteritidis (MEHRDAD, 2002).

Jusqu'à 3 % des foyers américains possèdent un reptile et ces animaux seraient responsables de 3 à 18 % des 1,4 million de cas de salmonelloses recensés chaque année outre atlantique (MEHRDAD, 2002).

A l'échelle du commerce des reptiles, il est utopique de vouloir commercialiser des animaux exempts de *Salmonella*. De plus, traiter les animaux de façon préventive conduirait à sélectionner des germes antibioresistants (KAPLAN, 2002d ; MADER, 1996).

Les *Salmonella* faisant partie intégrante de la flore habituelle du python, la meilleure prophylaxie sanitaire des salmonelloses humaines consiste à se laver les mains après la manipulation des animaux ou des accessoires du terrarium comme nous le verrons dans le dernier paragraphe (BROGARD, 1987 ; KAPLAN, 2002d ; MADER, 1993).

2- Arizonose

Les cas d'arizonose humaine sont moins fréquents que les cas de salmonellose. Les symptômes chez l'homme sont voisins de ceux observés lors de salmonellose humaine. Notons que les serpents sont les seuls reptiles développant naturellement cette infection

(BROGARD, 1987) ; La transmission d'Arizona à l'homme est donc possible si l'on détient un serpent en captivité.

FAINSTEIN *et al.* (1982) relatent ainsi une infection à *Arizona hinshawii* chez un vieillard atteint d'un lymphome et sévèrement immunodéprimé; quatorze jours avant les symptômes d'arizonose, le patient avait ingéré des comprimés à base de poudre de serpent à sonnettes indiqués dans les cancers par la médecine empirique locale.

3- Aeromonose

Aeromonas hydrophila est un agent pathogène chez l'homme soumis à une immunodépression d'origine thérapeutique ou à une maladie intercurrente. Divers tableaux cliniques apparaissent, dont le plus commun est confiné à la région gastro-entérique (SCHIAVANO *et al.*, 1998). On connaît aussi la maladie sous le nom de "diarrhée du voyageur" (YAMADA *et al.*, 1997). Les signes cliniques sont semblables, bien que moins dramatiques, à ceux observés lors de choléra : diarrhée, fièvre et vomissements sont parfois accompagnés d'hémorragies digestives. Dans les cas les plus graves, s'installe une infection abdominale ou septicémique grave voire fatale (SAITO et SCHICK, 1973).

DAVIS *et al.* (1978) citent un cas de transmission d'*Aeromonas shigelloides* d'un serpent vers l'homme.

4- Autres bactéries

Selon BROGARD (1987), les autres entérobactéries (*Serratia*, *Klebsiella*, *Enterobacter*, *Proteus* et *Alcaligenes*) de la flore digestive n'ont jamais été impliquées avec certitude dans les gastro-entérites humaines d'origine reptilienne.

Pseudomonas sp., et notamment *Pseudomonas aeruginosa*, sont responsables d'infections humaines graves. On cite un cas d'endocardite humaine au Kenya ; les reptiles y sont probablement impliqués car l'infection s'est produite chez un ouvrier travaillant dans une "ferme à serpents " en vue de la récolte du venin (GITAU et KARO, 1973).

Edwardsiella tarda est un germe courant chez les reptiles mais il a pourtant rarement été incriminé dans les edwardsielloses humaines à partir des reptiles. Seuls NAGEL *et al.* (1982) signalent un cas de gastro-entérite humaine en provenance d'une tortue.

Le risque de transmission de la tuberculose humaine par des serpents atteints de mycobactériose existe. En effet, de nombreuses mycobactéries sont rencontrées chez les reptiles (*Mycobacterium* sp.) et peuvent ainsi passer à l'homme, avec apparition d'abcès et parfois de thyroïdites tuberculeuses (FIRMIN, 1997).

Les leptospires sont parfois portées par les reptiles sains qui joueraient ainsi le rôle de réservoir naturel. WHITE (1963) a mis en évidence des anticorps anti-leptospires chez des spécimens d'ophidiens et FERRIS *et al.* (1961) sont parvenus à isoler des leptospires vivants chez certains serpents. De toutes ces données, on constate que les leptospires sont présents dans l'urine de beaucoup de reptiles dans des régions variées du globe, mais ils n'engendrent jamais de maladie clinique. ABDULLA et KARSTAD (1962) ont cherché quel était le mode d'infection des reptiles; leur conclusion montre une transmission par l'urine et l'eau car les leptospires vivent très longtemps dans les liquides. Selon GLOSSER *et al.* (1974), il est possible que l'agglutination soit liée à la présence de facteurs anti-leptospires naturels dans le sang des reptiles.

Quant aux rickettsies, on a expérimentalement prouvé que *Rickettsia burnetti*, responsable de la fièvre Q de l'homme, pouvait passer d'un reptile à une tique (*Hyalomma aegyptium*) et donc ensuite potentiellement contaminer l'homme. La transmission de la fièvre Q humaine en provenance indirecte des reptiles n'est donc pas à exclure (BLANC *et al.*, 1959).

Les reptiles peuvent enfin porter des *Bartonella* et transmettre à l'homme la bartonellose par l'intermédiaire d'un diptère (*Lutzomya verrucarum*) (REICHENBACH-KLINKE et ELKAN, 1965). Cette bartonellose humaine appelée "Oroya fever" ou Véruga péruvienne sévit en Amérique du Sud (BROGARD, 1987).

B - VIRUS

Les reptiles peuvent jouer un rôle de réservoir de virus et les transmettre à des mammifères ou à l'homme. C'est le cas des virus de l'encéphalite équine de l'Ouest (Western Equine Encephalitis ou WEE), de l'encéphalite équine de l'Est (Eastern Equine Encephalitis ou EEE) et de l'encéphalite équine vénézuélienne (Venezuelian Equine Encephalitis ou VEE).

Ces trois virus peuvent passer du reptile à l'homme par l'intermédiaire de moustiques (*Culex* sp.) et provoquent alors des encéphalites parfois mortelles (BROGARD, 1987).

De la même façon, le virus de l'encéphalite japonaise serait en partie transmis par les reptiles (SHORTRIDGE *et al.*, 1975).

Adenovirus enteritis est également un virus porté par les reptiles et pouvant se transmettre à l'homme. Selon KAPLAN (2003b), ce virus est la deuxième cause la plus fréquente d'entérite viro-induite (incidence 4-12 %). Les sujets les plus touchés sont les enfants et les jeunes adultes et la contamination est soit directe, par voie orale à partir des fèces, soit indirecte, par voie respiratoire. Les premiers symptômes sont respiratoires (toux, éternuements) puis les troubles digestifs apparaissent (diarrhée, vomissements et douleur abdominale) souvent accompagnés d'hyperthermie.

C - PARASITES

1- Plathelminthes

BROGARD (1987) signale que deux cestodoses larvaires peuvent passer des reptiles à l'homme ; ainsi sont concernées les larves des cestodes *Pseudophyllidea* "*Sparganum*" et les larves "*Tetrathyridium*" appartenant aux cestodes *Cyclophyllidea*.

a- Sparganum

On rencontre la sparganose humaine en Corée (CHO *et al.*, 1973), au Japon, en Chine, en Asie du Sud-Est (FRANK, 1981b) et en Amérique du Sud (ROLON, 1976). Les reptiles jouent un grand rôle dans la transmission de cette maladie. L'homme se contamine en effet lorsqu'il consomme de la viande de serpents crue, sensée guérir dans certains pays la tuberculose, l'impuissance, l'arthrose etc. (voir **figure 18** en **annexe 2**) La viande de reptile est parfois aussi appliquée sur les plaies en Asie du Sud-Est, permettant aux larves plérocercoides de pénétrer dans l'organisme à travers une effraction cutanée (FRANK, 1981b).

Les symptômes chez l'homme sont oculaires : les larves peuvent entraîner la cécité voire la destruction complète de l'œil. D'autres symptômes généraux peuvent être observés lors des migrations des larves (BROGARD, 1987 ; FRANK, 1981b ; HUBALEK, 2003).

b- Tetrathyridium

Cette affection résulte de l'évolution en "*Tetrathyridium*" chez l'homme des larves de mésocestoïdés hébergées par le serpent. L'homme se contamine également par la consommation de viande crue de reptiles (BROGARD, 1987 ; FRANK, 1981b). Peu de données sont disponibles sur cette affection.

2- Nématodes

Certains Spirurida (notamment du genre Gnathostomatidés selon ESNAULT, 1985), peuvent parasiter l'homme à partir des reptiles. Les larves contaminent l'homme lorsque celui-ci consomme des viandes crues de reptiles. Les gnathostomoses humaines, communes en Asie du Sud-Est, sont caractérisées par un œdème de la face et des mains, un envahissement des yeux, de la vessie etc. (BROGARD, 1987 ; DAENGSVANG, 1949 ; ESNAULT, 1985 ; REICHENBACH-KLINKE et ELKAN, 1965)

3- Pentastomides

L'homme peut jouer le rôle d'hôte intermédiaire accidentel de certains Pentastomides de reptiles, et en héberger les larves. La contamination se produit par ingestion de viande de serpent crue ou insuffisamment cuite, ou en buvant de l'eau souillée contenant des œufs de parasites (SCHILLIGER, 1990). Le genre *Armillifer* (*A. armillatus* notamment) est le principal agent responsable de porocéphalose humaine (FRANK, 1981b).

Hormis en Afrique, cette parasitose sévit en Australie et particulièrement en Asie du Sud-Est (DE MENEGHI, 1999). Les larves de pentastomidés (genre *Porocephalus* par exemple) migrent, après contamination orale, dans le foie, les poumons, les séreuses de l'homme et occasionnent ainsi des affections diverses : cirrhose hépatique, pneumonie purulente, péritonite, méningite, péricardite ou encore ictère (BROGARD, 1987 ; DE MENEGHI, 1999 ;

HUBALEK, 2003). Selon HOCQUET (1982), le diagnostic peut se faire par radiographie, lorsque les larves, enkystées depuis longtemps, finissent par se calcifier.

4- Acariens

Les acariens mésostigmates principalement (*Ophionyssus natricis* par exemple) et méstigmates (tiques du genre *Hyalomma* en particulier) peuvent être impliqués dans le parasitisme externe de l'homme. *Ophionyssus natricis* peut provoquer une dermatite papulovésiculeuse très prurigineuse chez l'homme (BROGARD, 1987 ; HUBALEK, 2003 ; SCHILLIGER, 1990). SCHULTZ (1975) cite le cas d'une famille contaminée par les "poux " d'un python captif, mais il semblerait que la contamination ne se fasse qu'en cas de contact prolongé avec des serpents lourdement parasités.

De même, l'homme peut héberger des tiques du genre *Hyalomma*.

5- Champignons

Certains champignons (qui parasitent les reptiles ou sont simplement véhiculés par eux) sont responsables de contaminations humaines (FIRMIN, 1997 ; GRACZYK *et al.*, 2000). BELL *et al.* (1988) décrivent des cas de mycoses viscérales (aspergilloses, cryptococcoses, histoplasmoses) et superficielles (*Microsporium gypseum*) survenues après contamination à partir du substrat des reptiles d'élevage.

D - PROPHYLAXIE SANITAIRE

Elle consiste en l'application de règles simples mais strictes en matière d'hygiène d'une part, et dans le choix initial du python royal d'autre part.

Le choix exigeant du serpent ou des serpents que l'on va élever est important : l'animal choisi doit être en bonne santé apparente, sans parasite comme évoqué précédemment et doit être mis en quarantaine avant d'être disposé dans son terrarium définitif (DAOUES et GERARD, 1997).

Les morsures occasionnées par le python royal sont possibles, mais elles peuvent être évitées car le python prend une attitude caractéristique avant de mordre. Lorsque le python est mis en contact avec une proie, il est possible de se faire mordre par ce dernier si l'on intervient pour une raison ou une autre; il faut laisser le serpent tranquille au moment du repas. Néanmoins, en cas de morsure, la plaie doit être désinfectée quotidiennement à la Bétadine® diluée pendant plusieurs jours (KAPLAN, 2002d).

Le port de gants jetables est vivement conseillé lors de manipulation de pythons en quarantaine ou malades, lors du nettoyage des terrariums ou du changement de l'eau de boisson souillée (KAPLAN, 2002d).

L'eau de boisson sale ou souillée par des excréments doit être changée quotidiennement (DAOUES et GERARD, 1997) et éliminée dans le tout à l'égout, en évitant autant que possible les éclaboussures.

Une désinfection régulière du terrarium tous les deux mois (DAOUES et GERARD, 1997) à l'eau de javel diluée à 0,25 %, ainsi que le remplacement du substrat contribueront à limiter les proliférations microbiennes. Les pierres seront bouillies une demi-heure, les branches passées au four ou trempées une journée dans une solution désinfectante (Eau de Javel® diluée par exemple) puis rincées et séchées avant réutilisation (BROGARD, 1987 ; KAPLAN, 2002d).

CONCLUSION

Le python royal est un serpent attractif pour les terrariophiles en raison de sa petite taille et de la beauté de sa robe. Son tempérament craintif en fait par ailleurs un animal attachant mais aussi, hélas, contraignant à élever et délicat à multiplier.

Les maladies sont fréquentes dans cet espace confiné que constitue le vivarium, et parmi elles, les affections parasitaires et bactériennes sont prépondérantes. Les données bibliographiques actuelles sont éparses mais elles recommandent des traitements qui s'avèrent très efficaces s'ils sont associés à des mesures de prophylaxie sanitaire élémentaires. Ces mesures sont aussi importantes pour la santé du reptile que celle de son éleveur, qui, en raison de la promiscuité avec son serpent, peut contracter diverses zoonoses.

A une époque où le vétérinaire praticien se doit d'élargir au mieux l'éventail de ses compétences, la pathologie des "Nouveaux Animaux De Compagnie " peut lui offrir d'intéressantes perspectives d'avenir, et de représenter pour la profession un potentiel économique non négligeable.

BIBLIOGRAPHIE

1. ABDULLA PK, KARSTAD L. Expérimental infection with *Leptospira pomona* in snakes and turtles. *Zoonoses Res.*, 1962, **1**, 295-306.
2. ACKMAN D, DRABKIN P, BIRKHEAD G, CIESLAK P. Reptile-associated salmonellosis. *Pediatr. Infect. Dis. J.*, 1995, **14**, 955-959.
3. ALTMAN R, GORMAN JC, BERNHARDT LL, GOLDFIELD M. Turtle-associated salmonellosis II. The relationship of pet turtles to salmonellosis in children in New-Jersey. *Am. J. Epidem.*, 1972, **95** (6), 518-520.
4. ANDERSON JF, MAGNARELLI LA, KEIRENS JE. Ixodid and argasid ticks in Connecticut, U.S.A.: *Aponomma latum*, *Amblyomma Dissimile*, *Haemaphysalis leachi* group and *Ornithodoros kelleyi* (Acari: Ixodidae, Argasidae). *International Journal of Acarology*, 1984, **10** (3), 149-151.
5. ANDREU DE LAPIERRE E. Vade-mecum pour les animaux exotiques de compagnie. Ed. Med'com, 1999, 145 p.
6. AUSTWICK PKC, KEYMER IF. Fungi and actinomycetes, *In* : COOPER JE, JACKSON OF, editors. *Diseases of the Reptilia*. Vol. I. London, Academic Press, 1981, 192-231.
7. AXTHELM MK. *Viral encephalitis of boid snakes*. Int. Colloq. Pathol. Reptiles Amphib., 1985, **3**, 25.
8. AYALA SC. Lizard Malaria In California : description of a strain of *Plasmodium mexicanum* and biogeography of lizard malaria in Western North America. *J. Parasitol.*, 1970, **56**, 417-425.
9. BARNARD SD. *The Reptile Keeper's Handbook*. Krieger Publishing, Malabar FL., 1996, 262p.
10. BARNARD SD, DURDEN LA. *A Veterinary Guide to Parasites of Reptiles volume 1 : Protozoa*. Krieger Publishing, FL, 2000a.
11. BARNARD SD, DURDEN LA. *A Veterinary Guide to Parasites of Reptiles volume 2 : Arthropods*. Krieger Publishing, FL, 2000b.
12. BARTLETT RD, FRYE FL, EARLE-BRIDGES M, POPE BARTLETT P. *Terrarium and Cage Construction and Care*. Barrons Educational Series, 1999, 217 p.

13. BELL JC, PALMER SR, PAYNE JM. *The zoonoses : infections transmitted from animals to man*. London: Arnold, 1988, 405 p.
14. BENNET RA. Management of Surgical Diseases in Reptiles, Veterinary Proceeding. *The North American Veterinary Conference*, Orlando, 1993, **7**, 769-770.
15. BENYON PH, LAWTON PC, COOPER JE. *Manual of Reptiles*. Iowa State University, Ames IA, 1992, 228 p.
16. BLANC G, ASCIONE L, BESIAT P. Rickettsiémie expérimentale de *Testudo mauritanica* avec *Rickettsia burnetti* et infection de la tique *Hyalomma aegyptium*. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 1959, **52**, 564-567.
17. BOAM GW, SANGER VL, COWAN DF, VAUGHAN DP. The pathogenicity for mice of two species of Salmonella isolated from green iguana (*Iguana iguana*). *J. Am. Vet. Med. Ass.* 1970, **157** (5), 689-690.
18. BORST GHA, VROEGE C, POELMA FG, ZWART P, STRIK WJ, PETERS JC. Pathological findings on animals in the Royal Zoological Garden of the Rotterdam Zoo during the years 1963-1964-1965. *Acta Zool. Path.*, 1972, **56**, 3-20.
19. BOURDEAU P. Eléments de dermatologie et thérapeutiques antiparasitaires chez les reptiles. *In : Congrès de la CNVSPA*, Paris : GENAC, 1991.
20. BRANCH S, HALL L, BLACKSHEAR P, CHERNOFF N. Infectious dermatitis in a ball python (*Python regius*) colony. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 1998, **29** (4), 461-464.
21. BRATTSTROM BH. Body temperatures of reptiles. *Am. Midl. Nat.*, 1965, **73**, 376-422.
22. BROGARD J. *Les maladies bactériennes et virales des reptiles*. Thèse Méd. Vét., Chapitre IV : les maladies bactériennes. Toulouse, 1980, 53-109.
23. BROGARD J. *Les maladies des reptiles*. Maisons-Alfort : Editions du point Vétérinaire, 1987, 334 p.
24. BROGARD J. Quel est votre diagnostic (stomatite chez un serpent)? *Le Point Vét.*, 1988, **20** (111), 77-78.
25. BROWNSTEIN DG, STRANDBERG JD, MONTALI RJ, BUSH M, FORTNER J. Cryptosporidium in snakes with hypertrophic gastritis. *Vet. Pathol.*, 1977, **14** (6), 606-617.
26. CARISLE-NOWAK MS, SULLIVAN N, CARRIGAN M, KNIGHT C, RYAN C, JACOBSON ER. Inclusion body disease in two captive australian pythons (*Morelia spilota variegata* and *Morelia spilota spilota*). *Aust. Vet. J.*, 1998, **76**, 98-100.

27. CARPENTER JW, MASHIMA TY, RUIPHER DJ, MORRISEY JK. *Exotic Animal Formulary*. WB Saunders (2nd Ed), 2001, 423 p.
28. CARTER R. Captive Propagation of the Ball Python. *Captive Breeding*, 1994, **2** (3).
29. CHABAUD AG, FRANK W. Nouvelle filaire parasite des artères des pythons : *Macdonaldius oschei* n. sp. (Nématodes, *Onchocercidae*). *Ztschr. Parasiten.*, 1961, **20**, 434-439.
30. CHO SY, HWANG KI, SEO BS. On the *Sparaganum mansonii* infection in some korean terrestrial snakes. *Korean J. Parasit.*, 1973, **11** (2), 87-94.
31. CLEGG FC, HEATH PJ, AIM LT. *Salmonella* excretion by terrapins and the associated hazard to human health. *Vet. Rec.*, 1975, **96** (4), 90-91.
32. Convention on International Trade in Endangered Species of wild fauna and flora. CITES.org [en ligne], Mise à jour le 2 Décembre 2003 [<http://www.cites.org>] (consulté le 7 Décembre 2003).
33. COOPER JE. Use of a surgical adhesive drape in reptiles, *Vet. Rec.*, 1981, **108**, 56.
34. COOPER JE. Common Zoonotic Diseases of Amphibians and Reptiles. In : *Veterinary proceedings of the north american veterinary conference*. Orlando, 1997a, **11**, 726-727.
35. COOPER JE. Dermatologic disease of reptiles. In : *Veterinary proceeding of the north american veterinary conference*. Orlando, 1997b, **11**, 723-724.
36. COOPER JE, JACKSON OF. *Diseases Of The Reptilia*. 2 Vol. London : Academic press., 1981, 956 p.
37. COOPER JE, LEAKEY JHE. A septicemic disease of East African snakes associated with Enterobacteriaceas; *Trans. R. Soc. Trop. Red. Hyg.*, 1976, **70** (1), 80-84.
38. COWAN DF. Diseases of captive reptiles. *J. Am. Vet. Med. Ass.*, 1968, **153** (7), 848-859.
39. DAENGSVANG S. Human gnatostomiasis in Siam, with reference to the method of prevention. *J. Parasit.*, 1949, **35**, 116-121.
40. DAOUES ET GERARD K, GERARD P. *L'élevage du python royal*. Paris : Philippe Gérard Editions, 1997, 65 p.
41. DAVIS WA, CHRETIEN JH, GARAGUSI VF, GOLDSTEIN MA. Snake-to-human transmission of *Aeromonas shigelloides* resulting in gastro-enteritis. *South. Med. J.*, 1978, **71** (4), 474-476.
42. DE MENEGHI D. Pentastomes (Pentastomida, *Armillifer armillatus wyman*, 1848) in snakes from Zambia. *Parasitologia*, 1999, **41** (4), 573-574.

43. DE VOSJOLI P, KLINGENBERG R, BARKER D, BARKER T. *The Ball Python Manual*. Advanced Vivarium System, 1994, 179 p.
44. DISMUKES WE. Emerging and reemerging infections. *Am J. Med.*, 1996, **100**, 12-13.
45. DONCASTER RA. Two interesting cases : Intestinal neoplasm in a bitch. Linguatula infection in a snake. *Vet. Rec.*, 1971, **89** (22), 594.
46. DONE LB. Postural Abnormalities. In : *Reptile Medicine and Surgery*. Douglas Mader, editor, DVM, W.B. Saunders, Philadelphia PA., 1996, 406-411.
47. ESNAULT M. Les helminthes d'ophidiens. Etude coprologique. Th. Med. Vet. : Lyon, 1985, 53 p.
48. FAINSTEIN V, YANCEY R, TRIER P, BODEY GP. Overwhelming infection in a cancer patient caused by Arizona hinshawii : its relation to snake pill ingestion. *Am. J. Infect. Control.*, 1982, **4**, 147-148.
49. FERRIS DH, RHOADES HE, HANSON LE, GALTON, MANSFIELD ME. Research into the nidality of *Leptospira ballum* in campestral hosts including the hog-nosed snake (*Heterodon platyrhinos*). *Cornell Vet.*, 1961, **51** (3), 405-419.
50. FIRMIN Y. La consultation des reptiles. *Rec. Med. Vet.*, Alfort, 1986, **162** (3), 267-280.
51. FIRMIN Y. Quelques dominantes de la pathologie dermatologique des reptiles. *Action Vétérinaire*, 1996, **1349**.
52. FIRMIN Y. Pathologie Dermatologique des Reptiles. *Le Point Vétérinaire*, 1997, **28** (184), 13-22.
53. FLYNN J. Parasites of laboratory animals, 1ère éd. The Iowa State University Press Ames, 1973, 884 p.
54. FRANK W. *Boas and other non-venomous snakes*. Neptune City : T.F.H. Publications, 1979, 355 p.
55. FRANK W. In : COOPER JE et JACKSON OF, editors. *Diseases of the reptilia*. Vol. I. Chapitre 10 : Ectoparasites. Acad. Press London, 1981a, 359-383.
56. FRANK W. In : COOPER JE et JACKSON OF, editors. *Diseases of the reptilia*. Vol. I. Chapitre 9 : Endoparasites. Acad. Press London, 1981b, 291-358.
57. FRANKE J, ESSBAUER S, AHNE W, BLAHAK S. Identification and molecular characterization of 18 paramyxoviruses isolated from snakes. *Virus Res.*, 2001, **80** (1-2), 67-74.
58. FRYE FL. *Husbandry, medicine and surgery in captive reptiles*. VM Publishing, Bonner Springs, Kansas, 1973, 609 p.

59. FRYE FL. Biomedical and surgical Aspects of Surgery of captive reptiles Husbandry. *In* : *Vet. Med. Pull. Comp.*, Edwardsville, Kansas, 1981.
60. FRYE FL. *Reptile Care. An Atlas of diseases and treatments*. New Jersey : TFH Publications, Inc., 1991, 809 p.
61. GABRISCH K. Diagnosis and therapy of parasitosis in reptiles. *Prakt. Tierarzt.*, 1976, **57**, suppl. 37-40.
62. GITAU W, KARO E. Pseudomonas bacterial endocarditis. A case report. *E. Afr. Med. J.*, 1973, **50**, 266-271.
63. GLOSSER JW, SULZER CR, EBERHARDT M, WINKLER WG. Cultural and serologic evidence of *Leptospira interrogans* serotype Tarrassovi infection in turtles. *J. Wild. Dis.*, 1974, **10** (4), 429-435.
64. GRACZYK TK, CRANFIELD MR. Cryptosporidium serpentis oocysts and microsporidian spores in feces of captive snakes. *J Parasitol*, 2000, **86** (2), 413-414.
65. GRAHAM-JONES O. Notes on the common tortoise. *Vet. Rec.*, 1961, **73**, 313-321.
66. HAMIR AN. Aortitis caused by *Ophidascaris papuanus* in a python. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 1986, **189** (9), 1129-1130.
67. HAMMOND DL, DORSETT WA. Tick Infestation in a ball python (*Python regius*). *Comp. An. Prac.*, 1988, **2** (5), 39-40.
68. HAUSER B, METTLER F, RUBEL A. Herpesvirus-like infection in two young boas. *J. Comp. Path.*, 1983, **93**, 515-519.
69. HELDSTAB A, BESTETTI G. Virus enteritis in snakes. *In* : *Compte rendu du premier colloque international de pathologie des reptiles et des amphibiens*. Angers France, 1982.
70. HOARE CA. On protozoal blood parasites, collected in Uganda with an account of the life cycle. *Parasitology*, 1932, **24**, 210-224.
71. HOCQUET P. Parasitoses des reptiles et des amphibiens. Leur incidence en pathologie humaine. *Compte rendu du premier colloque international de pathologie des reptiles et des amphibiens*. Angers France, 1982.
72. HOLT PE. *In* : COOPER JE , JACKSON OF, editors. *Diseases of the reptilia*. Vol. II. Chapitre 18 : Drugs and dosages. Acad. Pres. Lond., 1981, 551-584.
73. HUBALEK Z. cdc.gov [enligne] Emerging human infectious diseases : anthroponoses, zoonoses and sapronoses. Mise à jour en Mars 2003. [<http://www.cdc.gov/ncidod/EID/vol9no3/02-0208.htm>], consulté le 17 Décembre 2003.

74. JACOBSON ER. Diseases of the respiratory system in reptiles. *Vet. Med. Small Anim. Clin.*, 1978, **71** (3), 361-363.
75. JACOBSON ER. Necrotizing mycotic dermatitis in snakes : clinical and pathologic features. *J. Am. Vet. Med. Ass.*, 1980, **177** (9), 838-841.
76. JACOBSON ER. Adenovirus-like infection in a boa constrictor. *J. Amer. Vet. Med. Assoc.*, 1985, **187**, 1226-1227.
77. JACOBSON ER, GASKIN JM, SHIELDS RP, WHITE FH. Mycotic pneumonia in mariculture reared green sea turtles. *J. Am. Vet. Ass.*, 1979, **175** (9), 929-933.
78. JACOBSON ER, KLINGENBERG RJ, HOMER BL, MADER DR. Inclusion body disease. *Bull. of the Assoc. Reptil. Amphib. Vet.*, 1999, **9**, 18-25.
79. JACOBSON ER, OROS J, TUCKER S, POLLOCK D, VAUGHN K, MUNN RJ. Isolation and Characterization of Retroviruses from Boid Snakes with inclusion Body Disease. *Amer. J. Vet. Res.*, 2001, **62**, 217-224.
80. JARCHOW J. Hospital care of the reptile patient. In : JACOBSON E, KOLLIAS G Jr., editors. *Exotic Animals*. Churchill Livingstone : New York, 1988, 39.
81. JEPHCOTT AE, MARTIN DR, STALKER R. Salmonella excretion by pet terrapins. *J. Hyg. Camb.*, 1969, **67**, 505-509.
82. JES H, BRANDSTETTER J. *The Terrarium : complete pet owner's manual*. Barrons Educational Series, 2nd Ed., July 2000. 64 p.
83. JOORIS R. Infections bactériennes et traitement antibiotique chez les serpents : un nouveau point de vue. *Bull. Soc. Herp. Fr.*, 1993, **63**, 63-75 et bulletin de liaison 63, 2-9.
84. JOROPPKTE D, LANGE L. *Reptilien krankheiten und haltung*. Paul Parey Verlag, 1992, 356 p.
85. KAPLAN M. Anapsid.org [en-ligne], Mise à jour le 19 Août 1999 [<http://www.anapsid.org/ballfeed.html>], (consulté le 7 Décembre 2003).
86. KAPLAN M. Anapsid.org [en-ligne], Mise à jour le 9 Août 2002a [<http://www.anapsid.org/burns.html>], (consulté le 23 Novembre 2003).
87. KAPLAN M. Anapsid.org [en-ligne], Mise à jour le 9 Août 2002b [<http://www.anapsid.org/blackskin.html>], (consulté le 16 Décembre 2003).
88. KAPLAN M. Anapsid.org [en-ligne], Mise à jour le 11 Août 2002c [<http://www.anapsid.org/pickingreps.html>], (consulté le 7 Décembre 2003).
89. KAPLAN M. Anapsid.org [en-ligne], Mise à jour le 24 Octobre 2002d [<http://www.anapsid.org/humheal.html>], (consulté le 23 Novembre 2003).

90. KAPLAN M. Anapsid.org [en-ligne], Mise à jour le 9 Fevrier 2003a [http://www.anapsid.org/paramyxovirus.html], (consulté le 22 Mars 2007).
91. KAPLAN M. Anapsid.org [en-ligne], Mise à jour le 20 Avril 2003b [http://www.anapsid.org/adenoviruses.html], (consulté le 22 Mars 2007).
92. KAPLAN M. Anapsid.org [en-ligne], Mise à jour le 17 Août 2003c [http://www.anapsid.org/ibd.html], (consulté le 25 Novembre 2003).
93. KAUFMANN AF. Pets and *Salmonella* Infection. *J. Am. Vet. Med. Ass.*, 1966, **149**, 1655-1661.
94. KAZACOS KR, FISCHER LF. Rénal Styphlodoriasis in a *Boa constrictor*. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 1977, **171** (9), 876-878.
95. KEYMER IF. In : COOPER JE et JACKSON OF, editors. *Diseases of the reptilia*. Vol I. Chapitre 8 : Protozoa. Acad. Press London, 1981, 233-290.
96. KEYMER IF, RIDEALGH O, FRETWELL G. *Salmonella regent* : a new species associated with colitis in a pacific hawksbill turtle (*Eretmochelys imbricata bissa*). *J. Path. Bact.* 1968, **96** (1), 215-217.
97. KLINGENBERG RJ. Anorexia in reptiles. In : *Proceedings of the 12th International Symposium on Captive Propagation and Husbandry*. New York-New Jersey Metropolitan Area, 1988, 621-634.
98. KLINGENBERG RJ. *Understanding reptile parasites*. Advanced vivarium systems, Lakeside CA, 1997, 81 p.
99. KLINGENBERG RJ. Diagnosing parasites in ball pythons (*Python regius*). *Exotic DVM.*, 2000, **2** (4), 33-38.
100. KLINGENBERG R, ROGER J. (1994). Basic principles of therapeutics used in reptile medicine. *Proceedings Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians*, Pittsburgh PA, Oct., 1994, 22-29.
101. KOJIMOTO A, UCHIDA K, HORII Y, OKUMARA S, YAMAGUCHI R. Amebiasis in four ball pythons (*Python regius*). *Journal of Veterinary Medical Science*. 2001, **63** (12), 1365-1368.
102. LANCE VA. Evaluating pain and stress in reptiles. In : SCHAEFFER DO, KLIENOW K.M, KRULISCH L, editors. *The Care and Use of Amphibians, Reptiles and Fish in Research*. Bethesda MD: Scientists Center for Animal Welfare, 1992, 101-106.

103. LAULE G. The use of behavioral management techniques to reduce or eliminate abnormal behavior. *Animal Welfare Information Newsletter*, 1993, **4**, 1-2, 8-11.
104. LAWRENCE. Praziquantel as a taenicide in snakes. *Vet. Rec.*, 1983, **113** (9), 200.
105. LOGAN T. Observations on the ball python (*Python regius*) in captivity at Houston Zoological Gardens. *J. Herp. Assoc. Afr.*, 1973, **10**, 5-8.
106. MADER DR. Common Reptilian Bacteria : What are they and what is their significance. *The Vivarium*, 1993, **4** (6), 27-29.
107. MADER DR. *Reptile Medicine and Surgery*. Philadelphia : WB Saunders Co, 1996, 512 p.
108. MAINSTER ME, LYND FT, CRAGG PC, KARGER J. Treatment of multiple cases of *Pasteurella multocida* and Staphylococcal pneumonia in *Alligator mississippiensis* on a herd basis. *Am. Ass. Zoo Vet.*, 1974, 33-36.
109. MARCUS LC. *Veterinary biology and medicine of captive amphibians and reptiles*. Lea and Febiger : Philadelphia, 1981, 477 p.
110. MATTISON C. *Keeping and Breeding Snakes*. Bonner Springs : Brandford, 1988, 266 p.
111. MAY ARL. Salmonella arthritis from a tortoise. *Br. J. Clin. Pract.*, 1975, **29** (8), 217.
112. MEEROVITCH E. Infectivity and pathogenicity of polyxenic and monoxenic *Entamoeba invadens* to snakes kept at normal and high temperatures and the natural history of reptile amoebiasis. *J. Parasitol.*, 1961, **47**, 791-794.
113. MEHRDAD J. Un boa à l'origine de deux cas de sepsis à salmonelle après transfusion plaquettaire. *New Eng. J. of Med.*, 2002, **55**, 1075-1077.
114. MIGAKI G, JACOBSON ER, CASEY HW. Fungal diseases of reptiles. In : Frye FL, Jacobson ER, editors. *Diseases of Amphibians and Reptiles*. New York, Plenum Press, 1984, 183-204.
115. MILLICHAMP NJ. Medical aspects of disease in reptiles collections. *The British Herpetological Society*, 1980, 86-98.
116. MOBERG GP. Biological response to stress: Key to assessment of animal well-being? In : MOBERG GP, editors. *Stress in Animals*. (Pp. 27-51). Bethesda, Maryland : American Physiological Society, 1985, 27-51.
117. MOLYNEUX DH, ASHFORD RW., *The Biology Of Trypanosoma And Leishmania, Parasites Of The Man And Domestic Animals*. London : Taylor And Francis. 1983, 198-199.

118. MURPHY JP, COLLINS JT. Reproductive biology and diseases of captive reptiles. *Society for Study of Amphibians and reptiles*, 1980.
119. NAGEL P, SERRITELLA A, LAYDEN TJ. *Edwardsiella tarda* gastroenteritis associated with a pet turtle. *Gastroenterology*, 1982, **82** (6), 1436-1437.
120. NORTHWAY RB. Rhinitis and pneumonia in a terrarium. *Vet. Med. Small Anim. Clin.*, 1967, **62**, 1051.
121. OGAWA M, AHNE W, ESSBAUER S. Reptilian Viruses : Adenovirus-like Agent Isolated from Royal Python (*Python regius*). *J. Vet. Med. B.*, 1992, **39**, 732-736.
122. OROS J, TUCKER S, JACOBSON ER. Inclusion body disease in two captive boas in the Canary Islands. *Vet. Rec.*, 1998, **143**, 283-285.
123. OWEN J, SCOLOMBE D, BUDD J. *Armillifer brumpti* (Pentastomida) in a boa in Canada. *J. Wild. Dis.*, 1973, **9**, 352-355.
124. PLOWS CD, FRETWELL G, PARRY WH. An Arizona serotype isolated from a case of gastroenteritis in Britain. *J. Hyg. Camb.*, 1968, **66**, 109-115.
125. POLK LD. Salmonellosis in children from pet turtles certified *Salmonella*-free. *Clin. Pediat. USA.*, 1974, **13** (9), 719-720.
126. REICHENBACH-KLINKE H, ELKAN E. *Principal diseases of lower vertebrates*. III. Diseases of reptiles. Acad. Press Inc. London LTD, 1965, 399-509.
127. RILEY J. *Advances In Parasitology*. London : Acad. Press Inc., 1986, **25**, 88-106.
128. RIVAL F. Dominantes pathologiques des reptiles. *In : Cours de base du GENAC*, 1996, 258-264.
129. RIVAL F. L'anorexie du python royal. *Action Vet.*, 1999, **1487**, 19-23.
130. RODHAIN J, MATTLET G. Une tumeur mycosique chez la couleuvre vipérine *Tropidonotus natrix*. *Ann. Paras.*, 1950, **25** (1-2), 77-79.
131. ROLLINAT E. *La vie des reptiles de la France*. Librairie Delagrave : Paris, 1946, 145 p.
132. ROLON PA. Sparganose humaine. Présentation du probable septième cas en Amérique du Sud et révision du sujet. *Bull. Soc. Path. Exot.*, 1976, **69**, 351-359.
133. ROSS RA, MARZEC G. *The bacterial diseases of reptiles*. Institute for Herp. Research, California : Stanford, 1984, 114 p.
134. ROSS RA, MAYER C. *The reproductive husbandry of Pythons and Boas*. Institute For Herpetological Research. California : Stanford, 1990, 168 p.

135. SAITO R, SCHICK S. *Aeromonas hydrophila* peritonitis. *Cancer Chem. Rep.*, 1973, **57**, 489.
136. SCHIAVANO GF, BRUSCOLINI F, ALBANO A, BRANDI G. Virulence factors in *Aeromonas* spp. and their association with gastrointestinal disease. *New Microbiol.*, 1998, **45**, 21- 23.
137. SCHILLIGER L. *Les affections parasitaires chez les reptiles*. Thèse Med. Vét., Nantes, 1990, n°109, 403 p.
138. SCHILLIGER L. La stomatite infectieuse ulcérate des ophidiens. *Le Point Vétérinaire*, 1997, **28** (184), 35-39.
139. SCHULTZ H. Human infestation by *Ophionyssus natricis* snake mite. *Br. J. Dermatol.*, 1975, **93** (6), 695-697.
140. SCHUMACHER J, JACOBSON ER, HOMER BL, GASKIN JM. Inclusion Body Disease in Boid Snakes. *J. Wild. Dis.*, 1994, **25**, 511-524.
141. SCHWABE CV. *Veterinary medicine and human health*. Baltimore: Williams And Wilkins, 1964, 439 p.
142. SHALEV M, MURPHY JC, FOX JG. Mycoic enteritis in a chameleon and a brief review of phycomycosis of animals. *J. Am. Vet. Med. Ass.*, 1977, **171** (9), 872-875.
143. SHORTRIDGE KF, OYA A, KOBAYASHI M, YIP DY. Arbovirus infection in reptiles. Studies on the presence of Japanese Encephalitis Virus antibody in the plasma of the turtle *Trionyx sinensis*. *Southeast Asia J. Trop. Med. Publ. Hlth.*, 1975, **6** (2), 161-169.
144. SNIPES KP, BIBERSTEIN EL, FOWLER ME. A *Pasteurella* sp. associated with respiratory disease in captive desert tortoises. *J. Am. vet. med. Ass.*, 1980, **177** (9), 804-807.
145. STAFFORD PJ. *Pythons and boas*. Neptune City : T.F.H. Publications, 1986, 192 p.
146. TELFORD SR. A study of filariasis in mexican snakes. *Jap. J. Exp. Med.*, 1965, **35**, 565-586.
147. TREVINO GS. Cephalosporiosis in three caimans. *J. Wild. Dis.*, 1972, **8**, 384-388.
148. VAUGHN LK, BERNHEIM HA, KLUGER MJ. Fever in the lizard *Dipsosaurus dorsalis*. *Nature*. 1974, Lond. **252** (5483), 473-474.
149. WALLS JG. *The Guide to Plants for The Reptile Terrarium*. Neptune City : T.F.H. Publications, 2000, 64 p.
150. WEINSTEIN J, SELTZER EG. Reptile-associated salmonellosis in selected states, 1994-1995. *Morbid. Mortal. Weekly Rep.*, 1995, **44**, 347-350.

151. WHITE FH. Leptospiral agglutinins in snake serum. *Am. J. Vet. Res.*, 1963, **24**, 179-182.
152. WILSON N, BARNARD SM. Three species of aponomma (Acari: *Ixodidae*) collected from imported reptiles in the United States. *Florida Entomologist*. 1985, **68** (3), 478-480.
153. WOODWARD D, KHAKHRIA R, JOHNSON WM. Human salmonellosis associated with exotic pets, *J. Clin. Micro.*, nov. 1997, 2786-2790.
154. YAMADA S, MATSUSHITA S, DEJSIRILERT S, KUDOH Y. Incidence and clinical symptoms of *Aeromonas*-associated travellers' diarrhoea in Tokyo. *Epidemiol. Infect.*, 1997, **88**, 119-121.
155. ZIMMER C. *Parasite Rex : Inside The Bizarre World Of Natures Most Dangerous Creatures*. The Free Press, Simon & Schuster : NY, 2000, 320 p.
156. ZWART P. Maladies des reptiles. *J. Zoo d'Anvers*, 1974, **1**, 14-22 ; **2**, 63-70 ; **4**, 152-158.
157. ZWART P, JANSSEN JJ. Treatment of lungworms in snakes with tetramisole. *Vet. Rec.*, 1969, **84**, 374.

ANNEXE 1

Tableau 1. Principaux antiparasitaires utilisables chez les reptiles (d'après FIRMIN, 1997)

Principe actif	Exemple de nom commercial	Propriétés	Usage	Posologie ou dilution
Alcool isopropylique		Acaricide	Local	Solution à 10 p. cent
Bleu de méthylène		Antiseptique et algicide	Local	Solution à 1 à 2 p. cent
Carbaryl	Carbyl®	Acaricide	Local	1 g p/10 litres de litière
Dympylate	Dympygal®	Acaricide	Local	Sprays à 2,5 p. cent
Econazole	Pévaryl®	Antifongique	Local	Applications quotidiennes
Enilconazole	Imaveral®	Antifongique	Local	Solution à 0,2 p. cent 4 applications tous les 3 à 8 jours
Hypochlorite de Sodium (solution d')	Dakin®, Eau de Javel	Antiseptique et antifongique	Local	Solution à 0,25 p. cent
Ivermectine	Ivomec®	Acaricide	Injectable (SC)	0.2 mg/kg répéter 1 mois plus tard
Kétoconazole	Nizoral®	Antifongique	<i>Per os</i>	20 à 30 mg/Kg pendant 5 jours
Métrifonate	Néguvon®	Acaricide	Local	Solution à 1 p. mille en bains de 10 secondes
Nystatine	Mycostatine®, Mycolog®	Antifongique	Local	Applications quotidiennes
Nystatine	Mycostatine®	Antifongique	<i>Per os</i>	100 000 UI/Kg/jour pendant 3 semaines
Perméthrine	Pulvex®, Défendog®	Acaricide	Local	Solution à 1 p. cent
Polyvidone iodée	Bétadine®, Vétédine®	Antiseptique et antifongique	Local	Solution à 0,5 à 1 p. cent en applications quotidiennes

Tableau 2. Antibiotiques utilisables chez les reptiles (d'après FIRMIN, 1997).

Antibiotique	Voie d'administration	Posologie
Amikacine	IM	3 à 5 mg/Kg tous les deux à trois jours
Amoxicilline	SC, IM	10 à 20 mg/Kg /jour
Ampicilline	SC, IM	3 à 6 mg/Kg/j chez les serpents
Chloramphénicol	SC, IM	40 à 60 mg/Kg 1 jour, puis 30 mg/Kg/j 3 à 5 jours
Carbénicilline	IM	200 à 400 mg/Kg/j chez les serpents
Chlortétracycline	<i>Per os</i>	200 mg/Kg/j
Ceftazidime	IM	20 mg/Kg/J tous les 3 jours chez les serpents
Dihydrostreptomycine	SC, IM	10 mg/Kg/j
Doxycycline	IM	50 mg/Kg 1 jour puis 25 mg/Kg tous les 3 J
Framycétine	Local, aérosol	2.5 mg/Kg tous les trois jours
Gentamicine	SC, IM	2.5 mg/Kg tous les trois jours
Kanamycine	Local, IV, SC ou IM	10 à 15 mg/Kg/j
Lincomycine	SC, IM	6 à 10 mg/Kg/j
Marbofloxacin	<i>Per os</i>	2 à 5 mg/Kg/j
Néomycine	<i>Per os</i>	10 mg/Kg/j
Nystatine	<i>Per os</i>	100000 UI/Kg/j
Oxytétracycline	SC, IM	6 à 25 mg/Kg/j
Pénicilline G	IM	10 à 20000 UI/Kg/j
Tylosine	IM	5 à 25 mg/Kg/j
Tylosine	<i>Per os</i>	125 à 200 mg/Kg/j

Tableau 3. Sulfamides utilisables chez les reptiles (d'après FIRMIN, 1997).

Antibiotique	Voie d'administration	Posologie
Sulfadimidine	<i>Per os</i>	6 g/jour dans l'eau de boisson pendant 10 jours
Sulfadimerazine	<i>Per os</i>	250 mg/Kg/j
Sulfaméthazine sodique triméthoprim	<i>Per os</i>	15 à 30 mg/Kg/j pendant 10 jours
Sulfaméthazine sodique triméthoprim	SC, IM	30 mg/Kg/j 2 jours puis 1 jour sur 2
Sulfadiméthoxine	<i>Per os</i>	30 mg/Kg 1 jour puis 15 mg/Kg
Sulfaquinoxaline	<i>Per os</i>	Solution à 0.04 p. cent pendant 3 à 5 jours

ANNEXE 2

Figure 1 : python royal typique



Figure 2 : python royal albinos



Figure 3 : python royal "piebald"



Figure 4 : python royal "yellow"



Figure 5 : 2 pythons royaux "high gold"



Figure 6 : python royal "jungle"



Figure 7 : python royal "ligné"



Figure 8 : python royal "blanc" (en bas)



Figure 9 : aire de répartition du python royal en Afrique (en rouge)

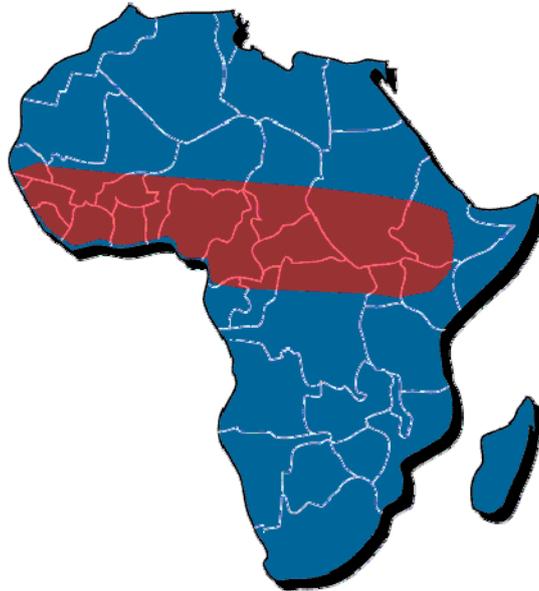


Figure 10 : cloaque d'un *Python regius* mâle avec deux hémipenis visibles (Daoues et Gerard, 1997)



Figure 11 : cloaque d'un *Python regius* femelle (Daoues et Gerard, 1997)



Figure 12 : Tique *Aponomma latum* fixée sur la tête d'un python royal (Daoues et Gerard, 1997)



Figure 13 : *Armillifer Armillatus* adultes dans les poumons d'une vipère du gabon (Frank, 1978)



Figure 14 : Ulcération des écailles chez un python royal atteint de dermatite vésiculaire (Brogard, 1987)



Figure 15 : stomatite congestive chez une couleuvre de Montpellier (Brogard, 1987)



Figure 16 : stomatite purulente chez un boa constrictor (Brogard, 1987)



Figure 17 : cycle des Dracunlidés (Brogard, 1987)

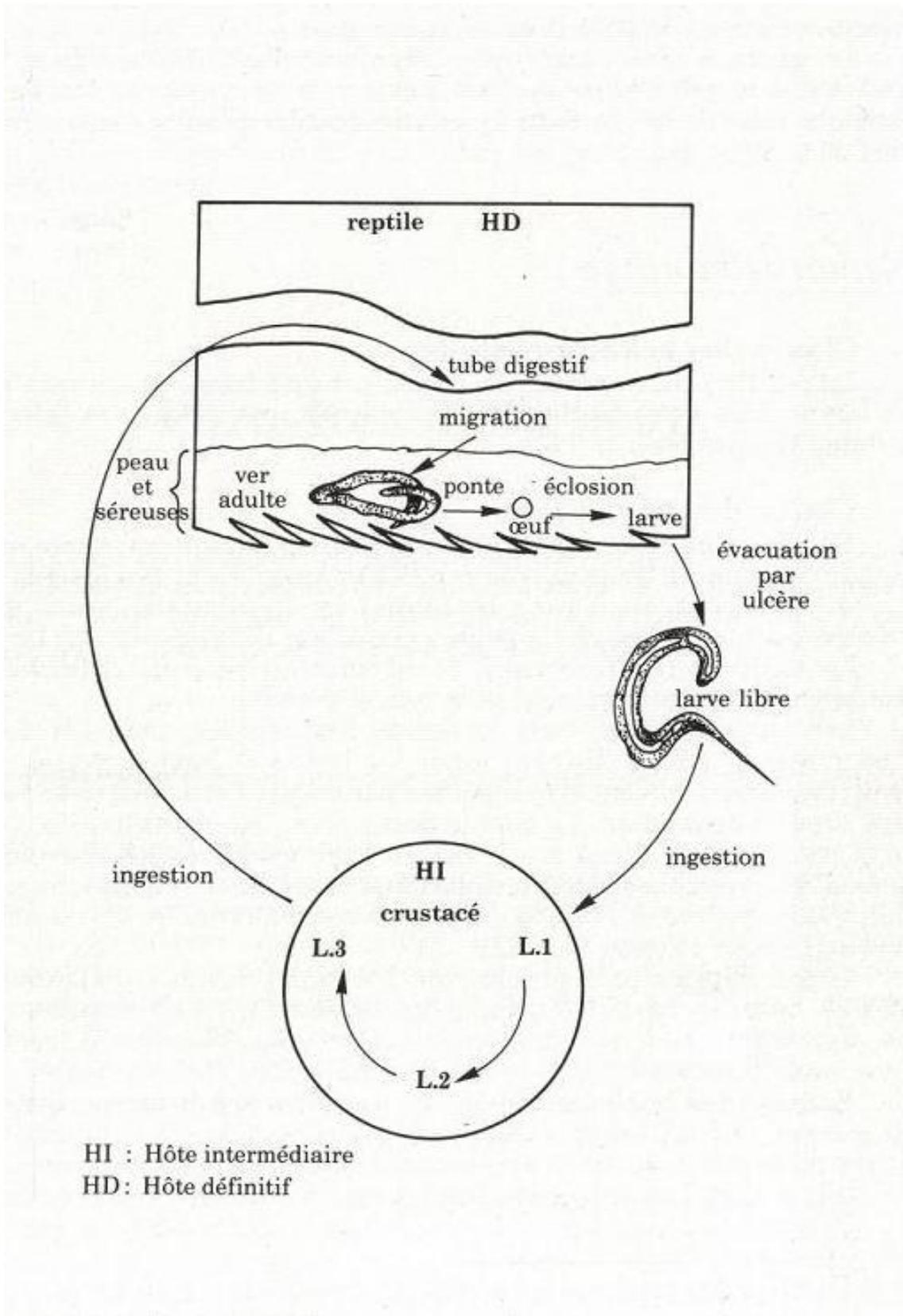


Figure 18 : cycle des cestodes *Pseudophyllidea* (Brogard, 1987)

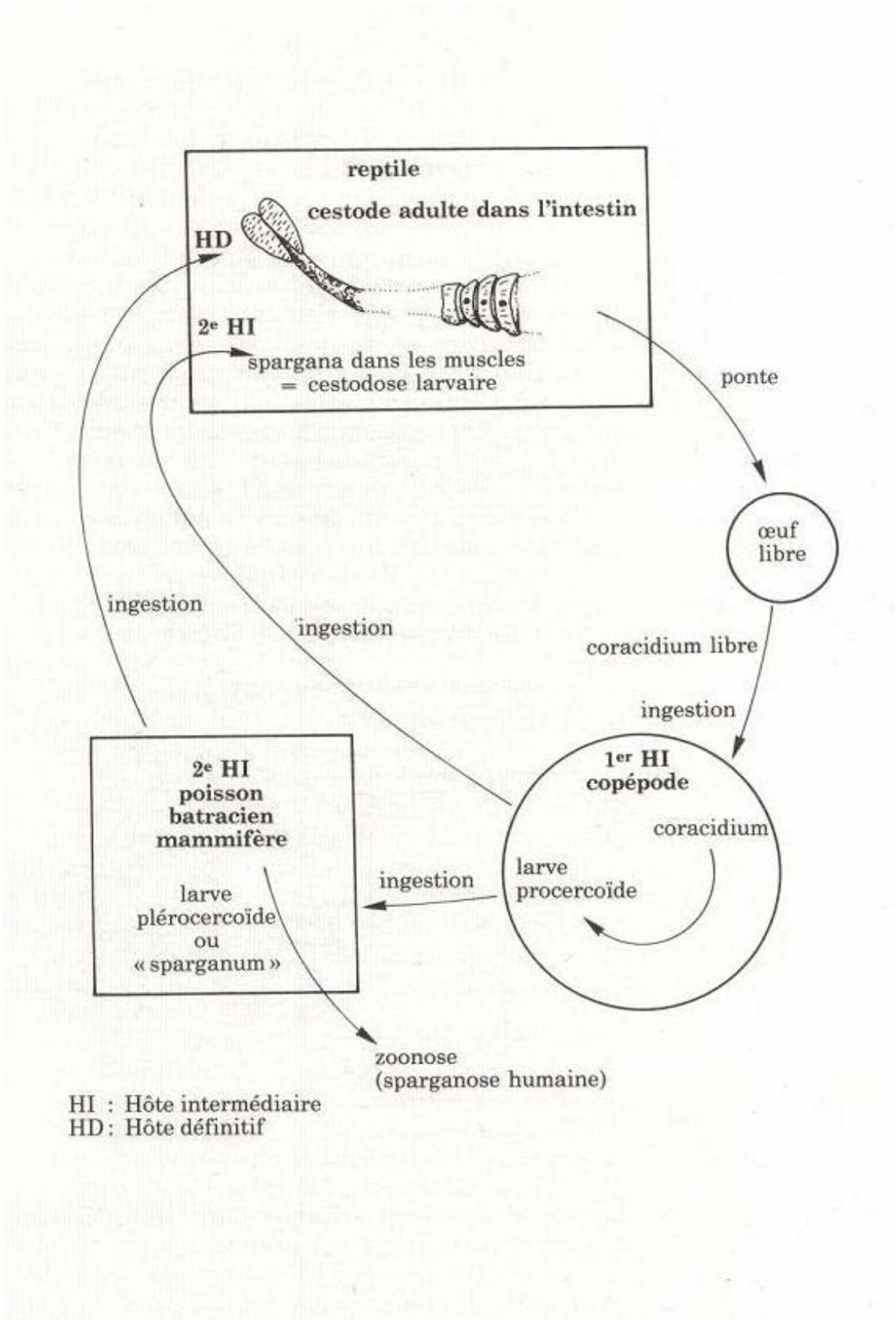


Figure 19 : cycle des ascarides des reptiles (Brogard, 1987)

