

SOMMAIRE

Introduction.....	p9
Première Partie : Les Reptiles.....	p11
1°) Principales espèces rencontrées lors de l'exercice clinique.....	p11
1.1.°) Les Squamates.....	p11
1.1.1.°) Ophidiens.....	p11
1.1.2.°) Sauriens.....	p14
1.2.°) Les Chéloniens.....	p21
2°) Anatomie de l'appareil reproducteur et physiologie de la reproduction.....	p24
2.1.°) Détermination du sexe.....	p24
2.1.1.°) Les tortues.....	p25
2.1.2.°) Les lézards.....	p27
2.1.3.°) Les serpents.....	p29
2.2.°) Anatomie de l'appareil reproducteur.....	p32
2.2.1.°) Appareil reproducteur mâle.....	p32
2.2.1.1.°) Les testicules.....	p32
2.2.1.2.°) Le tractus génital	p34
2.2.2.°) Appareil reproducteur femelle	p36
2.2.2.1.°) Les ovaires	p36
2.2.2.2.°) Le tractus génital	p39
2.2.3.°) Anatomie appliquée à l'imagerie médicale	p41
2.2.3.1.°) Radiographie	p42
2.2.3.2.°) Echographie	p42
2.3.°) Physiologie sexuelle.....	p44
2.3.1.°) Cycles de reproduction.....	p44
2.3.1.1.°) Femelles.....	p45
2.3.1.2.°) Mâles.....	p50
2.3.2.°) Contrôle environnemental de la reproduction.....	p52
2.3.3.°) Utilisation des hormones sexuelles chez les Reptiles.....	p54

3°) Contention et anesthésie des Reptiles.....	p55
3.1.°) Modalité d'administration des anesthésiques.....	p55
3.1.1.°) Contention.....	p55
3.1.1.1°) Les tortues.....	p55
3.1.1.2.°) Les lézards.....	p56
3.1.1.3.°) Les serpents.....	p57
3.1.2.°) Voies d'administration.....	p58
3.1.2.1.°) Tortues.....	p58
3.1.2.2.°) Lézards.....	p59
3.1.2.3.°) Serpents.....	p60
3.2.°) Pharmacologie des anesthésiques chez les Reptiles	p61
3.2.1.°) Physiologie des émonctoires.....	p61
3.2.2.°) Pharmacologie des principales molécules.....	p62
3.3.°) Protocoles anesthésiques.....	p63
3.3.1.°) Examen et mesures préanesthésiques.....	p63
3.3.2.°) Protocoles réalisables.....	p65
3.3.2.1.°) Anesthésiques injectables.....	p66
3.3.2.1.1.°) Voie d'administration et pharmacocinétique des anesthésiques injectables.....	p66
3.3.2.1.2.°) Prémédication.....	p66
3.3.2.1.3.°) Anesthésiques dissociatifs.....	p67
3.3.2.1.4.°) Les barbituriques.....	p68
3.3.2.1.5.°) Bloquants neuromusculaires.....	p69
3.3.2.1.6.°) Agents anesthésiques divers.....	p70
3.3.2.2.°) Anesthésiques volatils.....	p72
3.3.2.2.1.°) Intubation.....	p72
3.3.2.2.2.°) Anesthésiques utilisables.....	p73
3.3.2.3.°) L'Hypothermie.....	p75
3.3.2.3.°) Surveillance de l'anesthésie.....	p75

4°) Chirurgies de l'appareil Reproducteur.....	p79
4.1.°) Prise en charge pré-opératoire et spécificités de la chirurgie des Reptiles.....	p79
4.1.1.°) Prise en charge pré-opératoire.....	p79
4.1.1.1.°) Soins préopératoires.....	p79
4.1.1.2.°) Préparation de l'animal et du site opératoire.....	p79
4.1.2.°) Spécificités de la chirurgie des Reptiles.....	p80
4.1.2.1.°) Instruments et matériel.....	p80
4.1.2.2.°) Voies d'abord.....	p81
4.1.2.2.1.°) Tortues.....	p81
4.1.2.2.2.°) Lézards.....	p85
4.1.2.2.3.°) Serpents.....	p86
4.1.2.3.°) Cicatrisation et sutures.....	p87
 4.2.°) Chirurgies de l'appareil Reproducteur.....	 p88
4.2.1.°) Orchidectomie.....	p88
4.2.1.1.°) Indications.....	p88
4.2.1.2.°) Technique opératoire.....	p90
4.2.2.°) Vasectomie.....	p91
4.2.2.1.°) Indications.....	p91
4.2.2.2.°) Technique opératoire.....	p91
4.2.3.°) Amputation du pénis/des hémipénis.....	p92
4.2.3.1.°) Indications.....	p92
4.2.3.2.°) Technique opératoire	p92
4.2.4.°) Ovariectomie	p92
4.2.4.1.°) Indications	p92
4.2.4.2.°) Technique opératoire	p96
4.2.5.°) Césarienne/Salpingotomie	p99
4.2.5.1.°) Indications	p99
4.2.5.2.°) Technique opératoire	p103
4.2.5.2.1.°) Les tortues	p103
4.2.5.2.2.°) Les serpents	p104
4.2.6.°) Ovario-salpingectomie.....	p106
4.2.6.1.°) Indications	p106
4.2.6.2.°) Technique opératoire.....	p107

4.2.6.2.1.°) Les tortues	p107
4.2.6.2.2.°) Les lézards	p108
4.2.6.2.3.°) Les serpents	p110

Deuxième partie : les Oiseaux.....p113

1°) Principales espèces rencontrées lors de l'exercice clinique.....	p113
1.1.°) Les psittacidés.....	p113
1.2.°) Les passériformes et les petits exotiques.....	p116
1.3.°) Les Sturnidés.....	p118
1.4.°) Les Colombidés	p119
1.5.°) Les Ansériformes.....	p119
1.6.°) Divers.....	p120
2°) Anatomie de l'appareil reproducteur et physiologie de la reproduction	p121
2.1.°) Détermination du sexe.....	p121
2.2.°) Anatomie de l'appareil reproducteur.....	p125
2.2.1.°) Appareil reproducteur mâle.....	p125
2.2.1.1.°) Les testicules	p125
2.2.1.2.°) Le tractus génital	p126
2.2.2.°) Appareil reproducteur femelle	p129
2.2.2.1.°) L'ovaire	p129
2.2.2.2.°) Le tractus génital	p129
2.2.3.°) Anatomie liée à l'imagerie médicale	p132
2.2.3.1.°) Radiographie.....	p132
2.2.3.2.°) Échographie.....	p133
2.3.°) Physiologie sexuelle.....	p134
2.3.1.°) Cycles de reproduction.....	p134
2.3.1.1.°) Femelles.....	p135

2.3.1.2.°) Mâles	p138
2.3.2.°) Contrôle environnemental de la reproduction.....	p139
2.3.3.°) Utilisation des hormones chez les Oiseaux.....	p141
3°) Contention et Anesthésie des Oiseaux.....	p142
3.1.°) Modalité d'administration des anesthésiques.....	p142
3.1.1.°) Contention	p142
3.1.2.°) Voies d'administration des produits.....	p144
3.2.°) Pharmacologie des anesthésiques chez les Oiseaux.....	p145
3.2.1.°) Physiologie des émonctoires.....	p145
3.2.2.°) Pharmacologie des principales molécules	p146
3.3.°) Protocoles anesthésiques.....	p146
3.3.1.°) Examen et mesures pré-anesthésiques	p146
3.3.2.°) Protocoles réalisables	p150
3.3.2.1.°) Anesthésiques injectables	p150
3.3.2.1.1°) Prémédication	p151
3.3.2.1.2°) Anesthésiques dissociatifs	p152
3.3.2.1.3.°) Barbituriques	p153
3.3.2.1.4.°) Divers	p153
3.3.2.2.°) Anesthésiques volatils	p154
3.3.2.2.1.°) Système respiratoire aviaire et applications cliniques	p154
3.3.2.2.2.°) Anesthésiques utilisables	p156
3.3.2.3.°) Surveillance de l'anesthésie	p159
4°) Chirurgies de l'appareil Reproducteur.....	p162
4.1.°) Prise en charge pré-opératoire et spécificités de la chirurgie des Oiseaux.....	p162
4.1.1.°) Préparation de l'animal et du site opératoire	p162
4.1.2.°) Spécificités de la chirurgie des Oiseaux	p163
4.1.2.1.°) Instruments et matériel	p163
4.1.2.2.°) Voies d'abord.....	p164

4.1.2.3.°) Cicatrisation et sutures	p166
---	------

4.2.°) Chirurgies de l'appareil reproducteur.....p167

4.2.1.°) Orchidectomie.....	p167
-----------------------------	------

4.2.1.1.°) Indications	p167
------------------------------	------

4.2.1.2.°) Technique opératoire	p168
---------------------------------------	------

4.2.2.°) Biopsie testiculaire sous endoscopie	p169
---	------

4.2.2.1.°) Indications.....	p169
-----------------------------	------

4.2.2.2.°) Technique opératoire	p169
---------------------------------------	------

4.2.3.°) Amputation du phallus.....	p170
-------------------------------------	------

4.2.3.1.°) Indications.....	p170
-----------------------------	------

4.2.3.2.°) Technique opératoire.....	p170
--------------------------------------	------

4.2.4.°) Ovariectomie	p170
-----------------------------	------

4.2.4.1.°) Indications.....	p170
-----------------------------	------

4.2.4.2.°) Technique opératoire.....	p171
--------------------------------------	------

4.2.5.°) Césarienne.....	p172
--------------------------	------

4.2.5.1.°) Indications.....	p172
-----------------------------	------

4.2.5.2.°) Technique opératoire.....	p175
--------------------------------------	------

4.2.6.°) Salpingectomie ou salpingohysterectomie	p175
--	------

4.2.6.1.°) Indications.....	p176
-----------------------------	------

4.2.6.2.°) Technique opératoire.....	p180
--------------------------------------	------

Conclusion.....p183

BIBLIOGRAPHIE.....p185

TABLE DES ILLUSTRATIONS

Figure 1 : Python royal (<i>Python regius</i>).....	p12
Figure 2 : Différentes espèces de Boïdés	p13
Figure 3 : Couleuvre des blés albinos (<i>Elaphe guttata guttata</i>).	p14
Figure 4 : Iguanidés.....	p15
Figure 5 : Caméléons.....	p16
Figure 6 : <i>Chamaeleo jonstoni</i>	p17
Figure 7 : Quelques espèces d'Agamidés.....	p18
Figure 8 : Gecko léopard (<i>Eublepharis macularius</i>).....	p18
Figure 9 : <i>Phelsuma quadriocellata</i>	p19
Figure 10 : Varan du Nil (<i>Varanus niloticus</i>).....	p19
Figure 11 : Varan des sables (<i>Varanus exanthematicus</i>).....	p20
Figure 12 : Scinque pomme de pain.....	p20
Figure 13 : Tortue de Floride (<i>Trachemys scripta elegans</i>).....	p21
Figure 14 : Tortue d'Hermann (<i>Testudo Hermannii</i>).....	p22
Figure 15 : Tortue alligator (<i>Macrolemys temminckii</i>).....	p22
Figure 16 : Tortue à éperons (<i>Geochelone sulcata</i>).....	p23
Figure 17 : Ecaille supra-caudale de tortue mâle en forme de crochet.....	p25
Figure 18 : Dimorphisme sexuel chez les tortues terrestres.....	p26
Figure 19 : Sondage d'un Iguane.....	p28
Figure 20 : Sondage d'un serpent.....	p30
Figure 21 : hémipénis d'un <i>Boa constrictor</i>	p31
Figure 22 : Testicules de <i>Boa constrictor</i>	p32
Figure 23 : Vascularisation des testicules chez les Reptiles.....	p33
Figure 24 : Triade vésicule biliaire, rate, pancréas chez un <i>Python molurus</i>	p36
Figure 25 : Ovaire et oviducte de <i>Boa constrictor constrictor</i>	p37
Figure 26 : Ovaire de Reptile.....	p38
Figure 27 : Contention d'une tortue.....	p55
Figure 28 : Contention d'un Iguane vert (<i>Iguana iguana</i>).....	p57
Figure 29 : Contention d'un serpent (<i>Boa constrictor</i>).....	p58
Figure 30 : Voie d'abord chez les Tortues ne passant pas par le plastron.....	p82
Figure 31 : Voies d'abord transplastrales chez la Tortue.....	p83

Figure 32 : Voies d'abord chez les Lézards.....	p86
Figure 33 : Voies d'abord chez les serpents.....	p87
Figure 34 : Ovariectomie chez un Iguane vert (<i>Iguana iguana</i>) suite à une rétention d'oeufs pré-ovulatoire.....	p98
Figure 35 : Quelques espèces de petits Psittacidés rencontrés en clinique.....	p114
Figure 36 : Quelques espèces de aras.....	p115
Figure 37 : Quelques espèces de grands psittacidés.....	p116
Figure 38 : Canari (<i>Serinus serinus</i>).....	p117
Figure 39 : Mainate religieux (<i>Gracula religiosa</i>).....	p118
Figure 40 : Caille peinte de Chine (<i>Excalfactoria chinensis</i>).....	p119
Figure 41 : Espèces diverses rencontrées occasionnellement en clinique.....	p120
Figure 42 : Appareil Reproducteur mâle d'Oiseau.....	p126
Figure 43 : Abouchement du canal déférent au niveau de l'urodéeum.....	p127
Figure 44 : Phallus protrusible d'Oiseau.....	p128
Figure 45 : Appareil Reproducteur femelle d'Oiseau.....	p130
Figure 46 : Contention d'un oiseau de petite taille.....	p143
Figure 47 : Voies d'abord chez les oiseaux.....	p165
Figure 48 : La rétention d'oeuf chez les Oiseaux.....	p173
Figure 49 : Salpingectomie.....	p181
 Tableau I : Stades de l'anesthésie chez les Reptiles.....	p78
Tableau II : Localisation anatomique des reins par rapport à la tête et au cloaque chez deux familles de serpents.....	p90
Tableau III : Comparaison de quelques caractéristiques de trois gaz anesthésiques : l'isoflurane, l'halothane et le méthoxyflurane.....	p158

Les photographies ne présentant pas de référence bibliographique sont des photographies personnelles.

Introduction :

Effet de mode ou nouvelle tendance liée aux conditions de vie, les animaux appartenant à une espèce insolite deviennent de plus en plus courants dans les cabinets vétérinaires. Les NAC appartenant à la classe des Mammifères (Lapin, Cobaye, rat, souris,...) possèdent certaines similitudes liées à leur appartenance à la même Classe avec les espèces étudiées le plus largement étudiées dans le cursus vétérinaire. De plus, les connaissances sur ces NAC sont complétées par de nombreuses données issues de l'expérimentation animale et/ou de l'élevage.

En revanche, il n'en va pas de même pour les Reptiles et les Oiseaux que les vétérinaires connaissent peu en général. Si ces N.A.C. ne représentent qu'une faible proportion des animaux familiers présents dans l'hexagone, on ne peut nier l'existence de réseaux de passionnés et de circuits spécialisés relatifs à leur détention et leur élevage, comme en témoignent les nombreux sites internet et les magasins spécialisés qui fleurissent.

L'élevage de ces animaux (et dans une certaine mesure la médecine qui leur est dévolue) est beaucoup plus largement développé dans certains pays comme les Etats-Unis ou l'Allemagne présageant de manière probable la future situation française. Dans ces pays, certains vétérinaires se spécialisent même dans certains secteurs de la médecine ou de la chirurgie reptilienne ou aviaire. A l'heure actuelle, nous sommes loin d'avoir ce niveau de compétence. La maîtrise de la reproduction fait partie des connaissances de base que doit posséder un vétérinaire sur l'espèce qu'il essaie de soigner car la première préoccupation des éleveurs et des amateurs concerne souvent la reproduction de leurs animaux, source de profit et critère de bien être et de bonne acclimatation de ces derniers.

Le travail suivant se donne pour objectif de répondre aux différentes questions relatives à la maîtrise de la reproduction chez les Oiseaux et les Reptiles vivant en captivité. Nous nous intéresserons tout d'abord aux espèces les plus souvent rencontrées en consultation. Nous envisagerons dans un second temps la manière de différencier mâles et femelles, l'anatomie de

l'appareil reproducteur, et la physiologie de la reproduction, préalable indispensable à la maîtrise de la reproduction et à la chirurgie de l'appareil reproducteur. Puis nous aborderons les méthodes de contention, nécessaires à la réalisation de l'examen clinique et d'examens complémentaires, nous étudierons dans cette même partie comment et où réaliser des injections selon la voie d'administration choisie, et quels agents anesthésiques utiliser afin de sédater ou d'anesthésier un Reptile ou un Oiseau. Enfin nous terminerons en détaillant les différentes chirurgies des voies reproductrices réalisées chez ces animaux, leurs indications et la technique chirurgicale.

Première Partie : Les Reptiles

1°) Principales espèces rencontrées lors de l'exercice clinique :

La classe des Reptiles peut être divisée en quatre ordres : les Squamates qui regroupent les lézards (Sauriens) et les serpents (Ophidiens), les Chéloniens, les Crocodiliens et enfin l'ordre des Rynchocéphales qui ne comporte qu'une espèce peu répandue en terrariophilie, le sphénodon de Nouvelle Zélande, et à laquelle nous ne nous intéresserons pas.

On exclura aussi de cette étude les crocodiles car les certificats de capacité obligatoires pour détenir de telles espèces dangereuses, ne sont que très rarement délivrés à des particuliers. La médecine des crocodiliens appartient donc à la médecine de zoo ou à la médecine d'élevage dans le cas de fermes d'élevage de crocodiles.

De part l'extrême diversité des Reptiles, il est impossible de décrire ici toutes les espèces rencontrées en captivité, et nous ne citerons que les plus fréquentes.

Lorsque l'on reçoit un Reptile dans une salle de consultation, la première chose à faire est de rechercher l'espèce à laquelle il appartient, qui n'est pas toujours celle que croit être le propriétaire. Pour exemple, certains cobras, lorsqu'ils ne coiffent pas sont souvent confondus par les terrariophiles amateurs avec de simples colubridés ; le risque et les précautions à prendre sont pourtant loin d'être identiques.

1.1.°) Les Squamates :

Pour faciliter l'étude des Squamates, on s'intéressera tout d'abord aux serpents puis aux lézards.

1.1.1.°) Ophidiens :

1.1.1.1.°) Les Boïdés :

Les Boïdés sont des serpents non venimeux et constricteurs : ils étouffent leur proie en s'enroulant autour. Certains spécimens peuvent atteindre des tailles très importantes comme l'anaconda ou le python réticulé qui peuvent atteindre 10 mètres. Mais parmi les 70 espèces que

comporte cette famille certains comme le python royal sont à l'âge adulte de faible taille (entre 1m et 1,50m).

Ce sont des animaux terrestres, arboricoles, aquatiques ou fouisseurs. Leur gueule est grande mais surtout leur mâchoire, non reliée par des os mais par un ligament élastique, peut s'ouvrir très largement. Les écailles ventrales sont très larges.

On peut distinguer : - les vrais boas parmi lesquels figurent le boa constrictor (*Boa constrictor*), l'anaconda (*Eunectes sp.*), et les espèces du genre *Corallus*, *Epicrates*,...

- les pythoninés au nombre desquels se comptent le python royal (*Python regius*), sans doute l'un des serpents les plus fréquents en terrariophilie. Cette sous-famille comporte huit genres dont le genre *Morelia*, le genre *Calabaria* et le genre *Aspidites*.

- les boas des sables qui comportent quatre genres dont *Eryx sp.*, *Gongylophis sp.*, *Charina sp.* et *Lichanura sp.*



Figure 1 : Python royal (*Python regius*).



Figure 2 : Différentes espèces de Boïdés.

En haut à gauche : *Morelia viridis*. En haut à droite : Python molure (*Python molurus*)

En bas : Python réticulé (*Python reticulatus*)

1.1.1.2.°) Les Colubridés nord-américains et asiatiques :

Tous les Colubridés nord-américains et asiatique sont des serpents aglyphes : ils ne possèdent pas de crochets et ne sont pas venimeux. Leur morsure est donc inoffensive même si le risque septique est à prendre en compte.

La famille des Colubridés comprend les genres *Elaphe*, *Lampropeltis*, *Pituophis*, *Thamnophis*, *Nerodia* et *Dinodon*.

Les espèces les plus rencontrées en terrariophilie sont les serpents des blés ou couleuvre à gouttelettes (*Elaphe guttata*), les serpents rois de Californie et de Floride (*Lampropeltis getulus californiae* et *floridana*), et les nombreuses espèces de serpents faux-corail (*Lampropeltis triangulum* ssp.). Ce sont tous des couleuvres nord-américaines.

Les couleuvres asiatiques sont plus rares car plus difficiles à maintenir et à reproduire, on rencontre cependant des *Dinodon rufizonatum*, *Elaphe taeniura* et *Elaphe oxycephala* (ex *Gonyosoma oxycephala*).



Figure 3 : Couleuvre des blés albinos (*Elaphe guttata guttata*).

1.1.2.°) Sauriens :

Les Lézards présentent une grande diversité, comptant plus de 3500 espèces. Ils sont regroupés par leurs caractéristiques morphologiques.

1.1.2.1.°) Les Iguanidés :

Les Iguanidés ne sont présents que dans le Nouveau Monde (et à Madagascar) et ressemblent aux Agamidés de l'Ancien Monde. Ils comptent 650 espèces réparties en 55 genres. Les caractéristiques morphologiques externes sont variables.

L'iguane vert (*Iguana iguana*) a longtemps été considéré et conseillé comme un reptile de compagnie plutôt facile ce qui explique le nombre de ces Reptiles rencontrés en clientèle. Cependant cet animal peut atteindre 10kg et mesurer jusqu'à 1,80m, la force qu'il possède alors peut le rendre dangereux s'il se sent acculé ou même lors de la saison de reproduction, lorsqu'il veut chasser un intrus de son territoire...

Il faut se méfier des dents, des griffes et de la queue qui agit comme un véritable fouet.

Les basilics, appartenant au genre *Basiliscus*, deviennent de plus en plus fréquents en terrariophilie car ils sont faciles à reproduire si on leur offre les conditions de vie adéquates. Le plus populaire est le basilic vert, *Basiliscus plumifrons*.



Figure 4 : Iguanidés.

En haut : Basilic (*Basiliscus plumifrons*)

En bas : Iguane vert (*Iguana iguana*)

1.1.2.2.°) Les caméléons :

On compte plus de 80 espèces de caméléon qui sont réparties en trois groupes :

œ le genre *Chamaeleo*, qui regroupe les caméléons « vrais ».

œ le genre *Bradypodion*, comprenant tous les caméléons nains.

œ les caméléons terrestres : ils appartiennent aux genres *Brookesia* et *Rampholeon*.

Les caméléons ont la tête et le corps comprimés latéro-latéralement. Le cou n'est pas délimité. La tête est souvent pourvue de cornes ou de crêtes. Les membres sont souvent longs et grêles. Les orteils sont joints en deux groupes et opposés : les pieds sont zygodactyles. La queue est fine et préhensile chez la plupart des espèces.

Le caméléon le plus fréquent en terrariophilie est le caméléon casqué du Yémen (*Chamaeleo calyptratus*), du fait de sa relative robustesse et de sa facilité à être reproduit.



Figure 5 : Caméléons.

En haut : Caméléon casqué du Yemen (*Chamaeleo calyptratus*) adulte à gauche et juvénile à droite.

En bas à gauche : *Chamaeleo jonstoni* En bas à droite : *Chamaeleo jacksonii*.



Figure 6 : *Chamaeleo jonstoni*.

1.1.2.3.°) Les agames :

Les Agamidés comprennent 300 espèces réparties en 53 genres. La tête est grosse, le corps cylindrique et comprimé latéralement ou verticalement. La queue est longue et peu fragile. Chez de nombreuses espèces, l'ornementation de la tête est différente chez le mâle et la femelle, et le dichromatisme sexuel est fréquent. La langue est épaisse et charnue, légèrement échancrée à l'extrémité. Les dents sont acrodontes.

On compte parmi les Agamidés l'agame barbu d'Australie (*Pogona vitticeps*) et le fouette queue (*Uromastyx acanthinurus*). Ils sont souvent rencontrés en clientèle du fait de leur docilité et de la facilité des contacts entre l'animal et le propriétaire.

Parmi les dragons aquatiques, le dragon d'eau asiatique (*Physignatus cocincinus*) et le dragon australien (*Physignatus lesueri*), sont relativement communs.

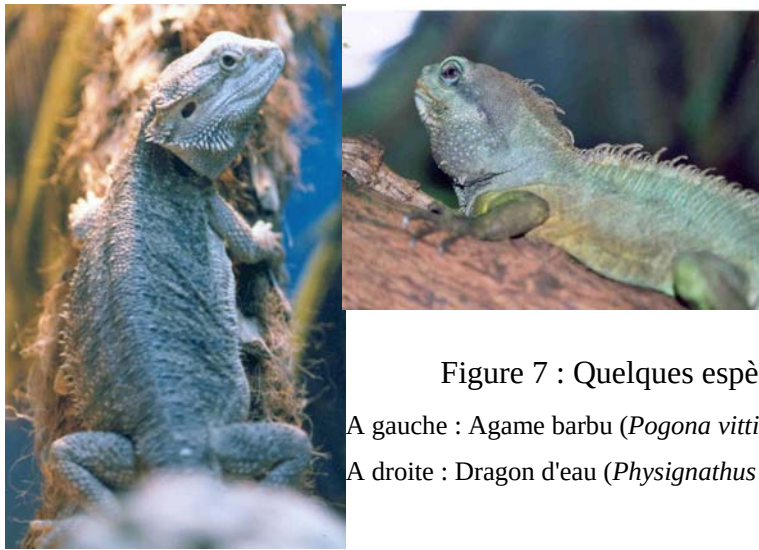


Figure 7 : Quelques espèces d'Agamidés.

A gauche : Agame barbu (*Pogona vitticeps*)

A droite : Dragon d'eau (*Physignathus cocincinus*)

1.1.2.4.°) Les geckos :

La famille des Geckonidés comprend plus de 80 genres et plus de 800 espèces. Leur tête est relativement grande, aplatie et triangulaire. Les yeux sont gros et le plus souvent recouverts d'une paupière transparente immobile. La gueule est grande, la dentition pleurodonte, la langue est charnue, légèrement échancrée vers l'avant. La queue est fragile, de forme variable et rarement préhensile. L'autotomie de la queue est fréquente par réflexe ou suite à un traumatisme.

Le gecko tokay (*Gecko gecko*), le gecko diurne commun de Madagascar (*Phelsuma madagascarensis*), le gecko léopard (*Eublepharis macularius*) sont assez répandus.



Figure 8 : Gecko léopard (*Eublepharis macularius*).

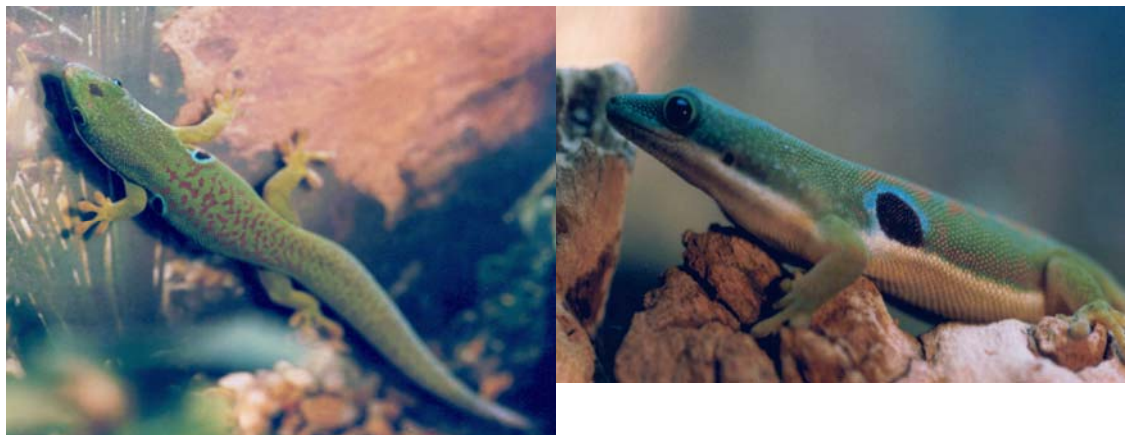


Figure 9 : *Phelsuma quadriocellata*.

1.1.2.5.°) Les varans :

Il existe une trentaine d'espèces de Varanidés, regroupées en un seul genre.

La forme du corps est caractéristique, le cou est long pour un corps relativement court. La tête est généralement très longue et étroite, souvent pourvue d'un museau pointu et de narines en fentes proches des yeux. Les pattes sont puissantes ainsi que les orteils et les griffes. La langue est longue et bifide. Les yeux sont grands, les pupilles à peu près rondes et les paupières sont mobiles.

L'espèce la plus commune détenue en terrarium est sans doute le varan des savanes (*Varanus exanthematicus*) car il a une petite taille et il est relativement docile.

On rencontre souvent en clientèle des varans du Nil (*Varanus niloticus*), des varans de Malaisie (*Varanus salvator*) des varans crocodiles (*Varanus salvadori*), le varan des mangroves (*Varanus indicus*), des varans du Bengale (*Varanus bengalensis*) et des varans à queue épineuse (*Varanus acanthurus*).



Figure 10 : Varan du Nil (*Varanus niloticus*).





Figure 11 : Varan des sables (*Varanus exanthematicus*).

1.1.2.6.°) Les scinques :

La famille des Scincidés comporte plus de 1200 espèces regroupées en 85 genres.

Les écailles évasées forment une série de boucliers lisses et plats symétriques. La forme du corps est variable, en général allongée et légèrement aplatie. La tête est petite et plate, les pattes sont courtes. La langue est large, courte, plate et charnue. Elle peut être squameuse ou cannelée, à l'extrémité légèrement échancrée.

L'espèce la plus fréquente est le scinque à langue bleue.



Figure 12 : Scinque pomme de pain.

1.2.°) Les Chéloniens :

1.2.1.°) La tortue de Floride (*Trachemys scripta elegans*) :

Sa carapace est verte à marron, le plastron est jaune marqué de tâches ou d'ocelles sur chaque écaille. L'épiderme est vert strié de lignes jaunes. Il existe de nombreuses sous-espèces aux colorations différentes.

Elle se reconnaît à ses tempes rouges, qui peuvent parfois disparaître.

Elle a été largement vendue dans les années 1980 et 1990 dans les animaleries comme une petite tortue. Vendues à la taille de quelques centimètres, elles ne cessent pourtant de grandir tout au long de leur vie, atteignant 30cm pour 2-3kg. Elles ont ainsi été largement relâchées dans l'environnement, au détriment des tortues européennes, ce qui a entraîné l'interdiction de son importation en Europe en 1997. Elle est cependant encore largement répandue chez les amateurs de tortues.



Figure 13 : Tortue de Floride (*Trachemys scripta elegans*).

1.2.2.°) Les tortues terrestres méditerranéennes :

Elles appartiennent au genre *Testudo*.

Trois espèces sont relativement fréquentes en consultation, ce sont la Tortue d'Hermann (*Testudo hermannii*), la Tortue grecque (*Testudo graeca*) et la Tortue marginée (*Testudo marginata*). Ces tortues ont longtemps été élevée dans les jardins de nos maisons.

Ces tortues appartiennent maintenant à l'annexe II de la convention de Washington et à l'annexe A des règlements européens et elles sont protégées par la loi française du 10 juillet 1976, leur détention est donc interdite sauf pour les spécimens nés avant cette date.



Figure 14 : Tortue d'Hermann (*Testudo Hermanni*).

1.2.3.°) Les tortues exotiques :

La réglementation concernant les tortues terrestres méditerranéennes a conduit à la popularisation de nombreuses espèces exotiques aquatiques ou terrestres.

Parmi les 260 espèces de chéloniens regroupées en 13 familles, nous ne citerons que les plus fréquentes :

♣espèces aquatiques : la tortue boîte à bords jaunes (*Cuora flavomarginata*), la tortue à long cou (*Chelodina longicollis*), la tortue alligator (*Macrolemys temminckii*), la tortue épineuse (*Heosemys spinosa*), la chélydre serpentine (*Chelydra serpentina*), la clemmyde à gouttelettes (*Clemmys guttata*) et la tortue à grosse tête (*Platysternon megacephalum*).
A l'heure actuelle, une autre tortue appartenant au genre *Trachemys* tend à remplacer la tortue de Floride.



Figure 15 : Tortue alligator (*Macrolemys temminckii*).

Ces espèces terrestres : la tortue léopard (*Geochelone pardalis*), la tortue élégante (*Geochelone elegans*), la tortue à dos articulé des savanes (*Kinixys belliana*), la tortue sillonnée (*Geochelone sulcata*), la tortue rayonnée (*Astrochelis radiata*) et la tortue boîte américaine (*Terrapene carolina*) sont plus communes.



Figure 16 : Tortue à éperons (*Geochelone sulcata*).

2°) Anatomie de l'appareil reproducteur et physiologie de la reproduction :

La classe des Reptiles est une classe très vaste, comptant plus de 6400 espèces distinctes et aux caractéristiques très variées. Ces espèces peuvent largement différer les unes des autres sur le plan anatomique, physiologique, métabolique.

2.1.°) Détermination du sexe :

La détermination du sexe est un élément important pour le propriétaire car elle lui permet d'établir un lien plus fort avec l'animal. Cette connaissance est parfois plus importante pour lui que la connaissance des conditions d'entretien de son animal, elle est donc très fréquemment demandée par le propriétaire [159,52].

De plus, cette détermination est importante pour établir un diagnostic différentiel complet lors de pathologies.

Il est impossible de définir des critères applicables à toutes les espèces de reptiles. Cependant, nous discuterons ici des critères les plus communs utilisés pour déterminer le sexe d'un individu.

Le dimorphisme sexuel peut être évident comme très subtil, et c'est souvent, dans ce dernier cas, la réunion de plusieurs critères, qu'ils soient physiques ou comportementaux, qui permet de déterminer le sexe. La méthode la plus simple est de pouvoir ou d'avoir déjà pu comparer un mâle et une femelle afin d'assimiler la nature parfois subtile du dimorphisme sexuel dans l'espèce donnée [81].

Il est à noter que chez les Reptiles, il existe très peu d'espèces hétérogamétiques. De plus, seules quelques espèces possèdent un hétéromorphisme sur certains chromosomes permettant une différenciation entre mâles et femelles à partir du caryotype [60].

Le plus souvent, c'est la température durant le premier tiers du temps de l'incubation qui détermine le sexe de l'individu

Cependant, un laboratoire américain développe un kit vétérinaire se basant sur l'ADN et non les chromosomes qui permet à partir d'un prélèvement sanguin de sexer les iguanes, qui sont, eux, hétérogamétiques [34]. Cette méthode n'est pas encore disponible en France, et ne pourrait être utilisée que pour les Reptiles dont le sexe n'est pas déterminé par la température d'incubation.

L'existence d'intersexualité a aussi été démontrée, avec présence d'un ovotestis uni- ou bilatéralement. La testostérone inhibe alors l'activité ovarienne [69] et les oestrogènes inhibent le développement des testicules : l'individu est stérile.

Enfin, certains Reptiles sont connus pour avoir une reproduction exclusivement parthénogénétique.

2.1.1.°) Les tortues :

La plupart des caractéristiques utilisées pour sexer les tortues adultes sont difficiles à mettre en oeuvre chez les juvéniles.

✎Caractéristiques morphologiques : Dans la plupart des espèces, le mâle est plus petit mais l'inverse se rencontre aussi [43]. Les tortues mâles ont une queue plus longue, dont la base est élargie.

Chez le mâle, l'ouverture du cloaque s'étend généralement au delà des marges de la carapace contrairement à ce qui se passe chez la femelle.

Chez certaines espèces, les mâles possèdent un plastron concave facilitant la copulation.

Le plus souvent, l'écaille supracaudale du mâle a une forme de crochet alors que celle de la femelle a une forme plus évasée permettant le passage des oeufs lors de la ponte [63,159].



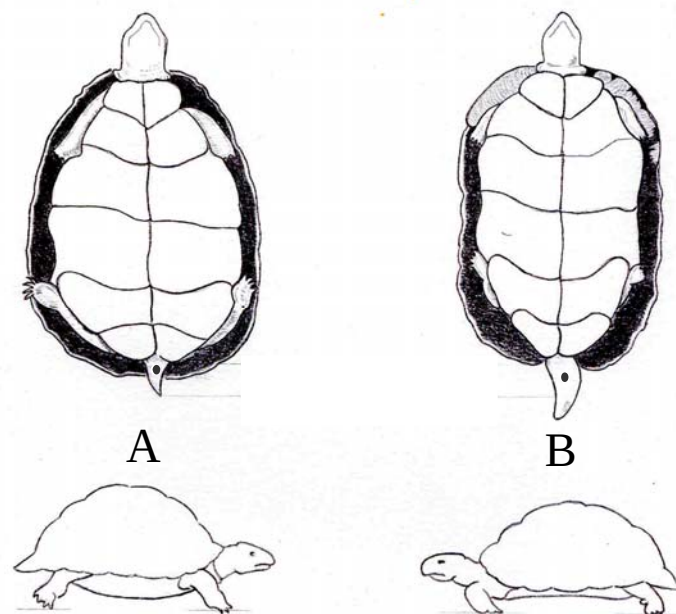
Figure 17 : Ecaille supra-caudale de tortue mâle en forme de crochet.

Chez les espèces aquatiques des genres *Pseudemys*, *Chrysemis* et *Graptemys*, les griffes présentes sur les pattes antérieures du mâle sont plus longues [54,78].

Chez les tortues du genre *Terrapene*, la couleur des yeux varie avec le sexe : les mâles ont l'iris rouges alors que chez les femelles il est jaune-orange à marron. Cependant, il ne faut pas trop se fier à cette dernière caractéristique car certaines populations n'expriment pas cette particularité.

Enfin, les femelles ont la plupart du temps une carapace plus large que les mâles

Chez les tortues du genre *Xerobates*, des glandes sécrétant des phéromones sont présentes très majoritairement chez les mâles, au niveau de la mandibule.



A : la projection du cloaque se situe à l'intérieur de la carapace, le plastron est plutôt plat.

B: la projection du cloaque se situe à l'extérieur de la carapace, le plastron est concave.

Figure 18 : Dimorphisme sexuel chez les tortues terrestres.

Dessin Magali BONNEAU (non publié).

⌘ L'extériorisation manuelle du pénis est possible mais nécessite de l'expérience [71].

⌘ CLARO [39] fait aussi référence au dosage de la testostéronémie utilisé à la Cayman Turtle Farm. Ce procédé compte 97% de réussite sur le diagnostic du sexe et même 100% si le test est couplé à une stimulation à la FSH bovine. Le dosage de la testostéronémie s'est révélée être l'examen le plus efficace pour déterminer le sexe des

tortues aquatiques juvéniles. Les mâles juvéniles ont toujours un taux sanguin de testostérone plus élevé que les femelles [159].

✂ Une laparotomie ou une laparoscopie peuvent aussi être réalisées mais nécessitent une anesthésie. Le risque vital encouru et le fait que cette technique soit invasive font que cette méthode est souvent mal perçue par le propriétaire et donc refusée.

✂ Enfin, une cloacoscopie à l'aide d'un otoscope ou d'un endoscope sous anesthésie générale peut permettre de sexer l'animal [40].

2.1.2.°) Les Lézards :

Parmi l'ensemble des espèces de lézards, les varans sont parmi les plus difficiles à sexer.

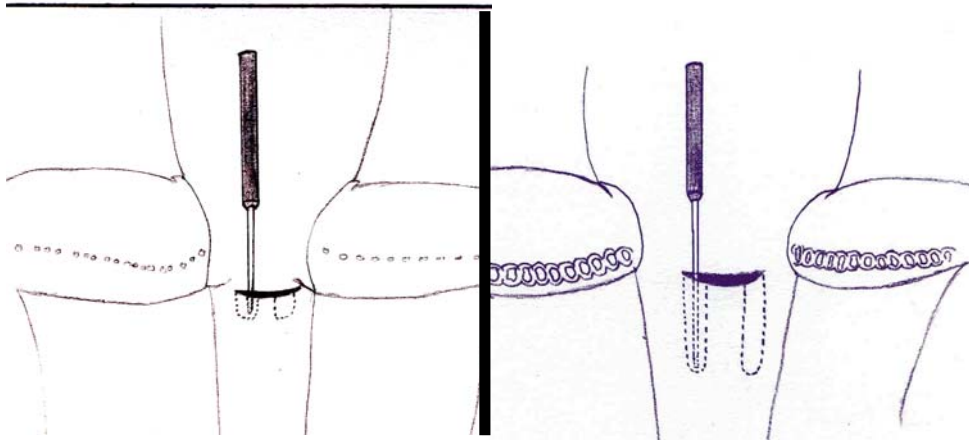
✂ Dimorphisme sexuel : chez les lézards, la différence peut être flagrante comme subtile. Habituellement, les mâles ont une tête plus grosse et plus large, ce qui se vérifie surtout chez les Scincidés. Chez de nombreuses espèces de la famille des Iguanidés, la seule différence externe entre un mâle et une femelle consiste en deux écailles plus larges chez le mâle caudalement au cloaque et/ou en la présence de pores fémoraux ou de glandes odoriférantes toujours chez le mâle. Les fanons, cornes, casques, épines dorsales, écailles jugales (située sous le tympan) sont dans la grande majorité des cas plus grosses et plus proéminentes chez les mâles [20,54,159].

Lors de la saison de reproduction, la coloration est très souvent plus prononcée chez le mâle.

Enfin, chez certaines espèces, les mâles possèdent des éperons caudalement au tarse [43]

✂ Longueur de la queue : de la même façon que chez les serpents, celle-ci est plus longue et plus grosse chez les mâles (présence à la base de renflements hémipéniens), mais la différence peut être parfois assez subtile.

✂ Utilisation de sondes : chez les lézards, le sondage est plus risqué que chez les serpents du fait de la plus grande difficulté d'une bonne contention. La technique est la même que chez le serpent, l'absence d'écaille recouvrant le cloaque rendant le geste plus facile. La sonde ne pénétrera dans la cavité génitale de la femelle que sur une longueur équivalente à la moitié ou au tiers de celle d'un mâle. Une certaine expérience est donc nécessaire.



A gauche, la femelle : la sonde ne pénètre que sur une courte longueur dans le cloaque, les pores fémoraux sont peu développés.
A droite, le mâle : la sonde pénètre sur une longueur plus importante dans le cloaque, les pores fémoraux sont plus développés.

Figure 19 : Sondage d'un iguane.

Dessin Magali BONNEAU (non publié).

✂ L'endoscopie n'est pas toujours probante et nécessite une anesthésie [69]. Cependant elle apporte des renseignements sur la physiologie et d'éventuelles pathologies de la gonade [159].

✂ Palpation : la technique est identique chez les serpents (voir plus loin). Cette méthode est surtout utilisée pour les petits iguanidés, scinques et téidés. Mais attention, si la queue est maintenue avec trop de force, elle peut se fracturer. La palpation est donc déconseillée chez les jeunes lézards et/ou si la queue est trop fine. Le recours à l'anesthésie pour relaxer la musculature de la région cloacale et de la base de la queue peut être nécessaire [54,159].

✂ Afin de faire ressortir les deux hémipénis, on peut aussi injecter au niveau du cloaque du NaCl 0,9% qui les rend turgescents et les extériorise. Chez les espèces les plus larges, il est nécessaire d'avoir recours à un myorelaxant, sinon le muscle rétracteur du pénis s'oppose à cette manipulation [47].

✂ Comportement : les comportements d'intimidation (hochements de tête verticaux , gonflement des fanons, postures d'intimidation) sont plus fréquents chez les mâles, ne laissant souvent que peu de doutes lors de la saison de reproduction.

Il est possible d'observer les hémipénis des mâles de certaines espèces après qu'ils aient déféqué. C'est le cas notamment des varans [80], des Iguanes [86].

De même, certains mâles lézards se « masturbent » contre des éléments du décor, laissant alors des traces de sperme dans le terrarium [86].

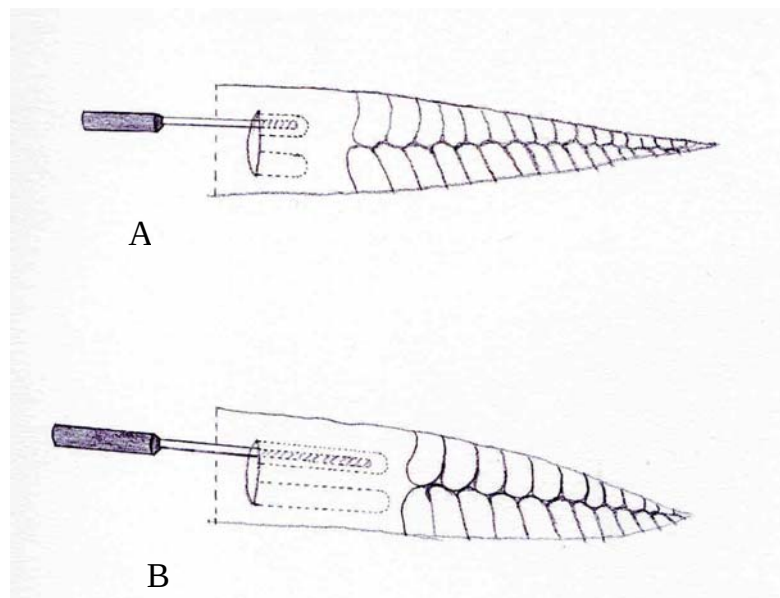
- ☞ Certains varans mâles (*V. salvator* et *V. indicus*) possèdent un fourreau ossifié, le sexage peut ainsi s'effectuer à l'aide d'une radiographie [47,80].
- ☞ Dosages sanguins : chez les iguanes, FERTARD [60] rapporte des valeurs de testostéronémie chez les Iguanes verts propres à les différencier par ce dosage sanguin : 10 167pg/mL chez les mâles contre 258 pg/mL chez les femelles. L'absence de recouvrement des valeurs extrêmes rend cette méthode fiable. Elle est cependant peu développée à l'heure actuelle en clinique.
- ☞ Une cloacoscopie sous anesthésie générale réalisée avec un otoscope peut permettre le sexage de certains individus [40].
- ☞ Echographie : surtout chez les varans, en raison de la difficulté de les sexer par les autres techniques et chez certains hélodermes [131,159]. Les grappes ovariennes sont très faciles à voir même chez des juvéniles et contrastent avec le tissu ovoïde homogène que constituent les testicules [119]. Cependant, du fait de leurs écailles, certains lézards (i.e. les scinques) sont inéchographiables. Chez certaines espèces (i.e. le varan de Komodo), la gonade garde pendant plusieurs mois un aspect indifférencié ne permettant pas de reconnaître le sexe de l'animal [119]. En général, on utilise une sonde de 5.0 ou 7.5 Mhz. Les animaux sont placés en décubitus ventral, la sonde est positionnée latéralement ou ventralement à l'animal (la table d'échographie doit alors être percée).
- ☞ Sexage ADN : un laboratoire spécialisé dans le sexage des oiseaux a développé un kit de sexage par ADN pour l'iguane vert, mais la faible demande les a forcés à arrêter sa commercialisation. Cependant, à l'avenir, d'autres tests basés sur le même principe pourraient être commercialisés pour d'autres espèces de lézards ou de tortues dont la détermination du sexe est génétique [159].

2.1.3.°) Les Serpents :

- ☞ Longueur de la queue : chez les mâles, la queue est généralement plus longue et sa base plus épaisse, celle-ci logeant les deux hémipénis. Chez la femelle, la queue est plutôt large et apparaît conique ou parfois étranglée. Mais chez certaines espèces où la queue est morphologiquement longue et fine, il est difficile de faire une différence entre le mâle et la femelle [20,54,159].
- ☞ Éperons ou ergots cloacaux : Présents chez les boidés, ces éperons sont des vestiges de la ceinture pelvienne. Ils sont plus imposants chez le mâle. Cependant, ils peuvent se trouver

endommagés ou arrachés et induire en erreur si ce seul critère est pris en compte [20,159].

Utilisation de sondes : Attention, une mauvaise manipulation de la sonde ou des gestes inexpérimentés peuvent provoquer des lésions, une infection voir un prolapsus des hémipénis. L'utilisation d'un cathéter urétral de taille appropriée sera préférée à celle d'une sonde métallique. Enduire la sonde avec un lubrifiant non toxique et non spermicide. Insérer la sonde cranialement sous l'écaille ventrale puis la diriger caudalement, en choisissant un côté (il y a une loge pour chaque hémipénis). Si c'est une femelle, la sonde ne pourra être enfoncée que sur une longueur équivalente à 3 à 6 écailles caudales. Chez le mâle, elle peut être enfoncée sur une longueur équivalente à plus de 12 écailles. Attention, il faut manipuler avec précaution la sonde car l'extrémité de la loge des organes sexuels est délicate à sentir, et une manipulation trop brutale peut déchirer ou perforer les tissus environnants.



A : chez la femelle, la sonde ne pénètre que sur une courte longueur après le cloaque.

B : Chez le mâle, la sonde pénètre sur une longueur plus importante après le cloaque.

Figure 20 : Sondage d'un serpent.

Dessin Magali BONNEAU (non publié).

L'endoscopie n'est pas toujours probante compte tenu de l'anatomie particulière longiligne des serpents et elle nécessite une anesthésie [69].

☞ Palpation et massage : Généralement effectuée sur les juvéniles, il faut faire attention à ne pas léser le squelette ou d'autres organes. Cette technique consiste à « comprimer » d'arrière en avant les flancs du serpent depuis la fin supposée de la loge des hémipénis (environ la 12e écaille caudale après le cloaque) de façon à les faire ressortir. Les serpents voient habituellement le contenu de leur cloaque lors de cette opération. Chez les mâles, cette manipulation provoque l'extériorisation des deux hémipénis. Chez la femelle, on n'apercevra que deux papilles génitales, petites et rouges [47,159]. Cette méthode est surtout utilisée chez les juvéniles pour lesquels le sondage est assez risqué en raison de la fragilité des tissus [159].

☞ Afin de faire ressortir les deux hémipénis, on peut aussi injecter au niveau du cloaque du NaCl 0,9%, ce qui rend ces derniers turgescents provoquant leur extériorisation. Chez les espèces les plus larges, il est nécessaire d'avoir aussi recours à un myorelaxant sinon le muscle rétracteur du pénis s'oppose à cette manipulation [47].



Figure 21 : Hémipénis d'un *Boa constrictor* (photographie David VANDERSTYLEN)

☞ Caractéristiques comportementales: Tout chevauchement ou combat rituel (entre mâles par conséquent) permet de définir le sexe d'un serpent.

☞ Une cloacoscopie peut être réalisée avec un otoscope sous anesthésie générale [40].

2.2.°) Anatomie de l'appareil reproducteur :

2.2.1.°) Appareil reproducteur mâle :

2.2.1.1.°) Les testicules :

Comme chez les Mammifères, les testicules assurent l'élaboration et la maturation du sperme, et une fonction endocrine en régulant les caractères sexuels secondaires et le comportement de reproduction.

Ils sont de forme ovale à allongée, de couleur très variable (gris-rose-blanc le plus souvent à jaune orangé chez les Tortues). La présence de mélanoblastes au niveau de l'interstitium peut faire apparaître le testicule en noir ou en gris foncé. La taille et la consistance sont variables selon la période du cycle de reproduction où ils sont observés.

Les testicules sont en rapport avec les glandes surrénales, au niveau du pôle antérieur du rein auquel ils sont reliés par le mésorchium. Le testicule droit est toujours situé plus cranialement que le gauche.

Chez les Boïdés le testicule droit est souvent situé au niveau, ou légèrement caudalement, à la triade vésicule biliaire/rate/pancréas [113]. L'organisation séquentielle des organes chez les serpents est ainsi la suivante dans le sens cranio-caudal : testicule droit puis testicule gauche et rein droit puis rein gauche [113].

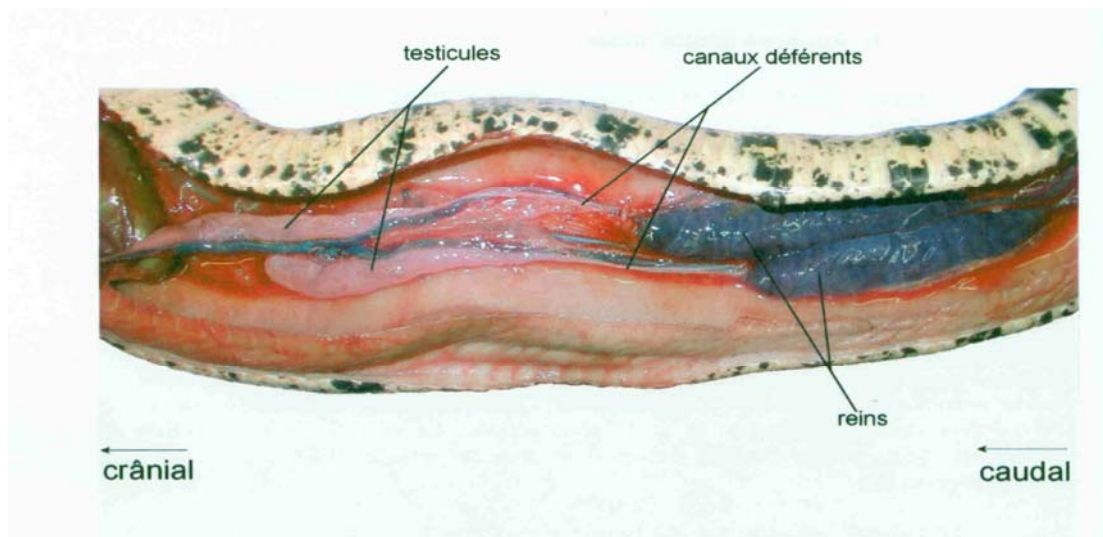
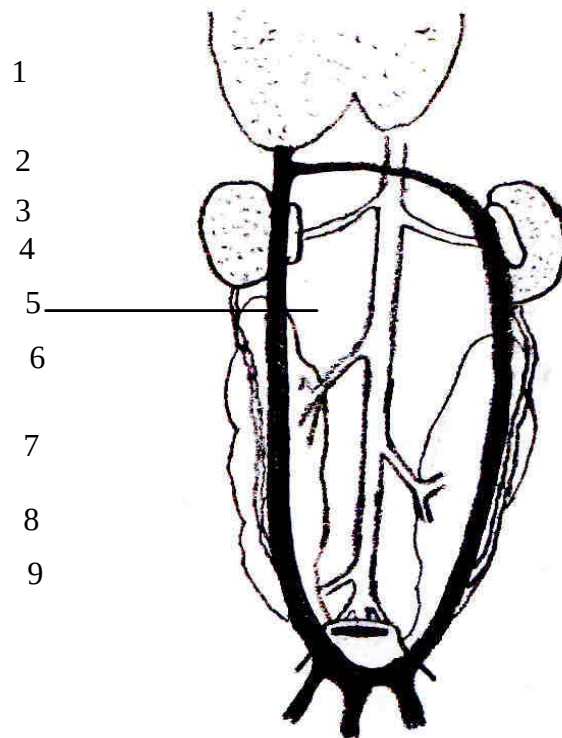


Figure 22 : Testicules de *Boa constrictor*.

Photographie David VANDERSTYLEN (communication personnelle).



1 : foie 2 : veine cave 3 : surrénale 4 : testicule 5 : artère testiculaire
6 : conduit déférent 7 : Rein 8 : aorte 9 : veine rénale

Figure 23 : Vascularisation des testicules chez les Reptiles.

Dessin Magali BONNEAU (non publié).

Chaque testicule est recouvert d'une capsule fibreuse (la tunique albuginée) de laquelle partent les septa qui divisent le testicule en lobules, excepté chez les Tortues. Chez quelques espèces, cette tunique albuginée comporte des fibres musculaires lisses.

Les testicules sont composés de tubules séminifères, de cellules interstitielles et de vaisseaux sanguins enchâssés dans du tissu conjonctif [47].

Chaque lobule contient plusieurs tubes séminifères et un tissu interstitiel vascularisé correspondant aux cellules de Leydig qui assurent la stéroïdogénèse.

Les tubes séminifères sont entourés par la tunica propria, couche de tissu conjonctif fibreux pouvant se distendre lorsque les gamètes s'accumulent dans la lumière avant la saison de reproduction.

2.2.1.2.°) Le tractus génital :

Après avoir été formés dans le testicule, les spermatozoïdes passent par des canalicules efférents, nombreux et anastomosés : c'est le rete testis ou segment sexuel rénal, extratesticulaire. Ils rejoignent ensuite les canalicules épидидymaires, longs et contournés, puis le canal épидидymaire. Les deux canaux correspondant aux deux testicules se rejoignent, formant alors l'épидидyme [25,83]

Le rete testis est situé en face dorsomédiale de chaque testicule. C'est une structure qui n'existe pas chez les Mammifères et qu'il convient de détailler.

Cette structure dimorphique comprend la section terminale ou préterminale des tubules urinifères, situés dans le rein. Cette structure se développe sous l'action des androgènes lors de la phase d'activité sexuelle (puis régresse lors de la phase de quiescence si elle existe) et on assiste à l'hypertrophie des cellules qui développent de nombreux grains de sécrétion qui se mélangent au sperme au niveau du cloaque. Ces grains de sécrétion semblent avoir un rôle nutritif et un rôle de transport du sperme. Ils sont peut être impliqués dans des signaux chimiotactifs destinés aux femelles, ou encore dans la fermeture de l'oviducte après la copulation puisqu'on retrouve ces sécrétions dans le tractus de la femelle [60].

Sa sécrétion est indispensable à la survie et à la maturation des spermatozoïdes et on n'observe pas de comportement sexuel en l'absence de développement de ces glandes [146].

L'épидидyme (absent chez les serpents [47]) peut être divisé en deux parties :

œportion antérieure : elle est formée de canalicules, qui libèrent des grains de sécrétion pendant la saison de reproduction et dont le rôle n'a pas été déterminé avec exactitude jusqu'à présent;

œportion postérieure : le canal épидидymaire (dont la lumière est très dilatée par les spermatozoïdes lors de la saison de reproduction) sécrète des substances très certainement impliquées dans la maturation et la capacitation des spermatozoïdes. On peut aussi noter la présence de fibres musculaires lisses aidant probablement au transport des spermatozoïdes. Cette partie de l'épидидyme retient les spermatozoïdes jusqu'à l'éjaculation où ils empruntent alors le canal déférent.

Chez les tortues, l'épididyme est volumineux et il mesure toute la longueur du testicule [25]. Un mésorchium riche en vaisseaux sanguins et en canaux afférents le relie au testicule.

Selon les espèces, il existe de 1 à 45 canaux déférents (chez *Emys orbicularis*) qui assurent le transport des spermatozoïdes et réabsorbent les fluides produits dans les tubules séminifères. Le canal déférent (ductus deferens) assure le transport du sperme jusqu'au(x) pénis lors de l'éjaculation. Il est soutenu par une épaisse couche musculaire lisse et est entouré de nombreux vaisseaux et nerfs. Il n'a pas de rôle sécrétoire. Le canal déférent est un lieu de stockage du sperme, il intervient dans la phagocytose des spermatozoïdes dégénérés et sécrète une substance microapocrine au rôle indéterminé. Chez les tortues, le canal déférent est entouré d'une gaine conjonctive qui englobe aussi l'uretère et la veine rénale afférente [25].

Le tractus génital débouche enfin dans le cloaque, au niveau du sinus urogénital, près des papilles urinaires cloacales.

Les squamates possèdent deux hémipénis, enchâssés à la base de la queue. Ce sont des sacs cylindriques, vides et à paroi épaisse chez les lézards. Ils sont rétractés dans des cavités en arrière du cloaque et ils débouchent sur celui-ci. Leur surface est souvent ornée de papilles, épines et leur forme est très variable (plissés, réticulés, en calice,...), c'est un des critères de classification chez les Sauriens. Ils ne peuvent être introduits dans le tractus génital femelle que par dévagination, à la manière d'un doigt de gant que l'on retourne [146]. Chaque hémipénis est alimenté par une veine de taille importante contrôlée par un sphincter déterminant l'engorgement des sinus sanguins. Chez le boa constrictor, il existe un muscle permettant de faire jaillir l'hémipénis invaginé, à la manière d'un doigt de gant [34]. Un muscle rétracteur permet de faire rentrer le pénis dans sa loge.

Les tortues, elles, possèdent un pénis unique, extensible, avec des rainures, non fourchu. Le pénis consiste en un épaississement de la paroi ventrale du proctodeum plus ou moins bien individualisé (le pénis est plus long et forme un gland bien développé à son extrémité chez les espèces terrestres). Il est souvent rose à marron noir et il peut être de taille importante [25]. On observe une gouttière séminale longée latéralement par un tissu caverneux érectile. Chez les Chéloniens, la cavité coelomique se prolonge dans le pénis par deux canaux péritonéaux

en culs-de-sac qui complètent la gouttière séminale formant alors un canal.

L'érection du pénis est le fait de la turgescence des corps caverneux latéraux qui est peut être facilitée par les canaux péritonéaux. En effet, ceux-ci semblent pouvoir modifier la pression relative.

La rétraction s'effectue par vidange sanguine et contraction du muscle rétracteur du pénis [83].

2.2.2.°) Appareil reproducteur femelle :

2.2.2.1.°) Les ovaires :

Situés près du pôle cranial du rein ipsilatéral, l'ovaire droit est proche de la veine cave, alors que l'ovaire gauche jouxte la surrénale [23]. Tous deux sont allongés et ovales. Chez les Serpents, les ovaires sont de forme plus allongée par rapport aux autres Reptiles, leur position est toujours asymétrique et l'ovaire droit est généralement plus allongé et situé plus cranialement. Dans ce groupe, l'ovaire gauche peut être atrophié voir absent. Ces caractéristiques sont à mettre en relation avec la forme particulière du corps des serpents. Le plus souvent, le pôle cranial de l'ovaire droit se situe chez les serpents au niveau de la triade vésicule biliaire/rate/pancréas ou légèrement caudalement à celle-ci [113]. L'organisation séquentielle des organes est donc la suivante dans le sens craniocaudal : ovaire droit puis ovaire gauche suivi du rein droit puis du rein gauche [113].

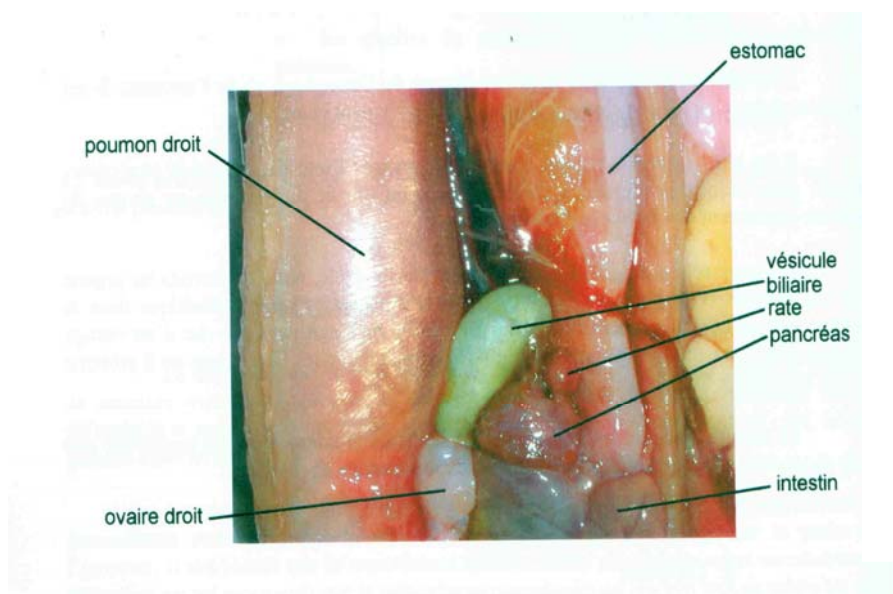


Figure 24 : Triade vésicule biliaire, rate, pancréas chez un *Python molurus*.

Photographie David VANDERSTYLEN (communication personnelle).

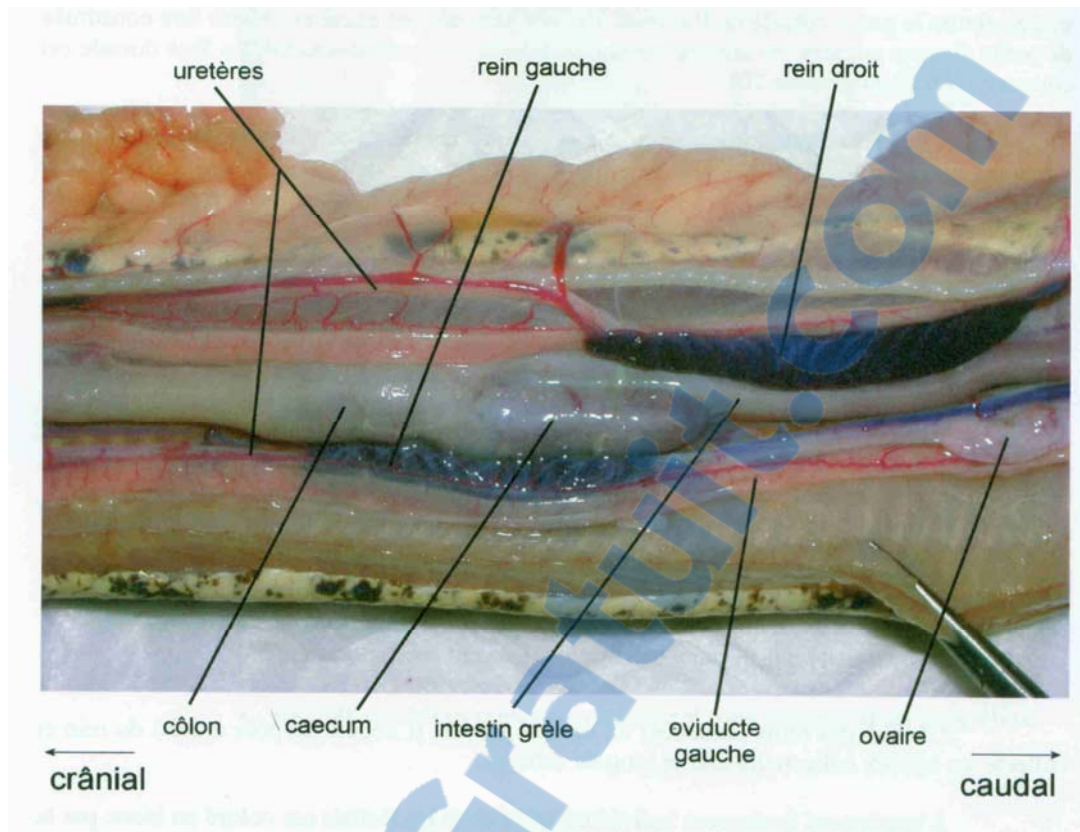


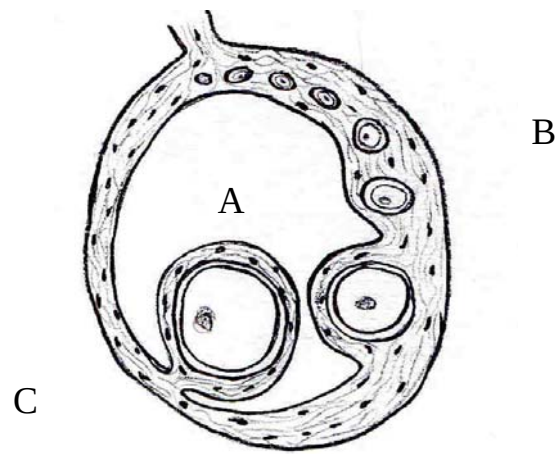
Figure 25 : Ovaire et oviducte de *Boa constrictor constrictor*.

Photographie David VANDERSTYLEN (communication personnelle).

La couleur des ovaires est variable : les ovaires des tortues apparaissent le plus souvent rouge sombre, les nombreux follicules en périphérie étant plutôt blanchâtres [25] à jaune orangé en période d'activité sexuelle [63].

Les ovaires des Reptiles sont des structures membraneuses, sacculaires qui laissent apparaître facilement les follicules.

Petits et granuleux lorsqu'ils sont inactifs, ils ne ressemblent plus qu'à un grand sac lobulé rempli de follicules vitellins au moment de l'ovulation [48]. Chez les Tortues, en période d'activité sexuelle, les ovaires peuvent s'étendre jusqu'au foie [83].



A : cavité ovarienne B : jeune ovocyte C : ovule à maturité.

Figure 26 : Ovaire de Reptile.

Les ovaires sont reliés à la paroi dorsale par le mésovarium, en continuité avec l'équivalent du mésosalpynx, qui lui entoure les oviductes.

L'ovaire reptilien type est constitué d'une couche d'épithélium germinal cuboïde reposant sur une tunique albuginée. Ces deux couches entourent le cortex ovarien, où sont dispersés les follicules et qui contient des espaces lymphatiques anastomosés en réseau [25].

Le stroma ovarien est composé d'un tissu connectif lâche contenant des fibres de collagène, des fibroblastes éparpillés, des vaisseaux sanguins ainsi que des follicules à des degrés de maturation divers, des corps jaunes et des corps atrophiques.

Chaque follicule contient un ovogonie (ou un ovocyte) entouré d'une couche de cellules correspondant à la granulosa (synthèse d'hormones stéroïdiennes et rôle dans la maturation de l'ovocyte), elle-même entourée de plusieurs couches de cellules correspondant à la thèque.

Les différentes séries de follicules correspondent aux différentes pontes qui vont se succéder dans le temps.

Lors du développement folliculaire, les cellules de la thèque se dédoublent formant une thèque interne, formée de cellules endocrines régulant les changements morphologiques, cytologiques et histochimiques lors du cycle de reproduction, et une thèque externe, couche fibreuse contenant une matrice de collagène et des fibroblastes, support structural du follicule.

Chez les tortues, à l'éclosion, le jeune possède une gonade très peu différenciée et qu'on ne

peut souvent pas identifier même histologiquement.

2.2.2.2.°) Le tractus génital :

Il reçoit et transporte les gamètes, assure la maturation de l'ovocyte et le stockage du sperme. C'est le site de fécondation, de dépôt de l'albumen, de la membrane et de la coquille calcaire. Il retient aussi les oeufs avant l'oviposition et intervient dans cette dernière.

Symétriques, les oviductes s'étendent de l'ovaire cranialement jusqu'au cloaque. Ils sont reliés à la paroi dorsale par le mésosalpynx.

L'oviducte gauche peut être atrophié voir absent chez certaines espèces de serpents et de lézards. Le plus souvent chez les serpents, l'oviducte droit est celui qui contient les oeufs en voie de développement et en gestation

Sur toute sa longueur, l'oviducte est composé de trois couches histologiques :

œ la séreuse : c'est une fine couche de tissu conjonctif lâche en continuité avec le mésosalpynx. Elle abrite de nombreux vaisseaux sanguins et lymphatiques évoluant parallèlement à l'oviducte.

œ Le myomètre : il comporte deux couches musculaires. La plus externe est composée de fibres musculaires lisses longitudinales, la plus interne de fibres circulaires. La taille de chaque couche musculaire va en s'épaississant de l'infundibulum au vagin où elles forment un sphincter capable de retenir les oeufs ou les petits jusqu'à la ponte ou la naissance. Cette couche s'épaissit lors de la phase de vitellogénèse sous l'action des oestrogènes. Les contractions de la musculature contribuent à la migration des gamètes et au déplacement des oeufs au sein de l'oviducte.

œ l'endomètre : il peut être lui-même divisé en deux couches. La lamina propria, matrice de tissu conjonctif comprenant des vaisseaux sanguins, des lacunes lymphatiques, et des glandes tubulaires ramifiées de forme complexe (glandes alvéolaires).

La lamina epithelialis tapisse la lumière de l'oviducte et est composée d'une part variable de cellules ciliées (évacuent les fluides et débris cellulaires de l'oviducte et aident au transport des spermatozoïdes jusqu'au site de fécondation) et de cellules sécrétoires (sécrétion de la membrane coquillière, de la coquille,...), selon la phase du cycle sexuel et la région de l'oviducte observée.

L'oviducte peut être subdivisé en plusieurs parties : l'infundibulum, les cornes utérines, l'isthme, l'utérus et le vagin.

👉 **L'infundibulum** : il ressemble à un entonnoir fin et flacide dont l'ostium se trouve juxtaposé à l'ovaire. La musculature se trouve très réduite dans la partie antérieure et plus développée dans la partie postérieure.

On note dans la partie caudale plusieurs replis de la muqueuse et une transition structurale vers l'architecture des cornes utérines.

Les variations observées au cours du cycle sont minimales.

Chez de nombreuses espèces de squamates, on observe dans cette région plusieurs spermathèques ce qui semble désigner l'infundibulum comme le lieu probable de fécondation des gamètes.

Le faible nombre de cellules sécrétoires présentes interviendrait dans la lubrification des voies génitales et la capacitation des spermatozoïdes.

Chez les serpents, l'infundibulum s'ouvre craniolatéralement à l'ovaire considéré [113].

👉 **Cornes utérines** : Chaque corne se présente sous la forme d'un tube aplati, à paroi fine, présentant de nombreuses circonvolutions qui leur donnent un aspect très plissé. Caudalement, les différentes couches de la paroi, notamment le myomètre, s'épaississent.

Les replis longitudinaux de la muqueuse permettent à l'oviducte de se déformer au passage des oeufs.

Les cils présents au niveau de l'épithélium interviennent dans la migration des gamètes. Leur nombre est important et il augmente de la période de quiescence sexuelle à la fin de la période de vitellogénèse. Les glandes muqueuses, elles, permettent la sécrétion d'albumen entourant le jaune d'oeuf, on les retrouve très développées vers la fin de la période de vitellogénèse.

Chez les Lézards, la présence de glandes à albumen au niveau des cornes utérines n'a pas été rapportée, la quantité d'albumen est par ailleurs faible chez ces espèces.

Les cornes utérines, très développées chez les Tortues, peuvent servir au stockage du sperme ainsi que l'isthme, en fonction des espèces considérées.

Chez les serpents, le nombre de glandes présentes au niveau des cornes utérines est limité (elles sont presque absentes chez certaines espèces vivipares), et elles sont le plus souvent localisées près de l'attache du mésosalpynx.

👉 **Isthme** : Sa paroi est fine et légèrement convolutive. C'est une zone de transition : on note l'absence de glandes, la couche musculaire est compacte, la muqueuse forme des plis dessinant une arborisation.

☞ **Utérus** : C'est le lieu de la formation des couches fibreuses et calcaires de la coquille, et c'est le lieu de stockage des oeufs jusqu'à l'oviposition. Il présente une section épaisse, musculeuse avec un myomètre très développé.

La muqueuse forme de très nombreux replis avec des cryptes profondes qui se développent lors de la vitellogénèse et qui sécrètent les futures fibres protéiques de la membrane de la coquille.

Chez les vivipares ces glandes sont peu développées voir absentes. On assiste lors de la gestation à un développement de la vascularisation aboutissant à la formation d'un placenta.

☞ **Vagin** : De section droite et rectiligne, il est formé d'épaisses couches musculaires circulaires et longitudinales réalisant un sphincter au niveau du cloaque chez les lézards, les tortues et les crocodiles.

Chez les serpents, cette portion de l'oviducte est plus longue en rapport avec la forme de l'animal, et forme des replis longitudinaux.

Chez les tortues, on observe comme chez les oiseaux, une séparation spatiale entre la formation d'albumen (au niveau de la section tubaire aplatie du magnum) et celle de la coquille (portion utérine).

2.2.3.°) Anatomie appliquée à l'imagerie médicale :

L'imagerie médicale est un outil diagnostique important de la médecine des Reptiles, le recours à cette dernière est commun et son aide souvent décisive lors des pathologies nécessitant une intervention chirurgicale sur l'appareil reproducteur. C'est la raison pour laquelle la radiographie et l'échographie de l'appareil reproducteur seront développées ci-après.

2.2.3.1.°) Radiographie :

[132] Les Reptiles sont plus radiorésistants que les Mammifères, les bénéfices de la radiographie sont donc toujours supérieurs aux risques même lors de gestation avancée.

Les incidences dorso-ventrales et latéro-latérales (avec des rayons horizontaux) sont de règle afin d'obtenir des images anatomiques reproductibles. Le décubitus dorsal ou latéral aboutit à un remaniement important de la position anatomique des différents organes, du fait de l'absence de diaphragme, et sont donc à proscrire.

Il est nécessaire, avec les serpents, d'effectuer une bonne contention afin d'obtenir une bonne exposition dorso-ventrale. Si l'animal est de grande taille, l'utilisation de repères en plomb sur l'animal permet de se repérer anatomiquement.

Les ovaires sont le plus souvent visibles le long de la paroi dorsale, surtout si de nombreux follicules sont présents.

L'oviducte est rarement visible sauf si des oeufs sont présents.

L'appareil reproducteur des mâles est le plus souvent indiscernable à la radiographie. Certains varans ont un fourreau ossifié, la radiographie peut alors permettre de sexer l'animal.

Globalement, l'apport de la radiographie est pauvre en informations. Elle ne présente d'intérêt que lors de gestation.

2.2.3.2.°) Echographie :

On utilise généralement des sondes de 3,5 Mhz pour les animaux de très grande taille, une sonde de 5 Mhz pour les espèces larges et une sonde de 7,5-10 Mhz pour les espèces les plus petites.

La fenêtre échographique est limitée chez les tortues. Cependant son utilisation est assez fréquente du fait du risque infectieux lié à une laparotomie. Les fenêtres échographiques sont situées entre les membres et la carapace. Un gant rempli d'eau contenant la sonde peut faciliter l'échographie. Chez les serpents, les lézards et les crocodiles, on peut même immerger l'animal pour faciliter l'échographie.

Certains lézards et serpents ne peuvent pas être échographiés du fait de l'épaisseur voire de l'ossification de leurs écailles qui renvoient les ondes, ou de leur poumon qui s'étend jusqu'au pelvis, ne laissant pas de fenêtre échographique suffisante pour le manipulateur [90].

Avant ou pendant la mue, les images obtenues sont de moins bonne qualité ce qui est à relier à la présence d'air entre les couches de la peau [90,131].

☞ Femelles : A l'échographie, on peut observer les follicules, se situer dans le temps entre l'ovulation et l'oviposition, compter les oeufs, effectuer un diagnostic d'infertilité et ou de gravidité [90,131,132,144].

Chez les tortues, les ovaires sont pairs, allongés. Situés en avant du bassin, de chaque côté de la ligne médiane, ils sont attachés au péritoine dorsal.

Concernant les autres espèces, les caractéristiques générales sont identiques.

Chez les serpents, l'ovaire droit est distal à la vésicule biliaire environ aux 3/5e du serpent [47].

Lorsque les follicules commencent à croître et que le stroma ovarien se développe, les ovaires deviennent visibles entre les anses du tube digestif et de l'oviducte. Les follicules doivent mesurer plus de 5mm pour être visibles. L'estimation exacte du nombre de follicules est parfois impossible chez les espèces où ils peuvent être très nombreux (>100).

Les corps atrétiques apparaissent comme un noyau hypoéchogène entouré d'une couche hyperéchogène [144].

La membrane du jaune d'oeuf apparaît hyperéchogène.

Dans l'ovaire, les follicules sont regroupés en grappes, alors qu'ils adoptent une disposition linéaire dans l'oviducte [47].

L'oeuf s'entoure d'albumen, hypoéchogène, lors de son passage dans l'oviducte. Lorsque la membrane fibreuse puis la coquille de l'oeuf se forment, l'échogénicité de l'oeuf augmente.

Les caractéristiques générales de l'ovaire, la présence de follicules, le développement des oeufs/embryons dans l'oviducte permettent de déterminer la phase du cycle sexuel et le temps avant l'oviposition.

Les follicules inactifs ou pré-vitellogéniques forment de petites structures sphériques anéchogènes de forme régulière. Lorsque le jaune de l'oeuf se forme, le follicule grossit et devient plus échogène : il est alors hypoéchogène par rapport aux tissus graisseux environnant chez les serpents, il est hyperéchogène par rapport au foie chez les tortues et il reste majoritairement anéchogène chez les lézards. Les follicules atrétiques sont généralement anéchogènes et entourés d'une paroi plus échogène ; ils peuvent être confondus avec des follicules préovulatoires [131].

Chez les serpents, la sonde est positionnée sur la paroi musculaire latérale, vers la moitié du corps. On recherche la vésicule biliaire anéchogène et facilement reconnaissable : c'est le repère cranial. Les ovaires sont identifiées comme de petites structures sphériques (ROWS) caudalement à la vésicule biliaire [131].

Chez les lézards, la sonde est positionnée sur la paroi abdominale latérale, vers la moitié du corps. Les ovaires sont identifiés comme étant des structures arrangées en grappe, présentes entre le

foie et la vessie (si elle est présente) ou l'urodéeum [131].

☞ Chez le mâle, les testicules sont situés cranialement et ventralement par rapport aux reins. Leur échogénicité est légèrement inférieure à celle du rein, et elle est régulière.

L'échographie apporte donc plus d'informations que la radiographie. Elle permet de situer la femelle par rapport à son cycle sexuel. Concernant les mâles, l'échographie peut être utilisée pour vérifier l'absence d'anomalies de la structure du testicule.

2.3.°) Physiologie sexuelle :

2.3.1.°) Cycles de reproduction :

La maturité sexuelle est une affaire de taille/poids, et donc de développement corporel plus qu'une question d'âge. En captivité, dans des conditions optimales (donc plus tôt que dans la nature), la maturité peut être atteinte en 1-2 ans chez les lézards, voir 3-4 ans pour les plus grandes espèces, 2-3 ans pour les serpents et plutôt 5-7 ans pour les tortues [47].

Il existe de très nombreuses variations de la taille, la forme et du nombre d'œufs pondus par un Reptile ainsi que de la vitesse de développement embryonnaire, du rythme et du mode de reproduction.

Toutes ces caractéristiques sont liées à l'environnement et aux conditions locales et varient en conséquence en fonction de l'espèce considérée et de son habitat [125].

Chez les Reptiles, les cycles sexuels mâles et femelles ne sont pas synchronisés car ils sont trop fortement dépendants des conditions environnementales. On assiste donc à une fécondation différée et à un stockage des spermatozoïdes. Les spermatozoïdes passent ainsi plusieurs mois dans les replis vaginaux avant de remonter jusqu'à la portion tubaire de l'oviducte où ils pénètrent dans les cellules glandulaires. Ces dernières dégénèrent après l'ovulation, permettant la fécondation par la libération des spermatozoïdes [60].

2.3.1.1.°) Femelles :

Chez la plupart des espèces de Reptiles, l'ovogénèse se poursuit pendant toute la vie de l'animal, de nouveaux ovogonies étant formés dans la(es) couche(s) germinale(s) par mitoses. La fréquence de ces dernières peut varier selon la saison (cela a été démontré chez les Lézards et les Tortues mais n'a pas été étudié chez les autres Reptiles) [125].

Le cycle sexuel peut être divisé en trois phases :

∞ phase quiescente : absence de développement de l'ovaire et de l'oviducte.

∞ Phase de vitellogénèse : Hypertrophie rapide de l'ovaire et de l'oviducte.

∞ Phase gravis/Gestation : après l'ovulation, les oeufs ou les embryons se développent dans les oviductes. Le plus souvent, il y a formation d'albumen et d'une coquille autour de l'oeuf mais chez certaines espèces de lézards et de serpents, un placenta se forme.

Phase quiescente :

L'ovaire et l'oviducte ont régressé et restent à l'état quiescent jusqu'à l'initiation de la phase de vitellogénèse.

L'activité reproductrice est nulle lors de cette phase qui correspond à une période de l'année ne réunissant pas les conditions environnementales propices à cette activité. Plus le climat se réchauffe, plus la phase de quiescence est courte, jusqu'à être inexistante chez beaucoup d'espèces tropicales.

Phase de vitellogénèse :

La reprise de l'activité ovarienne et la maturité folliculaire coïncident avec le début de la phase de vitellogénèse : le vitellus est produit par le foie sous la dépendance des oestrogènes, transporté via le sang jusqu'aux follicules primordiaux où il forme le jaune de l'oeuf. Elle est initiée par des facteurs environnementaux.

Les follicules primordiaux sont constitués d'un ovocyte en début de prophase, entouré par

une simple couche de cellules de la granulosa.

Les oeufs des Reptiles sont télécithes : ils contiennent toute l'énergie nécessaire au développement complet de l'embryon. La vitellogénèse est donc une phase importante, longue et coûteuse énergétiquement [146].

Ce développement folliculaire est continu et rapide chez les espèces tropicales, alors que chez les espèces des pays plus tempérés, cela peut prendre plusieurs mois et être interrompu par l'hibernation ou la BRUMATION.

La taille et le nombre de follicules qui se développent en même temps sont très variables selon les espèces et sont en relation avec la taille et le nombre d'oeufs à venir. Dans un ovaire, il existe donc des groupes de follicules de taille différente correspondant aux différentes portées à venir.

Pendant la vitellogénèse, les cellules de la thèque se multiplient, la quantité de fibroblastes et de fibres de collagène augmente. Les cellules de la thèque interne et de la granulosa s'hypertrophient, formant de grosses cellules à vocation glandulaire (synthèse de stéroïdes, principalement des oestrogènes).

La copulation intervient le plus souvent vers la moitié de la vitellogénèse. La femelle est en chaleurs pendant quelques jours seulement, jusqu'à l'accouplement ou peu après. L'ovulation prend place quelques jours à quelques semaines après l'accouplement [39].

La plupart des reptiles ont un mode de reproduction polyembryonnaire, tous les oeufs d'une même portée sont donc ovulés en même temps (c'est chez les tortues que l'on en trouve le plus grand nombre). Les deux ovaires peuvent ainsi produire des ovules en même temps (AUTOCHRONIC), ou bien chaque ovaire produit alternativement la majorité des ovules correspondant à une ponte, voire pour certaines espèces comme beaucoup d'anolidés, chaque ovaire produit alternativement le seul ovule (ALLOCHRONIC).

L'ovulation marque la fin de la phase de vitellogénèse. Le mécanisme de l'ovulation est détaillé ci-après.

Phase de gestation :

L'accouplement intervenant vers la moitié de la phase de vitellogénèse et donc avant l'ovulation, le temps de « gestation » est donc le plus souvent surestimé chez les Reptiles puisqu'il ne correspond pas à l'intervalle accouplement/ponte [39].

D'autre part, certaines femelles peuvent stocker des spermatozoïdes pendant une période pouvant s'étendre jusqu'à 6 ans (la fertilité de ces derniers diminue au fur et à mesure), la phase de gestation passe alors le plus souvent inaperçue jusqu'à la ponte ou peu avant cette dernière [146].

Enfin, le temps de gestation varie avec l'espèce étudiée mais aussi avec la température d'incubation des oeufs [146].

Chez les Reptiles, la glande pinéale sécrète de la mélatonine lorsqu'elle n'est pas soumise à une photostimulation. Cette mélatonine induit la sécrétion de GnRH par l'hypothalamus qui lui même stimule la sécrétion de gonadotropines par l'hypophyse. C'est par ce mécanisme que s'effectue la synchronisation entre l'activité sexuelle et la photopériode.

Chez les Tortues, l'hypophyse synthétise de la FSH (qui initie la croissance des follicules) et de la LH (qui contrôle la stéroïdogénèse, l'ovulation, la formation du corps jaune et la sécrétion par ce dernier de progestérone).

Chez les Tortues, on a réussi à isoler 2 hormones assez semblables à la FSH et à la LH des Mammifères ; seules la nature et la quantité de sucres présents sur les protéines glycosilées de FSH et de LH diffèrent. L'hormone LH like présente elle aussi deux sous-unités à la manière de la LH de mouton (α et β).

Chez les Squamates en revanche, on n'a pu isoler qu'une seule hormone différant de la LH et de la FSH mais comprenant elle aussi deux fractions (A et B). Cette hormone semble très spécifique car elle n'a que très peu d'activité chez les autres espèces, y compris les espèces de tortues [60]. Les connaissances relatives à sa nature, sa structure et son mode d'action sont peu développées.

Sous l'action des gonadotropines, les cellules de la thèque et de la granulosa sécrètent des stéroïdes sexuels dont la transformation finale n'intervient parfois que dans la cellule cible. La testostérone et la dihydrotestostérone sont ainsi retrouvées à des niveaux élevés chez la femelle car ces molécules sont les précurseurs des œstrogènes.

Parmi ces stéroïdes figurent aussi l'oestradiol 17 β et l'oestrone qui régulent la production de vitellus par le foie et le développement des oviductes lors de la phase de vitellogénèse notamment.

L'ovulation permet la production d'un corps jaune. Les cellules de la thèque et de la granulosa se lutéinisent en réponse aux gonadotropines (FSH et LH chez la Tortue) et se multiplient, synthétisant de la progestérone [146].

La progestérone inhibe la maturation folliculaire, la croissance ovarienne et l'ovulation. L'augmentation de la progestéronémie [39] entraîne en revanche la synthèse d'albumen par le magnum de l'oviducte et la migration des ovocytes au sein de l'oviducte. Pendant la gestation, et après imprégnation œstrogénique, elle contrôle le développement et la différenciation de l'oviducte et inhibe la contraction des muscles utérins. Elle agit par rétrocontrôle négatif au niveau de l'hypophyse.

L'involution du corps jaune fait chuter le taux de progestérone, les fibres musculaires de l'utérus

deviennent sensibles à l'ocytocine et c'est la ponte ou la parturition. Les oeufs peuvent ainsi rester 15 jours dans la partie basse de l'oviducte avant d'être expulsés [146]. Le corps jaune est ensuite réabsorbé par le stroma ovarien.

Cependant tous les follicules n'ovulent pas : le phénomène d'atrésie folliculaire (multiplication des fibroblastes jusqu'à désorganisation des couches des cellules thécales et de la granulosa) régule la taille de la portée/couvée.

Chez certaines espèces, ces corps atrétiques permettent de maintenir une période réfractaire après la ponte.

La fréquence des cycles est dépendante de la vitesse de reconstitution des réserves énergétiques nécessaires à la vitellogénèse [60] : on peut assister à un cycle et une ponte tous les quatre ans comme à une ponte tous les mois.

La plupart des tortues n'ont qu'un seul cycle par an mais certaines espèces marines ont 2 à 4 cycles par an. Les espèces tempérées ne présentent généralement qu'un seul cycle par an alors que les espèces tropicales ont jusqu'à 6 portées par an.

Chez les tortues ne présentant qu'un cycle sexuel par an, on assiste à la fin de l'été ou au début de l'automne à une augmentation de la production en oestradiol, ce qui induit la vitellogénèse et une croissance ovarienne. Un pic d'oestradiol s'observe quelques mois avant la ponte et l'accouplement, il semble lié à cette première vague de vitellogénèse. L'hibernation ou la BRUMATION interrompt alors la vitellogénèse, la taille maximale des follicules étant atteinte vers cette époque ou au début du printemps, peu après la reprise de l'activité sexuelle.

Puis, courant printemps le plus souvent (parfois en automne mais aussi toute l'année pour les espèces opportunistes) l'accouplement suit, précédé par un pic de testostérone.

L'ovulation, marquée par un pic d'oestradiol (E2) et un pic moins important de testostérone, a lieu dans les jours ou les semaines suivantes suivie par la fécondation des oeufs dans la partie supérieure de l'oviducte et la formation de l'oeuf avec sa coquille lors du cheminement de ce dernier le long de l'oviducte [39].

On note un pic de LH et de progestérone quelques jours avant l'oviposition et des pics de FSH sont notés à chaque ponte. Les pontes ont généralement lieu vers la fin de l'été.

Chez beaucoup d'espèces de Tortues, dans les 48h suivant la ponte, on observe l'ovulation d'une deuxième salve d'ovocytes [39].

La phase de quiescence ne dure souvent que jusqu'à la fin de l'été ou le début de l'automne.

Chez les squamates des pays tempérés, on n'observe généralement qu'un seul cycle par an mais l'existence de deux cycles par an ou l'absence de cycle sexuel une année n'est pas chose rare car la période propice à la vitellogénèse, la gestation et la ponte est courte [146]. Le cycle est semblable à celui des tortues, la gestation devant s'effectuer en été, lorsque la température est compatible avec cette dernière, les naissances ont lieu fin août-début septembre. La vitellogénèse, elle, prend place essentiellement au printemps, bien que certaines espèces l'entament l'été ou l'automne précédent [146].

Chez les espèces vivipares, l'accouplement et la vitellogénèse ont lieu plus souvent en automne (mais parfois aussi au printemps) et la gestation se poursuit pendant l'hibernation, le part ayant lieu au printemps.

Plus le climat se réchauffe, plus la phase de quiescence est courte, jusqu'à être inexistante chez beaucoup d'espèces tropicales. Dans les régions tropicales, le cycle se cale sur la saison humide, peu favorable à la ponte et au développement des oeufs. Il existe souvent plusieurs cycles par an (les pontes se suivent alors à 1 ou 2 mois d'intervalle).

Enfin, en région équatoriale, il n'existe pas de cycle fixe par rapport au calendrier, la reproduction intervenant toute l'année [146].

Les Reptiles ne constituent pas un groupe homogène du point de vue de l'endocrinologie sexuelle.

Chez les Tortues, au niveau de l'adénohypophyse, les cellules LH sécrètent une hormone gonadotrope de type LH et les cellules FSH sécrètent une hormone gonadotrope de type FSH.

Les cellules B évoluent en parallèle aux manifestations de l'œstrus et à la quantité et la nature des lipides incorporés dans les cellules de la thèque interne des follicules ovariens [60].

Les cellules G subissent diverses modifications en parallèle au cycle des cellules testiculaires interstitielles.

Chez la femelle, l'ovariectomie induit donc une régression de l'oviducte, une augmentation de la quantité de tissu adipeux corporel, une cessation de l'activité sexuelle (inhibition de la vitellogénèse et du métabolisme hépatique correspondant).

L'oestradiol permettant la mobilisation des graisses du corps gras afin de fournir l'énergie nécessaire au cycle sexuel, l'ovariectomie a pour corollaire, comme dans de nombreux groupes zoologiques, une tendance à l'embonpoint [60].

Une ovariectomie intervenant dans le 2^e tiers de gestation n'interrompt pas cette dernière mais



induit une rétention des conceptus.

2.3.1.2.°) Mâles :

Le cycle sexuel du mâle peut être divisé en deux phases : une phase de quiescence et une phase d'activité sexuelle. La reprise de l'activité sexuelle intervient généralement peu après la période d'accouplement [125].

Phase de quiescence :

L'activité reproductrice est nulle lors de cette phase qui correspond à une période de l'année ne réunissant pas les conditions environnementales propices à cette activité. Plus le climat se réchauffe, plus la phase de quiescence est courte, jusqu'à être inexistante chez beaucoup d'espèces tropicales.

Phase d'activité sexuelle :

La spermatogenèse nécessite une température élevée [146] et un certain temps de maturation : chez les serpents par exemple, il se passe trois mois entre l'initiation de la formation des spermatozoïdes et leur passage dans l'épididyme.

Cette activité testiculaire peut être prénuptiale (spermiogénèse vernale avec spermiation avant l'accouplement) ou postnuptiale (spermiogénèse estivale et stockage des spermatozoïdes pendant l'hiver jusqu'à l'accouplement) [60].

Chez certaines espèces, la spermatogénèse, l'activité des cellules de Leydig, le taux sanguin d'androgènes et l'accouplement sont synchrones. Chez d'autres, les cycles sont asynchrones (chez les tortues par exemple, il existe une séparation temporelle des fonctions testiculaires) [60].

Chez les tortues des pays tempérés, la spermatogénèse a lieu le plus souvent l'été [146], les spermatozoïdes étant stockés dans les canaux déférents jusqu'au début du printemps où la spermiogénèse s'achève (ou recommence). La copulation intervient fréquemment au mois d'avril. Certaines espèces s'accouplent fin été-début automne, et les spermatozoïdes sont alors conservés dans le tractus génital femelle jusqu'à la fécondation (printemps/été) [146].

Le sperme est stocké pendant l'hibernation, jusqu'au printemps.

Les tortues ont ainsi un pic de testostérone à la fin du printemps-début de l'été, associé à la période d'accouplement et de spermatogenèse, puis un deuxième pic fin été-début automne, lors de

la spermiation et des accouplements. La phase de régression s'étend de l'automne au printemps.

Chez les squamates des pays tempérés, il existe de très nombreuses variations mais le schéma classique consiste en une période de spermatogénèse commençant à la fin de l'été, début de l'automne avant l'hibernation. Puis la spermiogénèse prend place fin automne ou début printemps, avant la copulation. Les cycles bisannuels existent.

Chez les squamates des pays tropicaux, on n'observe généralement pas de phase de régression.

Chez les reptiles, la glande pinéale sécrète de la mélatonine lorsqu'elle n'est pas soumise à une photostimulation. Cette mélatonine induit la sécrétion de GnRH par l'hypothalamus qui lui même stimule la sécrétion de gonadotropines par l'hypophyse.

Chez les Tortues, l'hypophyse synthétise de la FSH et de la LH (qui contrôle la stéroïdogénèse).

Chez les squamates, on ne retrouve qu'une seule gonadotropine, qui est de nature différente de la FSH et de la LH.

Les cellules de Leydig sécrètent les stéroïdes sexuels parmi lesquels la testostérone et la dihydrotestostérone.

Chez les mâles, ces hormones stimulent le comportement de reproduction, les caractères sexuels secondaires, la spermiogénèse.

Chez la tortue mâle, on observe ainsi un pic de testostérone 3 mois avant l'accouplement, ce taux régressant par la suite. Le pic est très certainement en relation avec le pic de développement du testicule et de l'activité des cellules de Sertoli [39].

Les stéroïdes sont transportés par des Steroid Binding Protein dans le sang jusqu'aux récepteurs spécifiques qui se lient ensuite à l'ADN et permettent l'expression d'un ou plusieurs gènes. Les récepteurs cellulaires sont situés chez le mâle surtout en circumtesticulaire et quelques autres en intratubulaires comme chez les Mammifères.

Il est à noter que la fonction testiculaire est aussi contrôlée par la température : à 20°C, les stéroïdes n'induisent qu'une action de type androgénique et non la gamétogénèse car la liaison avec les récepteurs cellulaires correspondants est thermodépendante et ne s'accomplit pas à cette température [60].

La castration chez le mâle inhibe donc tout comportement sexuel, elle empêche le développement de la livrée, inhibe la sécrétion des pores fémoraux ainsi que l'hypertrophie du

segment sexuel rénal (ou rete testis) [60].

Il faut retenir l'idée générale du cycle sexuel et non un calendrier précis, car dans la nature, les Reptiles s'adaptent continuellement aux conditions climatiques en retardant ou en initiant précocément une étape du cycle sexuel [59].

2.3.2.°) Contrôle environnemental de la reproduction :

De nombreux éléments peuvent entrer dans le contrôle de la reproduction : la photopériode, la température ambiante, l'hygrométrie, l'abondance relative de nourriture ou encore l'olfaction au sens large par le biais de l'organe voméro-nasal [69].

La photopériode possède un rôle essentiel chez de nombreuses espèces de lézards dans l'activation et la régression de l'activité des gonades. Elle passe par des photorécepteurs ou des pinéaloctes situés dans la glande pinéale qui ne permettent la synthèse de mélatonine qu'en l'absence de lumière. La diminution de synthèse de mélatonine est responsable de l'augmentation de sécrétion de GnRH qui active l'hypophyse et permet par ce biais la régulation des gonades.

Cependant de nombreux squamates restent tapis dans l'ombre et le cycle sexuel ne peut donc pas dépendre que de la photopériode.

La température aide à la régulation du cycle sexuel : une température élevée stimulant la croissance ovarienne chez de nombreux serpents vivipares.

Chez les lézards du genre *Anolis*, la température initie la première phase de la spermatogenèse à la fin de l'été-début de l'automne par l'intermédiaire de récepteurs thermodépendants situés au niveau du testicule.

La température est souvent l'élément critique du cycle de reproduction puisqu'une certaine température est nécessaire pour permettre le développement de l'oeuf et/ou du jeune reptile. Le cycle est ainsi souvent déterminé dans la nature par rapport à la saison où les températures sont plus importantes [108].

Chez les espèces tropicales principalement, l'hygrométrie et/ou la pluviométrie affectent le

cycle sexuel : les follicules vitellogénétiques n'apparaissent pas avant la saison des pluies et certains scinques n'ont pas de comportement sexuel si l'hygrométrie n'est pas supérieure à 60%.

Plusieurs « douches » quotidiennes sont donc nécessaires pour reproduire ce « climat » en captivité.

L'abondance de nourriture intervient dans la régulation de l'activité ovarienne : s'il n'y a pas assez de lipides pour permettre la synthèse du vitellus et assurer les besoins d'entretien, la croissance folliculaire stoppe.

D'autre part, certaines femelles lézards (genre *Anolis*, genre *Iguana*,...) ont besoin de la présence d'un mâle pour accomplir normalement leur cycle de reproduction. Le comportement des mâles peut même influencer sur le cycle de la femelle : l'agression entre mâles (période précédant les accouplements) peut ainsi inhiber l'activité ovarienne et l'ovulation [16]. Cela permet d'inhiber la reprise de l'activité ovarienne à une époque inappropriée (i.e. à l'automne).

Afin d'obtenir un (des) accouplements(s) viable(s), certaines espèces nécessitent un contact permanent entre mâles et femelles, alors que chez d'autres, des contacts courts et répétés sont plus efficaces[69].

Par conséquent, le cycle sexuel des Reptiles vus en consultation n'est pas toujours lié au calendrier romain, il dépend des conditions environnementales du terrarium. Ainsi certains Iguanes laissés à température et photopériode constantes ont montré au bout de 2-3 ans un développement erratique des follicules ovariens [47]. Si l'on souhaite contrôler la reproduction des Reptiles détenus en captivité, on peut maintenir l'animal la majeure partie de l'année à faible température couplée à une courte photopériode. Une période de transition graduelle sera effectuée avant de maintenir l'animal pendant deux mois à une température élevée couplée à une longue photopériode [69].

En effet, l'hibernation est souvent un facteur d'initiation de la reproduction.

Des expériences ont montré que l'association de températures élevées et d'une photopériode longue stimulait d'autant plus l'activité ovarienne et la croissance folliculaire. Ainsi c'est la somme de plusieurs facteurs qui permet un ajustement fin du cycle de reproduction par rapport à l'environnement.

2.3.3.°) Utilisation des hormones sexuelles chez les Reptiles :

Chez le mâle, la FSH présente une activité bien supérieure à la LH : elle permet une croissance testiculaire, la spermio- et la spermatogénèse, elle provoque l'hypertrophie du segment sexuel rénal, de l'épithélium de l'épididyme. Chez les Tortues, cela induit aussi une augmentation de la testostéronémie quelle que soit l'époque de l'année [60].

Chez la femelle, la FSH permet le développement de l'ovaire, de l'oviducte, la maturation folliculaire, la sécrétion ovarienne d'oestrogènes, la vitellogénèse et l'ovulation. En cas de surdosage, la hiérarchie folliculaire est abolie, et on assiste à un blocage de l'ovulation et à des hémorragies ovariennes [60].

La FSH semble avoir chez les Reptiles une action plus importante que pour les Mammifères

3°) Contention et anesthésie des Reptiles :

3.1.°) Modalité d'administration des anesthésiques :

3.1.1.°) Contention :

Les différences morphologiques importantes entre les différents groupes nous obligent à séparer l'étude des tortues, des serpents et des lézards.

De nombreux Reptiles deviennent immobiles lorsqu'ils ne voient plus, un simple linge peut donc être placé au niveau des yeux pour faciliter la contention.

3.1.1.1°) Les tortues :

Le risque le plus important ici est celui de se faire mordre.

Les tortues terrestres classiques sont peu agressives et ne présentent pas de difficulté majeure de manipulation. On veillera cependant, chez les tortues boîtes, à ne pas se faire coincer un doigt dans la carapace : on peut pour cela bloquer le plastron à l'aide d'un piston de seringue. La Tortue est saisie les deux mains en pince pour attraper le plastron et la dossière cranialement aux membres postérieurs.

La tête des tortues peut être étirée en effectuant une traction douce et continue de la tête bien que ce soit difficile dans le cas des tortues terrestres et des tortues boîtes [112]

On peut enfin placer un cylindre verticalement, sous le plastron de la tortue, qui se retrouve ainsi dans l'impossibilité de se déplacer et qui peut alors être observée à loisir [65].

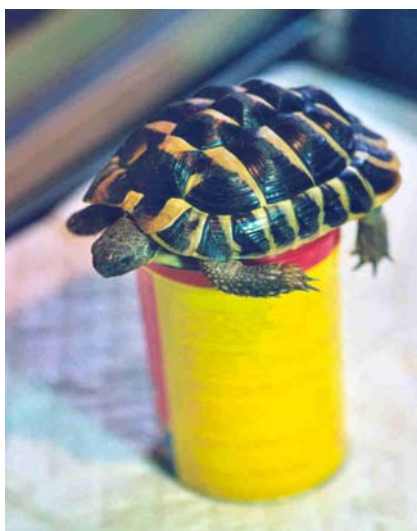


Figure 27 : Contention d'une tortue.

Les tortues aquatiques sont dans l'ensemble plus agressives et elles doivent être manipulées avec de grandes précautions. Les Tortues alligators (*Macrolemys temmincki*) notamment doivent être maintenues par la queue qui est la seule partie de leur corps non accessible à leur tête et à leur bec dont les morsures peuvent être parfois assez graves [65]. On peut sinon s'équiper de deux gants et enrouler un torchon au niveau de la tête de l'animal [135].

Pour éviter tout risque de griffure et observer l'animal, on peut enrouler une bande adhésive tout autour de la carapace et ventralement à la tête afin de maintenir les quatre membres piégés dans la carapace [27].

Une contention chimique (succinylcholine) peut être utile dans le cas d'animaux agressifs ou pour faire ressortir la tête de la carapace [112].

3.1.1.2.°) Les lézards :

Les risques dépendent ici de l'espèce considérée : morsures, griffures, coups de queue, et blessures par les écailles épineuses sont à redouter.

Si l'animal est très docile (cas général des scinques et des animaux bien imprégnés par l'homme), une contention lente et prudente est généralement suffisante [135].

Si l'animal est de petite taille, il faut être rapide et efficace sinon un travail fastidieux de traque sera nécessaire.

Si l'animal est de taille plus grande, il vaut mieux utiliser des gants [135]. Chez de tels animaux (varans, téjus, iguanes), les deux membres antérieurs sont plaqués contre la cage thoracique

par une première main dont le pouce et l'index, en pince, permettent de bloquer la tête. Les membres postérieurs sont eux plaqués au niveau de la queue [27].

La plupart des lézards entrent dans un état de catalepsie lorsqu'ils se retrouvent plusieurs minutes sur le dos, cela peut être très utile dans le cadre d'un examen clinique. Ceci est particulièrement vrai pour les dragons aquatiques d'Asie du Sud-est (*Physignatus cocincinus*), les iguanes verts (*Iguana iguana*) et les basilics (*Basiliscus plumifrons*) [27].

Certains Geckonidés ont une peau très fragile et qui se rompt aisément. On peut donc utiliser un linge humide afin de limiter les lésions.



Figure 28 : Contention d'un iguane vert (*Iguana iguana*).

3.1.1.3.°) Les Serpents :

Les deux risques majeurs sont ici la morsure et la constriction. Dans le cas de serpents venimeux, le risque est plus grand et une connaissance précise de l'espèce considérée, de son agressivité et du type de venin rencontré est nécessaire pour évaluer le risque encouru même si la morsure ne s'accompagne pas toujours d'envenimation. Le recours à une contention chimique peut être nécessaire pour une plus grande sécurité.

L'approche de l'animal dépend de sa taille et de son acclimatation à l'homme. Le principe est de leurrer l'animal ou de protéger sa main contre une éventuelle morsure tout en l'approchant de la tête du serpent, afin de le saisir. Cela peut nécessiter de recourir à un crochet à serpent,...

La contention, qui s'effectue juste en arrière de la tête, et plus précisément de la commissure des mâchoires supérieure et inférieure, doit être ferme et délicate afin de ne pas léser les vertèbres cervicales de l'animal. L'autre bras, ou même un autre manipulateur, est utilisé pour maintenir le corps en proposant un soutien à l'animal.

Concernant les serpents de grande taille, le principe est le même mais plusieurs aides sont nécessaires [27].

La difficulté réside dans le geste lui même puisqu'il faut attraper l'animal directement derrière la tête sans que celui-ci vous morde. Pour cela, chacun sa technique mais il est souvent utile d'utiliser un « bouclier » afin de protéger la main qui s'approche de la tête d'une éventuelle attaque. Le praticien doit souvent adapter sa technique de contention en fonction de l'espèce considérée.



Figure 29 : Contention d'un serpent (*Boa constrictor*).

Photographie Gregory BREUIL (communication personnelle).

3.1.2.°) Voies d'administration :

Là encore, les différences morphologiques et anatomiques entre les différents groupes de Reptiles nous conduisent à séparer l'étude des tortues, lézards et des serpents.

3.1.2.1.°) Tortues :

✕Voie sous-cutanée : l'injection s'effectue sous la peau des membres postérieurs, qui est assez lâche, ou à la base du cou.

✕Voie intramusculaire : l'injection s'effectue au niveau des muscles des cuisses pour des substances non néphrotoxiques (existence d'un système porte rénal entraînant une élimination directe de la molécule par le rein), des muscles pectoraux ou des biceps.

•
✂<Voie intrapéritonéale : l'injection s'effectue un membre postérieur en extension. L'aiguille est enfoncée perpendiculairement à l'axe de l'animal en avant de la base du membre, au niveau de la jonction plastron tégument.

✂<Voie intraveineuse : Les sites de ponction et d'injection veineuse sont nombreux.

- 👁 Sinus veineux dorsal (veine coccygienne supérieure), situé sur la ligne médiane de la queue. On le ponctionne en insérant l'aiguille ventralement puis en l'inclinant cranialement à 45°. On pénètre les tissus jusqu'à l'os et un léger retrait de la seringue permet alors d'accéder au sinus.
- 👁 Rameau coccygien latéral : Chez les tortues géantes uniquement, la veine est latérale à la vertèbre coccygienne et assez profonde.
- 👁 Plexus veineux fémoral : situé sur la face médiale de la cuisse, pour l'atteindre on insère l'aiguille jusqu'au fémur puis on effectue un mouvement de retrait et un mouvement latéral.
- 👁 Plexus veineux sous-nuchal ou sinus veineux post occipital : situé juste en arrière de la tête, sous le bord dorsal de la carapace, il ne peut servir qu'à la ponction veineuse [85].
- 👁 Ponction cardiaque : elle requiert une trépanation du plastron chez les adultes et comporte un risque certain, elle n'est généralement pas utilisée sauf dans le cadre des euthanasies. Le site de ponction se situe à la jonction du bord postérieur de la plaque pectorale et de la ligne ventrale médiane.
- 👁 Veine jugulaire : la droite est située environ à 10h lorsque l'on observe la tête de la tortue de face. La ponctionner nécessite de l'expérience.

3.1.2.2.°) Lézards :

✂<Voie sous-cutanée : les injections sont réalisées au niveau du thorax, en position latérale.

✂<Voie intramusculaire : Injecter dans les muscles de la cuisse ou au niveau du tiers proximal de la queue.

✂ Voie intrapéritonéale : L'aiguille est insérée en voie paramédiane au niveau de l'ombilic, à la limite des écailles dorsales et ventrales et parallèlement à la paroi (cette zone se situe entre le bord caudal du foie et le bord cranial des tissus adipeux).

✂ Voie intraveineuse : plusieurs sites d'injection sont possibles.

👉 Veine cave ventrale : le site d'injection est localisé sur la ligne médiane de la paroi abdominale, la veine cave est facile à ponctionner mais le risque d'hématome ou d'hémorragie suite à une dilacération du vaisseau est élevé.

👉 Veine coccygienne ventrale : Située au niveau de la ligne médiane ventrale de la queue. Pour la ponctionner, on incline l'aiguille à 45° cranialement puis on vise entre les vertèbres.

👉 Ponction cardiaque : depuis l'abdomen ventral, on vise cranialement dans la cage thoracique. Cette ponction est très risquée et n'est généralement utilisée qu'au cours d'une euthanasie, ou en dernier recours sur un animal en mauvais état général.

3.1.2.3.°) Serpents :

[104,128]

✂ Voie sous-cutanée : elles sont à éviter car la peau est très adhérente à la musculature sous-jacente. La zone intermandibulaire, qui possède un tégument extensible peut cependant être utilisée.

✂ Voie intramusculaire : Faciles à réaliser étant donnée la musculature abondante. On les pratique généralement dorsalement, dans le tiers antérieur du corps.

✂ Voie intrapéritonéale : Il faut injecter à gauche afin d'éviter le poumon droit. Ces injections sont réalisées entre deux écailles ventrales, aux deux tiers de la distance tête-cloaque en prenant la tête pour origine.

✂ Voie intraveineuse :

👉 Veine palatine et sublinguale : elles sont apparentes dans la cavité buccale. Pour les ponctionner, il est préférable de sédaté l'animal.

👉 Sinus veineux ventral : la méthode est la même que chez les Lézards mais il faut insérer

l'aiguille entre deux écailles. Il faut faire attention à la présence des hémipénis chez le mâle pour ne pas les léser.

☞ Veine jugulaire : Elle n'est pas apparente en sous-cutané, et il est parfois nécessaire de disséquer les tissus environnants pour pouvoir la cathétériser. Cela requiert une certaine expérience.

☞ Ponction cardiaque : le coeur des serpents est situé environ à $\frac{1}{4}$ ou à $\frac{1}{5}$ de la distance tête cloaque (sa position n'est pas fixe étant donné l'absence de diaphragme). On peut souvent distinguer les battements cardiaques à travers la peau. Là encore c'est un acte risqué, mais c'est parfois la seule voie veineuse que l'on peut obtenir [85].

3.2.°) Pharmacologie des anesthésiques chez les Reptiles :

3.2.1.°) Physiologie des émonctoires :

La majorité des Reptiles sont uricothéliques : ils excrètent leur produits azotés sous forme d'acide urique.

Ils présentent une autre particularité : l'existence d'un système porte-rénal.

Le système porte rénal sert à diriger du sang provenant du bassin, de la queue, des membres postérieurs directement vers les reins. Le sang passe au travers des capillaires entourant tubules proximaux et distaux des néphrons puis rejoint la veine cave caudale qui le ramène au coeur. Des études ont révélé la présence de valves qui permettent de réguler la quantité de sang passant par ce système porte rénal. Lorsque ces valves sont ouvertes, le sang shunt ce système porte pour se rendre dans le foie [105].

Ce système prévient tout risque de nécrose ischémique des tubules rénaux par hypovolémie lors de déshydratation par exemple. Un Reptile déshydraté utilisera donc plus probablement son système porte rénal. Cet effet se ressentira de manière plus importante sur la pharmacocinétique des produits éliminés par sécrétion tubulaire rénale [105].

Les paramètres utilisés en clinique des carnivores domestiques, l'urémie et la créatinémie, ne sont d'aucune utilité dans l'évaluation de la fonction rénale des Reptiles. Même l'acide urique n'est pas un paramètre fiable, n'étant ni assez sensible ni assez spécifique. L'élévation de ce paramètre n'est effective lorsque 75% des néphrons sont touchés. Il varie avec de nombreux facteurs tels que la goutte, la digestion post-prandiale, la déshydratation,... Ainsi, un reptile insuffisant rénal bien hydraté mais n'ayant pas mangé depuis un certain temps peut avoir une uricémie dans les normes

[97]. Une augmentation de la phosphatémie, une diminution de la calcémie et une inversion du rapport phosphocalcique sont plus constants lors de pathologie rénale. Cependant, un hyperparathyroïdisme peut conduire à de telles modifications [97].

La fonction hépatique est difficilement évaluable chez les Reptiles. Les paramètres hépatiques n'augmentent que lorsque le foie est totalement dépassé et les signes cliniques d'une insuffisance hépatique sont peu spécifiques (anorexie, dépression) [98]. L'ALT est absente du foie de la plupart des Reptiles. Les phosphatases alcalines sont trop peu spécifiques. Une augmentation des AST, LDH avec un faible taux de Creatine Kinases (CK spécifique du muscle squelettique) est généralement le signe d'une hépatopathie [98].

Des cristaux d'urate jaunes ou verts peuvent être le signe d'une maladie hépatique.

3.2.2.°) Pharmacologie des principales molécules :

Compte tenu de la différence de taille entre les espèces, une posologie se basant sur l'allométrie est nécessaire : les animaux les plus petits doivent recevoir une dose métabolique plus importante ou voir la fréquence des administrations augmenter [105]. En effet, leur métabolisme comparativement plus important fait que la résorption, la distribution et l'excrétion sont plus rapides que pour les espèces de taille plus importante [128].

Le métabolisme basal des Reptiles est très dépendant de la température ambiante. Il est donc très important de contrôler cette dernière afin de réguler la température corporelle de l'animal et donc son métabolisme [128]. Pour exemple, une diminution de la température ambiante de 10°C diminue généralement la vitesse d'élimination d'une molécule par deux [104]. Ainsi, une molécule peut s'accumuler lorsque l'animal est soumis à une basse température ambiante et être métabolisée lorsque l'animal se réchauffe atteignant alors parfois des concentrations toxiques [128].

La température pour laquelle le métabolisme est le plus efficace approche de la température préférée de l'espèce considérée. Pour de nombreuses espèces, cette température avoisine les 37°C. Lorsque la température ambiante avoisine la température préférée, un Reptile a une température cloacale de 34-36°C [128]. De plus, sa fréquence cardiaque est alors donnée par la formule :

$$FC(\text{battements/minute}) = 34 * P(\text{kg})^{-0,25} \quad [128].$$

Un Reptile à une température corporelle moins élevée aura une fréquence cardiaque moindre.

La température pour laquelle une fonction physiologique est la plus efficace est la

température corporelle optimale. Cette température est différente pour chaque fonction mais elle est toujours proche de la température préférée. Cette température diffère pour chaque espèce, voir pour chaque population d'origine géographique différente [105].

Pour un maximum d'efficacité et si le reptile peut assurer sa thermorégulation, il est recommandé d'établir un gradient thermique afin que ce dernier établisse lui-même la température adéquate à son activité [105]. En cas de température excessive, le métabolisme est trop élevé, le reptile perd alors de l'énergie et de l'eau.

3.3.°) Protocoles anesthésiques :

3.3.1.°) Examen et mesures préanesthésiques :

L'évaluation préanesthésique a pour but le choix de l'anesthésique le plus efficace et le plus sûr.

Un recueil détaillé de l'historique médical (maladie récente ou concomitante) doit être effectué.

L'évaluation passe ensuite par un examen clinique où une sous-nutrition et/ou une déshydratation (position de l'oeil, présence de plis sur la peau, perte de poids aigüe) est recherchée et si possible corrigée avant la chirurgie (l'utilisation de Glucose 5% IV ou Glucose 2,5% SC aide au soutien des animaux dénutris). Chez les Tortues, un animal sera considéré comme dénutri si son poids est inférieur de plus de 10% à celui donné par l'équation :

$$P(g)=0,191 \times L(cm)^3$$

avec L=longueur de la carapace.

Un animal déshydraté sera d'abord placé dans un bain avec une eau à 30°C pendant une trentaine de minutes afin qu'il diminue naturellement une partie du déficit hydrique. Puis la déshydratation sera corrigée après sondage orogastrique ou pose d'un cathéter, en respectant le volume maximal quotidien de 20mL/kg et la vitesse maximale de 1,4mL/kg/h [85]. Les fluides doivent toujours être chauffés à 30°C avant d'être injectés.

Chez les animaux pesant moins de 300g, une fluidothérapie effectuée 3-4h avant la chirurgie avec une perfusion isotonique permet d'éviter une déshydratation per-opératoire toujours dommageable [11].

L'animal est pesé afin de connaître avec précision la dose d'anesthésique à administrer et éviter ainsi tout risque de surdosage.

Si cela est possible, on examinera attentivement l'appareil cardiopulmonaire, le foie, le rein et le système nerveux central.

- température : le métabolisme basal des Reptiles est très dépendant de la température ambiante, que l'on doit donc être en mesure de contrôler afin de réguler la température corporelle de l'animal et donc son métabolisme. Un terrarium chauffé ou une couveuse est donc utilisé afin de maintenir constante la température corporelle de l'animal avant et après la chirurgie.

- appareil cardiovasculaire : suivre la fréquence cardiaque en parallèle à la température permet d'avoir une indication plus fine sur le métabolisme de l'animal. Mais cela se révèle en pratique assez difficile car la plupart des Reptiles n'ont que trois cavités cardiaques et l'absence de diaphragme provoque une variation importante de la localisation et de l'orientation du coeur.

Chez les lézards, celui-ci se situe au niveau ventral de la ceinture scapulaire.

Chez les serpents, il se situe à la jonction du 1/3 cranial et des 2/3 caudaux.

Chez les tortues, le coeur est localisé à l'intérieur de la carapace, entre les membres antérieurs.

La fréquence cardiaque au repos d'un reptile à sa température optimale est donnée par la formule :

$$FC=34 \cdot P^{-0,25} \quad [171].$$

- appareil respiratoire : la respiration des Reptiles est arythmique, et ceux-ci ont une forte capacité à rester en apnée. Un Iguane vert peut rester en apnée jusqu'à 4 heures ½, les tortues peuvent même, lors d'apnées, passer en métabolisme anaérobie et survivre ainsi jusqu'à 27 heures dans un environnement dépourvu d'oxygène [20].

Les Reptiles sont donc moins sensibles à une augmentation de la pression partielle en CO₂ dans le sang que les Mammifères.

Leur structure pulmonaire varie d'un simple sac à un poumon très cloisonné (chez les crocodiles), un des deux poumons peut être atrophié (poumon gauche chez certains serpents), des sacs aériens

surnuméraires peuvent exister.

Même s'il n'existe pas de diaphragme (simple membrane chez les Chéloniens, pseudo-diaphragme pour les Crocodiliens, absence totale chez les autres), la respiration est due chez les Reptiles à la contraction des muscles intercostaux et abdominaux. Concernant la tortue, c'est la variation de la position intra-coelomique des viscères abdominaux et le mouvement des muscles logés dans les poches des membres antérieurs et postérieurs qui crée des pressions négatives permettant la respiration [20]. Chez tous les Reptiles, les muscles striés squelettiques participent donc plus ou moins à la respiration. Etant donné que leur activité diminue lors de l'anesthésie, ce qui s'ajoute au fait que la plupart des chirurgies sont effectuées en décubitus dorsal (les viscères compriment les poumons), une assistance respiratoire est préférable [27].

Dans de nombreuses espèces, la présence de muscles lisses dans la paroi pulmonaire autorise la circulation d'air et la respiration même si la paroi est lésée.

Enfin, la surface cloacale et le pharynx peuvent participer aux échanges gazeux [20].

-Foie/reins : une analyse de sang et une palpation sont effectuées lorsque cela est possible.

Une diète alimentaire est préférable avant la chirurgie : elle sera de 18h pour les lézards et les tortues à 72-96h pour les serpents [104]. Cette diète n'est pas rigoureusement obligatoire puisque le risque de régurgitation est faible, mais elle permet d'éviter toute diminution du volume pulmonaire par compression des poumons par les viscères [27].

3.3.2.°) Protocoles réalisables :

Le but de l'anesthésie est d'obtenir une analgésie (les Reptiles sont plus sensibles à la douleur occasionnée par l'incision cutanée), une bonne myorelaxation, l'immobilité du patient et son inconscience.

Il existe de nombreuses molécules disponibles et utilisables chez ces animaux.

3.3.2.1.°) Anesthésiques injectables :

3.3.2.1.1.°) Voie d'administration et pharmacocinétique des anesthésiques injectables :

La voie intrapéritonéale est à éviter car les anesthésiques peuvent avoir une action irritante sur les organes (ex : les barbituriques), et que la résorption est aléatoire : les effets de l'anesthésie sont donc imprévisibles.

Voie intramusculaire et voie sous-cutanée : La résorption de l'anesthésique est là encore aléatoire ; le pic et la durée de l'anesthésie sont donc très variables. Si le poids de l'animal n'est pas déterminé avec précision, la posologie (/kg de PV) devient elle aussi aléatoire et le flou relatif de l'utilisation de l'anesthésique est plus important. D'autre part, les drogues acides (Kétamine,...) peuvent brûler l'animal et provoquer de vives réactions lors de l'injection.

Voie intraveineuse : Il est très difficile chez les Reptiles d'obtenir et de maintenir une voie veineuse. Mais c'est cette voie qui assure le plus de constance dans le temps d'action et la durée de l'anesthésie (celle-ci varie cependant avec l'espèce considérée et avec la température). Elle permet aussi une économie d'anesthésique (et donc une moindre toxicité pour l'animal). Attention cependant à la nécrose périvasculaire qui peut survenir avec les barbituriques si l'injection n'est pas effectuée par voie veineuse stricte.

3.3.2.1.2.°) Prémédication :

Plusieurs molécules peuvent être utilisées en vue de tranquilliser le patient avant l'induction de l'anesthésie. La prémédication permet de faciliter l'induction et de diminuer la quantité d'anesthésique nécessaire en vue de l'obtention d'un stade anesthésique compatible avec la chirurgie.

Anticholinergiques : injectés 10-15 minutes avant l'induction, ils permettent une diminution des sécrétions orales et du risque de bradycardie bien que ces deux éléments ne soient pas un problème majeur chez les Reptiles [104].

On peut utiliser le sulfate d'atropine 0,01-0,04 mg/kg ou le glycopyrrolate (plus efficace) 0,01 mg/kg par voie IM ou SC. Il est souvent nécessaire de diluer les solutions du commerce.

Tranquillisants : ils rendent l'induction et le réveil plus aisés en diminuant la quantité d'anesthésique nécessaire en vue de l'opération.

☞ Phénothiazidiques : acépromazine 0,1-0,5 mg/kg IM ou chez les tortues chlorpromazine 10mg/kg IM, une heure avant l'induction.

Injectés 1h avant des barbituriques, ils permettent de diminuer la dose nécessaire de 50 à 80%.

☞ Benzodiazépines : Diazepam 0,22-0,62mg/kg, 20 minutes avant l'induction. Cette molécule est surtout utilisée en combinaison avec le succinylcholine.

Le zolazepam est lui utilisé en combinaison avec la tiletamine (ZOLETIL)

3.3.2.1.3.°) Anesthésiques dissociatifs :

La kétamine et la tilétamine peuvent être utilisés chez les Reptiles. L'animal ne montre pas de réaction aux stimuli douloureux mais tous ses réflexes sont intègres. On a noté des réactions musculaires involontaires dose dépendantes. Il n'y a pas ou très peu de dépression cardiorespiratoire, mais l'existence d'apnées réflexes est rapportée, il convient alors de ventiler l'animal avec de l'oxygène.

La marge thérapeutique est grande ce qui en fait des anesthésiques de choix [70].

Kétamine : elle peut être utilisée pour l'induction avant l'intubation à la dose de 22-44mg/kg IM ou SC, ou pour une anesthésie à la dose de 55-88 mg/kg (entretien de l'anesthésie avec 10mg/kg toutes les 30min). Une dose supérieure à 110 mg/kg provoque une dépression respiratoire et nécessite alors que l'on ait recours à une assistance ventilatoire mécanique [20].

Le délai d'action est d'environ 30 minutes, la durée d'action est elle beaucoup plus variable (environ 1 heure). Le réveil complet peut lui prendre 24-96h voir jusqu'à 6 jours chez les animaux les plus débilisés [20]. L'administration de NaCl 0,9% et de furosémide favorise l'excrétion rénale de la kétamine [70].

Maintenir une température ambiante élevée diminue aussi le temps d'induction et de réveil [14]

L'antagonisation peut être obtenue par administration de 4-aminopyrrolidine et de yohimbine.

L'administration concomitante de diazepam permet une bonne myorésolution, mais est à éviter dans les 10 jours précédents et suivants un traitement à l'ivermectine car ces molécules se potentialisent et l'on observe alors des effets secondaires indésirables[14].

Il est rapporté [17] que la kétamine peut rendre les serpents agressifs par la suite.

Tilétamine : généralement utilisée à la dose de 10-30 mg/kg IM, on peut augmenter la posologie jusqu'à 88 mg/kg IM. Cette dernière dose permet alors jusqu'à 16h d'anesthésie. Le réveil, lui, dure une vingtaine d'heures.

[11] propose lui la posologie suivante : 5-10 mg/kg pour les tortues, 10-25mg/kg pour les lézards (excepté les varans : 1-1,5mg/kg) et 20-40mg/kg pour les serpents. L'induction est de 5-10 min et le réveil dure 2-10h.

Deux à trois fois plus puissant que la kétamine, elle induit des contractures musculaires qui sont inhibées par le zolazepam. Leur action synergique permet une anesthésie, une analgésie, une bonne myorelaxation, et des effets anticonvulsivants et anxiolytiques.

Le zolazepam est lui aussi à éviter dans les 10 jours précédents et suivants un traitement à l'ivermectine [70].

Le Télazol (tilétamine-zolazepam) est utilisé pour la sédation des serpents de taille importante avant intubation et ce à la posologie de 4-8 mg/kg par voie IM [87]. La récupération peut durer plus de 48h, et il faut donc prévenir le propriétaire.

La présentation commerciale permet de varier la concentration de la solution en principe actif [87].

3.3.2.1.4.°) Les barbituriques :

Le thiopental, le pentobarbital, le METHOHEXITAL sont utilisés en IV ou en IP le plus souvent, même si la voie SC, IM, voire la voie orale ont déjà été décrites (des solutions diluées permettent alors de diminuer l'irritabilité du produit [70]).

La durée et les effets de l'anesthésie sont assez imprévisibles, dépendants de l'espèce et de l'animal considérés.

La marge thérapeutique est faible. Des arrêts cardio-respiratoires sont décrits, ce qui réduit notablement leur intérêt même si les effets peuvent être partiellement réversé par du doxapram (DOPRAM : 0,25mL/kg IV [104]).

Les temps d'induction et de réveil sont longs, une augmentation de la température ambiante permet d'accélérer leur élimination [20].

Pentobarbital [70] : 10-16 mg/kg chez les tortues

22 mg/kg IM chez les lézards

30-50 mg/kg IP chez les serpents

A l'heure actuelle, il est plutôt utilisé lors de l'euthanasie des reptiles [104].

Thiopental [70] : 15-30 mg/kg (peu de variations des effets anesthésiques de la molécule parmi les grandes classes de Reptiles, mais plutôt des variations individuelles). Les doses nécessaires pour une anesthésie chirurgicale correcte sont presque létales.

Methohexital [70] : 5-20 mg/kg. Sa faible latence et sa faible durée d'action en font une molécule utilisée pour l'intubation.

Le méthohexital agit trois fois plus vite et est trois fois plus puissant que le thiopental [20].

3.3.2.1.5.°) Bloquants neuromusculaires :

On peut classer ces molécules en deux catégories quant à leur mécanisme d'action :

- les premières molécules bloquent la cellule musculaire en dépolarisation plus longtemps que ne le ferait l'acétylcholine en se liant plus fortement au récepteur de la plaque motrice. Ces agents sont sensibles aux cholinestérases.

- les seconds agents se lient au récepteur de la plaque motrice et le bloquent, empêchant toute stimulation par l'acétylcholine. Ces agents peuvent être réversés par la néostigmine.[20]

Les bloquants neuromusculaires sont très anxiogènes chez les Mammifères, et psychologiquement traumatisants pour les humains. La tolérance semble être supérieure chez les Reptiles et l'utilisation de telles molécules peut même se révéler moins stressante pour l'animal qu'une contention musclée. Ces molécules sont surtout utilisées lorsqu'il est impératif que la contention soit la meilleure et la plus sûre possible (animaux venimeux), ou pour faire ressortir la tête de certaines tortues récalcitrantes [70].

Cependant, la paralysie possible des muscles respiratoires rend la présence d'une assistance mécanique ventilatoire indispensable.

Après l'administration, on constate une augmentation de l'arythmie cardiaque et une vasodilatation.

On a constaté, surtout chez les tortues, l'existence de contractures ou de douleurs musculaires dans les 20-30 min après l'injection qui se normalisent par la suite [70].

Succinylcholine (cholinestérase sensible) 0,5 à 10 mg/kg IM ou IP, chez les tortues, 0,75-1,0 mg/kg chez les grands lézards.

Tubocurarine 1-8mg/kg chez les pythons, 6mg/kg chez les Colubridés australiens [85].

La Gallamine (0,4 à 1,25 mg/kg chez les crocodiles) réversé par 0,25mg/kg de néostigmine

La paralysie apparaît 5-30 minutes après l'injection pour ces deux produits.

La nicotine sulfate, très toxique n'est utilisée que pour la capture des crocodiles sauvages [70] et est à proscrire en clinique.

3.3.2.1.6.°) Agents anesthésiques divers :

Propofol : Relativement coûteux, il nécessite une voie veineuse. La durée d'anesthésie (environ 20min) et la récupération sont rapides, cette molécule est donc utilisée pour l'intubation notamment chez les tortues à la posologie de 14mg/kg. Chez les lézards et les serpents, la posologie est plutôt de 10mg/kg [104]. Certains auteurs recommandent une posologie plus faible (3mg/kg), suffisante pour réaliser une intubation, afin de diminuer la dépression cardiorespiratoire observée [87].

Il peut aussi être utilisé 20 minutes après une prémédication au médétomidate : la posologie n'est alors plus que de 5mg/kg mais la récupération est plus longue [104].

La dépression cardiorespiratoire observée est dose dépendante [87].

Opioides : Ethorphine , oxymorphone, morphine sont des analgésiques et non des anesthésiques. Ils ne sont donc pas à utiliser seuls. D'autre part, il est nécessaire d'utiliser de fortes doses d'opioïdes pour obtenir un effet sédatif ou anesthésique (la cause de cette « résistance » des Reptiles est inconnue à l'heure actuelle) ce qui limite leur utilisation en pratique [20].

Les contraintes relatives à l'étorphine (formation du personnel amené à manipuler cette molécule et législation liée à son utilisation comme narcotique chez les humains) ont exclu cette molécule de la pratique courante vétérinaire.

L'oxymorphone 0,025-0,10 mg/kg IV, antagonisable par la naloxone, est à éviter chez les

insuffisants hépatiques et rénaux en raison de sa détoxification hépatique et de son élimination rénale [70].

Xylazine (ROMPUN) [70] : 0,10-1,25 mg/kg IM/IV. L'induction intervient en 10-60 minutes. La profondeur de la sédation (ou l'anesthésie selon la dose) est variable et celle-ci peut durer de 1 à 12h.

L'avantage de la xylazine est qu'elle est antagonisable par la yohimbine.

Elle est souvent combinée à la kétamine 50mg/kg à la posologie de 0,5-1,0 mg/kg [104].

[25] propose une posologie plus modulée :

tortues 25-50 et 1-2mg/kg

lézards 15-25 et 1,5

serpents 15-50 et 1

Enfin [34] propose un mélange à base de 500mg de xylazine (substance sèche) et de 4mL de Kétamine 1000. Un millilitre de ce mélange contient alors 125mg de xylazine pour 100mg de kétamine. Le mélange est stable un an au réfrigérateur, et la posologie est alors de 0,15mL/kg. Après 30min d'induction, on obtient ainsi une anesthésie de 45-60 min. Le réveil peut lui prendre jusqu'à 6h.

Tricaïne Méthane Sulfate ou MS 222 [26,70] : SC,IM15-200 mg/kg. Le plus souvent 70-110 mg/kg permettent une anesthésie de 30-60min après une latence de 12-14min. La récupération peut prendre 9-10 h [104]. A l'heure actuelle cet anesthésique n'est utilisé que dans des cas particuliers (i.e. anesthésie des tortues de Floride et tortues à carapace molle) [168].

Métomidate (HYPNODIL) [104,135] : 10-20 mg/kg IM, la sédation est obtenue en 15-20 min, mais ne provoque pas d'analgésie.

L'association Médetomidine (100-150 mg/kg) Kétamine (5-10 voire 20 mg/kg) permet d'obtenir une immobilisation propre à l'examen clinique et à la réalisation d'examens complémentaires mineurs [87]. De plus, la médetomidine est réversible par l'atipamézole (4-5 fois la dose de medetomidine), ce qui accélère la récupération.

3.3.2.2.°) Anesthésiques volatils :

Les anesthésiques volatils sont très utilisés en anesthésie des reptiles car la connaissance du poids exact de l'animal n'est pas nécessaire, il est facile de contrôler la profondeur de l'anesthésie, et une supplémentation en dioxygène est aisée en cas de complication cardiorespiratoire ou lors du réveil [20].

De par leur capacité à rester en apnée très longtemps, il n'est pas toujours possible d'induire les reptiles avec ces anesthésiques notamment chez les tortues où une induction au masque n'est pas possible.

3.3.2.2.1.°) Intubation :

L'intubation (et un respirateur à pression positive) est souvent indispensable lorsque l'on utilise un anesthésique volatil du fait de la capacité des Reptiles à rester en apnée.

Pour l'intubation, on utilisera les sondes trachéales pour carnivores domestiques ainsi que divers cathéters urinaires ou veineux selon la taille de l'animal [70]. De nombreux adaptateurs sont donc nécessaires.

Le larynx des reptiles est formé par une paire de cartilages arythénoïdes et un anneau cricoïde incomplet. Il est rostral et facile d'accès pour l'intubation chez les serpents, plus caudal et obstrué partiellement par la langue chez la tortue. Chez les lézards, l'homologue de l'épiglotte rend l'accès à la trachée plus difficile que chez les serpents.

De plus le sphincter du larynx est le plus souvent fermé ce qui peut rendre l'intubation difficile. L'utilisation d'un anesthésique local ou l'induction par un sédatif aide à introduire la sonde dans la trachée chez ces espèces.

Chez les Chéloniens, la trachée est formée d'anneaux cartilagineux complets (on veillera donc à ne pas gonfler le ballon de la sonde chez ces espèces) contrairement aux Squamates qui possèdent des anneaux en forme de C, une fine membrane reliant les deux branches du C [20].

La longueur de la trachée est très variable et dépend de l'espèce. Chez les Chéloniens notamment, la trachée est courte et se divise rapidement après l'entrée de la cavité coelomique, il convient donc de mesurer la longueur de la sonde trachéale insérée afin de ne pas cathétériser un seul poumon et shunter alors l'oxygénation de l'autre poumon [20].

La paroi pulmonaire des reptiles est très fine : on veillera à ne pas dépasser une pression ventilatoire de 12cm d'eau lors de respiration assistée. On peut utiliser pour cela une sonde trachéale relié à un embout en T dont une des branches sera reliée à un tube placé dans un container d'eau à la hauteur désirée qui correspond ainsi à la pression résiduelle maximale qui sera présente dans les poumons. Ce système permet l'évacuation de toute surpression par rapport à la pression choisie [20].

Les reptiles effectuent 10-20 cycles respiratoires par minute « naturellement », une ventilation assistée se basera donc sur une fréquence respiratoire de 2-4 cycles/min, la concentration en dioxygène étant supérieure dans le mélange inhalé par l'animal lors d'anesthésie volatile.

3.3.2.2.2.°) Anesthésiques utilisables :

- Ether : très peu utilisé car très inflammable

- Halothane : L'induction se fait avec une concentration pouvant atteindre 5,5% du mélange gazeux, le maintien se poursuit à un mélange de 1,5-2,5%. On observe souvent une phase d'excitation avant la décontraction liée à l'anesthésie.

Le réveil a lieu dans les 10 minutes suivant l'arrêt de l'anesthésie.

On peut aussi utiliser ce gaz en circuit ouvert en déposant 5mL dans une boîte de 2,8 dm³ afin de réaliser l'induction de l'animal [20].

Une proportion de 20% de ce gaz est métabolisée par l'animal, la récupération est donc longue [104].

La myorésolution obtenue est faible [27].

- Methoxyflurane : Plus analgésique et plus myorelaxant que l'halothane, il a été beaucoup utilisé par le passé mais l'apparition de gaz de solubilité sang/gaz inférieure dont la vitesse d'action et de récupération est plus grande et dont la toxicité est moindre l'a rendu moins populaire.

(NB : Cette solubilité augmente lorsque la température diminue, la différence observée entre les différents gaz chez les mammifères est donc plus importante et donc encore plus appréciable chez les reptiles)

L'utilisation de ce gaz est semblable chez les reptiles et chez les carnivores domestiques. La dose n'est pas dépendante du poids : l'induction se fait avec un mélange à 4% puis le maintien avec un

mélange à 1,5-1,7%.

Le méthoxyflurane est souvent utilisé en circuit ouvert [70].

L'induction peut alors être obtenue par le dépôt de 10mL dans une boîte de 42 dm³, ce qui produit une anesthésie de 10-30 minutes [20]. Cependant cette méthode est plus aléatoire car le gaz peut se concentrer dans la partie inférieure de la cage, là où se trouve l'animal et y atteindre des concentrations toxiques.

Par contre, la ventilation mécanique doit être utilisée jusqu'au réveil de l'animal.

La durée d'induction et de réveil peut être assez longue (45-60min).

La néphrotoxicité du méthoxyflurane est plus importante, de par la libération de trois ions fluorure lors de sa métabolisation [70].

Chez les serpents, les élapidés et les pythons semblent plus sensibles et des concentrations moins importantes sont donc recherchées.

50% de ce gaz est métabolisé, l'effet de l'anesthésie est donc prolongé et la récupération est longue [104].

- Isoflurane : C'est l'anesthésique de choix car seulement 0,3% de ce gaz est métabolisé par l'organisme, l'isoflurane est donc presque entièrement excrété par les poumons, la récupération est rapide [104]. Il est donc très utile dans le cas d'animaux affaiblis ou en mauvais état général.

L'induction et le maintien s'effectuent dans des conditions analogues à celles de l'halothane. La myorelaxation et l'analgésie sont bonnes [104].

Le réveil dure de 30 à 60 minutes [20].

Les reptiles de petite taille peuvent être prémédiqués ou sédatisés à l'aide d'un sac étanche transparent rempli d'un mélange d'isoflurane 5% (ou de sévoflurane 7-8%) et de dioxygène. Après remplissage, on referme le sac puis on attend que le réflexe de redressement ou de retrait soit négatif [88].

- NO₂ : utilisé pour 50 à 75% du mélange anesthésique, il permet une induction rapide et souple, il diminue la quantité d'anesthésique nécessaire (de 25 à 75%) et améliore la myorelaxation et l'analgésie [70].

3.3.2.3.°) L'Hypothermie :

Du fait de l'étendue passée de l'utilisation de cette méthode, « l'anesthésie par hypothermie » doit être abordée ici.

Les reptiles sont des animaux poïkilothermes, l'hypothermie diminue donc la vitesse de métabolisme, et par conséquent elle diminue la conduction neuronale et la vitesse des réflexes. Mais la sensibilité douloureuse est toujours présente. Ce n'est donc pas une méthode d'anesthésie à part entière.

D'autre part, en diminuant la vitesse de métabolisme, l'hypothermie diminue notablement l'efficacité du système immunitaire. Elle facilite donc l'infection par un agent pathogène [70].

Elle est cependant mieux tolérée que chez les mammifères même si chez les serpents, une dégénérescence axonale consécutive à l'hypothermie a été rapportée plusieurs fois [70,20].

L'hypothermie est parfois utilisée, pour améliorer la contention des espèces présentant un danger pour l'homme (serpents venimeux,...). Chez les autres espèces, il convient de proscrire de telles pratiques [110].

Il est à noter qu'un refroidissement lent est moins nocif qu'un refroidissement rapide mais les modifications métaboliques liées à l'hypothermie apparaissent rapidement ce qui limite la « lenteur » du refroidissement.

L'hypothermie peut être utile pour diminuer la toxicité d'un produit ou diminuer les répercussions d'une hypoxie [104].

Frye [70] utilise un bain de glace pilée pour diminuer la température corporelle jusqu'à 4-5°C.

3.3.2.3.°) Surveillance de l'anesthésie :

Température : la température optimale de la majorité des reptiles se situe entre 24,5°C et 29,5°C. La température sera contrôlée via une sonde thermique ou un thermomètre digital inséré dans le cloaque. Elle sera régulée grâce à une lampe rayonnante ou un coussin contenant un circuit d'eau chauffée. Il faut faire attention cependant à ne pas brûler l'animal.

Une augmentation de la température permet d'augmenter la fréquence respiratoire de l'animal mais elle augmente aussi chez les animaux anesthésiés la dette respiratoire en oxygène et peut ainsi majorer d'éventuelles lésions dues à l'hypoxie. Ainsi lors de la chirurgie, on ne dépassera pas 25°C.

Cependant, toute hypothermie entraîne une diminution des fonctions vitales et de l'efficacité du système immunitaire. On veillera donc à maintenir l'animal à sa température optimale [23]. Chez les animaux de taille importante, amener le reptile à sa température optimale peut prendre plusieurs heures à plusieurs jours [128].

Appareil cardiovasculaire : Le coeur peut être surveillé à l'aide d'un stéthoscope oesophagien, d'un ECG (relié à une sonde oesophagienne, à des pinces, des aiguilles ou des électrodes). Une sonde échographique peut être placée pour observer la dynamique cardiaque (sauf chez les tortues). Un doppler ou une sonde directe permettent de vérifier la pression au niveau de l'artère fémorale ou de la carotide.

La fréquence cardiaque doit rester constante lors de la chirurgie.

En cas d'arrêt cardiaque, les tissus peuvent survivre plusieurs heures à l'anoxie. On peut donc continuer à ventiler l'animal avec du dioxygène pur, 1 fois/min, pour que de l'oxygène soit disponible si le coeur se remet à battre. Plusieurs auteurs font ainsi état de « résuscitations » [20].

Appareil respiratoire : Lors d'une anesthésie par des volatils, l'assistance mécanique ventilatoire est de règle si l'on veut contrôler à minima la profondeur de l'anesthésie (apnées réflexes...) ou si l'on doit aider à la respiration (tortue en décubitus dorsal, agents bloquants neuromusculaire).

Une pression inspiratoire ne dépassant pas 10cm d'eau n'a pas provoqué de lésions pulmonaires dans les cas rapportés [110]. La fréquence respiratoire est généralement de 2-10 cycles par minute.

En cas de difficultés à retrouver une respiration spontanée, du doxapram 5mg/kg IV peut être utilisé. On peut aussi stimuler l'animal en pinçant le bout de sa queue ou d'un de ses doigts [20].

En l'absence d'assistance respiratoire, il convient de ne pas augmenter la température ambiante de la pièce afin de ne pas créer de déficit important en O₂ [62].

La résistance des reptiles à l'hypoxie et à l'acidose métabolique est très importante, en relation avec leur adaptation à des milieux aquatiques, à l'hibernation,...[27].

Une étude récente [109] a révélé que les reptiles se réveillaient plus rapidement lorsqu'ils étaient soumis à une pression partielle en O₂ faible : ventiler un reptile avec de l'O₂ à 100% n'accélérera donc pas son réveil. Ceci semble résulter de la plus grande sensibilité de l'appareil respiratoire reptilien à une faible oxymétrie, qu'à une forte hypercapnie. Les rapports sont donc inversés vis-à-vis des mammifères.

Réhydratation/administration de fluides : chez les tortues, le poids de la carapace conduit à une surestimation du poids « liquide » de l'animal. Il convient donc selon certains auteurs de retirer 5% du poids vif lors des calculs de réhydratation.

La réhydratation se fait le plus souvent par voie veineuse mais si une voie veineuse ne peut pas être obtenue, on peut essayer la voie IP, SC, IM ou IO.

Chez les reptiles, la vitesse de redistribution des fluides du secteur plasmatique vers les secteurs extra et intracellulaire n'est pas connue, une vitesse importante peut se révéler très néfaste pour l'animal.

Le plus souvent, on ne dépasse pas une vitesse de 5mL/kg/h [20] ni 2-3% du PV par jour [128,164] : les reptiles tolèrent très mal un état de superhydratation.

Chez les reptiles à la peau plus lâche comme les iguanes, il est même conseillé de ne pas dépasser 1% du PV car on a tendance à surestimer la déshydratation [164].

Il faut savoir que le pourcentage d'eau corporelle va croissante selon :

Mammifères < Reptiles marins < Reptiles terrestres < Reptiles vivant en eau douce [128].

D'autre part, chez les reptiles, la quantité d'eau intracellulaire est plus importante que chez les Mammifères alors que c'est l'inverse en ce qui concerne le secteur plasmatique [112].

Profondeur de l'anesthésie : Chez les reptiles, suite à l'anesthésie, on observe une relaxation dans le sens craniocaudal. Inversement, la récupération motrice est caudocraniale.

Le diamètre pupillaire n'est pas corrélé avec la profondeur de l'anesthésie, il ne peut donc pas être utilisé comme chez les carnivores pour évaluer cette dernière [26,55].

La profondeur de l'anesthésie est évaluée par la persistance du réflexe de retournement (rapidement aboli), par la présence ou non d'un mouvement de l'animal suite à un pincement de la queue (serpents) ou d'un doigt (lézards) (c'est le stade chirurgical si ce réflexe est aboli).

Chez les tortues la profondeur de l'anesthésie est évaluée par la présence ou non du réflexe de retrait de la tête.

L'absence de réflexe cornéen (lézards, tortues) ou de réflexe de sortie de la langue (serpents) est souvent révélateur d'une anesthésie trop profonde.

La respiration est souvent abolie lors d'anesthésie pour une chirurgie, une assistance respiratoire est alors nécessaire pour maintenir une balance acidobasique dans la norme.

Le tonus de la mâchoire peut aussi être utilisé comme indicateur de la profondeur de l'anesthésie [104].

L'évaluation de la profondeur de l'anesthésie peut être effectuée grâce à l'étude des réflexes [32] :

Stade 1 (sédation) : les mouvements sont ralentis et les membres ne sont pas en position physiologique. Tous les réflexes persistent et il n'existe pas d'analgésie ni de myorésolution.

Stade 2 : On observe peu de mouvements spontanés, les tentatives de retournement sont vaines, le réflexe du retrait de la langue est presque aboli comme les mouvements de reptation. La nociception est retardée à absente et on note une légère myorésolution.

Stade 3 : On n'observe plus de mouvements spontanés, les réflexes sont abolis, il n'y a pas de nociception, la myorésolution est moyenne à complète, les mouvements de reptation sont inexistant. Cependant, le réflexe cornéen est encore présent chez les espèces concernées.

Stade 4 : Tous les réflexes et mouvements sont abolis. C'est le stade toxique évoluant vers la mort.

	Stade 1	Stade 2	Stade 3a	Stade 3b	Stade 4
	Sédation	Sédation profonde	Anesthésie	chirurgicale	Toxique
Mouvements spontanés	Incoordonnés	-	-	-	-
Myorésolution	+	+/-	+/-	-	++
Réponse à la douleur	++	+	-	-	-
Réflexe de reptation	+	+/-	+/-	-	-
Réflexe de retournement	+	+/-	-	-	-
Réflexe de redressement de la tête	+	+/-	+/-	-	-
Réflexe cornéen	++	++	+	+/-	-

Tableau I : Stades de l'anesthésie chez les Reptiles.

4°) Chirurgies de l'appareil reproducteur :

4.1.°) Prise en charge pré-opératoire et spécificités de la chirurgie des Reptiles :

4.1.1.°) Prise en charge pré-opératoire :

4.1.1.1.°) Soins préopératoires :

Antibioprophylaxie :

Il convient d'effectuer un prélèvement pour antibiogramme toutes les fois où c'est possible car les bactéries isolées sont en général très différentes de celles rencontrées chez les carnivores domestiques.

Lorsque cela n'est pas possible, il faut garder en tête la prédominance, dans les infections chez les reptiles, des bactéries Gram négatif et des bactéries anaérobies.

Une association entre un aminoside (AMIKACIN) actif sur les bactéries gram négatif et un autre antibiotique actif sur les anaérobies (métronidazole, chloramphénicol, tétracycline) ou l'utilisation de l'enrofloxacin est donc recommandée.

Frye [71] ne recommande une antibiothérapie qu'en cas d'interventions orthopédique ou neurochirurgicale. BENNET [18] préfère lui administrer en pré-opératoire un aminoglycoside car sa longue rémanence protège l'animal pendant l'opération et en post-opératoire.

AINS :

On peut utiliser divers anti-inflammatoires pour pallier à la douleur [20], les molécules et les posologies indiquées relèvent d'une utilisation empirique.

flunixin méglumine IM, 0,1-0,5 mg/kg

Meloxicam PO, 0,1-0,2 mg/kg

Ketoprofène IM,SC 2mg/kg

Prednisolone IM,PO 2-5mg/kg [27].

4.1.1.2.°) Préparation de l'animal et du site opératoire :

Préparation de l'animal :

Concernant les serpents, l'auteur [23] recommande l'utilisation d'une barre en bois, métal, sur laquelle on scotchera l'animal pour éviter tout mouvement intempestif lors de la chirurgie.

Pour les autres reptiles, des liens et/ou du scotch peuvent être utilisés pour l'immobilisation

des membres lors de la chirurgie.

On s'aidera, dans le cas des tortues à maintenir en décubitus dorsal, de serviettes éponges disposées sur le pourtour de la carapace, de mousse polyuréthane [71], de sacs de sable [106] ou de pneus pour que celle-ci ne roule pas lors de la chirurgie. On peut aussi emplir les fosses avec du coton ou des champs stériles afin d'empêcher la rétraction d'un membre [71]. On peut enfin maintenir la tête en extension forcée à l'aide d'un U en polystyrène [61].

Les champs transparents sont très utiles lors de chirurgie : ils permettent de surveiller aisément l'animal. Ils seront fixés à l'aide de spray adhésif, l'utilisation de pinces à champ étant souvent traumatisante ou hasardeuse.

Préparation du site chirurgical :

L'animal est nettoyé si des matières organiques sont présentes. Le site chirurgical est ensuite désinfecté à plusieurs reprises à l'aide de bétadine, de liqueur de Dakin, ou mieux de chlorhexidine (activité plus rémanente et spectre plus large).

Chez les tortues, la carapace doit aussi être dégraissée à l'aide d'acétone ou de fréon [23].

4.1.2.°) Spécificités de la chirurgie des Reptiles :

4.1.2.1.°) Instruments et matériel :

Les instruments utilisés pour la chirurgie des Reptiles sont dans l'ensemble les mêmes que ceux utilisés en chirurgie des carnivores domestiques.

Des instruments grossissants peuvent être très utiles voire indispensables pour assurer un geste chirurgical et une hémostase précis [23].

Compte tenu de la taille de certaines espèces, certains instruments seront choisis parmi des instruments d'ophtalmologie et/ou de dentisterie.

Un rétracteur de paupières d'ophtalmologie peut ainsi se révéler être un très bon écarteur de la paroi abdominale chez les petits reptiles. De la même manière, un Metzenbaum, un ciseau à iridectomie, un crochet irien, un forceps rétinien, un porte aiguille d'ophtalmologie seront plus adaptés à la taille des plus petits reptiles.

Diverses sondes et spatules de dentisterie seront incluses dans la trousse chirurgicale.

Enfin une fraiseuse de DREMEL ou une scie indispensables chez les tortues nécessitant une voie d'abord importante. Elle peut être stérilisée par du gaz. Pour une tortue de plus de 10kg, une scie oscillante (scie d'autopsie) avec une lame de 10cm peut être utilisée [71].

Les incisions s'effectueront à la lame de 11 ou de 15.

Afin de réaliser l'hémostase, on peut s'équiper d'une électrocoagulation avec des forceps ophtalmiques bipolaires, de clips hémostatiques, de compresses redécoupées, et de lances chirurgicales.

4.1.2.2.°) Voies d'abord :

L'anatomie très particulière des divers groupes de Reptiles nous conduit à envisager séparément l'abord de la cavité coelomique dans ces différents groupes zoologiques.

4.1.2.2.1.°) Tortues :

Les tortues, protégées par leur carapace, constituent une singularité en ce qui concerne les voies d'abord.

Une première voie d'abord ne passant pas par le plastron peut être utilisée chez les tortues. Elle ne nécessite pas autant d'équipement que celle détaillée plus bas, elle est moins longue (l'animal reçoit donc moins d'anesthésique), la cicatrisation est rapide alors qu'elle peut prendre 1-2 ans pour le plastron. Enfin, il faut savoir que la poussière émise lorsque l'on ponce la résine époxy utilisée pour la seconde voie d'abord est nocive.

Cette voie d'abord a été utilisée avec succès chez 56 tortues pesant de 44g à 15,9kg par [31] dans le cadre d'orchidectomies, de biopsies ovariennes, de salpingotomies et de laparotomies visant à déterminer le sexe de l'animal. Elle a cependant une limite : on ne peut extérioriser un objet de taille supérieure à celle de l'incision qui elle-même est limitée par l'ouverture de la carapace [31].

Après induction, le membre postérieur est amené en extension et bloqué dans cette position. Une incision cutanée horizontale est effectuée à la moitié entre le bord postérieur de la carapace et le bord postérieur du plastron. Les tissus sous-cutanés et graisseux sont disséqués ainsi que l'oblique abdominal puis le muscle abdominal transverse (parfois séparé en deux par une couche de tissu graisseux).

Cet accès permet l'introduction d'un otoscope ou l'extériorisation parfois complète de l'oviducte.

Cette voie d'abord est simple, rapide et la cicatrisation ne dure que 30j.

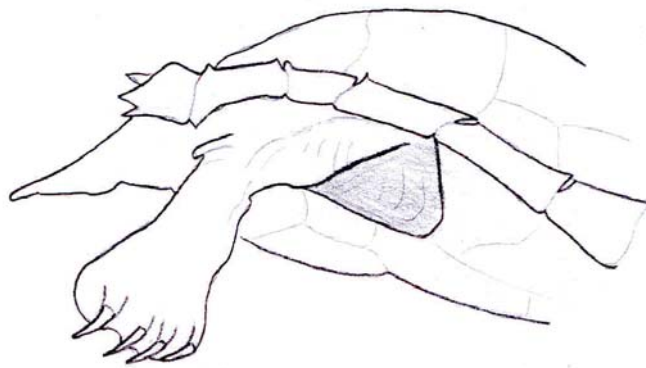


Figure 30 : Voie d'abord chez les Tortues ne passant pas par le plastron.

Dessin Magali BONNEAU (non publié).

La deuxième voie d'abord s'effectue via le plastron. Elle ne peut être utilisée que si l'on possède de la colle époxy ou une résine pour réparer la fracture produite. Elle permet un accès plus large et donc une meilleure visualisation de la cavité abdominale. De plus, la vessie est entraînée par la gravité du fait du décubitus dorsal. L'ouverture initiale de la cavité doit prendre en compte le fait qu'en cas de complication, agrandir l'ouverture est difficile mais surtout la refermer par la suite est quasi impossible.

Deux types d'ouverture peuvent être envisagées, elles s'effectuent toutes les deux dans la moitié arrière du plastron afin d'éviter les nombreux sinus présents plus cranialement. Il faut aussi faire attention à ne pas léser les os du bassin.

Lorsque l'on incise le plastron, il faut garder en tête que sa nutrition est assurée par la moelle, par la veine abdominale ventrale et par la membrane coelomique qui pénètre dans le périoste et qu'il convient de léser à minima (on peut même laisser une partie du plastron attachée pour préserver sa vascularisation).

❧ la première technique consiste à découper un carré dans le plastron, en veillant lors de l'incision à laisser intacts le périoste et la membrane coelomique. Ceux-ci sont alors incisés et seront suturés après l'opération. Le carré de plastron est ensuite remis en position et recollé (avec de la colle époxy ou de la résine). Une variante consiste à faire coïncider un des bords du carré à découper avec une des lignes divisant les écailles et de plier le plastron à ce niveau afin de préserver une partie de la vascularisation de cet os [31].

❧ La deuxième technique vise à découper un demi arc de cercle ou une demi ellipse dont le

grand axe est paramédian et dirigé craniocaudalement, le demi-cercle (ellipse) étant lui latéral.

L'incision elliptique est coupée en biseau à 45° vers le morceau de plastron retiré (cela permet l'obtention d'une force de compression lors de la fermeture). Le grand axe est lui coupé deux fois en biseau afin d'obtenir un V. Là encore, la membrane doit être laissée intacte puis incisée (au niveau de l'arc) et suturée après l'opération.

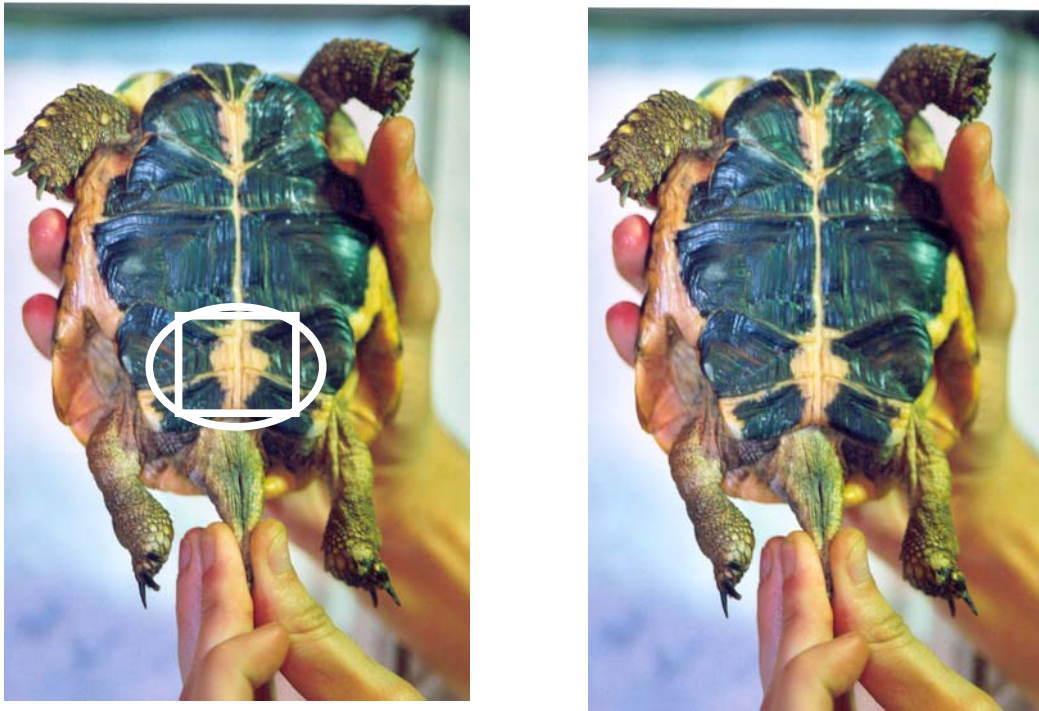


Figure 31 : Voies d'abord transplastrales chez la Tortue.

Lors de l'ouverture du plastron, il faut régulièrement verser du NaCl 0,9% afin de ne pas provoquer de lésions thermoduées.

Avant d'inciser la membrane coelomique, on nettoie la poussière issue de la découpe de la carapace avec du NaCl 0,9%.

Lors de la fermeture, on peut s'aider de trous préalablement percés dans la carapace pour réaliser des points d'appui ou on peut placer des aiguilles de seringues hypodermiques insérées jusqu'au centre de l'os spongieux [71].

Une pommade antibiotique peut être enduite sur les marges de la plaie avant la remise en position du plastron excisé [106].

La découpe en biseau permet l'obtention d'une force de compression et facilite la manoeuvre.

Un patch de fibre de verre est découpé de manière à ce qu'il dépasse de 1,5-2cm des bords de l'ouverture. Un patch de forme ovale ou ronde est préférable à un de forme carré qui se décolle plus

aisément.

La carapace est nettoyée à l'acétone. La résine est d'abord étalée à partir des bords de la plaie vers l'extérieur sur une longueur de 2cm, en veillant à ne pas contaminer la plaie ce qui inhibe la cicatrisation [71].

Le patch découpé est alors placé sur la résine en appuyant de façon à faire pénétrer la résine dans les mailles du patch. La portion centrale du patch est alors enduite de résine et on appuie sur celle-ci pour la faire pénétrer dans les mailles du patch. Il vaut mieux appliquer plusieurs fois de fines couches, sinon, on risque de faire pénétrer de la colle dans la cavité abdominale par la plaie. Lorsque le montage est bien imperméable, il devient quasiment transparent, et perd son apparence grenue.

Si ce n'est pas le cas, le montage est perméable à l'air et à l'eau et une infection a de fortes chances de se développer. Dans ce cas, on retire le montage et on recommence.

Le montage acquiert sa rigidité en 3-5 min.

En dégraissant à l'aide d'éther entre chaque couche, l'adhérence du montage est plus importante [71].

On arrose régulièrement de NaCl 0,9% pour que le plastron ne chauffe pas trop.

Un aérosol à base d'huile végétale est ensuite pulvérisé pour que la résine n'adhère pas au substrat par la suite.

Chez les tortues aquatiques, on peut en plus ajouter une couche de colle à bateau après avoir dégraissé à l'acétone et réintégrer rapidement l'animal dans son environnement aquatique.

Chez les jeunes en croissance, la colle devra être retirée dans les 2 à 6 mois post-opératoires le long des lignes de croissance en dépolissant (il faut signaler que les poussières alors dégagées sont très irritantes et toxiques, il faut donc se protéger toutes les muqueuses).

Les tortues aquatiques doivent être laissées au sec 3-4 semaines.

On évitera toute hibernation pendant les 6 mois suivants [31] et on veillera à assurer une bonne nutrition afin d'éviter toute hypoprotéïnémie ou toute hypocalcémie qui retarderaient la cicatrisation [106].

Si de la colle époxy/fibre de verre n'est pas disponible, on peut utiliser des plastiques acryliques dentaires, des résines polyesters colorées ou des matériaux utilisés pour réparer des sabots. Mais ces derniers sont opaques (donc moins esthétiques) et moins résistants [71].

Les plastiques acryliques dentaires sont utiles lorsqu'il existe un contact avec les tissus mous car ils chauffent peu et ne sont pas toxiques [71].

4.1.2.2.2.°) Lézards :

Chez certains lézards, la présence d'ostéodermes (plaques de cristaux de calcium) peut rendre l'incision cutanée difficile.

Ici l'abord de la cavité coelomique est lié à la préférence du chirurgien. L'abord ventral médian est à éviter compte tenu du large sinus veineux abdominal, qui est ventral et médian et postérieur à la cicatrice ombilicale. Cependant certains chirurgiens préfèrent cette voie. Après ouverture très superficielle du plan cutané et localisation du sinus, la veine abdominale ventrale est alors réclinée et l'ouverture peut être poursuivie.

L'abord le plus utilisé est l'abord ventral paramédian car il permet une bonne exposition de la cavité coelomique, il évite le sinus veineux ventral, les traumatismes tissulaires sont minimaux (les muscles abdominaux sont petits et fins) mais le saignement capillaire est supérieur à l'abord par la ligne blanche [31]. L'abord paramédian gauche semble être préférable au droit car il existe un amas graisseux accroché au pelvis et qui est parfois très développé. Il est cependant possible de le récliner, et la présence de cet amas ne doit pas être vue comme une contre-indication mais comme une difficulté supplémentaire qui peut être contrebalancée par l'avantage que peut offrir cet abord dans le cas de certaines chirurgies.

L'incision paralombaire est assez traumatisante pour la paroi musculaire et est donc très peu utilisée. Chez les caméléons cependant, elle offre une bonne exposition de la cavité. Cette voie d'abord est conseillée chez les iguanes lorsqu'on veut accéder aux seules gonades [164].

Chez les lézards les plus grands, une incision en H effectuée en incisant perpendiculairement à l'incision longitudinale à chacune des extrémités de cette dernière [71]. On peut alors rabattre vers l'extérieur les deux volets cutanés créés. Des points d'appui et des clamps ou des écarteurs permettent une bonne exposition de la cavité.

Les muscles sont toujours incisés selon le sens des fibres musculaires.

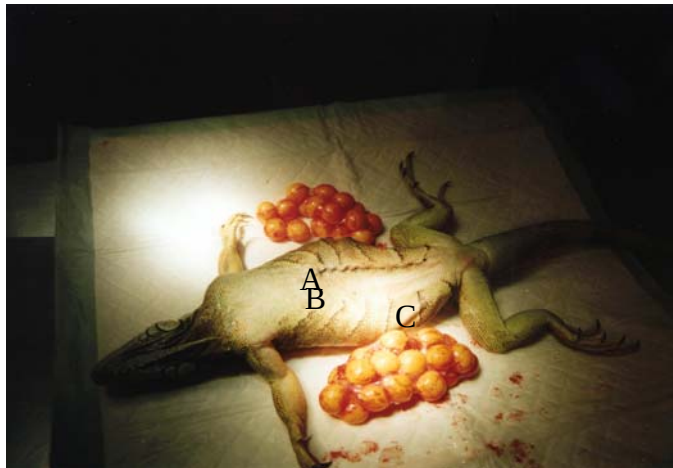


Figure 32 : Voies d'abord chez les lézards.

A : voie paramédiane B : voie médiane C : voie paralombaire

4.1.2.2.3.°) Serpents :

Chez les serpents, l'accès à la cavité coelomique peut s'effectuer par deux voies d'abord principales :

☞chez les serpents à petites écailles ventrales et chez les pythons, l'incision antéropostérieure se fait le plus souvent entre la deuxième et la troisième rangée d'écailles latérales.

☞chez les Colubridés et les serpents avec de larges écailles ventrales, l'ouverture se fait entre la rangée d'écailles ventrales et la première rangée d'écailles latérales.

L'incision s'effectue toujours longitudinalement : cela permet une bonne exposition de la cavité coelomique et la tension ainsi engendrée est faible (la peau est très élastique, sa distension permettant le passage de proies volumineuses par rapport à la taille du serpent). Les muscles sont incisés selon le sens des fibres musculaires. Les vaisseaux sanguins doivent être préservés, ou, si c'est impossible, une double ligature est effectuée avant section [71].

Un écarteur ou des points d'appui tenus par des clamps permettent de mieux exposer la cavité.

Généralement, l'ouverture est pratiquée sur la gauche de l'animal afin d'éviter toute possibilité de lésion du poumon droit (le plus ou le seul développé chez les serpents) [106].

L'abord intercostal ne laisse qu'un faible espace pour opérer, une faible exposition de la cavité, et les lésions de nerfs, vaisseaux et tissus sont plus importantes.

L'abord ventral médian est à éviter compte tenu de la veine abdominale ventrale. De plus lorsque l'on utilise cet abord, la suture accroche le substrat lors de la reptation, ce qui gêne l'animal et augmente le risque de déhiscence de plaie.

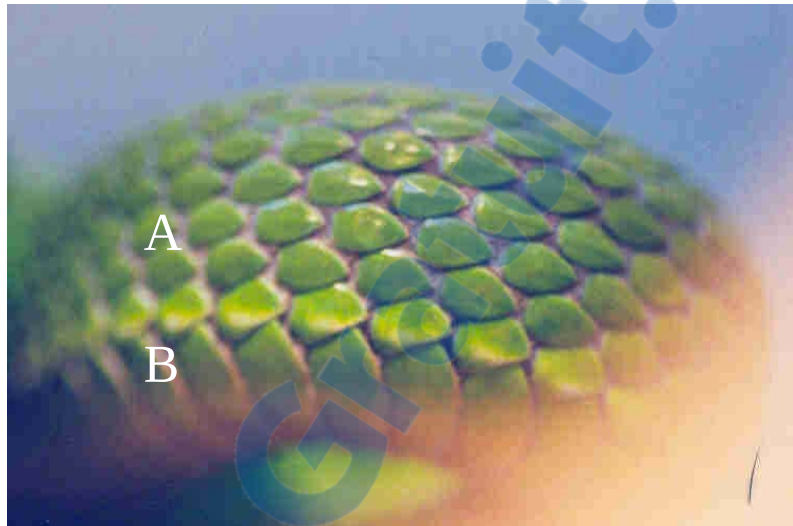


Figure 33 : Voies d'abord chez les serpents.

4.1.2.3.°) Cicatrisation et sutures :

La cicatrisation chez les Reptiles obéit aux mêmes principes que chez les Mammifères : la formation d'une croûte est suivie de la phagocytose des débris et des germes puis la fibrose et enfin la cicatrisation.

Cependant, la phase de fibrose est très lente chez les Reptiles et seule la mue accélère la cicatrisation. Toute hypocalcémie ou hypoprotéinémie ralentit cette dernière.

La réalisation d'un surjet cutané est plus aisée mais est à proscrire si la plaie est susceptible d'être abrasée lors des mouvements de l'animal (i.e. en face ventrale chez les serpents) [71]. Dans ce cas, la réalisation de points simples comprenant au minimum trois demi-noeuds est recommandée [71].

On peut utiliser des boutons ou des tubulures de perfusion afin de répartir les tensions et de diminuer ainsi le risque de déchirure cutanée et de déhiscence de la plaie, la peau des reptiles étant

peu élastique [71].

Afin d'éviter les plis de peau et/ou une mauvaise apposition des bords de la plaie, on débutera la suture par un point central puis on se dirigera vers une extrémité de la plaie [71]. A la mue suivante, la plaie est généralement refermée. Cette mue peut nécessiter une intervention délicate visant à retirer les morceaux de cette dernière adhérents à la cicatrice.

Des pansements collants ou des colles plastiques au cyanométhacrylate diminuent ou interdisent la contamination de la plaie par le substrat, les bains...[71].

Chez les serpents et les lézards, les sutures cutanées doivent être légèrement éversantes car la peau a tendance à s'incurver vers l'intérieur.

4.2.°) Chirurgies de l'appareil reproducteur :

4.2.1.°) Orchidectomie :

4.2.1.1.°) Indications :

La castration chez le mâle inhibe tout comportement sexuel, elle empêche le développement de la livrée, inhibe la sécrétion des pores fémoraux ainsi que l'hypertrophie du segment sexuel rénal (ou rete testis) [60].

Chez les iguanes notamment, la stérilisation peut être conseillée au propriétaire dès l'achat si aucune reproduction n'est souhaitée. En effet, les iguanes mâles évoluant librement dans une pièce peuvent devenir extrêmement territoriaux, les agressions pour défendre ce territoire peuvent être récurrentes et soutenues. Il a même été rapporté des agressions de mâles envers des propriétaires de sexe féminin lors de leurs menstruations [160]. La stérilisation est un remède à ces agressions dites offensives, les effets bénéfiques peuvent cependant intervenir dans des délais pouvant aller jusqu'à un an. La stérilisation n'apporte pas d'amélioration dans le cas d'agressions défensives (stress, peur,...) [160].

Lors de la période de reproduction, les iguanes verts peuvent aussi être agressifs et occasionner de graves blessures à leurs congénères. L'orchidectomie permet de supprimer ce comportement purement lié à la reproduction.

La stérilisation semble plus efficace lorsqu'elle est pratiquée chez des juvéniles, bien que ces derniers ne développent alors pas leurs caractères sexuels secondaires (fanon, joues colorées...) [160].

L'opération peut donc être effectuée après la maturité sexuelle (et donc après l'apparition des

caractères sexuels secondaires) si le propriétaire le souhaite, mais l'efficacité peut être moindre [73]. Le changement de comportement des iguanes est moins important et il existe alors plus de cas réfractaires [172].

Les effets d'une telle opération ne se font cependant pas ressentir avant la saison sexuelle suivante [23].

Certains auteurs rapportent aussi une diminution de la fréquence de certaines pathologies sexuelles (bouchons hémipéniens) liée à la stérilisation [172].

Cependant, cette opération ne se pratique que depuis une période relativement récente et dont les conséquences à long terme ne sont pas encore bien connues [86].

La principale autre indication de l'orchidectomie concerne le développement de tumeurs testiculaires.

Chez les serpents mâles, plusieurs tumeurs des cellules de Sertoli et des cellules interstitielles ont été décrites dans la littérature.

Chez *Gopherus agassizi*, FRYE [67,72] a décrit une tumeur des cellules interstitielles des testicules. L'animal présentait une dyspnée chronique et une anorexie qui ont entraîné la mort. Le diagnostic a donc été effectué post-mortem et histologiquement car les testicules présentaient de visu un aspect normal. Frye a constaté l'absence de spermatogénèse dans ce cas.

FRYE [67] fait état de 5 cas de tumeurs testiculaires déjà décrites dans la littérature chez les Reptiles :

- une tumeur des cellules de Sertoli chez un *Naja naja* (Naja) et un *Thamnophis sirtalis* (serpent jarretière).
- une tumeur kystique des cellules interstitielles chez un *Varanus komodoensis* (Varan de Komodo) et une tumeur des cellules interstitielles chez un lézard (*Sceloporus occidentalis*).
- un séminome diagnostiqué chez un *Naja nigricollis*, comprimant l'uretère et provoquant une dilatation en amont de cette compression [72].

A l'heure actuelle, les néoplasies sont plutôt l'objet de découvertes fortuites ou post-mortem du fait du faible développement de la médecine des Reptiles. Dans l'avenir, cette indication pourrait cependant tenir une place plus importante.

4.2.1.2.°) Technique opératoire :

La voie d'abord est celle utilisée lors de coeliotomie.

Chez les serpents, BROGART [32] donne les repères anatomique suivants pour pratiquer l'incision :

	Boas/Pythons	Colubridés
Rein droit	69-77%	76-85%
Rein gauche	74-82%	81-91%

Le pourcentage exprime le rapport distance tête-organe/distance tête-cloaque. Ce rapport est plus précis qu'une distance exprimée en nombre d'écaillés ventrales qui est variable en fonction des individus [113].

Les variations qu'il peut exister dans ce ratio sont moindres à l'intérieur d'une même famille de serpents. Si les données ne sont pas disponibles pour l'espèce étudiée, on se référera donc à la moyenne des serpents de la même famille [113].

Tableau II : Localisation anatomique des reins par rapport à la tête et au cloaque chez deux familles de serpents.

Les gonades sont accrochées à la paroi coelomique dorsale, et leur accès est donc difficile, nécessitant une ouverture large (du processus xiphoïde au bassin).

Après l'ouverture de la cavité abdominale, la vessie, les amas graisseux et les intestins sont réclinés.

Chaque testicule, très vascularisé, est recouvert d'une capsule qui peut se rompre lors de manipulations trop violentes entraînant des hémorragies importantes. Les testicules sont reliés à la veine cave par des vaisseaux très courts (environ 1-2mm chez l'Iguane vert).

Une fois les testicules individualisés, on les élève doucement afin de visualiser la vascularisation qui est ligaturée (l'utilisation de clips vasculaires rend le geste chirurgical beaucoup plus aisé [23]). Une autre ligature est posée au niveau de la capsule puis le testicule est excisé.

L'excision peut aussi être effectuée par thermocautérisation.

Le testicule droit est directement relié à la veine cave alors que le testicule gauche est relié à une artère et à une veine testiculaire [160].

Lorsque l'on considère le testicule gauche, il faut être attentif lors des ligatures car la glande surrénale gauche (tissu allongé rose et granuleux, qu'il faut épargner, est située entre le testicule et les vaisseaux sanguins l'irriguant [160].

4.2.2.°) Vasectomie :

4.2.2.1.°) Indications :

Les indications de la vasectomie ne sont pas très nombreuses.

Cette opération n'est effectuée que lorsque plusieurs animaux sont maintenus en groupe et qu'une reproduction n'est pas souhaitée. En effet, certains reptiles largement reproduits en terrariophilie peuvent avoir des portées allant jusqu'à 56 animaux, pour une longévité d'une quinzaine d'année. La surpopulation peut donc être rapide [103].

Cette opération est plus aisée que l'ovariectomie, c'est la raison pour laquelle elle lui est préférée [106].

Il convient de continuer à séparer la femelle du mâle pendant au minimum 3 mois qui est le temps de survie des spermatozoïdes le plus long enregistré à l'heure actuelle.

La présence de spermatozoïdes dans la lumière des canaux déférents distaux a été notée jusqu'à 5 mois après la chirurgie.

4.2.2.2.°) Technique opératoire :

L'animal est placé en décubitus dorsal, l'incision est variable selon les espèces (à 75% de la distance tête-cloaque chez les serpents, incision paramédiane chez les Lézards, opération peu à pas pratiquée chez les tortues) [32,71].

Lors d'une vasectomie pratiquée sur une *Bitis arietans* [103], celle-ci comportait 137 écailles ventrales, et l'incision s'est effectuée entre la 34e et la 40e écaille en partant du cloaque.

On localise ensuite les testicules.

De chaque côté de l'intestin apparaît alors le canal déférent, blanc nacré et finement plissé, de 2-5mm de diamètre [103].

On résèque environ 2 cm de tissu. Des ligatures au monofilament résorbable de taille 6-0 sont réalisées de part et d'autre du tissu réséqué.

Une alternative consiste à réséquer tout en cautérisant à l'aide d'un électrocoagulateur les canaux déférents. On peut alors selon le choix du chirurgien ne pas effectuer de ligatures.

Une histologie du tissu excisé est demandée pour confirmation de la nature de ce dernier.

La fermeture de la cavité abdominale est réalisée selon la technique habituelle.

4.2.3.°) Amputation du pénis/des hémipénis :

4.2.3.1.°) Indications :

La seule indication de cette chirurgie est le délabrement important des tissus hémipéniens ou du pénis dans le cas des Tortues. Ce délabrement peut être consécutif à un prolapsus des hémipénis ou du pénis (phimosis, paraphimosis), des morsures par des congénères, une séparation brutale lors d'accouplements.

Les étiologies du prolapsus sont multiples et comprennent la présence de calculs urinaires, la présence d'un corps étranger, le développement d'une infection bactérienne mycosique ou parasitaire et/ou l'existence d'un hyperparathyroïdisme secondaire d'origine alimentaire [166].

4.2.3.2.°) Technique opératoire :

En présence de lésions importantes, un clamp est placé au niveau de la base. Deux ou trois ligatures sont placées parallèlement et distalement au clamp. Puis la résection est pratiquée distalement aux sutures.

Si l'hémipénis était infecté, on prescrit deux semaines d'antibiotiques en post-opératoire [166].

4.2.4.°) Ovariectomie :

4.2.4.1.°) Indications:

Chez la femelle, l'ovariectomie induit une cessation de l'activité sexuelle (inhibition de la vitellogénèse et du métabolisme hépatique correspondant), une régression de l'oviducte et une augmentation de la quantité de tissu adipeux corporel.

La stérilisation permet de diminuer considérablement le stress induit chez la femelle sur la balance énergétique et calcique lors de la production des oeufs. Ce stress peut être particulièrement important dans le cas de femelles ayant plusieurs pontes par an et il peut même conduire, dans les cas extrêmes, à une mort par dénutrition. Ce cas a été plusieurs fois observé chez les iguanes verts et certaines espèces de caméléons.

Dans ces espèces, une ovariectomie de convenance peut donc être proposée au propriétaire s'il ne désire pas obtenir de reproductions.

Chez les tortues, l'ovariectomie a été conseillée comme moyen de contrôle du relâcher abusif de certaines espèces écologiquement dangereuses (ex : *Trachemys scripta elegans* ou tortue de Floride) [12].

Cette opération peut alors s'effectuer dès la maturité sexuelle ou même avant si le chirurgien possède les compétences nécessaires étant donné la petite taille de l'animal.

Lorsque les tortues vivent à l'extérieur, il est préférable de les opérer fin été-début automne, lors de la période de quiescence sexuelle, ce qui diminue le risque de péritonite liée à la rupture per-opératoire d'un follicule. Chez les animaux vivant en terrarium, des follicules de taille importante sont présents tout au long de l'année, il n'existe donc pas de période préférentielle.

La rétention d'oeufs préovulatoire est l'indication majeure de l'ovariectomie chez les tortues et les lézards (elle n'a pas été décrite chez les serpents). Elle correspond à une stase des follicules pré-ovulatoires liée à une carence en LH [149], ceux-ci n'ovulent pas et ne sont pas résorbés. Ils continuent de grossir, comprimant les organes adjacents.

Cette pathologie est suspectée peu fréquente dans la nature [1].

Les signes cliniques sont très divers et comprennent anorexie, vomissements, trémulations musculaires, cachexie, enophtalmie, constipation, distension abdominale plus ou moins importante, léthargie, crise d'apoplexie allant parfois jusqu'à la mort.

Les étiologies sont nombreuses : régime alimentaire peu varié, éclaircissement et photopériode inadaptés (absence de cycles saisonniers), température impropre, absence de contact avec un mâle [148], restriction de l'éthogramme (répertoire comportemental normal), polyinfestation parasitaire [148]...

Les maladies concomitantes sont fréquentes et doivent être recherchées : la Metabolic Bone Disease, une insuffisance rénale avec parfois une goutte viscérale, une lipidose hépatique, une hypoprotéïnémie, une infection de l'ovaire et/ou de l'oviducte. Pour cela, il faut faire une N.F.S. (leucocytose, fort pourcentage de neutrophiles dégénérés), une biochimie (urée, créatinine, acide urique pour le rein, glucose pour détecter une septicémie ou une dénutrition, et surtout Ca et P pour établir le rapport phosphocalcique), une radiographie et une analyse urinaire. Ces examens permettent aussi d'établir si la chirurgie peut être tentée et d'évaluer le pronostic pour l'animal.

Le diagnostic est radiographique, effectué avec un pneumocoelogramme (60mL/kg d'air [148]), les oeufs apparaissent alors agglutinés, en grappe, de 2-3 cm de diamètre chacun chez les iguanes. Les viscères apparaissent comprimés et refoulés [148,149]. Eventuellement, un transit baryté peut être effectué pour éliminer toute probabilité d'une origine intestinale de la masse observée. On observe alors la masse intestinale soulignée par la baryte repoussée vers l'avant par les

oeufs [13].

S'ils sont petits, les oeufs peuvent être résorbés, mais dans le cas contraire, ils deviennent coalescents formant alors une masse unique à la paroi très friable qui, lors de sa rupture, entraîne une péritonite [148].

Si l'animal est anorexique, si les follicules sont trop gros pour être réabsorbés, ou si une inflammation est visible à la radiographie, il faut procéder rapidement à une ovariectomie. L'ovariectomie peut aussi être choisie par le propriétaire lorsqu'un soin attentif ne peut pas être porté à l'animal ou pour diminuer le risque accompagnant une intervention d'urgence sur un animal affaibli.

Si l'animal est alerte et en bon état général une complémentation en Ca (500mg/j 2x/j), une alimentation à base de pots pour bébés aux végétaux à raison de 15mL/kg 2x/j, et une antibioprophylaxie (pendant parfois plusieurs mois) peuvent être prescrits. Une reprise de l'appétit est signe de résorption folliculaire, et une radiographie sera alors effectuée 3 semaines après pour contrôle [149].

Les autres indications de l'ovariectomie sont aussi en relation avec une pathologie de l'appareil reproducteur :

- l'inflammation aseptique de l'ovaire a été le plus souvent observée chez des Squamates âgés, en parallèle à la résorption de follicules. L'étiologie supposée est une rupture des follicules entraînant une libération de vitellus, très phlogogène au sein du parenchyme de l'ovaire. L'inflammation se propage alors entraînant une ovarite [43]. Le seul traitement possible est l'ovariectomie.
- l'hémorragie ovarienne aigue due à la rupture d'une artère ovarienne a été décrite chez un iguane et un serpent roi de californie (*Lampropeltis getulus californiae*). L'animal présente alors peu de signes cliniques. Il est en état de choc, léthargique, en détresse respiratoire et ses muqueuses sont pâles. L'obésité ou l'hypovitaminose peuvent être des facteurs prédisposants bien que cela n'est pas été prouvé [69]. Le diagnostic n'est pas facile et s'effectue le plus souvent à la faveur d'une laparotomie. L'intervention doit être rapide.
- on peut aussi parfois observer des follicules ovariens très volumineux et n'évoluant pas. Ceux-ci provoquent abattement et anorexie et nécessitent une exérèse chirurgicale unilatérale [161]. Les récurrences sont possibles mais aucune étude ne fait état de leurs fréquences. Si aucune reproduction n'est souhaitée, l'ovariectomie est indiquée.

Chez les femelles âgées, l'indication la plus importante de l'ovariectomie concerne les tumeurs de l'appareil génital [55]. Le traitement le plus efficace à l'heure actuelle consiste en une exérèse chirurgicale de la tumeur lorsque les marges de cette dernière peuvent être identifiées. Cette exérèse peut être combinée à de la radiothérapie. A l'heure actuelle, le diagnostic des tumeurs est relativement tardif (voir nécropsique) et n'autorise pas, dans la plupart des cas, de traitement chirurgical.

Chez les Reptiles, peu de tumeurs de l'appareil génital ont été décrites dans la littérature.

Chez les tortues : des dysgerminomes ovariens ont été diagnostiqués chez deux tortues de Floride (*Trachemys scripta elegans*) de 21 et 25 ans d'âge. La tumeur de 4 à 11cm de diamètre consistait en une masse blanchâtre, très friable, très lobulée, et enveloppée par une tunique fibrovasculaire mince. Les organes intracoelomiques étaient déplacés (provoquant une anorexie) et seul l'ovaire gauche était atteint dans les 2 cas observés. La tumeur occupait un espace si important qu'une des deux tortues se tenait toujours avec la tête et le cou en extension. Une exposition au zinc pourrait être un facteur favorisant d'apparition de la tumeur [55,68].

Chez les lézards, un adénocarcinome et un tératome de l'ovaire ont aussi été rapportés.

Chez les serpents, un plus grand nombre de tumeurs ont été rapportées :

Un adénome tubulaire proximal de l'oviducte a été découvert de façon fortuite chez un *Lampropeltis triangulum* [72]. Cette tumeur était multifocale mais confinée à un seul ovaire.

MICHAELS et SANECKI [114] décrivent un carcinome de l'ovaire chez un *Boa constrictor*, stérile depuis l'âge de 15 ans et devenu anorexique à 20 ans en parallèle à une perte de poids et une distension de l'abdomen. L'examen post-mortem a révélé une masse de 15cm de diamètre ayant métastasé au niveau du foie. Ce cas montre l'importance d'une investigation poussée face aux symptômes peu spécifiques rencontrés dans le cas de tumeurs de l'appareil génital afin de réaliser un diagnostic précis et de proposer un traitement.

MICHAELS et SANECKI [114] rapportent aussi la description de 7 autres tumeurs ovariennes décrites dans la littérature chez des serpents :

- 1 adénocarcinome chez un *Python sebae* avec des métastases au niveau du foie, des reins et des poumons

- œ1 tumeur des cellules de la granulosa chez un *Eunectes murinus* et un *Trimeresurus albolabris*.

- œ1 tumeur des cellules de la granulosa chez un *Thamnophis sirtalis* avec des métastases rénales.

- œ3 fibromes ovariens chez respectivement un *Acrochordus javanicus*, une *Vipera amnodytes* [117] et un *Agkistrodon piscivorus*

31 hémangiome ovarien chez un *Sistrurus catenatus*.

Des léiomyosarcomes de l'oviducte sont aussi rapportés [55] : une ovariectomie concomitante à l'exérèse de l'oviducte est alors recommandée.

L'oestradiol permettant la mobilisation des graisses afin de fournir l'énergie nécessaire au cycle sexuel, l'ovariectomie a pour corollaire, comme dans de nombreux groupes zoologiques, une tendance de l'animal à l'embonpoint [60].

Cette opération ne se pratique que depuis une période relativement récente et les conséquences à long terme pour l'animal ne sont pas encore bien connues [86].

4.2.4.2.°) Technique opératoire :

En cas d'intervention de convenance, une radiographie pré-opératoire permet de s'assurer de l'absence d'oeufs dans l'oviducte. Dans le cas contraire, l'intervention doit être repoussée ou bien associée à une salpingotomie ou une salpingectomie.

Les ovaires reptiliens sont disséminés, ils peuvent donc atteindre une taille considérable en relation avec des follicules nombreux et volumineux. Leur vascularisation est de plus très importante lors de la période d'activité sexuelle. Cela pose des problèmes de voie d'abord (étroite et inextensible chez les tortues ou taille de l'incision parfois importante chez certaines espèces). Ce problème peut être limité par l'injection de médroxyprogestérone afin d'inhiber le cycle de la femelle avant l'ovariectomie [61].

Chez les tortues, lors d'intervention de convenance, on peut procéder à une ovariectomie par voie latérale, comme décrite par ARVY [12]. Cette voie présente l'avantage de préserver le plastron, d'être rapide et de ne nécessiter que peu de matériel spécifique. La tortue est placée en décubitus dorsal, les membres postérieurs maintenus le long de la queue avec un sparadrap. Les cavités fémorales sont nettoyées puis recouvertes d'un champ opératoire. La peau est alors incisée sur environ 35mm, du bord caudal du plastron au bord cranial du fémur (attention à l'artère fémorale). Les tissus graisseux, musculaires et le péritoine sont alors disséqués. Les ovaires, jaunes et plurilobés sont en position craniomédiane et sont aisément reconnaissables. Le bord cranial, libre, puis le méso ovarien sont extériorisés. Un clamp hémostatique est posé sur

les vaisseaux et le pédicule ovarien. Une ligature en masse au 2-0 est effectuée, du côté médial du clamp. Le pédicule est alors sectionné près du clamp et il reprend alors une position physiologique au sein de la cavité coelomique. Les muscles sont suturés au 2-0 par des points simples, un surjet sous-cutané est effectué. Enfin une suture cutanée éversante est réalisée à l'aide de points simples au nylon ou polydioxanone 3-0.

Une antibiothérapie à base de chloramphénicol 10-40mg/kg SC/IM est effectuée sur 7-10j.

En post-opératoire, l'animal est placé au sec pour éviter les noyades et à 25°C afin d'accélérer l'élimination de l'anesthésique.

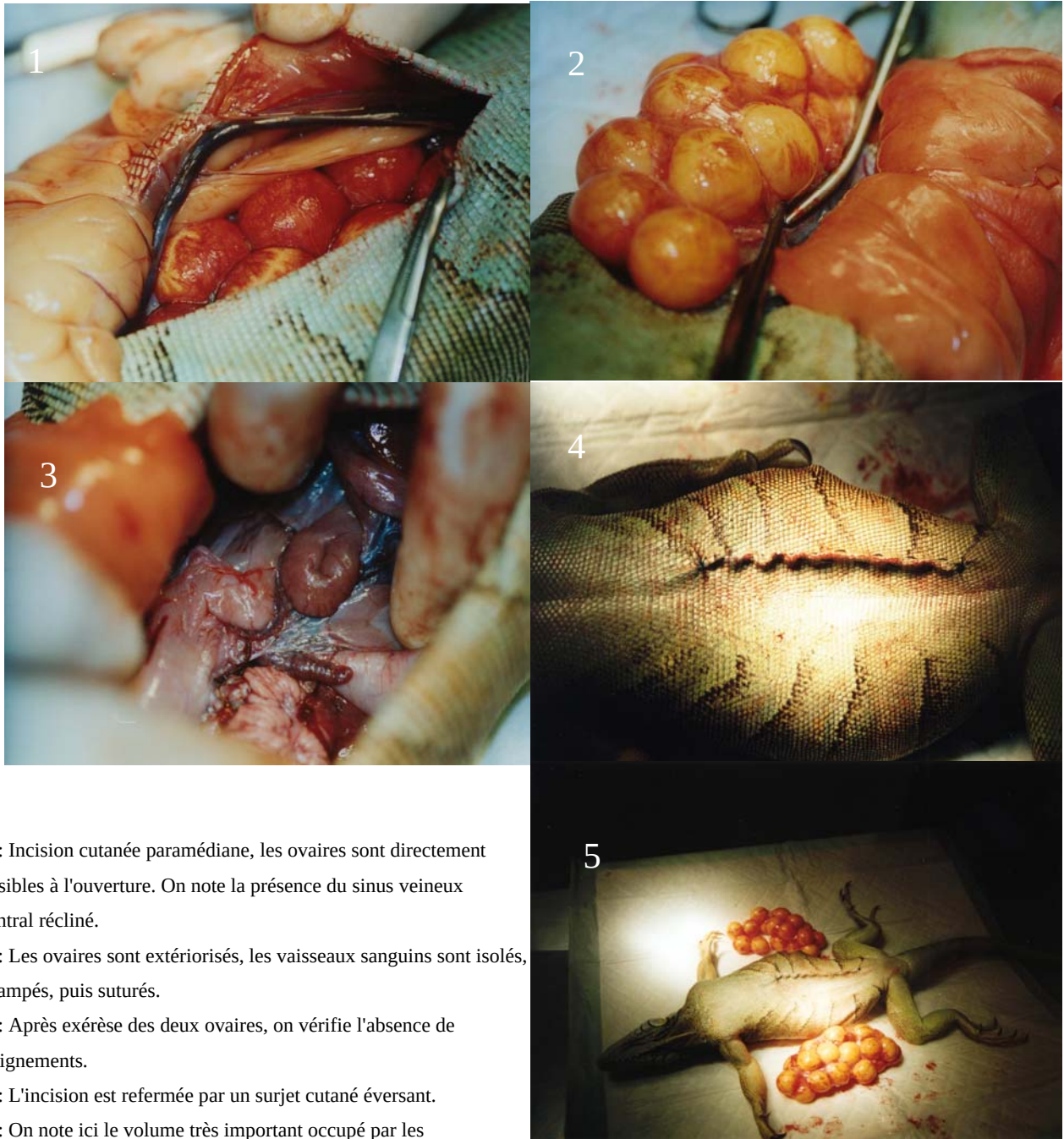
Lors d'intervention curative, un abord classique est réalisé.

Dans le cas d'une rétention d'oeufs préovulatoire, les ovaires, larges et remplis de follicules sont aisément visualisés à l'ouverture de la cavité abdominale. Ils sont alors extériorisés avec délicatesse, mais l'extériorisation complète n'est pas toujours possible.

Les ovaires sont réclinés caudocranialement de façon à laisser apparaître le mésovarium et les vaisseaux ovariens. Ces derniers sont ligaturés au fil monofilament résorbable 4-0, et les ovaires sont retirés après section au scalpel. Chez certaines espèces, une ligature et une section des deux premiers vaisseaux apparents permet une extériorisation complète de l'ovaire, facilitant l'abord des autres vaisseaux. Il faut prendre garde à ne pas inclure la surrénale dans les ligatures [13].

Chez le varan des savanes et certaines espèces, le mésovarium est assez court et très pigmenté. L'individualisation des vaisseaux et leur ligature est donc plus difficile.

Concernant les autres pathologies évoquées, les ovaires n'apparaissent pas toujours à l'ouverture de la cavité coelomique et ils devront être recherchés, le long de la paroi dorsale, cranialement aux reins. Le principe de la chirurgie est alors identique, des clips hémostatiques peuvent faciliter la ligature des vaisseaux ovariens lorsque le mésovarium est court et ne peut être que faiblement distendu.



1 : Incision cutanée paramédiane, les ovaires sont directement visibles à l'ouverture. On note la présence du sinus veineux ventral récliné.

2 : Les ovaires sont extériorisés, les vaisseaux sanguins sont isolés, clampés, puis suturés.

3 : Après exérèse des deux ovaires, on vérifie l'absence de saignements.

4 : L'incision est refermée par un surjet cutané éversant.

5 : On note ici le volume très important occupé par les ovaires au sein de la cavité abdominale de l'Iguane.

Figure 34 : Ovariectomie chez un iguane vert (*Iguana iguana*) suite à une rétention d'oeufs pré-ovulatoire.

4.2.5.°) Césarienne/Salpingotomie :

Chez les Reptiles, les oeufs obtenus à la faveur d'une césarienne ne sont pas viables, et il ne sert à rien de les mettre dans un incubateur [33,48].

La césarienne en tant que telle est rare, c'est plutôt une chirurgie d'exception à l'heure actuelle. On lui préfère souvent l'ovariosalpingectomie afin d'éviter les récurrences de problèmes de reproduction très fréquentes chez les Reptiles [95].

C'est une opération délicate, mais les résultats qu'elle permet d'obtenir en font une opération intéressante [77].

4.2.5.1.°) Indications :

La rétention d'oeufs post-ovulatoire est la seule indication de cette chirurgie.

Cette dernière est pratiquée surtout chez les serpents car la taille de l'incision nécessaire à une ovariosalpingectomie est très importante, et chez les tortues, lorsqu'une reproduction ultérieure est souhaitée. Elle est en revanche très peu pratiquée chez les lézards qui pondent un grand nombre d'oeufs. En effet, l'ovariosalpingectomie permet comparativement de gagner un temps important et les taux de morbidité et de mortalité sont très souvent moindres.

La rétention d'oeufs post-ovulatoire peut être définie comme la persistance des oeufs au sein de l'oviducte au delà du temps normal de gestation. Elle peut, ou non, s'accompagner de dystocie qui est l'empêchement mécanique de l'oviposition.

C'est la deuxième pathologie la plus courante relative à l'appareil génital [61], et environ 10% de la population reptilienne est concernée chaque année [48]. Vis-à-vis de l'ensemble des cas qui lui ont été présentés, 42% se sont révélés être des serpents (avec une fréquence plus élevée chez les pythons [38]), 39% des tortues, et 19% des lézards [48,61]. Mais aucune donnée n'est disponible sur la population totale de serpents, tortues ou lézards, par conséquent on ne peut pas dire si telle ou telle population est prédisposée.

L'auteur [48] a remarqué que chez les lézards et les serpents, les rétentions d'oeufs étaient plus fréquentes chez les primipares, et que les récurrences étaient assez fréquentes.

Chez les tortues, le diagnostic est toujours délicat du fait de l'indéformabilité de la carapace [63].

Les étiologies sont multiples [1,33,74,82,142] :

Rétention de type obstructive : - malformation congénitale ou liée à une maladie concomitante (ex : MBD provoquant une déformation de la carapace ou de la filière pelvienne)

- coquille anormale : l'absence focale d'une partie de la coquille de l'oeuf, une coquille de double épaisseur, une masse calcaire ovoïde, des oeufs soudés par la coquille (jusqu'à cinq oeufs soudés ensemble [69]), des oeufs très larges ou de forme originale sont très souvent à l'origine de rétentions d'oeufs.

- présence d'une masse obstructive au niveau de la filière pelvienne (calcul vésical, abcès, coquille brisée, fécalome ou pierre dans le rectum, tumeur/torsion de l'oviducte) [48].

- sténose de l'oviducte [48].

- oeuf brisé à la suite de copulations répétées (cela peut occasionner des lacérations importantes de l'oviducte et une péritonite).

Rétention non obstructive : - carences en vitamines et/ou minéraux . L'hypocalcémie est fréquente : elle entraîne une hypotonie ou une atonie de l'utérus. Elle est généralement la conséquence d'un hyperparathyroïdisme d'origine alimentaire, d'une maladie rénale...

- absence d'aire de ponte ou de substrat approprié : les espèces aquatiques nécessitent un endroit sec à une température adaptée à l'espèce considérée. Chez les iguanes, les femelles peuvent défendre l'accès de leur aire de ponte aux autres femelles. Il faut donc prévoir suffisamment d'aires de ponte [43].

- maintenance inappropriée : l'absence d'exercice et la suralimentation ont pour conséquence un faible développement de la ceinture musculaire, une inertie primaire de l'oviducte et un développement d'oeufs trop nombreux qui compriment les viscères et ne peuvent pas être pondus [46]. Une température trop basse, un terrarium insuffisamment nettoyé, une photopériode inappropriée, l'absence de cachette ou toute source de stress, dont un changement d'environnement en fin de gestation, un régime alimentaire inadapté (chez certaines espèces, la femelle dominante peut inhiber la ponte des autres femelles) peut être à l'origine d'une rétention d'oeufs.

- infection de l'oviducte : contesté, on considère plus souvent que l'infection est secondaire à la rétention. Cependant, un cas d'infection de l'oviducte ayant engendré une rétention d'oeufs a été rapportée.

- présence d'oeufs non fécondés : normalement, les oeufs sont résorbés ou expulsés sans difficulté. S'il y a rétention, cela devient un lieu privilégié d'infection. La présence d'oeufs non fécondés est liée à l'absence ou à un nombre insuffisant de mâles, à la stérilité d'un ou plusieurs mâles, à un accouplement perturbé, ou à un mâle trop jeune ou en mauvais état général [76]. En l'absence de lyse et de fécondation ces oeufs ne migrent pas, ils deviennent adhérents entre eux et aux différents viscères, la ponte devient alors impossible. S'ensuit une nécrose, une putréfaction : c'est la salpingite suivie éventuellement d'une septicémie et de la mort.

- mise à la reproduction trop précoce.

- divers : engagement de deux oeufs en même temps dans le bassin, foetus mort, traumatisme, problèmes endocriniens.

- chez les tortues importées, le changement de photopériode peut être à l'origine de la rétention d'oeufs [32].

- l'existence de troubles hormonaux sous-jacents est possible mais a été très peu explorée [61].

Une étude de FERTARD [61] rapporte les fréquences suivantes pour les étiologies de la rétention d'oeuf : 27% dues à un substrat inapproprié, 23% liées à un problème de morphologie de la mère, 24% à relier à un problème d'alimentation, 10% induites par un environnement inadapté ou stressant, 7% dues à une compression de l'oviducte, 7% causées par une infection de l'utérus et 3% provoquées par une anomalie foetale.

Il est à noter que les étiologies nutritionnelles sont peu fréquentes chez les serpents car ceux-ci ingèrent des organismes entiers, « équilibrés » d'un point de vue diététique [34].

Les signes cliniques peuvent être frustrés et divers [1,33,63,74,82,142] : anorexie, vomissements, trémulations musculaires, cachexie, enophtalmie, constipation, ténésme, prolapsus de l'oviducte, distension abdominale plus ou moins importante, léthargie, parésie des membres postérieurs, oedème des extrémités craniales, dyspnée liée à la compression d'un poumon par les oeufs, expulsion au niveau du cloaque de matières nauséabondes et/ou hémorragiques, crise d'apoplexie allant parfois jusqu'à la mort. Au début de la rétention d'oeuf, en cas de dystocie obstructive, des efforts expulsifs improductifs peuvent être notés [32].

Les serpents ne présentent souvent qu'une simple anorexie, et la rétention peut s'exprimer plusieurs semaines à plusieurs mois après la période de ponte.

Chez les lézards, on n'observe le plus souvent une anorexie, une léthargie et une perte de poids.

Les tortues peuvent exprimer la gêne occasionnée par les oeufs en nageant continuellement en cercle, parfois penchés sur un côté, tout en écartant les membres postérieurs.

Le diagnostic est une combinaison de l'anamnèse, de la clinique et de l'imagerie.

- Anamnèse : changement de température et/ou de photopériode du terrarium ou saison de reproduction, ponte plus ou moins récente.

L'existence d'efforts expulsifs prolongés ou d'un prolapsus cloacal est le signe d'une dystocie [48].

En l'absence d'anamnèse de ponte, un changement de comportement peut avoir été noté (l'animal cherche à « s'enfuir », est très actif, ou creuse désespérément jusqu'à, dans certains cas, s'éroder les extrémités des membres) [47,63]. Chez les serpents, les éleveurs considèrent avoir affaire à une dystocie lorsqu'aucune ponte n'a été effectuée deux semaines après la mue précédant la ponte [141].

- Clinique : présence d'une masse abdominale caudale visible ou palpable. L'anorexie est le signe clinique le plus fréquent, même si cette anorexie est physiologique en fin de gestation chez de nombreuses espèces (pendant environ 1 semaine chez les lézards [150]).

A l'inverse toute dégradation de l'état général, apathie ou adynamie est pathologique [48].

- Imagerie : La radiographie met en évidence la présence d'oeufs calcifiés et parfois révèle l'étiologie de la dystocie (ex : calcul vésical, oeuf brisé ou anormal). Lorsque la rétention est présente depuis un certain temps, on observe une inflammation de la glande coquillière qui entraîne parfois une hypercalcification des oeufs [161]. Chez les ovipares à coquille molle et les vivipares, l'échographie permet de vérifier la viabilité des foetus [48].

Chez les tortues, le diagnostic de rétention d'oeufs ne peut être posé que s'il existe un problème concomittant (dépression,..) à la présence d'oeufs calcifiés dans l'abdomen.

Les complications peuvent être nombreuses. La complication la plus fréquente est une inflammation, une infection voir une nécrose de l'oviducte. En l'absence d'infection, on observe, chez les Ophidiens, une dessiccation in situ aboutissant à une momification plus ou moins importante des oeufs et au développement d'adhérences entre ces derniers et la paroi de l'oviducte. Il faut alors pratiquer une ovariosalpingectomie.

On peut aussi observer une péritonite sèche ou exsudative, des foyers de nécrose hépatocellulaires (souvent réversibles après traitement), une septicémie avec des lésions cardiaques, rénales, hépatiques.

Les pontes abdominales et les perforations de l'oviducte induisent souvent une péritonite extensive liée au jaune d'oeuf très phlogogène.

Si la rétention est ancienne chez les tortues, les oeufs peuvent passer au niveau de la vessie ou au

niveau de la membrane coelomique par rupture de l'oviducte, ou par mouvements des viscères et de l'animal [32].

Le pronostic dépend du groupe zoologique considéré, de la durée d'évolution de la pathologie et des complications associées.

Chez les lézards, la mort intervient en quelques jours dès lors que l'animal est apathique ou anorexique. La dystocie est donc une réelle urgence.

A l'inverse, certains serpents peuvent ne présenter une diminution de l'état général que plusieurs semaines à plusieurs mois après l'apparition de la rétention d'oeufs, ce qui peut poser des problèmes pour le diagnostic. Cependant, cette relative résistance rend cependant possible une gestion médicale plus « confortable » de l'animal même si le diagnostic doit être rapide pour permettre un pronostic plus favorable [48].

En cas de dystocie obstructive, la chirurgie est la seule alternative. Dans le cas contraire, un traitement médical ou diverses techniques moins invasives peuvent être entrepris (bains d'eau chaude, injections d'ocytocine ou de vasotocine, lubrification du cloaque et massages, aspiration de l'oeuf à la seringue et extraction manuelle,...). Mais ces manoeuvres comportent certains risques et en cas d'échec, la chirurgie devient la seule option possible et l'état de l'animal s'est souvent dégradé entre temps.

La décision d'opérer doit être prise en fonction de la nature de la dystocie (obstructive ou non), de l'état général de la femelle, de l'espèce, et de l'importance relative de la femelle par rapport à la portée [106].

4.2.5.2.°) Technique opératoire :

Il est conseillé d'injecter de l'atropine en pré-opératoire du fait du volume que représentent les oeufs par rapport à l'animal et de la traction effectuée sur les mésos lors de la chirurgie.

Les nombreuses différences existant entre les différents groupes au niveau de leur anatomie et de la physiopathologie de la rétention d'oeufs nous conduisent à les séparer ici afin de faciliter l'étude de la conduite à tenir lorsqu'une césarienne est nécessaire.

4.2.5.2.1.°) Les tortues :

Un soin attentif doit être porté à la respiration per-opératoire si l'animal doit rester en décubitus dorsal prolongé.

La voie d'abord s'effectue par le plastron. Une radiographie pré-opératoire permet d'estimer la taille nécessaire de l'incision. L'accès à la cavité coelomique est permis par l'incision du périoste et de la membrane coelomique.

Trois vaisseaux sanguins sont alors visibles de chaque côté de la ligne médiane, à quelques millimètres de celle-ci. Si l'un de ces vaisseaux est lésé, il peut être ligaturé sans effet délétère apparent en post-opératoire [71]. Une légère traction latérale permet de les épargner lors de l'incision de la paroi coelomique [166].

Le plus souvent, le tractus génital est directement visible. Dans le cas contraire, une manipulation précautionneuse du tube digestif peut aider à sa visualisation.

L'oviducte est ensuite extériorisé, puis incisé sur l'oeuf le plus central. L'oeuf est alors extrait, et s'il y a d'autres oeufs, on essaie par des manipulations délicates de les extraire par la même incision.

Si cela s'avère impossible, on incise entre deux oeufs adjacents et on les extrait tous les deux par cette incision. On répète l'opération autant de fois que nécessaire.

On suture les incisions au monofilament résorbable. L'oviducte est alors remis en place.

On procède de même avec le deuxième oviducte.

S'il existe de trop nombreuses adhérences entre l'oviducte et les tissus adjacents, ou si celui-ci présente trop de lésions, il sera excisé en veillant à retirer l'ovaire ipsilatéral [48].

Plus la rétention est ancienne, plus il est probable qu'il faille pratiquer une ovariosalpingectomie par rapport à une simple (ou plusieurs) salpingotomie(s).

L'ovariectomie est ensuite pratiquée à ce stade de la chirurgie si nécessaire.

La membrane coelomique est ensuite suturée. Si celle-ci est déchirée, elle peut être laissée telle quelle sans effet délétère apparent bien que cela augmente les adhérences en post-opératoire [71].

Le morceau de plastron retiré est alors remis en place comme indiqué précédemment.

4.2.5.2.2.°) Les Serpents :

Dans le cas où il n'y a rétention que d'un seul oeuf, l'incision du plan cutané est centrée sur cet oeuf [95]. S'il y a plusieurs oeufs, il faut savoir que l'oviducte peut être déplacé ou distendu

cranialement ou caudalement sur une longueur équivalente à celle de 4-5 oeufs, l'incision doit donc être centrée par rapport à ces données (cela correspond environ aux $\frac{3}{4}$ de la distance entre la tête et le cloaque). Si des radiographies existent, l'incision pourra être centrée plus précisément si des repères ont été pris.

L'incision au scalpel est effectuée selon la voie d'abord choisie puis la dissection est poursuivie préférentiellement aux ciseaux le long des écailles pour minimiser les traumatismes tissulaires et pour l'esthétisme de la cicatrice.

Après l'incision cutanée, la paroi costale est identifiée, puis les différentes couches musculaires sont disséquées, la membrane coelomique est identifiée et incisée. On visualise alors une autre membrane semblable au grand omentum et contenant de nombreux amas graisseux qui est elle aussi incisée.

L'oeuf retenu dans l'oviducte est recherché puis localisé. On extériorise alors l'oviducte, celui-ci est incisé puis l'oeuf est extrait.

Si plusieurs oeufs sont présents dans l'oviducte, on essaie de faire sortir les oeufs par la même incision. S'il existe des adhérences, on incise l'oviducte à la limite entre deux oeufs, puis on les extrait et on répète l'opération jusqu'à avoir extrait tous les oeufs.

S'il existe de trop nombreuses adhérences entre l'oviducte et les tissus adjacents, ou si celui-ci présente trop de lésions, il sera excisé en veillant à retirer l'ovaire ipsilatéral [48].

Plus la rétention est ancienne, plus il est probable qu'il faille pratiquer une ovariosalpingectomie par rapport à une simple (ou plusieurs) salpingotomie(s).

Il est important d'irriguer régulièrement les tissus avec du NaCl 0,9% pour préserver la vitalité des tissus.

Les fluides utérins sont très irritants, il faut faire attention à ne pas contaminer la cavité coelomique [71].

L'utérus est refermé par deux sutures inversantes au fil résorbable (PDS, Dexon, Maxon), par un surjet le plus souvent. Des points d'appui placés sur l'oviducte aident à réaliser une suture apposante car bien souvent, après l'extraction des oeufs, l'oviducte se rétracte et se replie sur lui-même rendant l'apposition des lèvres de la plaie difficile.

Une injection d'ocytocine permet d'accroître le diamètre et la résistance du myomètre ce qui facilite la suture de l'utérus généralement très fin chez les reptiles.

Une ovariectomie est souvent pratiquée afin de prévenir les récurrences.

La membrane coelomique est suturée à elle-même ou aux tissus présents ventralement par rapport aux côtes. Les muscles sont suturés en une ou plusieurs couches selon la taille du serpent, toujours avec du fil monobrin résorbable.

Le plan cutané est refermé avec du fil monobrin irrésorbable (PROLENE, ETHILON) par des sutures apposantes ou légèrement éversantes (la peau des serpents a tendance à s'invaginer dans la plaie). Les points des sutures cutanées sont placés dorsalement à la cicatrice pour minimiser les frottements avec le sol lors de la reptation.

Des agrafes chirurgicales peuvent être utilisées car elles permettent l'éversion de la peau [23].

Tout bassin d'eau est retiré lors des 5 jours suivant la chirurgie, le serpent n'est nourri qu'avec de petites proies pour éviter les tensions sur les sutures. Les points cutanés sont retirés 30-45 jours de préférence après la mue [23].

Les reproductions ultérieures peuvent être couronnées de succès si au moins un oviducte a été laissé en place [48].

De l'enrofloxacin 5-10mg/kg 1x/j est prescrite pendant 10j

La cicatrice peut être recouverte d'ELASTICON ou d'OPPOSITE (pansement adhésif en polyuréthane perméable à l'air et l'eau et imperméable aux bactéries) [19,38].

4.2.6.°) Ovario-salpingectomie :

La salpingectomie sans ovariectomie est peu pratiquée car le risque de ponte intraabdominale entraînant une péritonite liée au jaune d'oeuf est important. Cependant, FERTARD [61] rapporte l'absence de ponte intraabdominale chez un serpent ayant subi une salpingectomie unilatérale sans ovariectomie homolatérale et ce alors que celui-ci a s'est reproduit ensuite par deux fois. De même BENNET [19] pense que l'ovariectomie ne semble pas obligatoire en cas d'hystérectomie.

A l'heure actuelle et dans le doute, il semble cependant préférable de pratiquer une ovariectomie concomitante.

Les indications de l'ovariosalpingectomie sont peu nombreuses, mais c'est à l'heure actuelle la seconde intervention chirurgicale concernant l'appareil reproducteur la plus fréquente chez les Reptiles [61].

4.2.6.1.°) Indications :

L'ovariosalpingectomie n'est jamais une intervention de convenance, elle répond à la nécessité d'une exérèse curative de l'oviducte associée à une ovariectomie ipsilatérale visant à annihiler tout risque de ponte intraabdominale.

Une des indications majeures de cette opération est la rétention d'oeufs (cf description plus haut).

Elle est obligatoire lorsque des lésions importantes sont présentes au niveau de l'oviducte.

Chez les lézards qui pondent une grande quantité d'oeufs, une ovariosalpingectomie est toujours préférée à une césarienne afin de diminuer le temps de la chirurgie (retirer plus de cinquante oeufs par de multiples incisions au niveau de l'oviducte nécessite beaucoup de temps et une plus grande quantité d'anesthésique ce qui est préjudiciable à la récupération de l'animal) et de prévenir les récurrences fréquentes [48,64,150].

Chez les serpents, elle est peut pratiquée compte tenu de leur anatomie. On lui préfère l'association de la salpingotomie et de l'ovariectomie car le risque de récurrence est élevé chez les Serpents [48].

Une indication relative à quelques espèces concerne la superfétation [132] :

Chez les lézard ovovivipares et surtout dans l'espèce *Chameleo pardalis*, une ovariohystérectomie est parfois nécessaire pour éviter la mort de la femelle par inanition. Chez *C.p.*, le poids de la femelle non gravide est de 25-40g. En fin de gestation, il peut atteindre 100g. La mort par dérive énergétique est alors la règle.

Même après l'opération, le pronostic reste sombre pour la femelle.

De la même manière, certains Iguanes femelles peuvent développer jusqu'à 100 oeufs dans leur oviducte, ce qui est excessif pour leur capacité corporelle [86]. Le traitement varie avec l'utilisation envisagée de l'animal (reproduction ou loisir).

Le « prolapsus de l'oviducte » constitue souvent une autre indication de cette opération.

En effet, lors de prolapsus de la glande coquillière, associé ou non à un prolapsus de l'oviducte sensu stricto, les structures suspensives sont souvent très endommagées, ne permettant pas une restauration de la position physiologique.

Si aucune reproduction n'est envisagée, l'intervention s'effectue bilatéralement.

La cause primaire du prolapsus est toujours à rechercher [23,69].

4.2.6.2.°) Technique opératoire :

4.2.6.2.1.°) Les tortues :

On rappelle qu'un soin attentif doit être porté à la respiration per-opératoire si l'animal doit rester en décubitus dorsal prolongé.

La voie d'abord s'effectue par le plastron. Une radiographie pré-opératoire permet d'estimer la taille nécessaire de l'incision. L'accès à la cavité coelomique est permis par l'incision du périoste et de la membrane coelomique.

Trois vaisseaux sanguins sont alors visibles de chaque côté de la ligne médiane, à quelques millimètres de celle-ci. Si l'un de ces vaisseaux est lésé, il peut être ligaturé sans effet délétère apparent en post-opératoire [71]. Une légère traction latérale permet de les épargner lors de l'incision de la paroi coelomique [166].

Le plus souvent, le tractus génital est directement visible. Dans le cas contraire, une manipulation précautionneuse du tube digestif peut aider à sa visualisation.

L'oviducte est ensuite extériorisé.

Une suture, associée ou non à une ligature en masse est apposée à l'extrémité la plus caudale avec un fil monofilament résorbable. Puis l'oviducte est réséqué.

On procède de même avec le deuxième oviducte.

Les ovaires sont ensuite individualisés. Chez les tortues, le mésovarium et le mésosalpynx sont relativement courts et leur base est étroite [166]. Il est donc nécessaire de sectionner le mésovarium pour avoir accès à l'ovaire [69].

Chez les Mammifères, on se contente de ligaturer le pédicule ovarien pour assurer l'hémostase des vaisseaux ovariens, mais chez les Chéloniens et les autres Reptiles, il est nécessaire de ligaturer un à un tous ces vaisseaux [166].

La membrane coelomique est ensuite suturée. Si celle-ci est déchirée, elle peut être laissée telle quelle sans effet délétère apparent bien que cela augmente les adhérences en post-opératoire [71].

Le morceau de plastron retiré est alors remis en place comme indiqué précédemment.

4.2.6.2.2.°) Les lézards :

L'animal est placé en décubitus dorsal, l'incision cutanée est centrée par rapport à la dernière côte et au bassin. Puis les plans musculaires (réduits) et la membrane coelomique sont incisés. Un

amas graisseux est alors découvert. Il est récliné latéralement à l'intérieur de la cavité ou il est extériorisé et renversé vers la queue de l'animal suivant l'abord désiré et la taille de cet amas graisseux.

Lors de rétention d'oeufs post-ovulatoire, à l'ouverture de la cavité abdominale, on aperçoit l'oviducte rempli d'oeufs. C'est vers lui que se concentre l'attention du chirurgien dans un premier temps. Un premier oviducte rempli d'oeufs est extériorisé, et les vaisseaux sanguins le longeant sont identifiés. Une ligature, au monobrin résorbable, est effectuée en avant de l'oeuf le plus cranial et une autre en arrière de l'oeuf le plus distal sur l'oviducte. La même opération est effectuée au niveau des vaisseaux et le tout est réséqué.

On procède de même avec le deuxième oviducte.

Les ovaires sont alors identifiés, adjacents au sinus veineux dorsal, le long de la paroi de la cavité coelomique. Si une membrane empêche l'accès direct aux ovaires, une délicate traction sur le tube digestif devrait faire disparaître cet obstacle. Les ovaires sont alors surélevés et réclinés latéralement, et les vaisseaux ovariens sont identifiés (chez un iguane de 2kg, ils mesurent environ 4mm), puis ligaturés au fil monofilament irrésorbable.

Après exérèse des deux ovaires, la cavité coelomique est refermée en deux plans. Le premier plan, suturé par un surjet au monofilament résorbable, comprend les muscles abdominaux et si possible la couche fibreuse sous-cutanée, qui joue un grand rôle dans le soutien de la cavité abdominale. Le fait d'inclure cette couche réduit notablement le risque de déhiscence de la plaie.

La peau est ensuite suturée par des points apposants ou légèrement éversants au monofilament irrésorbable (ETHILON, PROLENE).

Des agrafes chirurgicales peuvent être utilisées car elles permettent l'éversion de la peau [23].

Les bacs d'eau sont retirés du terrarium pendant 2-3 jours en post-opératoire.

Les fils sont retirés 30-45 jours après la chirurgie, de préférence après la mue [23].

Chez les caméléons, dont le corps est aplati latéro-latéralement, on procède de même après avoir pratiqué une laparotomie verticale [165].

Après ouverture de la cavité coelomique, il est recommandé d'injecter une grande quantité de NaCl 0,9% afin de faire flotter les oeufs qui remontent ainsi vers l'incision pratiquée [14]. Cela facilite leur extériorisation et permet de diminuer la durée de la chirurgie étant donné le grand nombre d'oeufs produits dans la plupart des espèces.

Le plus souvent, l'oviducte n'est pas refermé car il est souvent trop fin et suturer les multiples incisions prend beaucoup de temps.



Dans le cas d'un prolapsus de l'oviducte, les tissus sont d'abord nettoyés, désinfectés. Une ligature est placée cranialement et distalement en tissu sain. Puis ils sont refoulés dans leur position physiologique. Une antibiothérapie post-opératoire est de rigueur.

4.2.6.2.3.°) Les serpents :

[95] En cas de rétention et dans le cas où il n'y a rétention que d'un seul oeuf, l'incision du plan cutané est centrée sur cet oeuf. S'il y a plusieurs oeufs, il faut savoir que l'oviducte peut être déplacé ou distendu cranialement ou caudalement sur une longueur équivalente à celle de 4-5 oeufs, l'incision doit donc être centrée par rapport à ces données (cela correspond environ aux $\frac{3}{4}$ de la distance entre la tête et le cloaque). Si des radiographies existent, l'incision pourra être centrée plus précisément si des repères ont été pris.

L'incision au scalpel est effectuée selon la voie d'abord choisie puis la dissection est poursuivie préférentiellement aux ciseaux le long des écailles pour minimiser les traumatismes tissulaires et pour l'esthétisme de la cicatrice.

Après l'incision cutanée, la paroi costale est identifiée, puis les différentes couches musculaires sont disséquées, la membrane coelomique est identifiée et incisée. On visualise alors une autre membrane, semblable au grand omentum et contenant de nombreux amas graisseux qui est elle aussi incisée.

L'oeuf retenu dans l'oviducte est recherché puis localisé. On extériorise alors l'oviducte.

Une ligature est placée le plus cranialement possible et une le plus caudalement possible. L'oviducte est ensuite excisé.

Il est important d'irriguer régulièrement les tissus avec du NaCl 0,9% pour préserver la vitalité des tissus.

Les fluides utérins sont très irritants, il faut faire attention à ne pas contaminer la cavité coelomique [71].

Les ovaires sont ensuite repérés, si nécessaire, l'incision est agrandie ou une autre incision est pratiquée. Une légère traction permet de visualiser les vaisseaux sanguins. Ils sont ligaturés au fil monofilament résorbable.

La membrane coelomique est ensuite suturée à elle-même ou aux tissus présents ventralement par rapport aux côtes. Les muscles sont suturés en une ou plusieurs couches selon la taille du serpent, toujours avec du fil monobrin résorbable.

Le plan cutané est refermé avec du fil monobrin irrésorbable (PROLENE, ETHILON) par des

sutures apposantes ou légèrement éversantes (la peau des serpents a tendance à s'inverser). Les points des sutures cutanées sont placés dorsalement à la cicatrice pour minimiser les frottements avec le sol lors de la reptation.

Des agrafes chirurgicales peuvent être utilisées car elles permettent l'éversion de la peau [23].

Tout bassin d'eau est retiré lors des 5 jours suivant la chirurgie, le serpent n'est nourri qu'avec de petites proies pour éviter les tensions sur les sutures. Les points cutanés sont retirés 30-45 jours de préférence après la mue [23].

Dans le cas d'un prolapsus de l'oviducte, les tissus sont d'abord nettoyés, désinfectés. Une ligature est placée cranialement et distalement en tissu sain. Puis ils sont refoulés dans leur position physiologique. Une antibiothérapie post-opératoire est de rigueur.

Deuxième partie : les Oiseaux

La partie consacrée aux oiseaux peut sembler moins développée au premier abord. Ce déséquilibre apparent doit cependant être attribuée à la plus grande unité anatomique des Oiseaux par rapport aux Reptiles.

1°) Principales espèces rencontrées lors de l'exercice clinique :

La classe des oiseaux comprend plus de 3600 espèces réparties en 154 familles. La plupart de ces espèces peuvent se rencontrer en clinique en tant qu'oiseaux d'agrément. A cela viennent s'ajouter les quelques espèces classées comme oiseaux domestiques.

Les oiseaux d'agrément ou d'ornement sont des oiseaux détenus pour leur parure et pour les observer. Le lien établi entre l'oiseau et son propriétaire est moins fort que pour les psittaciformes et quelques autres espèces pour lesquelles un réel domptage est possible.

1.1.°) Les Psittacidés :

Avec plus de 300 espèces, la famille des Psittacidés a toujours attiré l'attention de l'homme en raison de la capacité de certains de ces oiseaux à imiter les sons qu'ils entendent. Cette famille est donc largement représentée dans la population des oiseaux détenus comme animaux familiers.

Parmi les petits Psittacidés, les perruches sont communes : la perruche ondulée (*Melopsittacus undulatus*) est ainsi l'un des oiseaux les plus courants. On peut aussi citer la perruche calopsitte (*Nymphicus hollandicus*), la perruche omnicolore (*Platycercus eximius*) et les inséparables dont l'inséparable à face rose (*Agapornis roseicollis*).

Les perroquets sont très intelligents, leur psychisme est très développé, et l'attachement des propriétaires à leur animal est souvent important. C'est pourquoi les propriétaires de perroquets sont assez nombreux et consultent souvent lors de pathologies. On peut citer le perroquet gris d'Afrique ou Jaco (*Psittacus erithacus*), le perroquet du Sénégal ou Youyou (*Poicephalus senegalus*), l'Amazone à front bleu (*Amazona aestiva*) et les nombreux amazones, l'Ara chloroptère (*Ara*

chloroptera), le Grand eclectus (*Eclectus roratus*), le Lori des moluques (*Lorius garrulus*), le Lorient de Swainson (*Trichoglossus haematodus molucannus*), et les Cacatoès dont le Cacatoès moyen à huppe jaune (*Cacatua eleonora*).



En haut : Perruche calopsitte (*Nymphicus hollandicus*).
En bas à gauche : Perruche ondulée (*Melopsittacus undulatus*)
En bas à droite : Inséparable de Fischer (*Agapornis fischeri*).

Figure 35 : Quelques espèces de petits Psittacidés rencontrés en clinique.



En haut : Ara macao En bas à gauche : ara ararauna
A droite, au milieu et en bas : Ara chloroptere

Figure 36 : Quelques espèces de aras.



A gauche : Femelle de grand eclectus (*Eclectus roratus*)
 En haut à droite : Cacatoès à huppe jaune (*Cacatua galeria triton*)
 En bas à droite : Cacatoès aux yeux nus (*Cacatua sanguinea*)

Figure 37 : Quelques espèces de grands Psittacidés.

1.2.°) Les passériformes et les petits exotiques :

Les petits oiseaux exotiques représentent environ 15% de la clientèle vétérinaire relative aux oiseaux de compagnie. Ces oiseaux appartiennent essentiellement à trois familles :

Les Fringillidés : famille à laquelle appartiennent les canaris (*Serinus serinus*), les pinsons, les verdiers (genre *Carduelis*), ... Les canaris (*Serinus serinus*) sont les passériformes les plus répandus. Ceux que nous rencontrons aujourd'hui sont tous issus de l'espèce initialement présente et endémique aux îles Canaries et de couleur verte. A l'heure actuelle, il existe plus de 250 variétés de canaris et on distingue des canaris de couleur (plus de 170 couleurs différentes allant du blanc pur à des jaunes ou des rouges vifs), des canaris de chant (seul le mâle chante) et des canaris de posture (22 races distinguées pour leur port majestueux ou leur

aspect singulier, original).

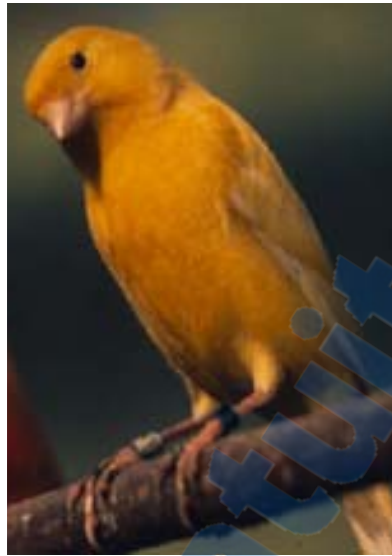


Figure 38 : Canari (*Serinus serinus*)

Les Plocéidés : ce sont les tisserins au nombre desquels on compte le tisserin à dos d'or (*Textor jacksoni*), le tisserin vitellin (*Textor vitellinus*) et les veuves qui ont la particularité de pondre leurs œufs dans le nid d'une espèce d'astrild. On peut citer aussi la Veuve dominicaine (*Vidua macroura*), la Veuve de paradis (*Steganura paradisaea*)...

Les Estrildidés : 123 espèces, parmi lesquelles le diamant de Gould (*Chloebia gouldiae*), le diamant mandarin (*Phoephila guttata*), le cordon bleu ou astrild papillon (*Uraeginthus bengalus*), l'Amaranthe ou astrild commun (*Lagonostica senegala*), et les autres espèces d'astrilds (lavande, ondulé, vert). On peut encore rencontrer des Cous coupés (*Amadina fasciata*), des Damiers (*Lonchura punctulata*), des moineaux du Japon (*Lonchura domestica*) qui ont la particularité de ne pas avoir d'équivalent sauvage.

En plus de ces trois principales familles, d'autres espèces appartenant à d'autres familles sont présentes en consultation, parmi lesquelles les tarins, dont le Tarin rouge (*Spinus cucullatus*).

On retrouve aussi des cardinaux et des papes appartenant à la famille des Embérizidés tout comme les tangaras et les Boutons d'or (genre *Sicalis*). On peut ainsi rencontrer le Cardinal vert, le Cardinal à huppe rouge (*Paroaria coronata*), le Pape de Louisiane (*Passerina ciris*), le Ministre ou Pape indigo (*Passerina cyanea*), le Tangara gyrola (*Tangara gyrola*) ou encore le Tangara pointillé (*Tangara guttata*).

On compte aussi le Rossignol du Japon (*Leiothrix lutea*) qui n'est pas un rossignol et qui ne vient pas du Japon, il appartient à la famille des Timalidés.

On peut enfin citer le corbeau-pie (*Corvus albus*) ou la pie bleue de Ceylan (*Urocissa ornata*) qui appartiennent à la famille des corvidés.

1.3.°) Les Sturnidés :

Parmi les Sturnidés, on rencontre deux espèces relativement courantes chez les passionnés d'oiseaux : le mainate religieux (*Gracula religiosa*), apprécié pour ses facultés d'imitation et le merle métallique (*Lamprotornis chalybaeus*), recherché pour la beauté de son plumage. On peut parfois voir des Martins tristes (*Acridotheres tristis*).



Figure 39 : Mainate religieux (*Gracula religiosa*).

1.4.°) Les colombidés :

Les colombes et les tourterelles sont des oiseaux paisibles, curieux, qu'il est possible de dresser et qui ont une certaine longévité. Ils sont, pour ces raisons, très appréciés notamment.

La tourterelle turque (*Streptopelia decaocto*) et la colombe diamant (*Geopelia cuneata*) sont les colombidés les plus représentés, mais de nombreuses autres espèces peuvent être rencontrées : tourterelle masquée, pigeon olive,...

1.5.°) Les Ansériformes :

De plus en plus de particuliers détiennent des canards, des oies ou des cygnes en tant qu'oiseaux d'ornement ou même de compagnie. C'est le cas du canard mandarin (*Aix galericulata*), du harle couronné (*Mergus cucullatus*), de l'oie à tête barrée (*Anser indicus*) et du cygne tuberculé ou cygne muet (*Cygnus olor*), entre autres.

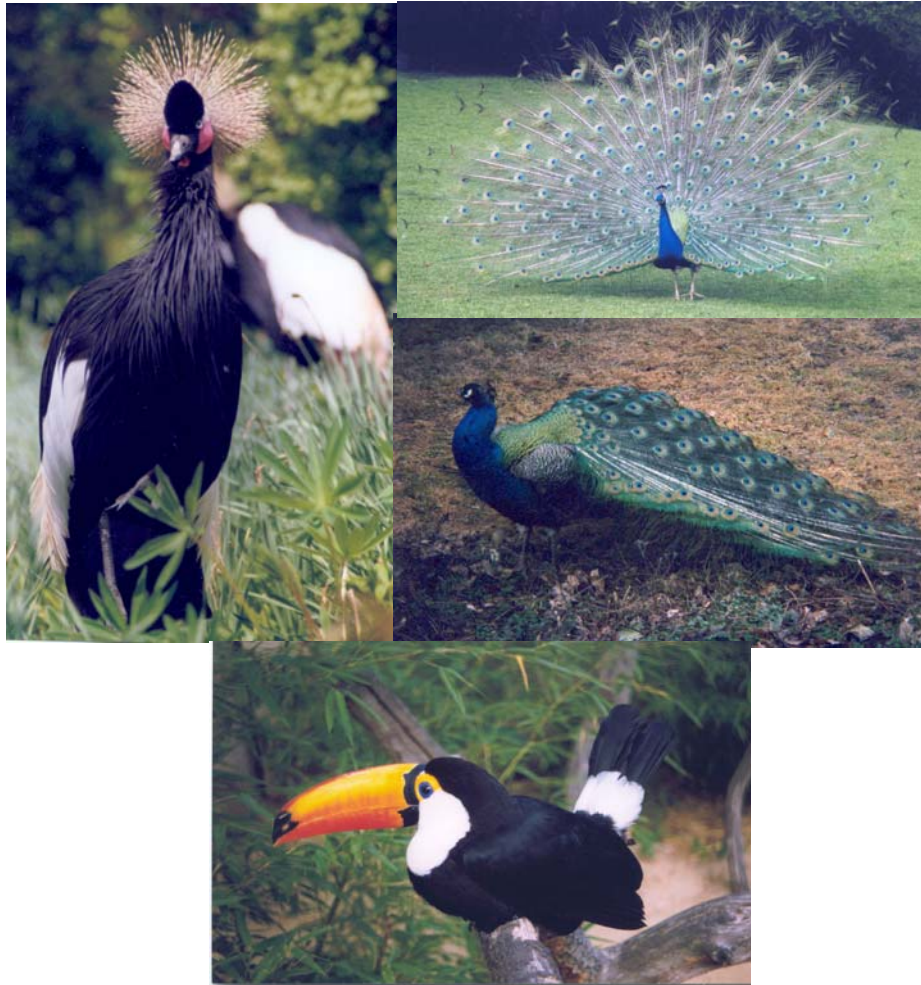
1.6.°) Divers :



Figure 40 : Caille peinte de Chine (*Excalfactoria chinensis*).



A cela s'ajoutent de nombreuses autres espèces appartenant à des groupes zoologiques divers. On peut citer le toucan appartenant à la famille des Ramphastidés (ordre des Piciformes) dont le fameux Toucan Toco (*Ramphastos toco*), les colibris dont le Colibri Anaïs (*Colibri coruscans*) appartenant à l'ordre des Apodiformes, divers gruiformes dont la grue couronnée (*Balearica pavonina*), de nombreuses espèces ou races de Galliformes dits « d'ornement » comme la caille peinte de Chine (*Excalfactoria chinensis*), ou encore le paon bleu (*Pavo cristatus*).



En haut à gauche : Grue couronnée (*Balearica pavonina*).

A droite, au milieu et en haut : Paon bleu (*Pavo cristatus*)

En bas : Toucan toco (*Rhamphastos toco*)

Figure 41 : Espèces diverses rencontrées occasionnellement en clinique.

2°) Anatomie de l'appareil reproducteur et physiologie de la reproduction :

La grande unité anatomique et physiologique de la classe des Oiseaux permet de poser les fondements communs nécessaires à la pratique clinique. Cependant, on ne peut pas rendre compte ici des nombreuses particularités existantes.

2.1.°) Détermination du sexe :

La connaissance du sexe est très importante pour le praticien lors de l'élaboration du diagnostic différentiel. Elle permet aussi au propriétaire de prévoir et donc de comprendre les changements comportementaux intervenant à la maturité sexuelle (i.e. tentative de domination d'un mâle sur le propriétaire s'exprimant par des morsures).

C'est aussi le préalable obligatoire à toute tentative de reproduction d'une espèce.

Le dimorphisme sexuel chez les oiseaux, lorsqu'il existe, est souvent marqué par une coloration plus intense chez le mâle, des caractères plus développés (crêtes et barbillons), ou un poids plus important du mâle [85,136,145].

Chez certaines perruches, la couleur de l'iris permet de différencier mâles et femelles [6].

Chez les perroquets de l'espèce vasa (*Coracopsis vasa* et *C. nigra*), on observe parfois, lors de la période de reproduction, une évagination de l'organe copulateur mâle faisant saillie à l'extérieur, notamment en présence de leurs maîtresses [7].

Cependant, pour la plupart des espèces d'oiseaux, le dimorphisme sexuel n'est pas apparent ou ne se révèle que tardivement. Une diagnose du sexe ne se basant pas sur la clinique ne peut alors se faire que grâce à l'écoute du chant ou à la visualisation d'un comportement sexuellement spécifique (comportement de reproduction : cour, ...) [136]. Il est à noter que chez les Psittacidés, deux animaux de même sexe peuvent tenter de copuler et pondre des oeufs stériles dans le cas de 2 femelles [136].

Les initiés reconnaissent souvent le sexe d'après la forme de la tête, la taille de l'animal, et du bec [145]. Certains manipulateurs expérimentés déterminent le sexe en se basant sur la largeur des os du pubis au niveau du cloaque. Cette méthode est sujette à caution et ne permet pas toujours un diagnostic très fiable [4].

La technique de sexage manuelle par le cloaque, très répandue dans l'aviculture n'est utilisée en médecine des NAC que dans le cas d'autruches et d'émeus. La fiabilité de cette technique est variable et dépend largement de l'expérience du manipulateur. De nombreux éleveurs rapportent que le sexage des émeus par cette technique est plus facile avant l'âge de 3 mois [85].

Certaines espèces peuvent être sexées par observation du cloaque : c'est le cas des canards, des oies, des pigeons et de nombreux gallinacés monomorphiques [145]. Chez l'oie et le canard, le cloaque est éversé par pression des deux côtés de ce dernier avec les pouces, l'oiseau étant maintenu vertical, la tête en bas, l'abdomen vers l'examineur. On observe alors un phallus couvert de papilles kératinisées chez le mâle. Chez les pigeons et les passériformes, une papille du canal déférent proéminente apparaît chez le mâle [145].

Lorsque ces techniques ne permettent pas de déterminer le sexe de manière sûre ou si le propriétaire recherche un diagnostic plus fiable, on a alors recours à diverses autres techniques plus invasives :

L'endoscopie permet une visualisation de la gonade tout en limitant la taille de l'incision pratiquée. Elle permet de renseigner sur le sexe de l'animal mais aussi sur son état physiologique [107]. La réalisation de biopsies est, de plus, aisée [147]. Le principal inconvénient de cette technique est représenté par l'équipement nécessaire, assez spécifique et coûteux. Le risque de transmission d'aspergillose par l'intermédiaire de l'endoscope est réel et constitue un problème pour le sexage « à la chaîne » de groupes d'oiseaux [140].

L'endoscope le plus pratique est un endoscope de 2,7 mm de diamètre qui peut être utilisé pour des oiseaux pesant de 55g à 4kg. Pour les oiseaux plus petits, on pourra utiliser un endoscope de 1,9 mm de diamètre, mais celui-ci est fragile et se révèle peu pratique lors d'exploration de larges cavités abdominales [145].

L'animal est placé en décubitus latéral droit, les ailes ramenées dorsalement et les pattes étirées ventrocaudalement. La zone est plumée et nettoyée en région subiliaque de façon à faire pénétrer l'endoscope au milieu du triangle formé par la dernière côte, l'ilium et la moitié proximale du fémur. Une incision cutanée est pratiquée et le trocart est ensuite inséré pour les oiseaux de plus de 100g. Une deuxième voie d'abord en arrière de l'ilium et au dessus du pubis est parfois utilisée [4]. Chez les oiseaux, la présence de sacs aériens remplace de manière avantageuse l'insufflation d'air dans la cavité abdominale [57].

Après pénétration dans la cavité abdominale, l'endoscope permet de visualiser la gonade. Chez certaines espèces comme les cacatoès, la gonade peut avoir une couleur noire [136].

La plaie est par la suite recouverte d'une poudre antibiotique. Un saignement excessif, une aérosacculite, du gras ou un état de tachypnée peuvent gêner la réalisation de la laparoscopie [147].

Chez les oiseaux les plus petits, ou en l'absence d'anesthésie, la cloacoscopie permet de visualiser la partie la plus caudale du tractus reproducteur et permet le plus souvent d'identifier le sexe de l'animal [163].

La technique de sexage par endoscopie à l'aide d'un otoscope présente l'avantage de ne requérir aucun matériel spécifique aux oiseaux et elle peut donc être réalisée dans toutes les cliniques [92]. Cependant elle nécessite une anesthésie et présente donc un risque vital pour l'animal, même s'il est minime avec certains agents anesthésiques.

L'oiseau est placé pour cela en décubitus latéral droit car la plupart des femelles ne possède qu'un seul ovaire : l'ovaire gauche [92]. L'aile gauche est étendue craniodorsalement et la patte gauche caudoventralement. Cranialement aux muscles fémoraux, la zone de l'abdomen située à mi chemin entre l'ilium et la dernière côte est plumée puis désinfectée [4]. Une incision cutanée est pratiquée dans le sens dorsoventral au niveau du dernier espace intercostal. Les muscles intercostaux sont disséqués, et l'on accède au sac thoracique postérieur. L'incision est élargie jusqu'à ce que les côtes, souples et flexibles permettent le passage de l'otoscope. La gonade se situe alors dorsalement au sac aérien abdominal et la membrane séparant ce sac du sac aérien thoracique postérieur empêche sa visualisation sauf chez les petites espèces [92]. Cette membrane est alors ponctionnée à l'aide d'une aiguille pour permettre le passage de l'otoscope. La gonade est localisée au pôle cranial du rein, caudalement au poumon et adjacente à la glande surrénale. L'incision peut être laissée telle quelle (risque d'emphysème sous-cutané) ou suturée à l'aide de fils résorbables.

Le sexage chirurgical permet de visualiser d'autres organes et de faire ainsi des découvertes inopinées sur des pathologies évoluant subcliniquement dans une proportion pouvant aller jusqu'à 40% des cas [173]. C'est souvent l'option pour laquelle optent les éleveurs d'oiseaux [122].

Lorsque l'on veut déterminer le sexe d'un individu précocement par une technique très fiable, non douloureuse, peu coûteuse, et valable à tout âge, l'identification sexuelle chromosomique, génétique ou par ADN sont des méthodes de choix [57,85,118]. Elles s'effectuent à partir d'un prélèvement de sang sur EDTA (section d'un ongle chez les oisillons ou ponction veineuse pour l'identification génétique), d'une plume (une plume de l'aile ou de la queue, ou 3-4 plumes du cou et/ou du thorax lors d'identification chromosomique) ou de la coquille de l'oeuf

(identification chromosomique ; mais il faut alors attribuer la bonne coquille au bon oiseau) [118]. Concernant les deux derniers échantillons, il est important de ne pas contaminer l'échantillon avec des cellules humaines (ne pas toucher la base de la plume, ni l'intérieur du contenant du prélèvement), du talc (présent dans les gants, il peut inhiber la réaction de PCR et fausser les résultats).

Pour information, chez les Oiseaux et contrairement aux Mammifères, le mâle est homogamétique (ZZ) et la femelle hétérogamétique (ZW) [57,118]. Le sexage se fait donc par analyse du caryotype et identification des chromosomes sexuels (identification chromosomique), analyse de la présence ou non d'un gène présent sur le chromosome W (identification génétique) ou par analyse des produits de digestion d'un gène par une enzyme connue (identification par PCR-RFLP).

Les problèmes de sexage ne se rencontrent que rarement lorsque plus de deux chromosomes sexuels sont présents par exemple [85].

L'identification chromosomique et génétique est fiable à 100% selon le laboratoire mais nécessite environ 15j avant d'obtenir les résultats [136]. Elle est souvent préférée par les particuliers de par l'absence de risque vital pour l'animal [122].

La méthode par PCR-RFLP est sensible à 100% et spécifique à 100% dans l'étude réalisée chez plus de 56 oiseaux appartenant à 31 espèces différentes et représentant 9 ordres parmi les 20 que comporte la classe des Oiseaux. Elle est en outre plus rapide (<7j) et ne nécessite qu'un faible échantillon sanguin [28].

L'analyse et le dosage des stéroïdes sanguins ou fécaux par bioluminescence notamment peuvent être entrepris [147]. L'analyse détermine le taux d'oestrogènes et d'androgènes et le rapport des deux permet de déterminer le sexe (mâles : oestrogènes(O)/androgènes(A)<1, femelles : O/A>1). Ces dosages ne peuvent être entrepris qu'après la maturité sexuelle et ils sont plus discriminants lors de la période d'activité sexuelle. Peu pratiques, ils ne sont pas utilisés en pratique courante. Un nouveau test basé sur le dosage seul des oestrogènes semble plus fiable (87% de fiabilité [85]) mais il n'a pas été commercialisé à l'heure actuelle.

Le dosage oestrogénique du sac allantoïdien et du contenu cloacal peut aussi être entrepris à l'éclosion selon le même principe [4].

La détermination du sexe est encore possible par échographie, si l'on est équipé de mini-sondes qui permettent un abord transcloacal ou mieux transintestinal [89]. Ce dernier abord permet la visualisation de l'ensemble de l'appareil reproducteur y compris les gonades. Si cet abord n'est pas possible, la voie transcloacale permet de visualiser la partie caudale de l'oviducte chez la

femelle et est souvent suffisante pour la diagnose du sexe.

N.B. : Il est à noter que de véritables changements de sexe ont pu être observés chez certains oiseaux. Ces oiseaux souffrent d'un déséquilibre endocrinien (présence d'une tumeur ou présence des gonades mâles et femelles) à l'origine de comportements mâles (chants, accouplements,...) qui peuvent disparaître lors de la saison de reproduction suivante, le soi-disant mâle pondant alors un œuf.

Un autre cas possible est lié à la destruction de l'ovaire gauche par une maladie. L'ovaire droit rudimentaire développe alors un tissu de type testiculaire, ce qui provoque un changement de sexe et d'apparence de l'oiseau [4].

2.2.°) Anatomie de l'appareil reproducteur :

2.2.1.°) Appareil reproducteur mâle :

2.2.1.1.°) Les testicules :

Les testicules, internes, présentent de fortes fluctuations saisonnières de taille, dans un rapport de 1 à 300 [4,7]. Cette croissance est due à l'augmentation de la longueur et du diamètre des tubes séminifères ainsi que du nombre de cellules de Leydig et de cellules interstitielles [115].

Ils sont présents au niveau du pôle cranial des reins, caudalement aux surrénales, en rapport avec le foie, le proventricule et la paroi dorsale de l'abdomen à laquelle ils sont reliés par le mésorchium [96]. Ce mésorchium sert donc d'attache au testicule mais c'est aussi le support des vaisseaux et nerfs qui le desservent.

Chaque testicule est la réunion d'agrégats de tubules séminifères anastomosés (contrairement aux Mammifères) et de tissu conjonctif, le tout étant entouré d'une capsule de tissu conjonctif [96]. Il n'existe donc pas de septa divisant le testicule en lobules [115].

De forme allongée à bords arrondis, à la manière d'un haricot, en phase de quiescence, ils deviennent plus larges lors de la saison sexuelle. Chez certaines espèces, des mélanoblastes peuvent leur donner une couleur noire [151].

Chez les immatures, le testicule droit est souvent plus volumineux [151].

Les spermatozoïdes peuvent être de forme complexe (aspect en spirale, locomotion par rotation) ou simple (aspect allongé, locomotion par des mouvements ondulatoires) [115].

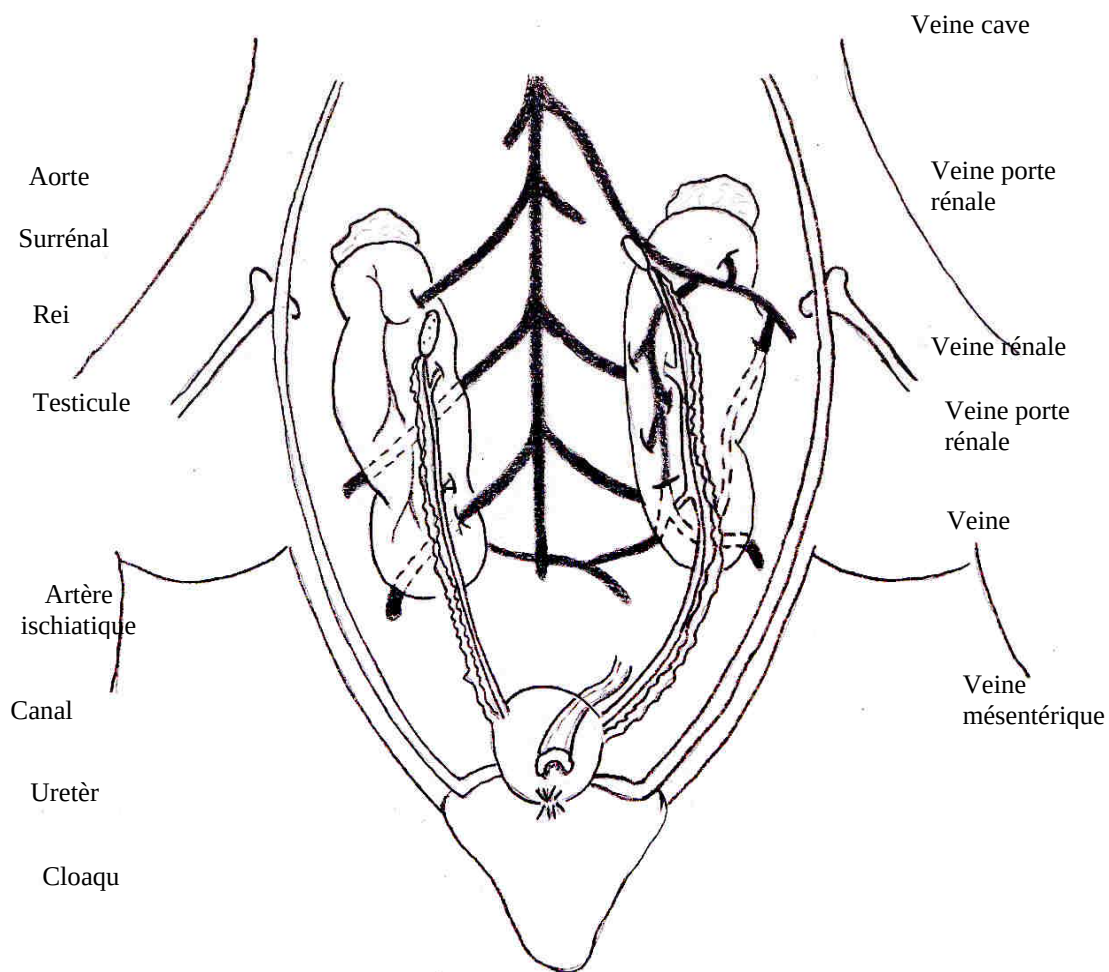


Figure 42 : Appareil Reproducteur mâle d'Oiseau.

Dessin Magali BONNEAU (non publié).

2.2.1.2.°) Le tractus génital :

Chez les oiseaux, le tractus génital est assez réduit : il n'existe pas de glande accessoire différenciée et l'organe copulateur est réduit à absent, les deux cloaques du mâle et de la femelle s'éversant lors de l'accouplement [4].

Les spermatozoïdes produits dans les tubes séminifères sont évacués via le rete testis vers le canal épидидymaire situé en partie dorsomédiale du testicule, au niveau du hile [96].

L'épididyme est ainsi composé du rete testis (partie du mésonéphros qui au contact du testicule n'a

pas régressé comme le reste de l'organe lors du développement embryonnaire ; certains auteurs ne l'incluent pas dans l'épididyme [115]), des canaux de connexion (liaison entre le rete testis et les canaux de Wolff qui deviendront les canaux déférents) et des canaux épидидymaires qui se déversent dans le canal déférent. L'épididyme produit une partie du fluide séminal, et il peut agir comme un réservoir de sperme chez certaines espèces saisonnières à la manière du glomus séminal [115].

L'épididyme étant rudimentaire, le stockage des spermatozoïdes s'effectue cependant principalement dans les canaux déférents [57].

Très sinueux, le canal déférent longe le rein dans sa partie ventrale formant de plus en plus de replis à mesure que l'on se rapproche du cloaque. Cette dernière partie très contournée est dénommée glomus séminal : il a un rôle important dans l'éjaculation. Ce glomus séminal est parfois visible, faisant protrusion sous la paroi abdominale et marquant le cloaque d'une masse, c'est un élément de la diagnose du sexe en période d'activité reproductrice. Cet amas du canal déférent est souvent utilisé comme réservoir pour stocker le sperme [4,115].

Le canal déférent possède une couche musculaire et une couche de tissu conjonctif l'entourant, la progression du sperme s'effectue ainsi par péristaltisme [96].

Les canaux déférents débouchent par une papille dans la paroi dorsale de l'urodéum. Ils sont situés latéralement à l'orifice correspondant aux uretères [4,115].

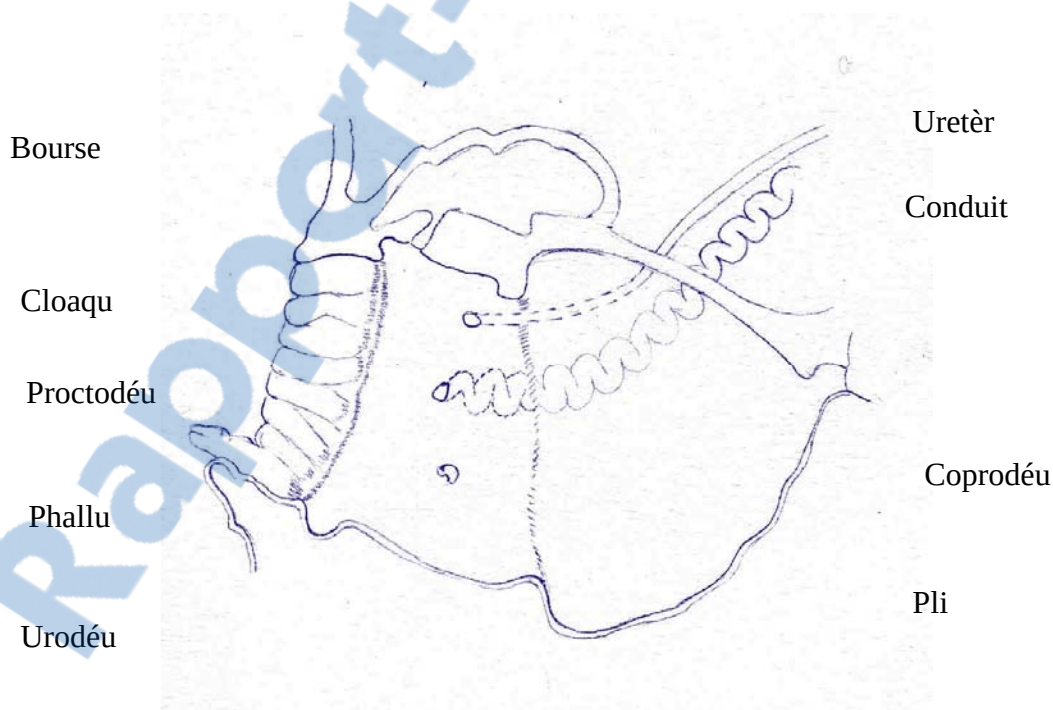


Figure 43 : Abouchement du canal déférent au niveau de l'urodéum.

Dessin Magali BONNEAU (non publié).

Au niveau du cloaque, un phallus peut être présent et protusible (Ratites), présent mais non protusible (Galliformes) ou absent (Psittacidés).

Dans le cas d'un pénis non protusible, celui-ci est constitué d'un corps médian et de deux corps latéraux situés au niveau du plancher du proctodéum, près du bord du cloaque [115]. Les corps latéraux et les plis lymphatiques latéraux accumulent plus de lymphe que le corps médian ce qui provoque leur éversion et la création d'une dépression permettant le transport du sperme.

Chez les espèces possédant un pénis protusible, il peut exister ou non une cavité dans laquelle le pénis repose en dehors de l'accouplement [115]. Lorsqu'il existe une cavité, seule la partie distale du pénis subit un engorgement lymphatique et est éversée. En l'absence de cavité, le pénis présente un sulcus dorsal permettant le transport du sperme.

Le phallus est situé sur le plancher du proctodéum et il s'éverse partiellement durant la miction et la défécation. La tumescence du pénis est le résultat d'un flux lymphatique et d'une stase lymphatique due à un corps vasculaire élastique paracloacal [96,115].

Ce pseudophallus n'est pas intromis.

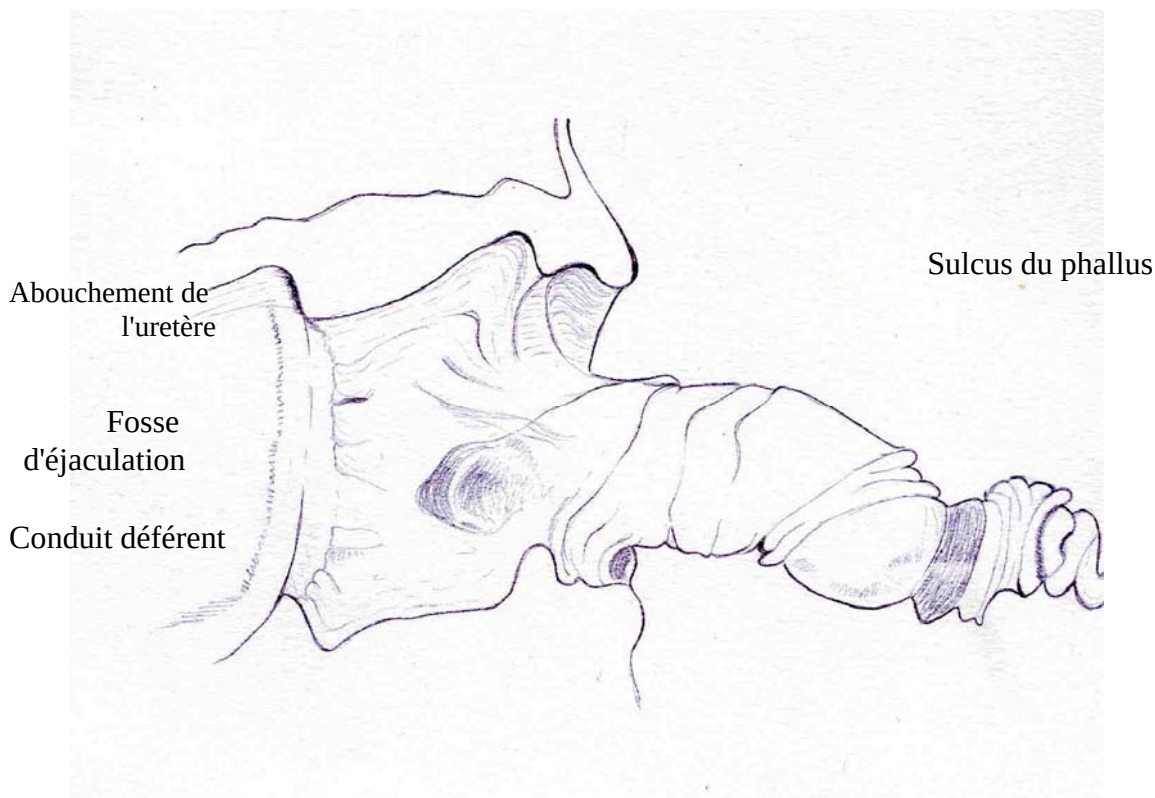


Figure 44 : Phallus protusible d'Oiseau.

Dessin Magali BONNEAU (non publié).

2.2.2.°) Appareil reproducteur femelle :

2.2.2.1.°) L'ovaire :

Chez les oiseaux, un seul ovaire est le plus souvent présent, le gauche, l'ovaire droit étant alors atrophié [53].

Au repos, c'est une petite masse grisâtre, aplatie et plus ou moins triangulaire présente près de la glande surrénale gauche et comprenant de nombreux follicules lui donnant un aspect granuleux et le faisant parfois passer pour un amas graisseux [145,151]. Lors de la période d'activité sexuelle, il prend l'aspect d'une grosse grappe jaunâtre présente près du lobe cranial du rein. On y observe alors des follicules de différentes tailles. Il peut être blanc, jaune ou noir.

Il consiste en un cortex constitué de follicules en développement, et d'une medulla constituée de cellules interstitielles, de fibres nerveuses, de muscles lisses et de vaisseaux sanguins regroupés en zones vasculaires irrégulières.

L'ovaire est attaché par le ligament mésovarien à l'extrémité craniale du rein [93]. Il est enchâssé dans le sac aérien abdominal gauche [57,122].

L'irrigation se fait par l'intermédiaire de l'artère rénale craniale ou directement à partir de l'aorte dorsale [93,115]. L'artère est toujours relativement courte, ce qui rend l'ovariectomie très délicate [57].

Les veines ovariennes se regroupent pour former deux veines principales, une craniale et l'autre caudale à l'ovaire qui, elles, rejoignent la veine cave [93,115].

La surface de l'ovaire est recouverte du péritoine pariétal et de la tunique albuginée.

2.2.2.2.°) Le tractus génital :

La morphologie et les dimensions de l'oviducte varient de manière importante au cours du cycle sexuel (le volume peut varier dans des proportions de 1 à 300) [4].

L'oviducte peut être divisé en 5 segments :

œle pavillon (ou infundibulum) : c'est un entonnoir cilié transparent qui coiffe à l'aide d'un repli péritonéal l'ovule, afin de capter le follicule mûr. La fécondation s'opère généralement dans cette partie de l'oviducte. La portion caudale de l'infundibulum contient les glandes à l'origine des chalazes de l'oeuf. Chez certaines espèces, du sperme peut être stocké dans cette région [115].

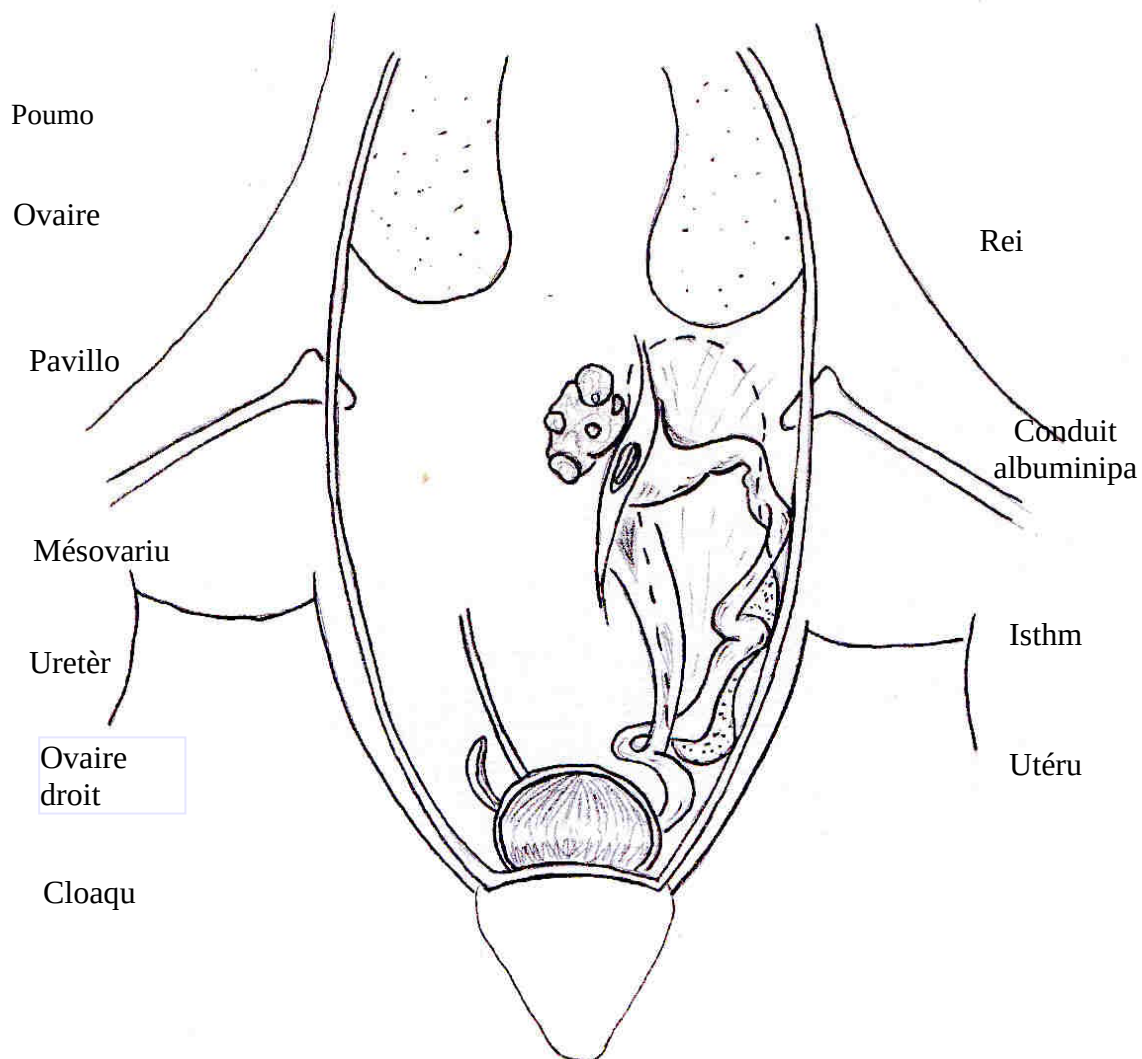


Figure 45 : Appareil Reproducteur femelle d'Oiseau.

Dessin Magali BONNEAU (non publié).

- le magnum (ou conduit albuminipare) : très glanduleuse, cette portion est la plus large de l'oviducte. Elle permet la sécrétion d'albumen au passage de l'ovule. Un corps étranger ou un choc peut induire la sécrétion d'albumen, ce qui aboutit à la formation d'un oeuf avitellin, c'est-à-dire sans "jaune".
- l'isthme : il est aisément visualisé de par son épaisse couche musculaire circulaire. Il possède une portion glandulaire qui au passage de l'oeuf sécrète autour de l'albumen une kératine en deux membranes : les membranes coquillières.

- l'utérus (glande coquillière) : c'est la partie la plus courte de l'oviducte. Elle est marquée par une épaisse couche musculaire longitudinale [93]. Elle se termine par un pli marqué, le pli utérovaginal. Cette partie possède aussi un rôle sécrétoire puisqu'elle produit un liquide chargé de sels minéraux qui hydrate et fait augmenter le volume de l'albumen. De plus, la sécrétion de sels de calcium (calcite) sur les membranes permet la formation de la coquille [4,115]. Les pigments de la coquille sont déposés dans la portion terminale de l'oviducte par l'intermédiaire de cellules ciliées [93]. Le passage du pli utérovaginal est facilité par la sécrétion de substances lubrifiantes.

Certains auteurs appellent « utérus » l'ensemble de l'oviducte.

- le vagin est une partie essentiellement musculeuse qui ne sert qu'au transport de l'oeuf. Il s'ouvre dans le cloaque au niveau de l'urodéum [4]. Au niveau du pli utérovaginal, on peut observer la présence chez certaines espèces de tubules servant au stockage du sperme. Les spermatozoïdes peuvent généralement y survivre quelques semaines [93,115]. Après l'ovulation, ils sont libérés par un mécanisme inconnu et ils migrent ensuite jusqu'à l'infundibulum, lieu de la fécondation.

L'oviducte est suspendu dans la cavité péritonéale par l'intermédiaire d'un ligament ventral et d'un ligament dorsal [93].

L'oviducte est formé d'une muqueuse de cellules ciliées, d'une sous muqueuse formant des plis en spirale et d'une musculomuqueuse formée d'une couche circulaire interne et d'une couche longitudinale externe de muscles lisses [115].

Chez certaines espèces, une membrane obstrue l'orifice par lequel l'oviducte débouche dans l'urodéum chez les animaux immatures [115].

Certains oiseaux peuvent présenter une glande proctodéale au niveau de la paroi dorsale ou latérale du proctodéum. L'implication de cette glande dans la reproduction ou dans un phénomène immunitaire à la manière de la bourse de Fabricius est supposée mais n'a pas été démontrée [115].

2.2.3.°) Anatomie liée à l'imagerie médicale :

2.2.3.1.°) Radiographie :

Une tranquilisation ou une anesthésie générale de courte durée sont souvent nécessaires afin d'obtenir des clichés de qualité suffisante. Même une légère rotation peut être à l'origine d'artefacts empêchant la lecture d'un cliché [57]. Si l'anesthésie s'avère trop risquée, on peut réaliser une contention mécanique en immobilisant l'oiseau à l'aide de sparadrap sur une feuille de papier, une radiographie déjà développée... On immobilise la tête tout d'abord, puis les ailes, et enfin les pattes [145,156]. Cependant, la contention physique est source de stress et peut majorer certaines lésions [156].

Concernant les constantes radiographiques, un faible temps d'exposition est nécessaire compte-tenu de la fréquence respiratoire élevée des oiseaux (1/60-1/120s) [24,145]. Les kilovolts devront être assez faibles (45-55kV) afin d'obtenir une radiographie très contrastée. Ceci n'est réalisable qu'avec un appareil capable de fournir une forte quantité de milliampères (200 à 300 mA minimum) [24,145,156] en combinaison avec des écrans rapides. Cependant dans le cas d'espèces de petite taille, le grain du film radiographique ne doit pas être trop important pour permettre de bien visualiser les détails [156].

Chez les oiseaux, il est très fréquent de réaliser une radiographie de l'ensemble du corps de l'animal.

On essaie lorsque cela est possible de prendre le cliché en inspiration [156].

œ cliché ventrodorsal : le sternum doit se superposer avec la colonne vertébrale. Les ailes plus ou moins déployées latéralement sont posées à plat, l'articulation du poignet doit être placée à hauteur de l'épaule. Les pattes sont maintenues en extension caudalement en veillant à corriger toute rotation, cela permet une meilleure visualisation de la cavité abdominale. La carina du sternum doit former un angle droit avec la table [24,57,145].

œ cliché latérolatéral : l'oiseau est en décubitus latéral droit, les deux articulations coxofémorales doivent se superposer. Les membres postérieurs doivent être étirés le plus caudalement possible. Les ailes sont plus ou moins étirées dorsalement, la droite étant placée légèrement plus cranialement [24,57,145]. Le sternum doit être parallèle à la table [145].

Les sacs aériens assurent généralement un bon contraste.

La radiographie de l'appareil reproducteur permet surtout la visualisation chez la femelle d'oeufs calcifiés et est donc utile principalement dans le diagnostic de rétention d'oeuf [57].

Les oeufs non calcifiés ou oeufs hardés, ne sont pas toujours visualisables et ils peuvent être confondus avec une masse abdominale. Si une rétention d'oeuf est suspectée, ils doivent être recherchés avec attention [156].

Les oviductes et les ovaires ne sont généralement pas visualisables en dehors de la période de reproduction [145]. Les oviductes s'étendent des poumons jusqu'au bassin, et ils peuvent parfois être pris pour une masse abdominale [156].

Lorsqu'ils sont visibles, les ovaires apparaissent comme une masse craniale et ventrale au pôle antérieur du rein. Il est parfois possible de distinguer les follicules ovariens.

Les tumeurs et les kystes ovariens provoquent très souvent une élévation du taux d'oestrogènes ce qui induit une augmentation non-homogène de la densité de l'os au sein du squelette. Cela peut aider au diagnostic radiographique de telles pathologies [24]. A l'inverse, une augmentation homogène de la densité osseuse est physiologique chez la femelle lorsqu'elle se prépare à pondre [24].

Chez le mâle, les testicules ne sont pas visibles dans la majorité des cas sauf pour certaines espèces lors de la saison de reproduction [145]. Il ne faut alors pas les confondre avec une masse rénale, un kyste ou une distension du pôle antérieur du rein [24].

2.2.3.2.°) Échographie :

Les plumes et la présence de sacs aériens diminuent la qualité de l'image obtenue et ne laissent au manipulateur qu'une faible fenêtre échographique [89,90]. Cette difficulté a été contournée depuis l'apparition de sondes permettant un abord transcloacal ou tranintestinal [89]. Le premier abord ne permet qu'une visualisation de la partie caudale de l'appareil reproducteur. Si la taille de l'oiseau le permet, on préférera l'abord transintestinal qui permet la visualisation des gonades et de l'ensemble du tractus génital.

Si l'on ne possède qu'un appareillage standard pour lequel ces abords sont impossibles, la sonde peut être appliquée cranioventralement en arrière du processus xiphoïde, caudoventralement au niveau du pelvis, ou latéralement par une voie parasternale. Ce dernier abord est quasiment

impossible à utiliser en pratique chez les psittacidés [90]. Une diète alimentaire ou des repas liquides chez les animaux affaiblis sont nécessaires afin d'améliorer les images abdominales obtenues [100]. Les plumes sont soit écartées soit arrachées selon l'espèce considérée.

Les images des gonades ont cependant été relativement peu décrites chez les oiseaux [89].

L'échographie permet de distinguer les oiseaux juvéniles des oiseaux mûres car chez les juvéniles, la bourse de Fabricius apparaît développée, en forme de poire [89].

Les changements saisonniers de taille et de structure des testicules peuvent être observés. Le cycle de la femelle peut être étudié en détail (phase, durée, présence de follicules, corps jaunes, kystes, d'oeufs,...). Une estimation de la date de la future ponte est possible en se basant sur l'importance de la calcification de l'oeuf [89,90]. Dans le cas de rétentions d'oeufs, l'échographie permet de détecter les oeufs anormaux (déformés, sans coquille, avec plusieurs couches calcaires,...) [90].

L'échographie se révèle utile lors de masse abdominale, permettant la détection de tumeurs (masses rondes ou ovales d'échogénicité augmentée) ou de kystes (cavités anéchogènes au sein du parenchyme) des gonades [90,100,169].

2.3.°) Physiologie sexuelle :

La plupart des connaissances actuelles en physiologie aviaire proviennent de l'étude des espèces domestiques et bien que les mécanismes physiologiques intervenant dans la reproduction semblent être similaires, de nombreux points ne sont pas encore connus comme le démontre le faible taux de reproduction de certaines espèces élevées en captivité [124].

L'existence de phénomènes de parthénogenèse a été bien documentée chez certaines espèces domestiques d'élevage mais n'a jamais été rapportée à l'heure actuelle pour les espèces non domestiques [93].

2.3.1.°) Cycles de reproduction :

Le cycle de reproduction est la convergence entre le cycle circadien et le cycle biologique annuel qui sont modulés par la photopériode perçue par le corps de l'animal et plusieurs autres paramètres [24]. Cela permet à ce dernier de répondre de manière optimale aux variations environnementales, d'être synchronisé avec sa partenaire...

Chez les oiseaux vivant dans des milieux tempérés, le nichage débute aussi avec l'arrivée des précipitations, lorsque la durée du jour augmente [24]. Cette augmentation de la photopériode induit la croissance des gonades. D'autres facteurs permettent de moduler cette réponse : température, précipitations, comportements sociaux...

Chez les oiseaux vivant dans des milieux variant peu, avec une photopériode presque constante, le nichage débute avec l'arrivée de la pluie et de la saison humide. La mue intervient peu après que les jeunes aient quitté le nid et correspond à une phase de quiescence sexuelle.

Les différents cycles de reproduction peuvent aussi être classés selon leur durée : on observe des oiseaux se reproduisant toute l'année, deux fois par an (principalement les espèces tropicales ou des milieux désertiques), une seule fois par an (espèces des régions tempérées, sub-arctiques et arctiques) ou dès que les conditions le permettent (reproducteurs opportunistes) [93].

Le nombre d'oeufs par nichée et le nombre de nichées par an dépendent de l'espèce considérée et de la saison. Chez certaines espèces, la perte prématurée d'une nichée (oeufs détruits ou retirés) peut entraîner la reprise d'un nouveau cycle et la ponte d'une nichée supplémentaire.

2.3.1.1.°) Femelles :

La croissance des follicules s'effectue en trois étapes :

• tout d'abord une croissance lente pouvant durer des mois ou des années

• puis durant plusieurs mois, le jaune d'oeuf est déposé selon une vitesse allant croissante.

• enfin, dans les 6-16 jours précédant l'ovulation, une phase de croissance rapide où la majorité des protéines et des lipides de l'oeuf est déposée. Durant cette dernière phase, la proportion de lipides déposés est plus importante.

La formation des protéines vitellines s'effectue dans le foie sous la régulation des stéroïdes sexuels et de la gonadotropine. Le transport jusqu'à l'ovaire s'effectue par voie sanguine.

Au stade des follicules préhiérarchiques, ce sont essentiellement les cellules thécales qui assurent la production de stéroïdes sexuels, les cellules de la granulosa n'exprimant pas encore les complexes enzymatiques nécessaires qui se développeront sous l'action de la FSH [93].

Les follicules hiérarchiques produisent de la progestérone au niveau de la granulosa, progestérone qui sert essentiellement de précurseur à la testostérone et à l'androstènedione, synthétisés principalement au niveau des cellules de la thèque sous la dépendance de la LH [93].

La progestérone joue aussi un rôle dans l'initiation du pic de LH à l'origine de l'ovulation. On observe ainsi un pic de progestéronémie quelques heures avant l'ovulation. Elle possède en outre un rôle dans la production d'avidine, dans la formation de la coquille, et vis-à-vis des contractions du myomètre [93].

Des injections quotidiennes de FSH ou d'eCG diminuent la quantité de follicules atrétiques et augmente le nombre de follicules en phase de maturation : la FSH jouerait donc un rôle dans le maintien de la hiérarchie folliculaire [93].

Les oestrogènes stimulent la différenciation des cellules du magnum [93].

L'ovulation ne peut avoir lieu que lors d'une fenêtre temporelle dépendant d'un facteur de maturation. Au début et à la fin du cycle de ponte, l'ovaire et l'oviducte peuvent ne pas être synchronisés, aboutissant à la non capture de l'oeuf par l'oviducte, ce qui peut conduire à une péritonite [124]. Le facteur de maturation et les mécanismes intervenant dans sa régulation ne sont, à l'heure actuelle, pas très bien connus [124]. L'exérèse du follicule post-ovulatoire le plus récent retarde l'oviposition de plusieurs jours suggérant l'existence d'un facteur synthétisé par les cellules de la granulosa. Ce facteur, probablement un peptide, n'a pas été identifié [93]. Le follicule pré-ovulatoire semble aussi tenir un rôle dans le déclenchement de l'oviposition puisque son exérèse retarde cette dernière [93].

L'ovulation se fait par rupture des parois du follicule mûr. Un seul ovule est pondu à la fois et l'ovulation n'a lieu que si l'oviducte est vide de tout oeuf [4]. Il n'existe pas chez les oiseaux de structure similaire au corps jaune.

Le délai entre la ponte de chaque oeuf de la nichée est de 1 ou 2 jours selon l'espèce considérée [93].

Un pic de LH est responsable du déclenchement de l'ovulation qui s'observe dans les heures suivantes [93,124]. Un deuxième pic, antérieur au premier, a été observé chez quelques espèces, mais son rôle est à l'heure actuelle encore flou [93].

La testostérone et les autres androgènes présentent eux aussi un pic sanguin quelques heures avant l'ovulation et semblent participer au déclenchement de cette dernière même si le mécanisme n'a pas été élucidé. En synergie avec les oestrogènes, ils permettent une ossification médullaire.

La majeure partie de la quantité d'oestrogènes circulants provient de la sécrétion par les follicules préhiérarchiques. Cependant, on observe au niveau des follicules hiérarchiques une intensification de la synthèse d'oestrogènes quelques heures avant l'ovulation [93]. Il est peu probable que ceux-ci aient un rôle dans l'ovulation.

Après l'ovulation, il semble que le follicule post-ovulatoire joue un rôle dans la régulation de l'oviposition et dans le comportement de nidification [93]. Chez les oiseaux, du fait de l'absence de corps jaune, la concentration en progestérone diminue très rapidement jusqu'à devenir négligeable au bout de 24h. La sécrétion de LH est alors à nouveau stimulée et un nouveau follicule subit sa maturation [57,93]

Les oiseaux synthétisent deux types de GnRH et seule la GnRH-I, sécrétée de manière pulsatile, semble avoir un rôle direct dans la régulation de la synthèse de LH. Mais une même quantité d'hormone hypothalamique peut induire la sécrétion de quantités différentes d'hormones hypophysaires car la réponse des cellules est régulée par de nombreux facteurs [124].

Il faut savoir de même que les cellules hypophysaires sécrètent plusieurs isoformes dont l'efficacité diffère [124]. Ces isoformes induisent la sécrétion d'oestrogènes et de progestérone.

La régulation des taux circulants de FSH n'est pour le moment pas bien explicitée, la LHRH-I pourrait stimuler sa production [93].

Les oestrogènes possèdent de nombreux rôles importants en rapport avec la reproduction : régulation du métabolisme du calcium en rapport avec la production de la coquille, induction de ses propres récepteurs et de ceux de la progestérone dans l'ovaire et l'oviducte, stimulation de la sécrétion d'ovalbumine, d'ovotransferrine (chélateur de fer et antibactérien) et de lysozyme (lyse de la paroi des bactéries G-) dans l'oviducte, stimulation de la production de vitellogénine par le foie, régulation des caractères sexuels secondaires (couleur et forme du plumage).

Le comportement de couvaison a lieu alors que l'ovaire et l'oviducte ont régressé, il est sous la dépendance de la prolactine qui stimule en même temps le développement du jabot [93]. La prolactinémie augmente ainsi peu avant l'oviposition et reste élevée pendant la durée entière de l'incubation [93]. Cette augmentation de la prolactinémie semble dépendre en grande partie du comportement parental chez la femelle et le mâle. Chez certaines espèces, cette augmentation dépend pour partie de la stimulation tactile (par les oeufs normalement) du BROOD PATCH qui s'est développé en réponse à son imprégnation par les stéroïdes [124].

Chez les espèces où le mâle s'occupe essentiellement de la couvaison, on remarque que la prolactinémie est plus importante chez ce dernier que chez la femelle.

Les oestrogènes, sous la dépendance de la FSH, semblent initier le comportement de construction du nid chez la femelle.

2.3.1.2.°) Mâles :

Les photorécepteurs présents dans le cerveau informent l'organisme sur la photopériode, et stimulent la production de GnRH par les neurones de l'hypothalamus sous forme de “pulses“. La GnRH stimule à son tour la production de FSH et de LH par l'hypophyse, hormones régulant la testostéronémie ainsi que la maturation et la fonction testiculaire [4,96].

La testostérone est responsable du développement des voies génitales mâles, des caractères secondaires (plumage, crête, ergots, chant..), de l'expression des comportements spécifiques et elle joue un rôle dans la spermatogénèse [19,52].

Chez les oiseaux, deux types de GnRH sont synthétisés, mais apparemment seule la GnRH-I possède une activité sur la synthèse et la sécrétion des gonadotropines.

Il existe les mêmes rétrocontrôles que ceux présents chez les Mammifères : les hormones sexuelles inhibent la sécrétion de GnRH et de gonadotropines, les gonadotropines inhibent la sécrétion de GnRH [96].

La LH exerce principalement une action au niveau des cellules de Leydig où elle stimule la production d'androgènes dont la testostérone et l'androstènedione. Elle entraîne une sécrétion pulsatile de la testostérone : un dosage unique peut donc conduire à de fausses interprétations. Cependant, la valeur moyenne de la testostéronémie reflète l'importance du développement testiculaire [124].

La FSH, elle, exerce principalement une action au niveau des cellules de Sertoli par un mécanisme encore inconnu. Son action est potentialisée par une testostéronémie élevée [96] et permet la production de spermatozoïdes [7].

Le mâle est sexuellement mature lorsqu'un certain taux sanguin de GnRH est atteint et ce par augmentation de la fréquence ou de l'amplitude des “pulses“ de GnRH.

Il est intéressant de noter que chez les espèces où le mâle s'investit dans l'élevage des petits, le taux de testostérone circulant diminue de manière importante depuis la ponte jusqu'au sevrage. Une testostéronémie élevée, propice à l'agressivité territoriale et à la défense du nid, est incompatible avec l'élevage des jeunes. Ceci met en lumière l'importance du comportement et des interactions avec les membres d'une même espèce dans la régulation du cycle sexuel [124].

2.3.2.°) Contrôle environnemental de la reproduction :

La maturité sexuelle est atteinte vers un an environ chez les canaris pour cinq ans environ chez les perroquets [4]. La maturité est souvent atteinte plus tôt chez le mâle [7].

Chez les oiseaux qui se sont déjà reproduits, les conditions environnementales ont un rôle moindre dans le déclenchement de la reproduction [57].

Le fonctionnement de l'ovaire est sous la dépendance de nombreux facteurs : la photopériode, la vue de congénères, la présence d'un nid, les sons et/ou chants, l'hygrométrie, la quantité de nourriture disponible... [4,57].

La photopériode influence l'activité reproductrice des espèces selon les saisons et le nycthémère. Une photopériode allant croissante (printemps) stimule le développement ovarien et la ponte. Cependant certaines espèces peuvent devenir sexuellement matures alors qu'elles sont soumises à des photopériodes constantes [93].

Concernant la prise en compte de la photopériode : chez les oiseaux, la période la plus lumineuse est considérée comme étant le jour, quelque soit l'intensité lumineuse de la "nuit". Ainsi s'il existe une période de forte intensité lumineuse, une période de faible intensité lumineuse est considérée comme appartenant à la nuit [124]. Ceci est important pour l'évaluation de la photopériode à laquelle sont soumis les oiseaux de cage.

Une autre donnée importante à connaître est l'existence d'une phase photosensible. Cette phase est initiée par l'aube (ou le début de la période d'éclairage) et dure 13-17h. C'est lors de cette phase photosensible que l'éclairement doit avoir lieu. Ainsi une première heure d'éclairement est considérée par l'oiseau comme l'aube, quelque soit l'intensité lumineuse de la période suivante. La "journée" se poursuit donc et la durée totale d'éclairement ayant eu lieu lors de la période photosensible sera comptabilisée comme une heure de "jour" [124].

Chez certaines espèces, la photopériode serait aussi responsable de l'arrêt du comportement de nichage : l'exposition pendant plusieurs jours à de longues photopériodes est responsable de l'apparition d'un état réfractaire au cours duquel l'oviducte et l'ovaire ne répondent pas à une augmentation de la durée de la photopériode. Cet état réfractaire pourrait être contrôlé par les hormones thyroïdiennes [124]. Il semble plus développé chez les espèces des zones tempérées effectuant une migration.

A l'inverse la réponse à l'augmentation de la photopériode lors de la maturité sexuelle ne semble pouvoir avoir lieu dans certaines espèces que si l'oiseau à été exposé pendant plusieurs semaines à

plusieurs mois à une faible photopériode [124].

Une variation saisonnière de la photopériode permet souvent de contrôler l'activité reproductrice des espèces des zones tempérées. Cela peut même fonctionner pour certaines espèces tropicales voire équatoriales [124].

Plus la durée annuelle moyenne de la photopériode est importante, plus la vitesse de croissance des gonades est importante et plus la phase de régression dure longtemps [124].

La photopériode permet ainsi de moduler l'activité reproductrice mais pas de la contrôler [124].

L'effet de la nutrition sur la fonction reproductrice n'a pas été étudié de manière concluante à l'heure actuelle [124].

L'humidité relative et la quantité de précipitations jouent un rôle déterminant dans le déclenchement de l'activité reproductrice de certaines espèces du désert. A l'heure actuelle, aucune donnée ne permet d'étendre ces conclusions à d'autres espèces [124].

Chez les amazones, la reproduction a plus de chances d'être un succès si l'on laisse les partenaires se choisir [57]. Dans le cas contraire, la femelle se montre souvent agressive envers le mâle.

Chez de nombreuses espèces, les contacts sociaux (principalement le chant des partenaires) sont nécessaires au développement de la gonade ou stimulent ce dernier [124].

La présence d'un site de ponte stimule l'activité reproductrice chez certaines espèces (notamment les perruches) [124].

Chez beaucoup d'espèces, la réunion de plusieurs de ces critères permet de mieux réguler l'activité reproductrice : par exemple chez certains amazones n'ayant jamais pondu en captivité la séparation des couples suivie d'une augmentation de la photopériode, puis leur réunion associée à la présence d'un site de ponte, d'un régime alimentaire à base de fruits, et d'une vaporisation journalière augmentent les chances de reproduction [124].

Le stress est très fréquemment à l'origine de reproductions échouées chez les animaux capturés dans la nature [124].

La mue qui peut intervenir avant et/ou après la saison de reproduction est responsable d'une régression totale de l'appareil reproducteur.

2.3.3.°) Utilisation des hormones chez les Oiseaux :

Les connaissances dans ce domaine sont peu développées, les éventuels effets secondaires à moyen et long terme ne sont pas bien connus. Cependant la littérature rend compte de l'utilisation d'un analogue de la GnRH (leuprolide acétate) [170] afin de diminuer à moyen et long terme les ardeurs et l'activité sexuelle. Les doses utilisées sont de l'ordre de 750 ìg/kg IM, une fois toutes les deux semaines. Cela a permis d'améliorer ou de guérir une forte proportion d'oiseaux pour des pathologies telles que des dystocies chroniques, des kystes ovariens, des ovulations malgré une salpingectomie... et bien entendu des problèmes comportementaux liés à l'activité reproductrice (agressions, régurgitations,...) [170].

A l'heure actuelle, l'acétate de leuprolide est le médicament le plus utilisé par les spécialistes pour son efficacité et ses effets secondaires peu nombreux. C'est un analogue de la GnRH qui agit en provoquant une diminution du nombre de récepteurs à GnRH et donc de la production de FSH et de LH ce qui abaisse la concentration en stéroïdes sexuels [29].

L'acétate de médroxyprogestérone a souvent été utilisé par le passé, mais ses nombreux effets secondaires souvent importants (apathie, prise de poids, polyuropolydipsie, diabète mellitus,...) en font une molécule peu utilisée en pratique courante.

L'ocytocine et la vasotocine induisent une oviposition prématurée, vraisemblablement par l'intermédiaire de prostaglandines [93]. La PGF2a permet de relaxer le vagin, de stimuler les contractions de la glande coquillière, et induit aussi une oviposition prématurée.

Il est à noter qu'au cours de la dernière oviposition, on observe une augmentation des PGE2 parallèlement à une baisse en PGF2a, ce qui est utilisé dans le traitement de la rétention d'oeuf [57].

Des analogues de l'hCG ont aussi été utilisés mais ils sont peu pratiques d'emploi.

3°) Contention et anesthésie des Oiseaux :

3.1.°) Modalité d'administration des anesthésiques :

3.1.1.°) Contention :

Avant de capturer un oiseau, il convient de fermer toutes les issues et de retirer tout ce qui pourrait le blesser (fermer les rideaux afin qu'il ne heurte pas les vitres, arrêter les ventilateurs, retirer tous les obstacles...)

La contention des oiseaux doit être rapide et douce afin de ne pas engendrer un stress potentiellement mortel, ni blesser l'animal. Le mouvement général doit être centripète afin de ramener les ailes (plus fragiles en extension) et les pattes vers le corps.

Il ne faut jamais saisir un oiseau par les plumes : une mue de stress peut en effet être déclenchée par l'oiseau [11].

Les oiseaux de moins de 15g (bengalis, diamants,...) sont capturés à mains nues ou à l'aide d'un filet à mailles serrées. La capture de ces oiseaux est plus aisée dans l'obscurité et lorsque les accessoires de la cage ont été retirés [11]. Ils sont particulièrement sensibles au stress et très fragiles : leur contention est à éviter si l'on peut faire sans [4]. La tête est maintenue entre le majeur et l'index, les autres doigts recouvrant le corps. Le pouce, ainsi libre, permet de manipuler une aile. Il ne faut jamais enserrer le thorax, ce qui pourrait gêner la respiration.

Les oiseaux pesant entre 15g et 100g (canaris, calfats, rossignols du Japon, tisserins, perruches,...) et les oiseaux peu agressifs de moins de 1kg peuvent être saisis à pleine main. Le pouce et l'index ensèrent délicatement mais fermement le cou. Le corps de l'animal est placé dans la paume de la main, les doigts se refermant sur celui-ci comme une cage. Le petit doigt peut être utilisé pour la manipulation des pattes [11].

Afin d'éviter les morsures douloureuses, un gant en cuir souple peut se révéler utile [4]. Sinon un perchoir en bois peut être approché pour que l'animal le morde, la contention est alors facilitée par le faible risque de morsure [152].

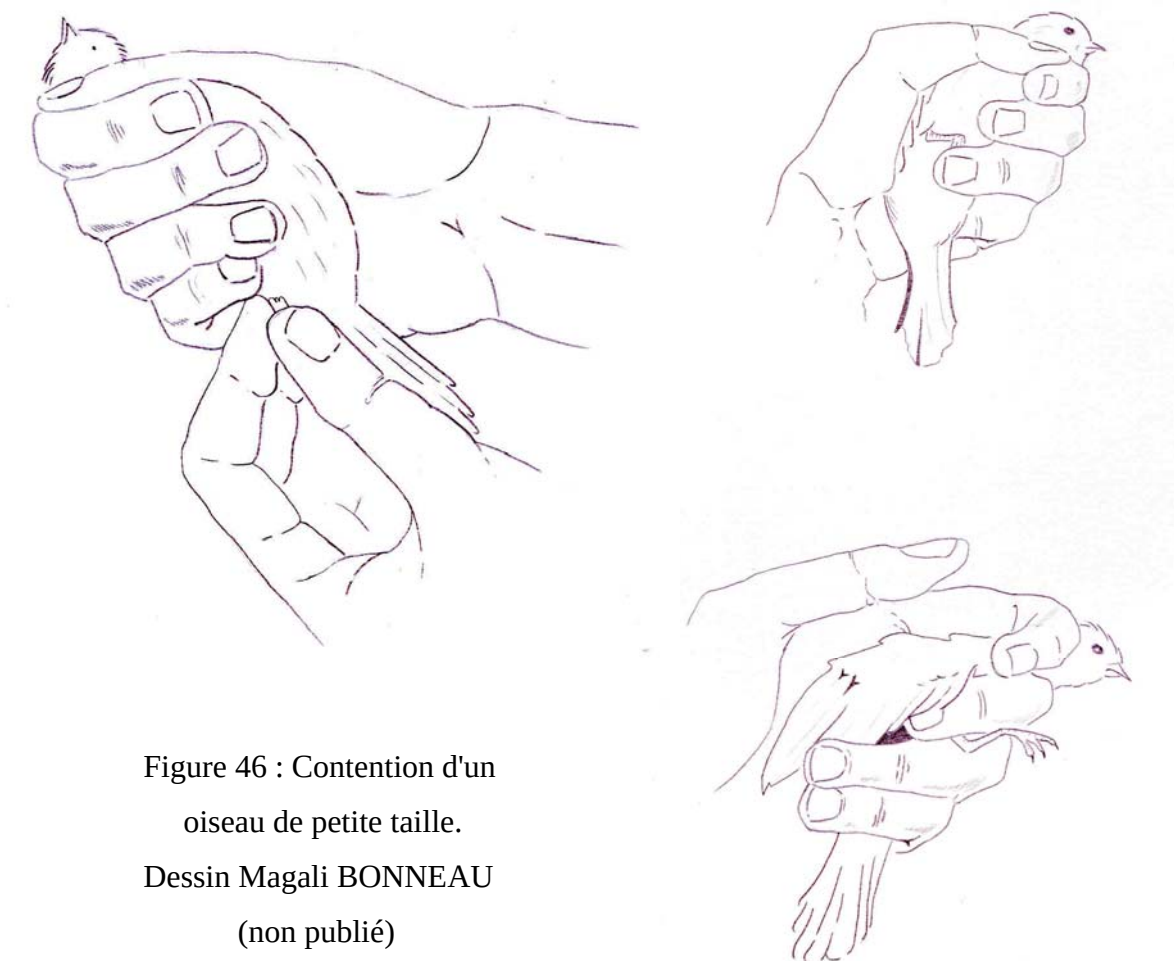


Figure 46 : Contention d'un
oiseau de petite taille.

Dessin Magali BONNEAU
(non publié)

Les oiseaux agressifs de taille moyenne ainsi que les grands oiseaux (rapaces, perroquets, faisans,...) peuvent être contenus à l'aide d'une serviette (attention à la transmission d'agents pathogènes, le propriétaire devra apporter sa serviette ou des serviettes en papier jetable seront utilisées) ou de gants de cuir épais (ils peuvent aussi être vecteurs de germes entre oiseaux). Il faut particulièrement se méfier du bec et des serres chez les rapaces qui peuvent occasionner des blessures parfois profondes et souvent septiques [4]. Le propriétaire détourne l'attention de l'oiseau après avoir posé celui-ci sur un perchoir ce qui aide à sa capture. La serviette est enroulée autour du corps de l'animal en veillant à plaquer les ailes contre le corps. Le cou est enserré juste au dessous de la base de la mandibule. La contention doit être franche et ferme [11].

Pour des animaux peu agressifs, une seule personne peut effectuer la contention seule, en utilisant une serviette enroulée autour du corps de l'animal au niveau du cou, et sécurisée

par un clamp. Un deuxième clamp permet d'ajuster la largeur nécessaire de la serviette afin de ne pas gêner la respiration de l'oiseau [91].

Les oiseaux pesant plus de 2kg doivent être capturés selon la même technique avec l'aide d'une personne. Les coups de bec et d'ailes sont dangereux en raison de leur puissance. La capture de ces oiseaux peut s'effectuer au filet [4].

3.1.2.°) Voies d'administration des produits :

Voie sous cutanée : Cette voie est utilisée lorsque de larges volumes de produit ou des produits irritants doivent être injectés. Les injections sous-cutanées sont effectuées dans la région interscapulaire dorsale, dans la région cervicale (attention au sac aérien cervicocéphalique) ou dans la membrane alaire. On peut aussi utiliser le pli de peau présent entre l'avant de la cuisse et la paroi abdominale [27].

La peau est très fragile, il faut injecter lentement afin de ne pas la déchirer. La résorption est lente, il existe des risques d'infections secondaires et les solutions injectées ont tendance à ressortir du fait de la texture et de la faible élasticité de la peau [53,57,145].

Voie intrapéritonéale : le risque de transpercer un sac aérien ou encore de léser un organe est assez important, cette voie est donc à proscrire si possible. Si une telle injection doit être pratiquée, on injectera au niveau de la ligne médiane de l'abdomen, en orientant l'aiguille vers la droite et caudalement afin d'éviter de léser le proventricule [4,57].

Voie intramusculaire : C'est l'une des voies les plus rapides, les plus aisées et les moins stressantes [145]. Attention, les volumes injectés ne doivent pas être trop importants (au besoin, multiplier le nombre de sites d'injections). Certains produits irritants provoquent une nécrose du muscle.

Du fait de l'existence d'un système porte rénal entre les veines des membres postérieurs et les veines mésentériques, les injections intramusculaires sont réalisées préférentiellement dans le muscle pectoral, au niveau du tiers caudal. L'aiguille est inclinée ventrocranialement à 45° et la peau est pénétrée à 5mm du plan médian représenté par la lame du bréchet [11]. Il faut éviter le plexus veineux présent entre le plan musculaire superficiel et profond. Une compression est parfois

nécessaire après l'injection afin d'éviter tout reflux du produit par le site de ponction et/ou pour contrôler un saignement [145].

Chez les oiseaux de volière et les rapaces, pour lesquels le vol est essentiel, les injections seront pratiquées dans les muscles de la cuisse [53].

Voie veineuse : c'est la voie la plus rapide, elle est donc très souvent utilisée en urgence [145]. La paroi veineuse est très fragile, il faut donc être précautionneux et on ne peut réaliser qu'une injection par site [145]. L'injection est pratiquée à la veine jugulaire droite de préférence, à la veine alaire (veine ulnaire) ou à la veine tibiale caudale (veine métatarsienne médiale).

Un volume ne dépassant pas 10mL/kg peut être injecté sur une période de 5-10 min.

La ponction veineuse pratiquée à la veine alaire entraîne souvent au retrait de l'aiguille la formation d'un hématome, parfois conséquent [6,57].

Voie osseuse : A part chez les animaux calmes et de grande taille, c'est souvent la seule voie efficace disponible pour perfuser un animal. Avec une aiguille à ponction médullaire ou une aiguille hypodermique, on cathétérise un os long : l'ulna ou le tibiotarse. L'oiseau doit être pour cela légèrement anesthésié.

Après incision de la peau, l'aiguille est insérée au niveau de l'extrémité proximale du carpe ou du tibiotarse (site d'élection chez les oiseaux pour lesquels le vol est d'une grande importance). Elle est ensuite enfoncée dans la cavité médullaire en visant l'extrémité distale par un mouvement rotatif ferme. Une radiographie de contrôle est effectuée ensuite pour vérifier la position du cathéter.

Celui-ci doit être nettoyé avec du sérum physiologique hépariné deux fois par jour. Certains os sont très fragiles et peuvent éclater lors de manipulations trop brutales [4,57]. Le trocart est sécurisé avec des points d'appui ou un bandage en 8. L'aile ou la patte est immobilisée en position physiologique de repos (contre le corps), afin d'éviter les traumatismes. Une antibiothérapie locale est mise en oeuvre [57].

3.2.°) Pharmacologie des anesthésiques chez les Oiseaux :

3.2.1.°) Physiologie des émonctoires :

Les oiseaux sont uricothéliques : ils excrètent de l'acide urique comme principal déchet du métabolisme de l'azote (60 à 80% de l'ensemble des déchets azotés) [108]. Cela permet d'excréter une quantité importante de déchets azotés dans une faible quantité d'eau [122].

Le rein est cependant composé de deux types de néphrons : des néphrons de type reptilien, sans

anses de Henlé, et des néphrons de type mammalien avec des anses de Henlé [108].

Les premiers sont plus nombreux, ils se retrouvent en périphérie du rein. Ils sont à l'origine de 90% de l'élimination des déchets azotés sous forme d'acide urique.

Les néphrons de type mammalien sont situés plus en profondeur, dans la médulla et ils permettent l'excrétion d'urée. La réabsorption de l'urée est dépendante du flux d'urine. Ce paramètre sanguin augmente donc plus précocément que l'uricémie en cas de déshydratation [123].

L'acide urique est produit par le foie et sécrété par le rein, de manière indépendante à la vitesse de filtration glomérulaire. Cependant, lorsqu'il n'y a pas assez d'urine pour évacuer l'acide urique présent dans les tubules rénaux, sa sécrétion diminue produisant une augmentation du taux sanguin d'acide urique [123]. Attention cependant, l'augmentation post-prandiale du taux sanguin d'acide urique est similaire à une augmentation pathologique de ce paramètre. Toute augmentation doit donc être réévaluée (parfois à plusieurs reprises) après une période de jeûn [108].

Chez les Oiseaux, le taux de filtration glomérulaire et l'élimination des déchets azotés sont deux fonctions bien séparées par rapport aux Mammifères. Par conséquent, en cas de déshydratation, un oiseau diminuera son taux de filtration glomérulaire pour conserver plus d'eau.

3.2.2.°) Pharmacologie des principales molécules :

Les oiseaux sont des animaux endothermes, ils régulent donc eux-mêmes leur métabolisme. Leur température corporelle étant plus élevée que celle des Mammifères, le métabolisme basal est plus important. La posologie des diverses molécules sera donc augmentée via une augmentation de la fréquence d'administration et/ou via une administration d'une quantité plus importante de produit.

On observe chez les oiseaux, comme chez les Reptiles l'existence d'un système porte rénal [56]. Le rein est approvisionné en sang par trois artères rénales : la plus craniale est issue de l'aorte et dessert le lobe cranial, les deux plus caudales sont issues de l'artère iliaque externe et irriguent les lobes médians et caudaux [108]. Mais en plus de ces artères, la veine portale rénale se comporte comme une artère fournissant du sang au rein. Ce flux sanguin est contrôlé par des valves bilatérales, situées à la jonction de l'artère iliaque externe et de la veine portale rénale. L'acétylcholine tend à fermer les valves, à l'inverse de l'adrénaline.

Les molécules à élimination urinaire injectées au niveau de la cuisse chez un animal subissant un stress quelconque ont donc toutes les chances d'être excrétées avant d'avoir atteint la

circulation générale. De la même manière, il faut être précautionneux lors d'injections de substances néphrotoxiques au niveau du tiers caudal de l'oiseau.

3.3.°) Protocoles anesthésiques :

La température corporelle des oiseaux est comprise entre 39°C et 44°C, la métabolisation et l'élimination des anesthésiques est donc plus rapide que chez les Mammifères. La posologie doit donc être adaptée en conséquence (augmentation du volume administré ou de la fréquence des administrations) [11].

La gestion de l'anesthésie s'en trouve ressentie : un oiseau peut sembler dans un état d'anesthésie proche du stade chirurgical, se réveiller brusquement puis à la suite de l'administration d'anesthésique être dans un état de détresse cardiorespiratoire nécessitant une réanimation [153].

3.3.1.°) Examen et mesures pré-anesthésiques :

Les mesures préanesthésiques ont pour objectif de détecter tout trouble fonctionnel organique qui pourrait modifier les paramètres de l'anesthésie, et d'évaluer les autres caractères pouvant influencer sur ces derniers (âge, statut physiologique,...) [5].

Chez les passériformes, le risque de surdosage est grand. Des doses thérapeutiques utilisées chez le pigeon par exemple peuvent engendrer de graves intoxications. Ces oiseaux ne boivent que 250-300mL/kg/j, la posologie des agents néphrotoxiques doit donc être adaptée en conséquence.

Une pesée des animaux au gramme près est nécessaire afin de connaître avec précision le volume d'anesthésique à administrer et d'évaluer l'embonpoint de l'animal.

Les oiseaux de petite taille sont plus sensibles à l'hypoglycémie et à l'hypothermie per et post-opératoire. Chez les animaux de moins de 250g, on évitera donc tout jeûn pré-opératoire. Ce dernier se limitera au maximum à 3-5h chez les autres oiseaux en fonction de leur taille [11,24]. Chez les jeunes psittacidés, il faut vidanger le jabot avant l'anesthésie afin d'écartier tout risque de fausse déglutition.

Chez les oiseaux ayant présenté une période d'anorexie prolongée, un gavage est effectué avant l'anesthésie afin de diminuer le risque d'hypoglycémie per-opératoire. Pour cela, les pattes et les ailes de l'animal sont tenues par un aide. De la main gauche, le cou est saisi puis tendu. On introduit une canule à bout mousse dans le bec (un ouvre bec peut être nécessaire) du côté gauche et en visant le côté droit. La canule est alors introduite jusqu'au jabot [27].

Chez les Psittacidés, on peut pratiquer une injection IM de 10 000 à 20 000 UI/kg de vitamine A afin de stimuler l'immunité et limiter le risque d'infection post-opératoire [140].

Examen préanesthésique :

L'examen préanesthésique est, chez les oiseaux, d'une très grande importance : il vise à détecter tout déficit afin de pouvoir y pallier avant la chirurgie et d'augmenter ainsi les chances de survie de l'oiseau à l'intervention chirurgicale [2].

La durée de l'examen comparée à l'urgence de la pathologie et les moyens financiers du propriétaire devraient être les seuls critères limitants [2].

L'état d'embonpoint et la musculature sont appréciés en palpant la lame du bréchet et les muscles pectoraux [27]. Un animal gras développe de larges dépôts graisseux au niveau des viscères qui diminuent sa capacité respiratoire et la fonction hépatique est alors très souvent diminuée par une infiltration ou une dégénérescence graisseuse. Ces deux facteurs augmentent le risque anesthésique [2]. A l'inverse, un animal maigre est plus susceptible d'être en hypoglycémie pendant l'anesthésie et de ne pas supporter l'intervention chirurgicale [2].

L'état d'hydratation peut être apprécié par la sécheresse des muqueuses, le pli de peau palpébral et une éventuelle enophtalmie [27,57,101]. Toute déshydratation doit être corrigée avant l'opération.

La fonction respiratoire est évaluée par le temps de retour à une fréquence respiratoire de repos après deux minutes de contention (lors de l'examen clinique par exemple) ou deux minutes de vol libre en volière. Celui-ci ne doit pas être supérieur à 3-5 minutes [2].

La présence de masses gonflant la peau signent souvent la rupture de sacs aériens.

Une palpation abdominale est effectuée et le cloaque est visualisé afin de rechercher une masse anormale ou une pathologie concomitante.

La température rectale, variant entre 40 et 44°C, ne peut être relevée que chez des oiseaux d'une certaine taille. Toute élévation de plus de 1,0°C au dessus de la moyenne pour

l'espèce considérée sera considérée comme une hyperthermie [4].

Une biochimie (acide urique, AST, ALT, LDH, phosphatases alcalines, acides biliaires), un hématocrite et un hémogramme peuvent être entrepris si le propriétaire n'est pas limité par les frais et si les informations obtenues ne le sont pas au détriment de la santé de l'animal (stress important, volume sanguin nécessaire trop important par rapport au volume sanguin disponible) [120].

Les oiseaux ayant une glycémie inférieure à 200 mg/dL doivent être supplémentés en glucose.

Si l'hématocrite est supérieur à 55-60%, une perfusion de l'oiseau est nécessaire.

Si l'hématocrite est inférieur à 20%, une transfusion sanguine s'impose. On utilisera alors préférentiellement du sang provenant d'un oiseau de la même espèce, à défaut un oiseau du même genre ou en dernier recours le sang d'une autre espèce pour laquelle le cross matching des sangs est négatif [2]. Les globules rouges issus de ce dernier type de transfusion ont une demi-vie faible : 1 jour contre 9 jours pour le sang d'un oiseau de la même espèce [2].

En attendant la chirurgie, l'animal est placé dans une pièce chauffée ($>25^{\circ}\text{C}$), au calme, à l'écart des chiens et des chats.

Concernant le contrôle de la douleur en per et post-opératoire, on peut utiliser des opioïdes. Cependant, chez les oiseaux, ce sont les récepteurs kappa qui prédominent au niveau du cerveau (ce sont principalement des récepteurs mu chez les Mammifères), des molécules telles que la butorphanol (1,0 mg/kg IM toutes les 2-4h) seront donc plus efficaces que des molécules comme la buprénorphine utilisées chez les Mammifères [27,102].

Des molécules comme la xylazine, la détomidine sont des analgésiques potentiels même s'ils possèdent un effet cardiodépresseur important.

On peut sinon administrer des AINS, pendant une période de 2-5j maximum : Carprofen (RIMADYL, 2-5mg/kg PO, 1-2x/j), Ketoprofen (KETOFEN, 2-5mg/kg IM, 1-2x/j), acide tolfénamique (TOLFEDINE, 2-4mg/kg IM, 1x/j), Flunixin méglumine (FINADYNE, 1-10mg/kg IM, 1x/j).

On peut enfin utiliser des AIS : Dexaméthasone (1-2mg/kg IV ou 2-4mg/kg IM, 1-2x/j) ou Prednisolone (2mg/kg/j PO)

Pour différentes raisons, il n'est pas toujours possible de réaliser toutes ces mesures. Dans ce cas, le risque chirurgical et anesthésique est augmenté [120].



3.3.2.°) Protocoles réalisables :

Comparés aux carnivores domestiques, les oiseaux sont plus sensibles au stress et aux frayeurs (bruits, mouvements...) qu'à la douleur sensu stricto. L'anesthésie possède donc de multiples indications dans la médecine aviaire.

La contention, la sensibilité au stress et le métabolisme varient selon les groupes zoologiques, parfois même selon les espèces. Un seul protocole n'est donc pas utilisable pour toutes les espèces d'oiseaux et celui-ci devra être adapté à chaque situation rencontrée.

La procaine et ses dérivés peuvent entraîner des troubles nerveux graves et/ou la mort. Cet anesthésique local est donc à proscrire [11] d'autant plus que la peau des oiseaux est peu sensible [27]. Par exemple 0,25mL de procaine à 2% injecté en sous-cutané tue une perruche en moins de 10 minutes [4].

3.3.2.1.°) Anesthésiques injectables :

Leur utilisation est peu fréquente chez les oiseaux.

En effet, le risque de surdosage est important et l'anesthésie irréversible. Les temps d'induction et de réveil sont longs, la réaction à l'anesthésique est variable en fonction des espèces voir des individus et le stade chirurgical est difficilement atteint sans entraîner de dépression cardiorespiratoire [111]. De plus, il existe de nombreux facteurs de variabilité ce qui rend l'obtention d'un stade d'anesthésie chirurgicale difficile [4] :

- œ l'espèce : des espèces considérées comme voisines (de même genre) peuvent réagir différemment à un même agent.
- œ l'âge : il est souvent difficile à apprécier.
- œ le poids : pour les anesthésiques liposolubles notamment, il est utile d'évaluer l'état d'engraissement.
- œ la température du milieu ambiant
- œ la voie d'administration de l'anesthésique (SC, IM, IV)
- œ le lieu d'administration : théoriquement, le devenir d'une molécule est différent selon le lieu d'injection en raison de la présence d'un système porte-rénal. Cependant, en pratique, les différences sont plutôt subtiles.

Par conséquent, il n'est pas conseillé d'utiliser de tels agents pour des oiseaux malades ou affaiblis [145] et si une anesthésie gazeuse est possible, elle sera préférée [24].

Ces agents sont surtout utilisés pour des oiseaux de grande taille pour des raisons de coût.

L'oiseau est attrapé, puis une contention efficace est effectuée pendant l'injection. L'animal est ensuite replacé dans une boîte à l'obscurité et au calme. Lorsqu'il dort, il est positionné sur la table de chirurgie [27].

3.3.2.1.1°) Prémédication :

Chez les oiseaux, il est préférable d'effectuer une prémédication dans les 5min précédant l'anesthésie proprement dite [53] même si celle-ci n'est pas nécessaire [57]. Cependant, chez certains oiseaux, celle-ci ne sera pas effectuée par manque de temps ou pour éviter un stress supplémentaire potentiellement létal [101].

L'atropine n'est pas conseillée car la fréquence cardiaque des oiseaux est déjà importante. De plus, elle provoque (ainsi que le glycopyrrolate) un épaississement des sécrétions bronchiques qui n'est pas souhaitable chez les oiseaux. Cependant certains auteurs l'utilisent à la posologie de 0,05mg/kg SC ou IM avant d'intuber un animal afin de faciliter la visualisation des voies aériennes. Cette molécule est aussi utilisée lors d'opération bradycardisantes ou lors de l'utilisation d'anesthésiques bradycardisants [101].

L'atropine est aussi utilisée selon cette posologie en association avec du métomidate (10-15mg/kg IM, HYPNODIL) par certains auteurs [53].

L'acépromazine ne produit pas d'effet appréciable même à de fortes doses [26].

Le diazépam (0,5-1,5mg/kg IM, IV) est utilisé chez les oiseaux de grande taille en prémédication. Il peut supprimer l'instinct de fuite [26] et permet de diminuer les accidents dus au transport, aux manipulations,...[4]. Cependant sa résorption est aléatoire et, chez certaines espèces, il peut induire une excitation paradoxale [101].

3.3.2.1.2°) Anesthésiques dissociatifs :

Kétamine : Utilisée seule, elle peut entraîner une dépression cardiorespiratoire (faible par rapport à d'autres molécules), une hypothermie ou encore une augmentation de la pression sanguine. La myorésolution est faible et de violents battements d'ailes peuvent survenir, notamment au réveil. Cependant, sa sécurité d'utilisation et sa facilité d'emploi en font l'anesthésique injectable le plus utilisé [5,53]. Il vaut mieux cependant l'utiliser en combinaison avec un autre agent.

La kétamine, dont l'élimination est urinaire, est contre-indiquée chez les insuffisants rénaux [24].

IM : 30-65 mg/kg pour les oiseaux de moins de 500g

20-50 mg/kg pour les oiseaux de plus de 500g.

L'induction dure entre 1 et 5 minutes, le stade chirurgical 10 à 60 minutes et le réveil quelques heures.

IV : 10-25 mg/kg pour les oiseaux de plus de 500g.

Certains auteurs utilisent même la voie SC à raison de 20-50mg/kg.

Kétamine et diazépam : La dose de kétamine est identique à celle exposée ci dessus. Le diazepam est injecté à raison de 1-2mg/kg. Les deux produits doivent être injectés séparément [24]. Cette association est moins efficace que le ZOLETIL [5].

Kétamine et pentobarbital : Le pentobarbital est injecté en premier à raison de 20mg/kg IM. Puis 10 minutes après, selon la durée de l'anesthésie recherchée, une dose de 16 (environ 20 minutes de chirurgie) à 64 mg/kg (environ 90 minutes de chirurgie) est injectée [26].

Kétamine et médétomidine : Respectivement 3-7 mg/kg et 75-150 µg/kg. L'induction dure 5 minutes, le temps opératoire 30 minutes et le réveil quelques heures. Une injection d'atipamézole permet d'antagoniser la médétomidine et diminue le temps de réveil. Cependant, celui-ci est alors plus agité. La médétomidine possède un bon effet analgésique mais aussi un effet hypotenseur, bradycardisant, et hypothermiant [24].

Kétamine et xylazine : IM. Respectivement 15-30 mg/kg et 3-10mg/kg pour les oiseaux de moins de 500g. Respectivement 15-25 mg/kg et 3-10 mg/kg pour les oiseaux de plus de 500g. L'induction dure entre 1 et 5 minutes, le temps opératoire 30 minutes et le réveil quelques heures.

La myorésolution est bonne et l'induction est douce. Le réveil est long et cette association est donc déconseillée chez les oiseaux malades. Le réveil peut être accéléré à l'aide d'atipamézole (ANTISEDAN), mais cela occasionne des réveils très agités. L'atipamézole n'est donc à utiliser qu'en cas de forte dépression cardiorespiratoire [5].

Dans certains cas, lorsqu'une forte dose a été employée, l'atipamézole devient nécessaire. Sinon, la récupération devient trop longue et l'oiseau ne pouvant toujours pas se percher, ni manger, les risques de mort par hypoglycémie et hypothermie sont importants [24].

La xylazine peut engendrer bradycardie, blocs atrioventriculaires et dépression respiratoire.

Tilétamine-zolazépam (ZOLETIL) : IM, 10-20mg/kg. L'injection intramusculaire est douloureuse. Cette association entraîne une dépression cardiorespiratoire pouvant aller jusqu'à des apnées.

3.3.2.1.3.°) Barbituriques :

Pentobarbital : 30-40 mg/kg (IM, IV). La dose anesthésique est proche de la dose létale. D'autre part, la réponse à cet agent est très variable selon l'espèce considérée voire selon les individus.

Par voie IV, la marge thérapeutique est très étroite. Par voie IM, il existe un risque de nécrose locale mais cette voie, plus sûre et plus facile, est plus courante [26].

3.3.2.1.4.°) Divers :

Propofol : IV, IM 1,33mg/kg. L'induction se fait sous la seringue, le temps opératoire dure 5-10 minutes et le réveil prend 15 minutes. Il est surtout utilisé pour l'induction lors d'anesthésies gazeuses, injecté à la faveur d'une perfusion. Sa métabolisation rapide rend cette induction plus pénible qu'une simple induction au masque [24].

Xylazine : 5-20mg/kg IM, 1-2mg/kg IV. A utiliser de préférence en association avec la kétamine. Ses antagonistes sont l'atipamézole et la yohimbine.

L'induction nécessite 5-10 minutes, le temps opératoire 15-20 minutes et le réveil complet quelques heures : c'est un réveil long.

La xylazine seule provoque une importante dépression cardiorespiratoire, des blocs

atrioventriculaires, une hypoxémie et des changements comportementaux. Son effet sédatif est, en outre, limité [24,101].

Métomidate (HYPNODIL) : 10mg/kg IM. La période de réveil est longue (6 à 12h) et ce produit provoque une hypersalivation qui ne peut pas être inhibée par l'atropine [26].

Alphaxalone et alphadalone (ALFATESINE) : 20-40 mg/kg IM ou IP, l'induction dure 5-15 minutes, le temps chirurgical 15-20 minutes et le réveil 20-30 minutes.

Par voie IV, la posologie est de 5-10mg/kg, l'induction dure 3 à 5 minutes, le temps chirurgical 15-20 minutes et le réveil 30-60 minutes. Une apnée suit souvent l'injection intraveineuse [24]. En dépit de cette apnée, la marge de sécurité est grande.

L'anesthésie est profonde, le réveil peu agité mais la durée d'action est faible [4].

EQUITHESIN : 2,0 à 2,5mL/kg par voie IM ou IV. L'induction dure 5-15 minutes, le temps chirurgical 30-90 minutes.

C'est un produit sûr mais l'induction et le réveil sont agités, il faut donc faire preuve de prudence notamment chez les rapaces [4].

3.3.2.2.°) Anesthésiques volatils :

C'est l'anesthésie de choix chez les oiseaux. La quantité d'anesthésique est facilement ajustable, de manière continue et l'anesthésie est réversible à chaque moment.

L'induction se fait le plus souvent au masque, mais elle peut se faire par voie injectable.

3.3.2.2.1.°) Système respiratoire aviaire et applications cliniques :

Le système respiratoire aviaire est complexe. L'épiglotte est absente, la trachée est longue et parfois divisée en deux par un septum médian, les anneaux trachéaux sont complets.

Les sondes trachéales utilisées chez les oiseaux ne doivent donc pas être équipées par un ballonnet (ou celui-ci ne doit jamais être gonflé) car leur trachée n'est pas élastique.

On peut donc utiliser des cathéters urinaires ou des sondes nasooesophagiennes.

On utilise généralement des ballons à usage unique de petit volume (50 à 250 mL) [27].

Intubation endotrachéale : Elle n'est pas nécessaire la plupart du temps, un simple masque étant très souvent suffisant. Cependant, elle est utile chez les oiseaux de moyenne et grande taille pour diminuer la quantité d'anesthésique utilisée et pour accélérer la réanimation.

Certains auteurs [24] préconisent même d'intuber tous les oiseaux afin de réduire les effluves plus ou moins toxiques pour le chirurgien, réduire les risques d'obstruction de la glotte par la langue et diminuer le risque de régurgitation.

La trachée est proportionnellement 4,5 fois plus volumineuse que chez les Mammifères et représente donc un espace mort important, il faut en tenir compte dans l'élaboration du circuit anesthésique.

L'intubation est relativement aisée. Un doigt est placé sous la gorge de l'animal afin de faire ressortir l'orifice glottique, très mobile. Après ouverture du bec, la sonde lubrifiée peut être introduite dans le larynx puis la trachée [27]. On progresse alors doucement jusqu'à buter contre la bifurcation trachéale, qui ne doit en aucun cas être dépassée sous peine de rendre un poumon non fonctionnel pour la durée de l'anesthésie [57]. Enfin, la sonde est fixée au bec à l'aide de sparadrap [27,145].

Chez certaines espèces d'Ansériformes comme les cygnes, la trachée se divise en deux bronches caudalement à l'orifice laryngé. Il faut donc faire attention à ne pas cathétériser une seule des deux bronches [9].

Les psittacidés possèdent une langue charnue qui peut lorsqu'ils sont en décubitus dorsal se rabattre sur la glotte et l'obstruer entraînant une dyspnée grave. Ceci peut être évité en intubant l'animal ou en attachant la langue à la mandibule inférieure à l'aide de sparadrap, papier,... [51].

Si un respirateur artificiel est employé, il sera réglé à la fréquence de 20-40 mouvements respiratoires par minute pour une pression de 10-24 cm d'eau [50].

L'extubation s'effectue lorsque l'oiseau commence à mordiller la sonde et que son réflexe de déglutition est positif.

Les poumons sont en relation avec les sacs aériens, au nombre de 8 : 1 cervical, 2 thoraciques craniaux et 2 caudaux, 1 scapulaire et 2 abdominaux. Dans cette partie de l'appareil respiratoire, il n'existe pas de système mucociliaire.

Les poumons sont immobiles, la circulation de l'air s'effectue donc grâce aux changements de volume des sacs aériens induits par les mouvements des côtes et du sternum (en direction cranioventrale). La contention ne doit donc pas empêcher ces mouvements [4]. Mais à l'inverse, pour accélérer l'induction ou le réveil, on peut réaliser une "vidange" manuelle des sacs aériens en

exerçant des pressions caudocraniales au niveau de l'abdomen. Les sacs aériens vidangés se remplissent alors du nouveau mélange gazeux [26].

A chaque cycle respiratoire, on assiste à un double échange gazeux. A l'inspiration, les sacs caudaux se remplissent d'air « frais » provenant de la trachée alors que les poumons vident leur air “pollué” vers les sacs aériens craniaux. A l'expiration, les sacs aériens craniaux expulsent leur air pollué vers la trachée alors que les sacs aériens caudaux expulsent leur air vers les poumons [27].

Comme les échanges gazeux ont lieu lors de l'expiration chez l'oiseau, il existe un décalage entre la quantité d'anesthésique inhalée et la profondeur de l'anesthésie. Ainsi, lorsqu'une forte dose d'anesthésique est inhalée, elle ne provoque une dépression cardiorespiratoire qu'au cycle respiratoire suivant [153].

Les sacs aériens s'étendent jusque dans les os pneumatisés et dans les sinus de la boîte crânienne. Le sternum et l'humérus sont toujours pneumatisés, puis selon les espèces, les vertèbres cervicales et/ou thoraciques, le synsacrum, les côtes, la scapula, le coracoïde, le fémur et/ou le pelvis peuvent l'être aussi [24].

L'existence d'un tel système respiratoire rend possible la mise en place d'un circuit gazeux unidirectionnel du sac aérien caudal jusqu'à la trachée [27].

Utilisé lors de dyspnée grave ou d'obstruction des voies respiratoires supérieures, ce circuit est réalisé par la cathétérisation du sac aérien abdominal (gauche le plus souvent). Pour cela, l'animal est placé en décubitus latéral, sur le côté droit. Le fémur est étiré vers l'arrière et l'aile repoussée vers le haut. La zone anatomique correspondante se situe en arrière de la dernière côte, au milieu du segment formé par le synsacrum et la base de la côte (ou éventuellement entre la 7e et 8e côte pour le sac aérien thoracique caudal). On incise la peau, la paroi abdominale est perforée à l'aide d'une pince hémostatique afin de visualiser le sac aérien correspondant. Un cathéter est placé dans le sac aérien et celui-ci est sécurisé à l'aide de sutures en bourse reliées à la paroi abdominale [27,57]. Cette voie nécessite cependant un débit gazeux plus important [57].

A l'inverse, à l'ouverture de la cavité abdominale, on est souvent amené à inciser un sac aérien ce qui entraîne lors d'anesthésie gazeuse une fuite dans le “circuit anesthésique”. La profondeur de l'anesthésie peut alors diminuer sensiblement et on est alors amené à fermer momentanément l'incision ou à augmenter le débit de gaz [2,3].

3.3.2.2.2.°) Anesthésiques utilisables :

Dans le cas d'une induction au gaz, celle-ci peut s'effectuer dans une enceinte close, au masque, à l'aide d'un coton imprégné placé au niveau des narines de l'oiseau ou, en cas d'obstruction des voies respiratoires supérieures, par cathétérisation du sac aérien abdominal gauche. Le relais peut s'effectuer au masque ou via une sonde endotrachéale.

On peut ainsi utiliser un tampon de coton imbibé d'anesthésique (1-2mL d'éther ou 0,1-0,2mL de méthoxyflurane ou d'halothane) que l'on déposera dans un boîte transparente avec un oiseau de petite taille ou que l'on appliquera directement au niveau des narines [4]. Le coton est retiré dès que l'oiseau cesse de se débattre et est appliqué de nouveau au besoin, de manière régulière mais brève [152].

Protoxyde d'azote : il peut être utilisé associé aux gaz anesthésiques ci-après comme potentialisateur. La posologie de ces derniers est alors réduite d'environ 50% [4]. Il est généralement utilisé avec l'oxygène dans les proportions $1/3 \text{ O}_2$ - $2/3 \text{ NO}_2$ pour l'induction puis $1/2$ - $1/2$ lors de l'entretien [53].

L'éther : il a une action prolongée (1 heure) et assez sûre. Une prémédication à l'atropine est souhaitable [53]. Il n'est quasiment plus employé car il est inflammable.

Halothane (FLUOTHANE): c'est un gaz souvent utilisé et peu coûteux. Cependant, il stimule la production de sécrétions trachéales, une dépression cardiorespiratoire importante et un effet arythmique existent (l'halothane sensibilise le coeur aux cathécolamines). Il est de plus hépatotoxique et des troubles du système nerveux central peuvent apparaître à la suite de son utilisation. Par conséquent, il ne doit pas être utilisé chez les insuffisants hépatiques, chez les individus stressés ou affaiblis [24]. Ce produit est toxique pour le chirurgien. Enfin, le réveil est plus long qu'avec l'isoflurane (mais ne dure cependant que quelques minutes).

Tous ces éléments en font un gaz peu utilisé en clinique.

L'induction est réalisée en moins de cinq minutes à une concentration de 4% mais certains auteurs recommandent une induction plus lente et plus sûre en utilisant une concentration de 3% seulement toujours avec un débit de 2-3 litres d' O_2 /min.

L'entretien s'effectue à une concentration de 2% et 0,5-1,5 litres d' O_2 /min.

Méthoxyflurane (METOFANE) : Métabolisé à raison de 50% c'est un gaz à utiliser avec une grande prudence. Son utilisation requiert un vaporisateur très précis. Il entraîne une bonne myorésolution. L'induction est de 8-10 minutes à la concentration de 3-4% du mélange en gaz pour un débit de 2-3L d'O₂ par minute. L'entretien est réalisé avec un mélange contenant 1,5-2% d'anesthésique pour un débit de dioxygène de 0,5-1L/minute [4].

Ce gaz n'est plus très utilisé du fait de la métabolisation importante par l'organisme et du temps de récupération assez long [101,145].

Isoflurane (FORENE) : C'est un anesthésique plus coûteux. C'est un agent très sûr (l'index thérapeutique est de 5,7 contre 3 pour l'halothane) et qui permet un réveil très rapide (2-8 minutes). L'anesthésie à l'isoflurane est l'anesthésie de choix chez les oiseaux, elle est préférable à toute autre [145]. La myorésolution est bonne et il n'est pas toxique car très peu métabolisé (<3%). On n'observe pas de dépression cardiorespiratoire.

L'induction est réalisée en moins de 5 minutes à une concentration 3-4% et un volume de 2-3 litres/min.

L'entretien s'effectue à une concentration de 2,5% et un volume de 2 litres d'O₂/min

	Isoflurane	Halothane	Méthoxyflurane
Coefficient de sécurité	5,7	3	3,7
Coefficient de solubilité	1,4	2,3	12
Métabolisation	0,3%	15-20%	50%
Myorésolution	Très bonne	Pauvre	Modérée à bonne
Analgésie	Bonne	Pauvre	Bonne
Effets secondaires	Aucun	Dépression respiratoire Marquée	Dépression respiratoire Marquée

Le coefficient de sécurité est défini par le rapport de la dose létale par la dose anesthésiante.

Tableau III : Comparaison de quelques caractéristiques de trois gaz anesthésiques : l'isoflurane, l'halothane et le méthoxyflurane.

Le Sévoflurane et le Desflurane, utilisés en médecine humaine peuvent aussi être utilisés mais ils sont coûteux et nécessitent une cuve spécifique [27]. Métabolisés à hauteur de 4%, l'induction est un peu plus longue qu'avec l'isoflurane mais le réveil s'effectue toujours en douceur et rapidement (jusqu'à 30% de temps en moins avant d'observer l'animal se percher) [57,162]. Les informations manquent encore sur ses possibles utilisations.

3.3.2.3.°) Surveillance de l'anesthésie :

Une fluidothérapie per-opératoire peut être effectuée. Les besoins quotidiens s'élèvent à 40-50mL/kg/j IO ou IV, ce à quoi il convient d'ajouter les déficits à compenser. La vitesse maximale d'administration est de 10mL/kg/min et les fluides doivent être chauffés avant d'être administrés. La pesée avant et après chirurgie permet d'avoir une approximation de la quantité de fluide à administrer. On peut utiliser du sang de pigeon pour une transfusion ou encore de l'oxyglobine mais ce produit est coûteux et se périme rapidement [27].

L'hémostase constitue un point critique chez les oiseaux : la perte de 4 gouttes de sang pour un canari représente environ 10% de son volume sanguin.

Pour les hémorragies en nappe, on utilisera donc de l'adrénaline 1% appliquée localement avec des cotons tiges stériles, des petites éponges hémostatiques montées sur tige, ou encore de l'alginate de calcium, du collagène ou de la thrombase [4].

Concernant les vaisseaux bien visibles, un écrasement à la pince, une cautérisation au bistouri électrique, ou un clampage suivi d'une suture au catgut ou au Vicryl seront réalisés [4].

Il est préférable de dilacérer des tissus plutôt que de les sectionner [53].

Des transfusions sanguines homologues ou hétérologues (avec du sang de pigeon) sont possibles pour les gros oiseaux [4,53].

L'animal est réchauffé au cours de l'anesthésie à l'aide de lampes infrarouges, céramiques, ou de tapis ou coussins chauffants. En effet, les Oiseaux sont des homéothermes moins efficaces que les Mammifères et lors d'anesthésie, leur système de régulation est facilement dépassé [26].

La température corporelle est contrôlée à l'aide d'un thermomètre introduit dans le cloaque, celle-ci doit être comprise entre 40 et 44°C [27]. Une diminution de la température corporelle de 8°C peut provoquer des arythmies entraînant la mort de l'animal [2,3].

Une diminution de la profondeur de l'anesthésie permet une récupération partielle d'une activité musculaire, ce qui produit une rapide augmentation de la température [2,3].

La surveillance du coeur est réalisée à l'aide d'un monitoring (une électrode au niveau de la membrane alaire G, une au niveau de la droite, et la dernière dans le pli de la cuisse), d'un stéthoscope oesophagien, ou encore d'une sonde Doppler pédiatrique. Cette surveillance est particulièrement importante lorsque l'on emploie des molécules telles que la xylazine qui peuvent

provoquer des blocs atrioventriculaires. Cependant, les fréquences cardiaques très élevées de certains oiseaux (>500 battements/min) rendent le monitoring difficile.

La fréquence cardiaque est un bon indicateur de l'analgésie et de la profondeur de l'anesthésie. L'atropine peut être utilisée afin de remédier à une bradycardie mais elle augmente la viscosité des sécrétions respiratoires.

La respiration est le meilleur indicateur de la profondeur et de la stabilité de l'anesthésie. Elle est le plus souvent surveillée visuellement, la fréquence respiratoire ne devant pas être inférieure à 25 cycles/min. Après 30-45 minutes d'anesthésie, on assiste souvent à des apnées alors que la respiration était jusque là spontanée. On peut alors passer à une ventilation à pression positive à raison d'une pression ne dépassant pas 15-20cm d'eau.

En cas d'apnées, on peut aussi réaliser une respiration artificielle manuelle en exerçant des pressions sur le thorax, le débit en oxygène pur étant réglé à 3-8 litres/minute [4].

Les psittacidés possèdent une langue charnue qui peut lorsqu'ils sont en décubitus dorsal se rabattre sur la glotte et l'obstruer entraînant une dyspnée grave [24].

En cas de difficultés cardiorespiratoires, on administre du dioxygène et du doxapram (DOPRAM) à la posologie de 7mg/kg IM [4,53]. Pour accélérer le réveil, on peut aussi réaliser une "vidange" manuelle des sacs aériens en exerçant des pressions caudocraniales répétées au niveau de l'abdomen.

Les réflexes utilisables afin de contrôler la profondeur de l'anesthésie sont les suivants :

- réflexe cornéen : sa disparition signe une anesthésie profonde, il peut être présent au stade chirurgical.
- réaction à la piqûre des cires : disparaît dès le stade chirurgical
- rétraction de la patte après pincement des doigts : diminué au stade chirurgical
- tonus du bec lors de son ouverture : disparaît dès le stade chirurgical
- réflexe périanal après piqûre ou pincement [27].

L'érection des plumes du cou est un signe d'alarme à connaître, il faut alors arrêter l'anesthésique et administrer de l'oxygène [4].

Par conséquent, au stade chirurgical, la respiration est lente, profonde et régulière, la fréquence cardiaque est lente et régulière, le réflexe cornéen est présent, le réflexe de retrait du doigt doit être légèrement présent et les réponses à la douleur et au changement de position sont absents [145].

La perception de la douleur peropératoire de l'oiseau s'effectuera au travers de petits mouvements, d'une augmentation de la fréquence respiratoire et/ou cardiaque (jusqu'à 700 bpm) [27].

Le réveil s'effectue en couveuse aviaire ou en couveuse pédiatrique afin d'éviter toute hypothermie/hypoglycémie potentiellement mortelle. Des boîtes en PVC cylindriques peuvent être utilisées pour le réveil lors d'anesthésie fixe [27]. La salle de réveil devra être placée dans l'obscurité et au calme [53].

En cas de réveil agité, on peut utiliser un sac en gîte suspendu en l'air dans lequel on place l'oiseau afin que celui-ci ne puisse pas se heurter à un quelconque obstacle [5]. ANDRE [4] utilise du sparadrap afin de plaquer les ailes et les pattes contre le corps et éviter ainsi des blessures lors du réveil.

BEYNON FORBES et LAWTON [24] recommandent d'emmitoufler l'oiseau dans une serviette, en considérant qu'il sera suffisamment réveillé lorsqu'il pourra sortir par lui-même de la serviette.

La reprise de l'alimentation peut être très rapide lors d'anesthésie à l'isoflurane (quelques minutes) ou différée de quelques heures (anesthésie fixe, à l'halothane). Dans ce dernier cas, une alimentation par gavage peut être entreprise pour diminuer les risques d'hypothermie et d'hypoglycémie [4,24].

La surveillance de l'animal ne doit pas cesser jusqu'à ce qu'il soit perché et apte à manger et boire.

Si la glycémie préopératoire de l'oiseau était faible, ce paramètre doit être recontrôlé en post-opératoire.

La douleur post-opératoire peut être évaluée par le comportement de l'oiseau : toute douleur se manifestera par un "picage" de la plaie, un balancement de l'oiseau d'une patte sur l'autre ou par une absence de repos de l'animal [2,3].

4°) Chirurgies de l'appareil reproducteur :

La chirurgie des oiseaux nécessite une technique chirurgicale plus assurée que la chirurgie des mammifères en raison de l'importance d'une très bonne hémostase, de la fragilité des tissus, de la petite taille des organes et du faible volume dans lequel il faut évoluer [2].

Chez les oiseaux de petite taille, le volume sanguin corporel total n'est que de 2-4mL. La perte d'une simple goutte de sang représente donc un volume non négligeable. Le geste chirurgical doit donc être sur et précis. L'électrochirurgie est le moyen de contrôle de l'hémostase le plus efficace même si les vaisseaux les plus gros doivent être ligaturés avant section.

Plusieurs études post-mortem ont montré la présence de lésions de l'appareil reproducteur sans que cela ait été décelé par le clinicien sur une proportion d'animaux atteignant 9% [157]. Cela montre l'importance des progrès à accomplir dans la détection et le diagnostic précoce de ces maladies et l'essor possible de ce type de chirurgie.

4.1.°) Prise en charge pré-opératoire et spécificités de la chirurgie des Oiseaux :

4.1.1.°) Préparation de l'animal et du site opératoire :

Préparation de l'animal :

La contention des ailes, des pattes et de la queue s'effectue manuellement ou à l'aide de bandes de sparadraps.

On préfère, lorsque cela est possible, une position sternale ou latérale du patient à une position dorsale. Cela limite la pression exercée par les viscères sur les sacs aériens, pression due à l'absence de diaphragme chez les Oiseaux. Cela contribue à minimiser la dépression respiratoire [2,4,57].

L'animal est placé à proximité d'un système chauffant (lampes à infra-rouges, coussins,...) afin de prévenir toute hypothermie. La tête est surélevée, formant un angle de 30-40° avec le corps [120].

Préparation du site chirurgical :

Le site chirurgical est plumé dans une direction parallèle à la pousse des plumes et à la direction des follicules. Cela est fait tout en effectuant une rotation de la plume à l'intérieur de son follicule [140]. Tout angle formé par rapport à la direction des follicules augmente le risque de déchirement de la peau [2]. Dans le cas de plaies préexistantes, on coupera juste les plumes avec un ciseau au ras de la peau afin d'éviter d'aggraver les lésions. Les jeunes plumes en croissance peuvent être à l'origine d'hémorragies.

Les plumes repoussent généralement en 1 mois ½. Bien entendu, pour les oiseaux destinés à voler, il ne faut jamais retirer les rémiges primaires indispensables au vol [4].

Le site est ensuite désinfecté à l'aide de Vétédine savon ou de chlorhexidine. Le lavage doit se limiter au site opératoire afin de prévenir une hypothermie. De même, l'alcool qui diminue la température corporelle en s'évaporant, est à proscrire [5,120,158].

Du gel soluble peut ensuite être utilisé afin d'aplanir les plumes périphériques ce qui permet de limiter la zone de plumage tout en gardant un certain confort dans l'exposition et la gestion du risque septique représenté par des plumes contaminant la plaie [2,53].

4.1.2.°) Spécificités de la chirurgie des Oiseaux :

4.1.2.1.°) Instruments et matériel :

La majeure partie des instruments sera empruntée à la chirurgie oculaire : bistouris, couteau à cataracte droit, ciseaux à iridectomie droits et courbes, pinces à iris droite striée, courbe striée et droite à dents. On utilisera aussi des pinces porte-aiguilles, des pinces de Kocher, des crochets à strabisme, des écarteurs de Castroviejo...

Les rétracteurs de paupières constituent de très bon écarteurs abdominaux.

Le bistouri électrique est un instrument indispensable dans la gestion de l'hémostase.

Les clips hémostatiques sont très utiles dans la réalisation de ligatures de manière atraumatique, tout en appliquant une tension minimale au niveau des tissus [2].

Des lunettes grossissantes avec de préférence une source lumineuse et/ou un microscope opératoire seront essentiels pour les oiseaux les plus petits [4,120].

Les tissus des oiseaux sont dans l'ensemble fragiles et de faible épaisseur. La peau est de plus sèche et non élastique, les glandes sudoripares étant pratiquement absentes.

On utilise par conséquent des instruments peu traumatisants.

4.1.2.2.°) Voies d'abord :

L'incision cutanée est effectuée en cherchant à épargner les vaisseaux sanguins. Le tissu sous-cutané est ensuite dilacéré par dissection mousse (écartement progressif de pinces de Kocher ou de ciseaux). Dans la mesure du possible, on fait de même avec les plans musculaires en recherchant les plans de clivage, et en disséquant parallèlement aux fibres [4].

En cas de laparotomie, plusieurs voies d'abord sont possibles :

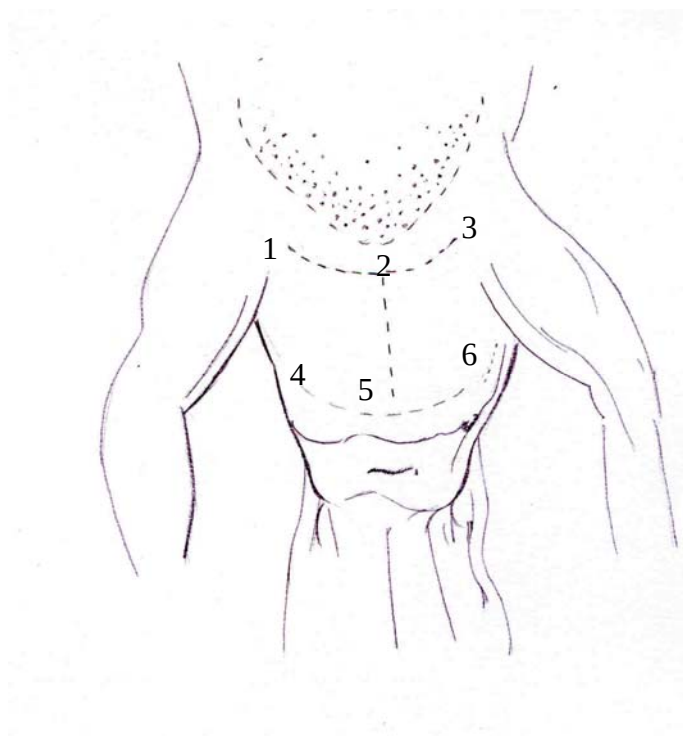
œ laparotomie médiane : l'oiseau est en décubitus dorsal, l'incision cutanée est pratiquée entre le sternum et le cloaque. Si l'exposition et/ou l'accès à la cavité coelomique est insuffisant, il est alors possible de pratiquer une incision perpendiculaire à la première au niveau de son extrémité craniale d'un ou des deux côtés de l'incision. L'incision prend alors la forme d'un Å ou d'un T. L'incision du plan musculaire doit être effectuée aux ciseaux avec précaution et le volet découpé diminuant la résistance de la paroi abdominale, il doit être le plus petit possible. Tout saignement pourra être contrôlé par forcipressure au niveau des bords de la plaie. Il faut faire attention aux organes sous-jacents qui peuvent être plaqués contre la paroi abdominale, notamment l'anse supraduodénale de l'iléon [4]. On observe alors les sacs aériens qui, s'ils n'ont pas été touchés, peuvent être refoulés par dissection mousse de part et d'autre de la plaie. L'accès à la partie craniale de la cavité abdominale est difficile par cette voie d'abord, mais à l'inverse on observe bien le cloaque jusqu'à sa partie caudale [2]. Suivant le tissu à atteindre, une incision longitudinale sera alors pratiquée dans l'un ou l'autre des sacs aériens. Attention, lors d'anesthésie gazeuse, on observe une perte d'efficacité de cette dernière lors de ce temps chirurgical. Après la chirurgie, le péritoine et le plan musculaire sont suturés en un plan par un surjet. Puis la suture cutanée est effectuée. La plaie peut être nettoyée à l'aide de pénicilline (non associée à de la procaine !!!) avant la suture cutanée [4].

œ laparotomie latérale gauche ou droite : l'animal est placé en décubitus sur le côté controlatéral. L'incision cutanée est effectuée parallèlement aux côtes dans l'avant dernier espace intercostal, dans le dernier espace intercostal ou en arrière de la dernière côte. Il est possible afin d'élargir l'accès de découper un volet costal paravertébral au niveau des 7e et 8e côtes, en prenant garde aux vaisseaux intercostaux qui doivent être ligaturés [4,57]. Les muscles intercostaux sont alors incisés au ciseau ou par dilacération des fibres musculaires. On observe alors le sac aérien thoracique postérieur qui devra être ponctionné pour donner accès aux organes sous-jacents. Le péritoine et la paroi musculaire sont suturés en un plan par un surjet, puis la suture cutanée est

réalisée [19]. L'incision semble et est effectivement assez importante mais cela est nécessaire pour une bonne exposition et un bon accès à la cavité abdominale [157].

œ laparotomie transverse : La coeliotomie transverse peut être réalisée en incisant à mi-distance du sternum et du cloaque, de manière latérolatérale. Elle permet une bonne exposition de la partie craniale de l'abdomen et même de la partie thoracique caudale. Cependant cette voie d'abord est très délabrante, elle ne permet un accès qu'à un côté de la cavité abdominale. Elle est donc peu utilisée en pratique dans la chirurgie des voies reproductrices [2,120].

œ laparotomie transabdominale : en décubitus dorsal, on incise la peau et les muscles latérolatéralement, sur un axe perpendiculaire au grand axe du corps à une distance de 2-4 mm du bord caudal du sternum (cela rend possible la fermeture de la plaie). L'incision peut s'étendre d'une aine à l'autre [2]. Cette voie d'abord n'est que très rarement utilisée pour la chirurgie des voies reproductrices et est peu utilisée en pratique [2].



1-2-3 : laparotomie transabdominale

2-5 : laparotomie médiane, l'ouverture de la cavité coelomique peut être augmentée en fonction de l'exposition recherchée en incisant selon 2-1, 2-3, 5-4 ou 5-6.

Figure 47 : Voies d'abord chez les oiseaux.

Dessin Magali BONNEAU (non publié).

4.1.2.3.°) Cicatrisation et sutures :

On distingue trois phases de cicatrisation : phase inflammatoire, phase fibroblastique, phase de remodelage. La vitesse de cicatrisation est du même ordre que chez les Mammifères. Les plaies chirurgicales ne posent donc que rarement des problèmes : la cicatrisation par première intention est de règle [37].

La peau des oiseaux est mince, sèche, moins extensible que celles des mammifères, elle contient plus de dépôts lipidiques au niveau de l'épiderme et du derme et est par conséquent plus fragile (surtout chez les jeunes) [2]. Les sutures devront donc être effectuées avec un minimum de tension. Des incisions de relâchement de part et d'autre de la plaie sont souvent nécessaires. Il est parfois nécessaire d'effectuer une dissection mousse entre la peau et les tissus sous jacents pour avoir plus d'élasticité afin de refermer la plaie [2].

Les fils utilisés devront être souples afin d'être manipulables dans un faible volume et de ne pas cisailer les tissus qui sont très fragiles. Le nombre de demi-noeuds nécessaires pour qu'un point tienne devra être faible (3-4 noeuds), un nombre plus important de demi-noeuds rend souvent le point accessible au bec de l'animal.

On utilise par conséquent des instruments peu traumatisants y compris pour les sutures (aiguilles serties de section ronde) et un fil de suture aussi fin que possible [37]. En pratique on utilise donc surtout des fils 4-0 à 6-0.

Attention cependant, si la formation de pus au contact du fil est rare, les granulomes caséeux sont eux fréquents [37].

Le polyglactine 910 (VICRYL,...) est un fil synthétique tressé résorbable. Il produit la réaction inflammatoire la plus importante (surtout chez les psittacidés et les pigeons) mais il ne nécessite que 3 demi-noeuds afin de sécuriser un point. Le matériel est totalement résorbé en 60j et il n'est pas nécessaire de réintervenir pour le retrait des sutures. Il est surtout utilisé pour les plaies non infectées.

Le polydioxanone (PDS, ETHICON) provoque la plus faible réaction inflammatoire mais ce monofilament nécessite 4 à 5 demi-noeuds. Sa résorption est complète en 120 j.

Le catgut chromé est un monofilament qui entraîne une réaction inflammatoire marquée. Sa résorption dure 120j, il nécessite 3 noeuds afin de sécuriser un point mais il ne rapproche pas bien

les tissus. Il est surtout utilisé lors de plaies infectées ou dans le cas d'organes lents à cicatriser.

Les fils en nylon ou en acier (monofilament irrésorbable) causent peu de réaction tissulaire et sont faciles à nouer. Ce sont les fils préférés de certains chirurgiens aviaires. Irrésorbables, ils obligent à une ré-intervention stressante sur l'animal afin d'éviter la formation d'hématomes ou de granulomes [37]. De plus, ils peuvent cisailer la peau.

Concernant le type de suture, la simplicité est de mise. Les surjets simples ou de matelassier (en U) permettent de diminuer le temps de la chirurgie et donc le risque anesthésique. La réalisation est en outre plus facile.

Cependant, dans les endroits accessibles au bec ou au grattage, des points simples ou des points en U doivent être réalisés [37] en veillant à couper les fils au ras des noeuds afin de limiter la préhension de ces derniers par l'oiseau.

La réalisation d'un collier élisabéthain en film radiographique ou en feuille de plastique souple peut être nécessaire pour préserver les sutures [4,53].

4.2.°) Chirurgies de l'appareil reproducteur :

4.2.1.°) Orchidectomie :

4.2.1.1.°) Indications :

Chez les paons et les coqs d'agrément, l'orchidectomie est une alternative à la chirurgie de dévocalisation. Cependant, cette chirurgie est difficile et les complications sont fréquentes.

Une technique a été décrite chez les autruches, afin de diminuer l'agressivité des mâles lors de la période de rut.

Les tumeurs testiculaires constituent une autre indication de cette chirurgie. La plupart ne sont découvertes qu'à l'autopsie. Une coeliotomie ou une endoscopie permettent de diagnostiquer cette maladie du vivant de l'animal [17]. La biopsie testiculaire [41] apporte une aide diagnostique importante.

Les symptômes évocateurs comprennent stérilité, féminisation (changement de couleur des cires, modification de la voix) en rapport avec la fonction de reproduction, les autres symptômes sont eux liés au volume occupé par la masse (augmentation du volume de l'abdomen) et à l'éventuelle compression d'autres tissus (dyspnée, boiterie par compression du nerf sciatique) [7].

Bien que rares, deux types principaux de tumeur ont été décrits. Elles peuvent toucher un ou deux testicules, bien qu'elles soient plus fréquemment unilatérales. Les métastases sont principalement hépatiques.

Les séminomes : ils induisent une masse volumineuse qui finit par comprimer les différents viscères, entraînant notamment des difficultés respiratoires. Les séminomes peuvent aussi modifier le comportement du mâle, en le rendant plus agressif... [17]. La masse tumorale semble plus friable que dans les cas de sertolinome [3].

Les sertolinomes : le volume testiculaire augmente notablement et l'état général de l'oiseau se dégrade rapidement. De plus la tumeur provoque un arrêt de la fertilité par atrophie ou disparition concomitante de l'autre testicule. L'aspect est celui d'une tumeur blanchâtre, ovoïde, de surface lisse.

On peut aussi rencontrer moins fréquemment des carcinomes de l'épididyme, des sarcomes, et des tumeurs des cellules interstitielles [7].

La chirurgie ne sera envisagée que sur des oiseaux de grande taille et dans le cas de tumeurs isolées et bien individualisées [17].

4.2.1.2.°) Technique opératoire :

La voie médiane ou latérale est utilisée lors de tumeurs. L'intervention est aléatoire sauf s'il s'agit de tumeurs bénignes bien pédiculées. L'ablation de la tumeur est réalisée, le pédicule est suturé. Puis l'incision est refermée comme décrit précédemment.

En routine, l'orchidectomie de convenance n'est pratiquée que pour de grands oiseaux qui peuvent se révéler agressifs et dangereux lors de l'activité sexuelle. BENNET et HARRISON [22] décrivent une technique utilisée chez les autruches. Une incision est effectuée dans la fosse paralombaire, les muscles sont disséqués selon le sens des fibres. Une main est introduite dans la cavité abdominale, le testicule est recherché à la main puis individualisé. Il est ensuite tourné sur lui même jusqu'à ce que ses attaches ligamentaires cèdent. Cette chirurgie doit se pratiquer au début de la saison de reproduction afin que les testicules soient aisément identifiables et que le pédicule vasculaire ne soit

pas trop développé.

Pour les autres espèces, l'opération consiste essentiellement à isoler le testicule de ses attaches vasculaires. La pose de clips hémostatiques est plus aisée chez le mâle que chez la femelle ce qui rend la stérilisation moins risquée chez le mâle.

L'abord peut être transabdominal ce qui permet l'accès aux deux testicules mais cette voie d'abord est très délabrante chez les psittacidés [3].

Altmann décrit une orchidectomie par radiocautérisation de l'ensemble du tissu testiculaire. Cependant, cette technique ne semble efficace que chez les immatures, les adultes régénérant le tissu testiculaire de manière rapide.

4.2.2.°) Biopsie testiculaire sous endoscopie :

4.2.2.1.°) Indications :

Elle est principalement réalisée lorsqu'une pathologie affectant le testicule (orchite bactérienne...) est recherchée ou lorsqu'un diagnostic d'infertilité est demandé [42]. La latéralité du site d'incision importe peu. En général, seul le testicule gauche est inspecté et biopsié sauf si un autre examen révèle la nécessité d'examiner les deux testicules.

4.2.2.2.°) Technique opératoire :

Les ailes sont étendues dorsalement, le postérieur droit est étendu caudalement alors que le postérieur gauche est fléchi cranialement. Le site d'entrée est alors localisé caudalement au fémur, à la rencontre entre le semi-membraneux et la dernière côte. L'endoscope est introduit dans la cavité abdominale après dissection mousse des muscles abdominaux. Le testicule est alors visualisé. Puis la biopsie est réalisée à l'aide d'une pince à biopsie introduite dans l'endoscope. Il faut pour cela déchirer le mésorchium entourant le testicule à l'aide de la pince, sinon la tension à exercer pour réaliser la biopsie pourrait être trop importante et se révéler délabrante pour les vaisseaux sanguins testiculaires. De même, pendant la biopsie, il est préférable de bloquer le testicule contre la paroi avec l'endoscope pour ne pas exercer de tension sur les ligaments du testicule : cela pourrait léser les vaisseaux sanguins. En l'absence de lésion visible, le site de biopsie préférentiel est situé dans la portion craniale ventrale, vers le milieu du testicule : cela diminue le risque de lésions de

l'épididyme et des canaux déférents.

Une biopsie du testicule droit peut même être réalisée par un abord gauche si l'on dissèque la membrane du sac aérien, le mésentère dorsal et le feuillet viscéral du péritoine. Il faut cependant faire très attention aux nombreux vaisseaux présents dans la zone : l'aorte, l'artère craniale mésentérique, la veine cave caudale, la veine porte hépatique et les vaisseaux testiculaires. La cicatrice peut être visible anatomiquement si le testicule est de petite taille (petit oiseau ou/et testicules atrophiés) sans que cela n'induisse pour autant de modifications de la fonction reproductrice. Le moment optimal pour la biopsie testiculaire se situe à la fin de la saison de reproduction [42].

4.2.3.°) Amputation du phallus :

4.2.3.1.°) Indications :

Les indications de cette pathologie sont peu fréquentes car peu d'espèces aviaires possèdent un phallus. L'indication principale est un prolapsus du phallus avec complications. Cette pathologie ne se rencontre que chez les espèces possédant un phallus de taille importante.

Les causes principales de prolapsus incluent un traumatisme, une infection ou des changements climatiques. Si les tissus ne sont plus viables, l'amputation du phallus est nécessaire.

4.2.3.2.°) Technique opératoire :

Les tissus sont dans un premier temps lavés puis désinfectés après avoir été longuement examinés.

Une ou plusieurs ligatures sont effectuées en partie saine, le plus distalement possible. Le phallus est alors excisé.

Après l'amputation, toute reproduction est impossible [3].

4.2.4.°) Ovariectomie :

4.2.4.1.°) Indications :

L'ovarite, due à une tumeur, des bactéries (salmonelles) ou une congestion des follicules est la principale indication de l'ovariectomie.

Les tumeurs ovariennes sont plus fréquentes chez les perruches que chez les autres psittacidés. Elles

peuvent entraîner apathie, perte de poids, dilatation abdominale, ascite et/ou péritonite, régurgitations et parfois une masculinisation. Elles peuvent occuper une grande partie de la cavité abdominale et comprimer les nerfs cheminant à travers le rein gauche provoquant une parésie du postérieur gauche [3,30]. Un cas d'hyperostose et de métaplasie osseuse a été rapporté [35].

Le diagnostic est souvent effectué par endoscopie.

La chirurgie, seul traitement, n'a qu'un pronostic réservé [17]. Les saignements per-opératoires sont en général importants et il est parfois impossible d'exciser la totalité du tissu tumoral [30].

Les tumeurs sont généralement situées au niveau de la granulosa et comprennent sarcomes, dysgerminomes, arrhénoblastomes, adénocarcinomes (rares) et mélanomes [4,7,34]. Des léiomyomes ou des léiomyosarcomes ont aussi été décrits [3].

Les kystes ovariens, plus fréquents chez les perruches notamment chez les perruches ondulées, se rencontrent aussi chez les canaris et les faisans. Les kystes, très certainement la cause d'un trouble endocrinien, provoquent une distension abdominale et parfois une hyperostose visible à la radiographie. On observe alors sur cette dernière une augmentation hétérogène de la densité osseuse associée à une masse de densité liquidienne dans la région de l'ovaire [34]. L'un des traitements est l'ovariectomie, on peut aussi tenter une hormonothérapie ou aspirer le contenu du kyste à travers l'abdomen, lors d'une endoscopie,...

Cette opération est très délicate et si c'est possible, on pratiquera une hormonothérapie afin de diminuer la taille de l'ovaire et permettre une meilleure visualisation per-opératoire des structures vasculaires [22].

La dernière indication est l'ovariectomie de convenance. Altman décrit une technique efficace chez les immatures et moins risquée que la ligature des vaisseaux. Cependant, à l'heure actuelle, la salpingohystérectomie de convenance lui est préférée.

4.2.4.2.°) Technique opératoire :

La voie médiane ou latérale est utilisée lors de kystes ou de tumeurs des ovaires. L'intervention est aléatoire sauf s'il s'agit de tumeurs bénignes bien pédiculées. Dans ce cas, l'ablation de la tumeur est réalisée, le pédicule est suturé, puis l'incision est refermée comme décrit précédemment.

Dans les autres cas, un clip hémostatique est placé, pour partie en aveugle, sous l'ovaire et

dans une direction caudocraniale. Il faut veiller à ne pas léser l'aorte et les nerfs adjacents. Chez les oiseaux de taille plus importante, il peut être nécessaire de placer un clip hémostatique cranialement et un autre caudalement [3].

Pour l'ovariectomie de convenance, Altmann utilise l'électrocautérisation afin de détruire le tissu ovarien et de le remplacer par un tissu cicatriciel [3,134]. Dans ce cas, il faut faire attention à ne pas léser les glandes surrénales présentes au niveau du pôle antérieur de l'ovaire. Cette technique ne semble efficace que chez les femelles immatures. Les femelles présentant une activité folliculaire ovarienne régénèrent le tissu ovarien, permettant la poursuite de l'activité sexuelle et l'ovulation [124]. Un saignement per ou post-opératoire est souvent rencontré [22].

4.2.5.°) Césarienne :

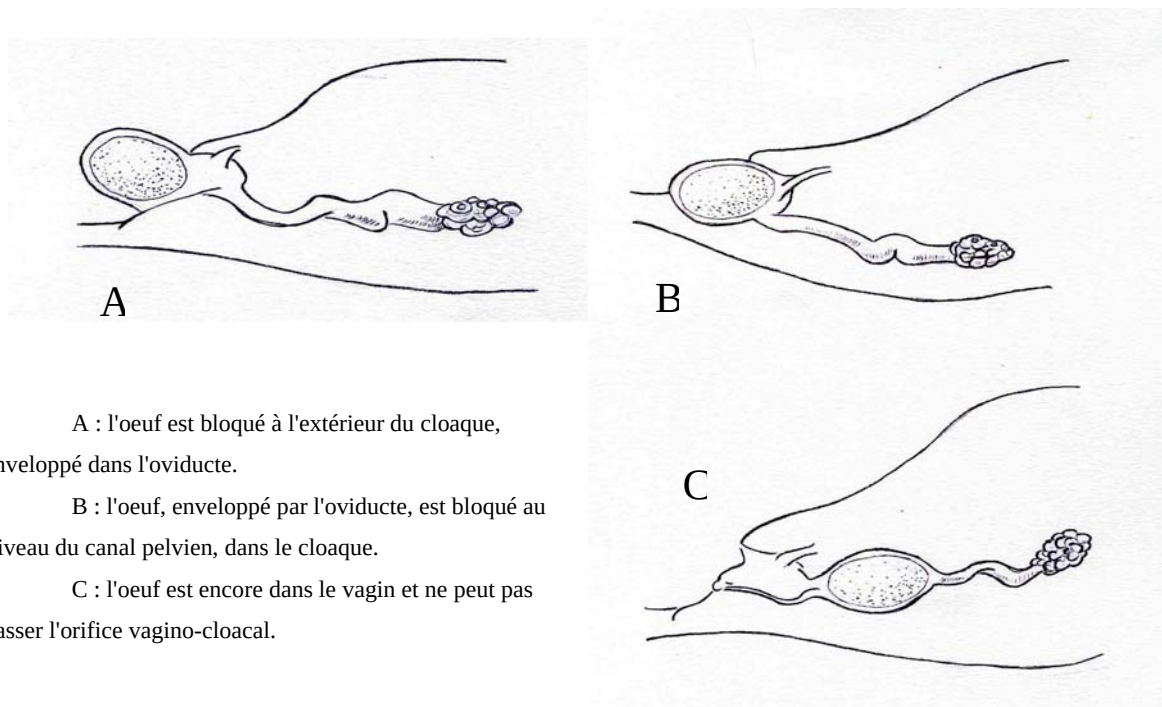
Chez les oiseaux, les problèmes d'obstétrique sont assez communs et nécessitent très souvent une intervention chirurgicale [143].

De plus, à l'inverse de ce qui se passe chez les Mammifères, chez de nombreuses espèces d'oiseaux, surtout les oiseaux de petite taille tels que les perruches et les inséparables, un mauvais état général n'inhibe pas la formation de l'œuf. Ceci est sans doute à mettre en relation avec le fait que, dans ces espèces, le mâle peut élever les jeunes tout seul [143].

4.2.5.1.°) Indications :

Comme pour les Reptiles, la rétention d'œuf est un trouble majeur chez les Oiseaux notamment les passériformes et les psittacidés [8]. La rétention d'œuf peut être définie comme la persistance de l'œuf dans les voies génitales au-delà du temps normal de passage le long de l'oviducte [3].

Ce trouble peut avoir de nombreuses étiologies : carences alimentaires (calcium, protéines, vitamine A, E, sélénium,...), déséquilibre hormonal (kystes ovariens), obésité, épuisement de la femelle suite à une ponte excessive, atonie, salpingite, torsion de l'oviducte, cloacite, papillomatose, œuf à coquille molle (œuf hardé lié à une carence alimentaire ou à un trouble des glandes sécrétrices) ou anormale, stress, hypo- et hyperthermie, première ponte ou oiseau âgé, compression de l'oviducte par des masses externes (tumeurs...), erreur d'élevage (hygrométrie ou luminosité insuffisante), prédisposition génétique, persistance de l'oviducte droit...[3,7,8,9,22,30,57,143,145].



A : l'oeuf est bloqué à l'extérieur du cloaque, enveloppé dans l'oviducte.

B : l'oeuf, enveloppé par l'oviducte, est bloqué au niveau du canal pelvien, dans le cloaque.

C : l'oeuf est encore dans le vagin et ne peut pas passer l'orifice vagino-cloacal.

Figure 48 : La rétention d'oeuf chez les Oiseaux.

Dessin Magali BONNEAU (non publié).

L'oeuf peut être retenu à plusieurs niveaux : il peut être inclus dans l'oviducte qui peut être ou non prolapsé, ou il peut être au niveau du vagin bien à l'intérieur de la cavité abdominale [3].

L'anamnèse fait parfois état d'une ponte dans les jours précédents [36]. L'animal est alors fatigué, souvent couché sur le sol avec un abdomen dilaté, un plumage gonflé, les yeux mi-clos. Le cloaque peut être souillé par un mucus plus ou moins sanguinolent. La queue effectue des battements au même rythme que l'animal respire du fait de la compression des sacs aériens par l'oeuf (l'animal recherche une meilleure efficacité respiratoire), l'oiseau est en dyspnée et en tachypnée. La compression par l'oeuf du nerf sciatique peut provoquer une boiterie, la compression des reins ou de vaisseaux peut induire un état de choc plus ou moins grave, la mort pouvant alors intervenir en quelques heures [3,7,8,22,30,57,143,145,157]. Chez les canaris, la femelle prend souvent une attitude de pingouin, ailes et corps dressés, les pattes écartées [4,7,145].

Le rythme de ponte est généralement d'un oeuf par 24 heures chez les passériformes pour un oeuf tous les deux jours chez les psittacidés, le nombre total variant de deux à six oeufs dans ces deux groupes [139].

Le diagnostic est permis par une palpation transabdominale, une radiographie (attention cependant

dans ce cas aux oeufs hardés qui sont plus radiotransparents) ou une échographie. La palpation est cependant risquée puisqu'on peut provoquer une rupture de l'oviducte [57].

Le pronostic dépend de l'état général de l'animal, il est sombre dans le cas d'un animal choqué (la mort peut intervenir en quelques heures en l'absence de traitement du fait de la compression des vaisseaux et/ou des viscères) mais il est bon si l'affection est rapidement traitée. En cas de rupture de l'oviducte et de ponte intraabdominale, le pronostic est très sombre [4,7]. Il est préférable d'effectuer une biochimie et un comptage total des cellules afin d'évaluer l'état du patient [30].

Chez les psittacidés, les récurrences sont fréquentes [7,8].

L'opération est envisagée en première intention pour préserver à tout prix l'oiseau ou en l'absence de résultat 2-3 heures après la réalisation du traitement médical qui nécessite d'avoir écarté toute possibilité de dystocie obstructive notamment due à une torsion de l'utérus (traitement du choc par fluidothérapie et AIS, antibiothérapie, injections de calcium et d'ocytocine, applications d'huile au niveau du cloaque, PGE2 sous forme de gel -PREPIDIL- déposé au niveau du sphincter utérovaginal, ou administré en injections -DINOPROST- 0,02-0,2mg/kg., [de massages abdominaux, et de l'ovocentèse (attention la coquille de l'oeuf est dure et la paroi utérine se déchire facilement, il faut veiller à briser la coquille latéro-latéralement afin de ne pas léser les reins)] [9,145].

L'injection de PGF2a ne relaxe pas le sphincter utérovaginal et peut provoquer d'autre part une bronchoconstriction, une hypertension et une contraction des muscles lisses [30].

Déposer l'animal au dessus d'une source de chaleur humide peut favoriser l'expulsion de l'oeuf [139].

L'oeuf doit être plutôt expulsé qu'extraît, car toute traction risque de briser la coquille et peut entraîner une rupture de l'oviducte, l'anneau cloacal étant plus solide que l'oviducte [137].

Si l'état général de l'animal est encore bon, si la chirurgie est refusée par le propriétaire et que l'œuf n'est pas visible par le cloaque, on peut procéder à une ovocentèse "à l'aveugle" au travers de la paroi abdominale. En règle générale, la coquille se collabe rapidement et est éliminée en 2-3j sous couverture antibiotique. Cependant, le risque de transpercer une anse intestinale ou un autre organe n'est pas négligeable [8].

Une anesthésie générale permet souvent de lever le spasme retenant l'œuf, ce qui permet sa progression par taxis manuel délicat [4].

En cas de torsion de l'oviducte ou de dystocie obstructive, seule la chirurgie est envisageable

[6]. Si la torsion est réductible une hystérotomie est pratiquée, dans le cas contraire ou pour éviter toute récurrence, une hystérectomie sera pratiquée [7].

Altman conseille d'hystérectomiser toutes les femelles présentant une rétention d'œufs qui ne sont pas destinées à la reproduction [3].

Une hystérotomie peut être pratiquée ou si les récurrences sont nombreuses, on peut avoir recours à l'hystérectomie en laissant les ovaires en place [53].

Les complications de cette opération peuvent être nombreuses : péritonite due au jaune d'œuf, paralysie des nerfs ischiatiques, oviducte lacéré voir rupture de l'oviducte, paralysie cloacale, salpingite ascendante ou hernie abdominale [157].

4.2.5.2.°) Technique opératoire :

Après une incision cutanée médiane, la paroi musculaire est ponctionnée puis incisée toujours selon la ligne médiane. L'oviducte large et distendu est alors aisément visualisé. On essaie avec précaution de faire progresser l'œuf dans la salpynx par taxis manuel.

En cas d'échec, on procède à l'hystérotomie en incisant l'oviducte en regard de l'œuf, longitudinalement. L'œuf est extériorisé. Le salpynx et la paroi abdominale sont ensuite suturés par un surjet non perforant au VICRYL 4/0 (ou de diamètre inférieur) selon la taille de l'oiseau [8,139]. Les plans musculaires et cutanés sont suturés en un ou deux plan(s) selon la taille de l'oiseau.

Si le conduit est nécrosé ou très abîmé, une salpingectomie sera réalisée (voir ci-après) [4].

Une hormonothérapie (acétate de leuprolide, médroxyprogestérone, hCG) sera pratiquée afin d'empêcher toute nouvelle ponte lors de la cicatrisation de l'oviducte [36,139]. Dans le cas contraire, le risque de rétention d'œuf suite à une nouvelle ponte peut être important dans le cas de pontes chroniques notamment.

4.2.6.°) Salpingectomie ou salpingohystérectomie :

Tous les auteurs n'utilisent pas le même terme pour cette opération. Étant donné que l'utérus et l'oviducte sont retirés, le terme salpingohystérectomie est plus approprié bien que moins employé sans doute par facilité.

4.2.6.1.°) Indications :

C'est sans doute l'une des interventions sur les voies reproductrices les plus fréquentes chez les oiseaux [120]. Cette intervention devient de plus en plus courante en médecine aviaire grâce aux progrès réalisés en procédures diagnostiques (endoscopie, biochimie, NFS...) [155]. La fréquence relativement élevée de cette opération s'explique aussi par le risque vital encouru par les oiseaux lors de pathologie de l'appareil reproducteur femelle.

La quasi totalité des indications est relative à une pathologie :

- le prolapsus de l'oviducte. Le prolapsus fait généralement suite à la ponte ou survient lorsqu'il lorsqu'il y a un oeuf à expulser. L'oviducte s'évagine dans sa partie postérieure afin de déposer l'oeuf à l'extérieur mais dans le cas du prolapsus, pour une raison quelconque (manque de tonicité musculaire, carences alimentaires, obésité, efforts prolongés lors de la ponte dus à un œuf anormal, morphologie anormale du cloaque, pontes trop rapprochées, papillomatose), il ne réintègre pas sa position physiologique [3,7,17,30,57,143].

On observe alors une tuméfaction rougeâtre présentant souvent des lésions ulcéronécrotiques au niveau du cloaque. Il faut bien faire la différence avec un prolapsus du cloaque [7,9].

Cette pathologie est fréquente chez les canaris, et dans tous les cas, les récurrences sont nombreuses [17,57].

Dans le cas où les tissus prolapsés ne sont pas viables, on pratique une salpingectomie. Dans le cas contraire, on irrigue les tissus avec du sérum physiologique salé isotonique et frais, puis on applique une crème anti-inflammatoire et antibiotique avant de réintroduire les tissus prolapsés et de réaliser une suture en bourse, laissée en place 24h [3,4,17,30]. Dans tous les cas, une injection d'ocytocine ou de PGF2a peut permettre de réduire la taille de l'utérus et de limiter une éventuelle hémorragie [7].

On peut enfin réaliser une pexie cloacale intraabdominale lorsque les ligaments sont très endommagés [4].

Lorsque qu'un prolapsus de l'oviducte est concomitant à un prolapsus du cloaque, les ligaments et les attaches de l'utérus sont fortement endommagées. Remettre l'utérus en position physiologique est alors vain, et il est nécessaire de pratiquer une salpingectomie [143].

- salpingites et métrites : elles peuvent être induites par des infections de voisinage (aérosacculite ou pneumonie du fait de l'absence de diaphragme, hépatite), des infections ascendantes, un parasitisme intense ou être liées à des tumeurs, des calculs.... [30,53]. Elles provoquent adynamie, perte de poids, abdomen gonflé (surtout à gauche), dyspnée, entérite ou constipation, polydipsie et parfois péritonite et ascite. On observe des œufs sans coquille ne pouvant être évacués ou encore des masses informes correspondant à la réunion de plusieurs jaunes non expulsés [53].

Les bactéries les plus fréquemment rencontrées sont *E. Coli*, *Mycoplasma*, *Salmonella*, *Pasteurella*, et *Streptococcus*. Chez les espèces nichant en groupe, on peut de plus rencontrer des espèces telles que *Pseudomonas aeruginosa*, *Proteus mirabilis* ou encore *Proteus vulgaris* qui sont des bactéries gramm négatif [3,30].

Le diagnostic s'effectue par radiographie, échographie ou endoscopie, le pronostic est plutôt sombre [31].

Une antibiothérapie massive à base de terramycine (50-80mg/kg pendant 10-15j) ou d'enrofloxacin (10mg/kg, 2x/j, pendant 15j) peut être entreprise mais les salpingites et les métrites nécessitent souvent le recours au traitement chirurgical [17].

- les tumeurs de l'oviducte : adénomes, adénocarcinomes et léiomyosarcomes nécessitent le recours à la salpingectomie [7].

- la ponte chronique : plus fréquente chez les perruches calopsittes, les perruches ondulées, les inséparables et dans une moindre mesure les perroquets, elle aboutit à un épuisement progressif de l'oiseau, qui ne cesse de pondre (dans le nid, les mangeoires ou au sol). Les facteurs prédisposants comprennent un déficit génétique intervenant dans la balance hormonal et empêchant l'arrêt de la ponte, une imprégnation par l'homme excessive, ou encore une photopériode inappropriée [3,30,143]. Le fait de retirer les oeufs produits avant que la période de ponte soit terminée accentue le problème [143].

Le diagnostic résulte de l'anamnèse : certains oiseaux ne cessent de pondre pendant plusieurs semaines à plusieurs mois. Des troubles endocriniens sont très certainement en cause. On a observé que ces troubles étaient plus fréquents chez des oiseaux élevés assez jeunes à la main par des hommes. La salpingectomie constitue alors une solution efficace et définitive [7], le traitement médical comprenant une hormonothérapie associée à une thérapie comportementale si besoin [3,124]. Cependant ces traitements sont contraignants (injection de leuprolide acétate tous les 18j) ou risqués (les effets secondaires de l'acétate de médroxyprogestérone sont nombreux).

Il semble préférable de réaliser une hormonothérapie (acétate de leuprolide) avant l'intervention afin

de diminuer la taille de l'oviducte et d'améliorer l'état général du patient ce qui favorise la réussite de la chirurgie [29,30].

En l'absence de traitement, le risque de rétention d'œuf, d'ostéoporose, d'hypocalcémie ou de malnutrition est accru [3,29,124].

- l'impaction de l'oviducte : elle est souvent la conséquence d'une rétention d'œuf, d'une salpingite, d'une métrite. Dans les stades les plus avancés, une distension abdominale peut être notée. Le signe le plus précoce est l'arrêt de la ponte malgré la conjonction de conditions favorables à la reproduction. La cachexie et/ou un mauvais état général viennent ensuite. L'impaction de l'oviducte conduit souvent à une péritonite liée au déversement du jaune de l'œuf dans la cavité abdominale. Le jaune d'œuf est un très bon milieu de culture pour les bactéries (E.coli notamment), une péritonite septique est donc souvent présente [45].

- les kystes ovariens : fréquents chez les perruches et les canaris, ils sont souvent à l'origine d'adénocarcinomes de l'oviducte [53]. Une salpingectomie s'impose alors.

- ponte intraabdominale : elle fait suite à une rupture de l'oviducte, à une rupture du follicule ovarien liée à un traumatisme externe par exemple, à un non recouvrement du follicule par le pavillon au moment de la ponte, au rétropéristaltisme salpingien ou lors de stress. Une salpingectomie doit être envisagée pour éviter d'éventuelles récurrences (souvent diagnostiquée tardivement, l'oiseau ne peut plus alors être sauvé) [57].

- les récurrences fréquentes de rétention d'œuf ou "mal de ponte" : une salpingectomie est alors préférée à la salpingotomie [53].

- l'hyperplasie kystique de l'oviducte : Fréquente chez les perruches ondulées. Cette pathologie entraîne la formation d'ampoules au niveau de l'oviducte contenant une sécrétion épaisse plus ou moins blanchâtre à brunâtre. Ces kystes ne cessent d'augmenter de volume. Parfois, on y découvre des corpuscules granuleux. Ces kystes semblent être le plus souvent secondaires à une tumeur ou à un trouble endocrinien, les kystes primaires sont rares [4,57]. La physiopathologie de cette affection est encore mal connue.

On observe parfois une dilatation kystique d'un salpynx droit vestigial.

La rupture de ces kystes est à l'origine d'une péritonite mortelle.

Le pronostic est mauvais mais une salpingectomie ou un traitement hormonal à base de testostérone

(6-8mg/kg IM) peuvent être tentés [7,9]. BELLANGEON [17] recommande la chirurgie ou un traitement à base d'anti-inflammatoires et d'antibiotiques.

Cette intervention en situation d'urgence n'est en aucun cas une intervention de convenance, c'est une procédure à haut risque compte-tenu de la riche vascularisation de la zone considérée [99]. Contrairement à ce que l'on observe chez les Reptiles, il n'est pas nécessaire de retirer l'ovaire ipsilatéral pour éviter toute ponte intraabdominale. Cela semble résulter d'une boucle hormonale avec rétrocontrôle présente entre les ovaires et l'oviducte [99]. Le mécanisme n'a pas été pour l'instant élucidé. Altmann [3] rapporte tout de même l'existence de plusieurs cas de péritonite faisant suite à une ponte intraabdominale chez des oiseaux hystérectomisés.

Etant donné la relative fréquence des indications de la salpingectomie, Pye et al [129] recommandent la salpingectomie de convenance (sous endoscopie) chez les perruches qui ne sont pas destinées à la reproduction. En effet, ces oiseaux font très fréquemment l'objet de rétention d'œuf, de pontes excessives ou d'autres problèmes de reproduction. De plus, lorsque l'opération est pratiquée sous endoscopie par un chirurgien expérimenté, elle semble assez sûre, plus simple et moins invasive qu'une coeliotomie [129]. A l'heure actuelle cependant, les conséquences à long terme pour l'oiseau ne sont pas bien connues.

Cette technique présente l'avantage de ne pas nécessiter de ligatures des vaisseaux. Pour autant, le saignement a été négligeable dans les 14 cas rapportés, les vaisseaux sanguins n'étant que peu développés lorsque les oiseaux sont immatures (ils étaient peu visibles à l'endoscopie) [129]. Enfin, l'opération est réalisée sans pathologie concomitante alors que la salpingectomie curative est souvent pratiquée dans une situation d'urgence, avec un pronostic réservé [130]. Cependant, elle nécessite la présence de deux vétérinaires habitués à la chirurgie sous endoscopie.

Le cycle et le comportement sexuel ainsi que la croissance folliculaire sont maintenus mais l'ovulation est supprimée.

La raison pour laquelle chez certains oiseaux des pontes intraabdominales subsistent est inconnue [129].

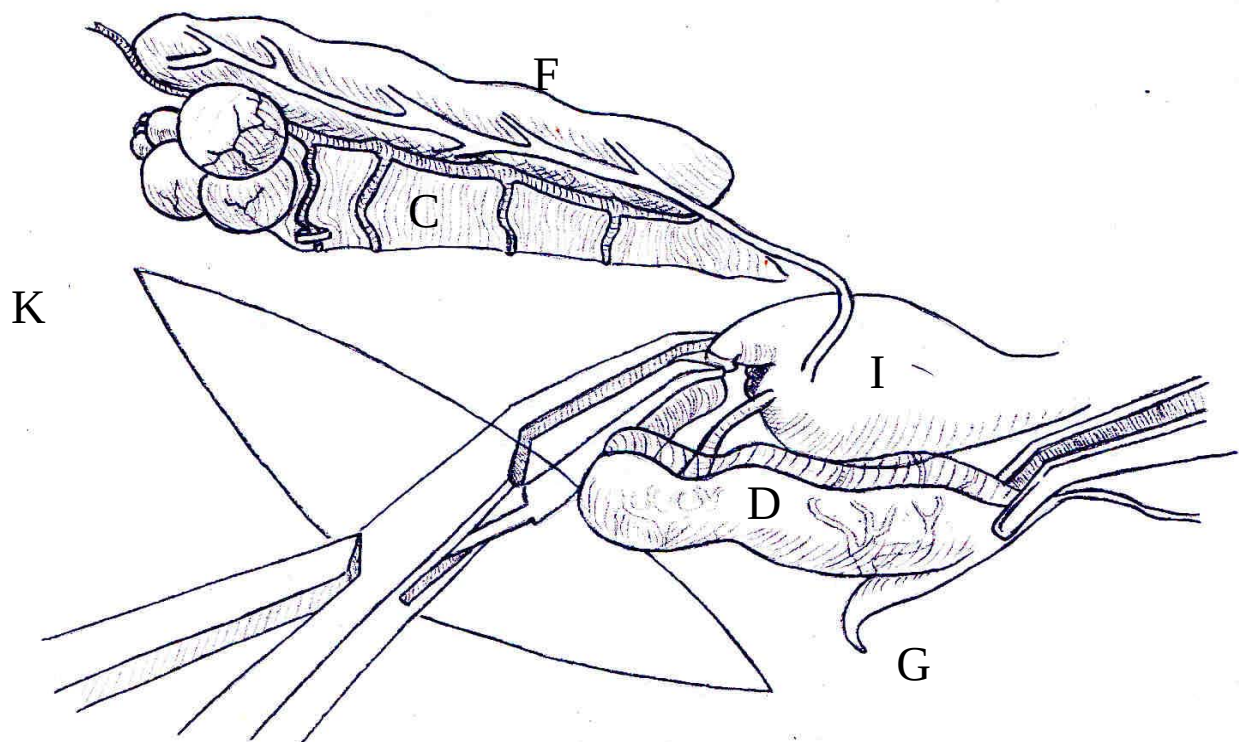
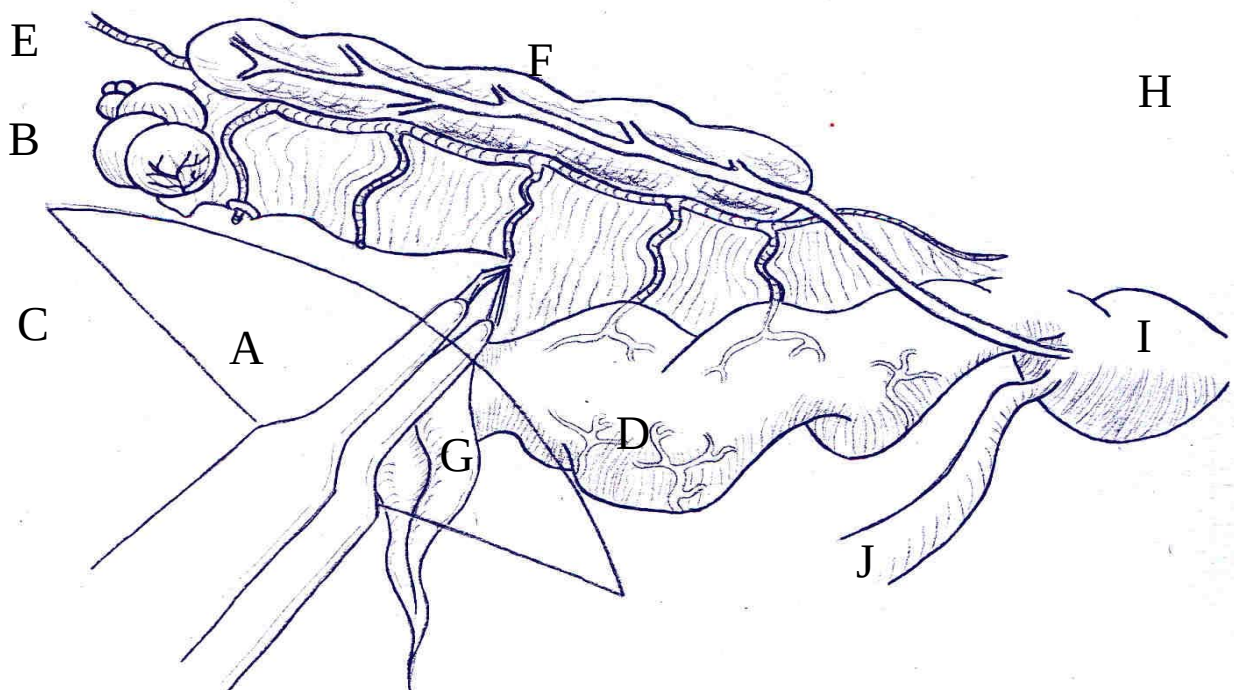
La moyenne d'âge des oiseaux ayant subi la salpingectomie de convenance était de 5,8 mois [129].

4.2.6.2.°) Technique opératoire :

La coeliotomie latérale gauche est la voie d'abord la plus utilisée car elle permet de visualiser l'ensemble de l'appareil reproducteur. Elle peut nécessiter la section des deux dernières côtes. Après traction ventrolatérale du proventricule, l'ovaire gauche est visualisé. L'oviducte est alors individualisé en l'isolant de la veine cave postérieure avec précaution (celle-ci doit donc être identifiée et épargnée). Toute lésion de cette dernière est de mauvais pronostic pour l'animal. L'infundibulum est soulevé et le ligament ventral, avasculaire, est alors identifié puis disséqué avec précaution. Le ligament ventral est à l'origine des circonvolutions de l'utérus et sa section libère ces derniers de toute tension, permettant une manipulation plus aisée de ces tissus [22]. Une hémostase soignée est effectuée en cautérisant notamment la branche de l'artère ovarienne présente au niveau de l'infundibulum, dans le ligament dorsal [157]. Si ce vaisseau est malencontreusement lâché par le chirurgien, il se rétracte caudalement à l'ovaire dans une partie peu facile d'accès pour le chirurgien, tout en continuant à saigner. La seule option est alors d'appliquer une éponge de gélatine absorbante près de l'ovaire [22]. L'uretère, dans sa partie précloacale, est isolé et écarté afin de le préserver, puis on dissèque le ligament suspenseur dorsal salpingien. L'utérus est ensuite ligaturé à sa jonction avec le vagin à l'aide d'une ou deux agrafes hémostatiques, près du cloaque mais surtout caudalement à la glande coquillière [7,8,17,134,139]. Pour cela, un coton peut être introduit au niveau du cloaque ce qui facilite la visualisation des limites du cloaque [157]. Si le vagin est lésé, il est possible d'effectuer les ligatures au niveau du cloaque en veillant toutefois à ne pas endommager les uretères. Lors des sutures, seule une faible tension doit être apposée aux tissus étant donné leur extrême fragilité.

L'utérus peut aussi être ligaturé en masse, ce qui est préférable à la réalisation d'une suture en bourse [10]. Il faut faire attention lors de ces manipulations à ne pas inclure l'uretère dans les sutures.

Un autre abord peut être utilisé : il s'agit de la voie ventrale médiane [99]. Elle permet une large exposition de la cavité abdominale et notamment de l'ensemble de l'appareil reproducteur, ce qui est très utile en cas de rétention d'oeuf [155]. Elle ne nécessite pas de fracture de côte et est donc moins douloureuse en post-opératoire. De plus, les sutures sont plus aisées et plus rapides à effectuer. Cependant, pour les espèces les plus petites, en l'absence d'œuf ou d'activité sexuelle récente permettant de bien visualiser l'oviducte, le premier abord sera préféré. L'incision cutanée est pratiquée à l'aide d'une électrode bipolaire entre le sternum et l'espace interpubien,. Puis la ligne blanche est incisée selon l'exposition souhaitée [120].



A : incision cutanée et musculaire B : ovaire C : ligament suspenseur de l'ovaire D : oviducte E : aorte F : rein
G : infundibulum H : urètre I : cloaque J : rectum K : clip vasculaire entourant une artère ovarienne.

Figure 49 : Salpingectomie.

Dessin Magali BONNEAU (non publié).

Un dernier abord permet une exposition encore plus importante de l'appareil reproducteur et n'est utilisé que lors de rétentions d'oeufs. C'est l'abord abdominal médian : il consiste à venir inciser la peau sur les 2/3 de la largeur de la cavité abdominale puis à inciser les muscles sous-jacents [154].

L'oviducte est un tissu relativement friable, et il faut veiller à ne pas le déchirer lors de la chirurgie.

Une antibiothérapie de couverture est instaurée pendant une semaine [7].

L'ovaire est laissé en place car son ablation résulte le plus souvent en une hémorragie mortelle. Les ovules produits par la suite sont pondus dans la cavité abdominale où ils semblent être résorbés sans aucune difficulté [4,57]. Pour plus de sécurité, certains [57] préconisent une injection d'acétate de médroxyprogesterone (30mg/kg, IM) afin d'empêcher toute ovulation.

Concernant la salpingohystérectomie de convenance sous endoscopie, le point d'entrée de l'endoscope correspond au sommet du V formé par la dernière côte et le muscle iliotibial cranial [129]. L'ovaire immature et l'oviducte sont identifiés, puis le ligament suspenseur est identifié dans la zone où apparaît la division craniale du rein gauche. Dans cette partie, le ligament n'est pas associé à l'uretère [130]. Un second chirurgien introduit un forceps afin de saisir avec précaution le ligament suspenseur de l'infundibulum et le tirer latéralement vers l'incision pratiquée dans la cavité abdominale. Ce faisant, il arrache les ligaments suspenseurs dorsaux et ventraux de l'oviducte et de l'utérus qui séparaient ces derniers des organes adjacents. Il faut veiller à ne pas léser la veine cave caudale et l'uretère gauche. Puis un coton tige est introduit dans le cloaque afin de visualiser la jonction entre le cloaque et l'utérus et de s'assurer que ce dernier est libre de toute attache. L'utérus et l'oviducte sont ensuite extériorisés avec précaution à l'aide de l'endoscope. L'utérus est alors clampé puis extériorisé autant que possible. La partie la plus caudale située au niveau de l'entrée de la cavité coelomique est alors écrasée à l'aide de forceps de microchirurgie puis découpée à l'aide de ciseaux de microchirurgie. L'oviducte n'est pas ligaturé du fait de sa petite taille et de la présence d'un sphincter empêchant le reflux d'urine et de fèces dans l'appareil reproducteur [130]. L'endoscope est ensuite réintroduit dans la cavité coelomique à la recherche d'hémorragies et pour contrôler qu'il ne subsiste plus de tissu utérin [129].

L'incision est ensuite suturée à l'aide d'un point simple englobant le péritoine, les plans musculaires et la peau [129].

CONCLUSION

Les Reptiles, les Oiseaux, et les autres NAC occupent une place de plus en plus importante dans notre profession (même si à l'heure actuelle, ils représentent encore une part minoritaire de l'activité vétérinaire). La maîtrise de la reproduction est un élément clé pour l'élevage de ces animaux et c'est l'une des préoccupations majeures des propriétaires qu'ils soient éleveurs professionnels ou particuliers.

L'abord clinique de tels animaux pose souvent des problèmes aux vétérinaires, c'est pourquoi nous avons développé dans un premier temps les espèces que l'on rencontre souvent en clientèle.

La détermination du sexe de l'animal considéré, préalable indispensable à la maîtrise de la reproduction est rendue difficile par l'absence d'appareil reproducteur externe visible et en l'absence de dimorphisme sexuel, le recours à des moyens invasifs tels que sondage, prise de sang, endoscopie... est souvent indispensable.

L'anatomie de l'appareil reproducteur et la physiologie sexuelle, orientés vers la production d'oeufs dans la grande majorité des cas, présente par rapport aux Mammifères traditionnellement rencontrés en clinique des particularités que l'on se doit de connaître (présence du cloaque, atrésie d'un des deux oviductes chez certains groupes...)

Les particularités anatomiques et physiologiques des Reptiles (système porte-rénal, poïkilothermie, métabolisme lent) ou des Oiseaux (système porte-rénal, appareil respiratoire composé de sacs aériens, métabolisme élevé) rendent le contrôle de l'anesthésie de tels patients délicat. A l'heure actuelle, l'isoflurane est de beaucoup l'anesthésique le plus sûr et le plus facile d'emploi. Son utilisation doit être préférée à celle de tout autre agent anesthésique.

Les chirurgies de l'appareil reproducteur permettent pour chaque groupe zoologique de maîtriser la reproduction ou encore de résoudre une pathologie affectant l'appareil reproducteur. L'anatomie particulière de chaque groupe zoologique et la nécessité ou non pour le propriétaire que l'animal puisse se reproduire ultérieurement dictent généralement le choix chirurgical. Contrairement aux Mammifères, l'ovariectomie n'est que très rarement une opération de convenance.

BIBLIOGRAPHIE :

- [1] ACKERMAN L. Reproductive disorders. *In* : The biology, husbandry and health care of reptiles, Volume II. Neptune City : TFH Publications, 1998, 575-577.
- [2] ALTMAN RB. General surgical considerations. *In* : ALTMAN CLUBB DORRESTEIN QUESENBERRY. *Avian Medicine and Surgery*. 1st ed. Philadelphie : WB SAUNDERS, 1997, 691-703.
- [3] ALTMAN RB. Soft tissue surgical procedures. *In* : ALTMAN CLUBB DORRESTEIN QUESENBERRY. *Avian Medicine and Surgery*. 1st ed. Philadelphie : WB SAUNDERS, 1997, 704-732.
- [4] ANDRE JP. *Les maladies des oiseaux de cage et de volière*, 1ère éd. Maisons-Alfort : Editions du Point vétérinaire, 1990, 416p.
- [5] ANDRE J-P. Anesthésie et réanimation des oiseaux de cage et de volière. *In* : *Comptes rendus de la C.N.V.S.P.A.* Paris, 19-21 novembre 1993. Paris : C.N.V.S.P.A., 323-327.
- [6] ANDRE JP. La consultation des psittacidés. *Le Point Vétérinaire*, 1996, **28**(177), 23-29.
- [7] ANDRE JP. Pathologie de la reproduction chez les psittacidés. *Le Point Vétérinaire*, 1997, **28**(184), 23-33.
- [8] ANDRE JP. Le mal de ponte chez les oiseaux. *In* : *Comptes rendus de la C.N.V.S.P.A.* Paris, 6-8 novembre 1998. Paris : C.N.V.S.P.A., 273-275.
- [9] ANDRE JP. Affections de l'appareil Reproducteur. *In* : *Le Point Vétérinaire, numéro spécial Nouveaux Animaux de Compagnie*, 1999, 125-126.
- [10] ANDRE JP. Rétention d'œuf récidivante chez un ara macao (*Ara macao*). *Pratique des Animaux Sauvages et Exotiques*, 2002, **2.2**, 3-6.
- [11] ANDREU DE LAPIERRE E. *Vade-mecum des animaux exotiques*. 1ère éd. Paris : Editions MED'COM, 1999, 141p.
- [12] ARVY C. Ovariectomie de la Tortue de Floride. *Recueil de Médecine Vétérinaire*, 1998, **174**(1-2), 44-47.
- [13] BACKUES KA, RAMSAY EC. Ovariectomy for treatment of follicular stasis in lizards. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 1994, **25**(1), 111-116.
- [14] BARRJE MT. Chameleon Medicine. *In* : FOWLER ME et MILLER RE. *Zoo and Wild Animal Medicine*, 4th ed. Philadelphia : WB SAUNDERS, 1999, 200-204.
- [15] BARTEN SL. Paraphimosis. *In* : MADER DR. *Reptile medicine and surgery*. 1st ed. Philadelphia : WB Saunders, 1996, 395-396.
- [16] BELLANGEON M. Interventions de convenance chez les oiseaux de compagnie et de volière.

- In : Comptes rendus de la C.N.V.S.P.A. Paris, 6-8 décembre 1996. Paris : C.N.V.S.P.A., 1996, 147.*
- [17] BELLANGEON M. Pathologie sexuelle des oiseaux : aspect médical et chirurgical. *In : Comptes rendus de la C.N.V.S.P.A. Paris, 6-8 novembre 1998. Paris : C.N.V.S.P.A. 1998, 267-69.*
- [18] BENNET RA. Reptilian Surgery Part I. Basic Principles. *Compendium on Continuing Education*, 1989, **11**(1), 10-20.
- [19] BENNET RA. Reptilian Surgery Part II. Management of Surgical Diseases, *Compendium on Continuing Education*, 1989, **11**(2), 122-133.
- [20] BENNET RA. Anaesthesia. *In : MADER DR. Reptile medicine and surgery*. 1st ed. Philadelphia : WB Saunders, 1996, 241-247.
- [21] BENNETT RA. Avian Soft tissue surgery. *In : Proceedings of the North American Veterinary Conference January*. Orlando, january17-21 2004. Orlando : T.N.A.V.C., 2004, 1259-1261.
- [22] BENNET RA, HARRISON GJ. Soft tissue Surgery. *In : RITCHIE BL HARRISON GJ HARRISON LR. Avian Medicine : Principles and Application*. 1st ed. Lake Worth : Winger Publishing, 1994, 748p.
- [23] BENNET RA, MADER DR. Soft tissue surgery. *In : MADER DR. Reptile medicine and surgery*. Philadelphia : WB Saunders, 1996, 287-298.
- [24] BEYNON P, FORBES NA, LAWTON MPC editors. *Manual of Psittacine Birds*. Cheltenham : BSAVA Publishers, 1996, 239p.
- [25] BONIN F. *Les Chéloniens : Classification, caractères généraux, reproduction, pathologies et thérapeutique*, Thèse de Méd. Vét., Lyon, 1991, 101p.
- [26] BONNEMAISON P. *L'anesthésie des espèces insolites en pratique vétérinaire courante*, Thèse de Méd. Vét., 1983, Toulouse, 92p.
- [27] BOUSSARIE D, SCHILLIGER L, RIVAL F. *Vade Mecum d'anesthésie des N.A.C.*. Paris : Editions MED'COM, 2002, 128p.
- [28] BOUTETTE JB. et al. An Improved Polymerase Chain Reaction-Restriction Length Polymorphism Assay for Gender Identification in Birds, *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 2002, **16**(3), 198-202.
- [29] BOWLES HL. Update of Management of Avian Reproductive Disease with Leuprolide Acetate. *In : Proceedings of the Association of Avian Veterinarians* August. Orlando, january 22-24 2001. Bedford : AAV Publication Office, 2001, 7-11.
- [30] BOWLES HL. Diagnosis and Management of Female Avian Reproductive Diseases. *In : Proceedings of the Association of Avian Veterinarians*. Orlando, August 22-24 2001. Bedford : AAV Publication Office, 2001, 349-357.
- [31] BRANNIAN RE. A soft tissue laparotomy technique in turtles. *JAVMA*, 1984, **185**(11),

1416-1417.

[32] BROGART J. *Les maladies des Reptiles*. Maisons-Alfort : Les éditions du Point Vétérinaire, 1987, 334p.

[33] BROWN CW, MARTIN RA. Dystocia in Snakes. *Compendium on Continuing Education*, 1990, **12**(3), 361-67.

[34] BULLIOT C. *Le boa constrictor (Boa constrictor) : Maintien en captivité, consultation et dominantes pathologiques*, thèse Méd. Vét. Alfort, 2001, 181p.

[35] CARLETON RE, GARNER MM. Oviductal Adenocarcinoma With Osseous and Myeloid Metaplasia Associated with Sternal Hyperostosis in a cockatiel (*Nymphicus hollandicus*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*. 2002, **16**(4), 309-313.

[36] CAVIGNAUX R. Rétention d'œuf chez un inséparable (*Agapornis roseicollis*). *Pratique des Animaux Sauvages et Exotiques*, 2001, **1-3**, 14-16.

[37] CAVIGNAUX R. Le choix des fils et des sutures, *publication VETOQUINOL Edition spéciale*. 28 mai 2003, 19-21.

[38] CHIODINI RJ, SUNDBERG JP. Cesarean delivery in the snake. *Veterinary Medicine Small Animal Clinician*, 1980, 1605-08.

[39] CLARO F. *Reproduction de la Tortue verte Chelonia mydas dans les conditions naturelles et en captivité : étude de la Cayman Turtle Farm*. Thèse de Méd. Vét. Toulouse, 1985, 162p.

[40] COPPOOLSE KJ, ZWART P. Cloacoscopy in Reptiles. *The Veterinary Quaterly*, 1985, **7**(3), 243-45.

[41] CROSTA L, BURKLE M. New perspectives in Avicultural Medicine Including Testicular Biopsy. *Exotic DVM*, 2001, **3.3**, 75-76.

[42] CROSTA L, GERLACH H, BURKLE M, TIMOSSO L. Endoscopic Testicular Biopsy Technique in Psittaciformes. *Journal of Avian Medicine and Surgery*. 2002, **16**(2), 106-110.

[43] CUNNINGHAM AA, GILI C. Management in captivity. In : BEYON PH, LAWTON MPC, COOPER JE. *Manual of Reptiles*. Cheltenham : British Small Animal Veterinary Association, 1992, 14-32.

[44] DAVIS C. Common Types of caged birds and comments on their temperaments and pet quality. In : ROSSKOPF W et WOERPEL R. *Diseases of cage and aviary birds*. 3rd ed. Baltimore : Williams et Wilkins, 1996, 499p.

[45] DAVIS MF et al., A Golden Comet Hen (*Gallus gallus forma domestica*) With an impacted Oviduct associated Colibacillosis, *Journal of Avian Medicine and Surgery*. 2003, **17**(2), 91-95.

[46] DAVISON LJ. *Chameleons their care and breeding*. Blaine : Hancock House Publishers Ltd, 1997, 112p.

- [47] DENARDO DF. Reproductive biology. *In* : MADER DR. *Reptile medicine and surgery*. Philadelphia : WB Saunders, 1996, 210-224.
- [48] DENARDO DF. Dystocia. *In* : MADER DR. *Reptile medicine and surgery*. Philadelphia : WB Saunders, 1996, 370-373.
- [49] DENARDO DF. Understanding and meeting the thermal needs of the reptile patient. *In* : *Proceedings of the North American Veterinary Conference*. Orlando, January 17-21 2004. Orlando : N.A.V.C., 2004, 1323-1325.
- [50] DENARDO DF. How I treat dystocia in snakes. *In* : *Proceedings of the North American Veterinary Conference*. Orlando, January 17-21 2004. Orlando : N.A.V.C., 2004, 1331-1332.
- [51] DENARDO DF. Essentials of reproductive physiology for the reptile practitioner. *In* : *Proceedings of the North American Veterinary Conference*. Orlando, January 17-21 2004. Orlando : N.A.V.C., 2004, 1333-1334.
- [52] DENARDO DF. Clinical applications in reptile reproduction. *In* : *Proceedings of the North American Veterinary Conference*. Orlando, January 17-21 2004. Orlando : N.A.V.C., 2004, 1335-1337.
- [53] DE WAILLY P, CHERMETTE R. Principales Affections des oiseaux de cage et de volière. *Recueil de Médecine Vétérinaire, numéro spécial Animaux Familiers Autres que chiens et chats*, 1986, **162**(3), 291-318.
- [54] DIVERS SJ, Gender Determination in Reptiles, *Exotic DVM* vol 2.2, 2000, 19-22.
- [55] DONE LB, Neoplasia. *In* : MADER DR, editor. *Reptile medicine and surgery*. Philadelphia : WB Saunders, 1996, 127-139.
- [56] DORRENSTEIN GM. Metabolism Pharmacology and therapy. *In* : ALTMAN CLUBB DORRESTEIN QUESENBERRY. *Avian Medicine and Surgery*. Philadelphie : WB SAUNDERS, 1997, 661-770.
- [57] DURANCEAU SC. *Les Amazones (Amazona) : maintien en captivité, consultation et dominantes pathologiques*, Thèse Méd. Vét. Alfort, 2002, 297p.
- [58] ELKAN E COOPER JE. Tumours and pseudotumours in some Reptiles. *Journal of Comparative Pathology*, 1986, **786**, 337-48.
- [59] ERNST CH, ZUG GR. Problem Snake Management. *In* : GOODSELL A. *Snakes in Question*. London : The Smithsonian answer book, 1996, 553p.
- [60] FERTARD B. *La Reproduction des Reptiles : Application à la Terrariophilie*, Thèse de Méd. Vét. Lyon, 1983, 140p.
- [61] FERTARD B. La rétention d'oeufs chez les Reptiles (Chéloniens, Ophidiens). *Le Point Vétérinaire*, 1989, **21**(120), 53-68.

- [62] FERTARD B. La rétention d'oeufs chez les chéloniens. *In : Comptes rendus du Congrès de la C.N.V.S.P.A.* Paris, 6-8 novembre 1998. Paris : C.N.V.S.P.A., 1998, 276-79.
- [63] FERTARD B. Rétention d'oeufs chez une tortue. *In : Le Point vétérinaire, numéro spécial « Nouveaux Animaux de Compagnie »*, 1999, 219-221.
- [64] FIRMIN Y. Ovario-oviductomie d'un Iguane vert. *In : Comptes rendus du Congrès de la C.N.V.S.P.A.* Paris, 19-21 novembre 1993. Paris : C.N.V.S.P.A., 1993, 349-51.
- [65] FIRMIN Y. La consultation des Tortues. *Le Point Vétérinaire*. 1996, **28**(177), 31-40.
- [66] FIRMIN Y. Physiologie et pathologie sexuelle des Reptiles. *In : Comptes rendus du Congrès de la C.N.V.S.P.A.* Paris, 6-8 novembre 1998. Paris : C.N.V.S.P.A., 1998, 270-72.
- [67] FRYE FL et al., Testicular Interstitial Cell Tumor in a Desert Tortoise (*Gopherus agassizi*). *Journal of Zoo Animal Medicine*, 1988, **19**(1-2), 55-58.
- [68] FRYE FL et al., Dysgerminomas in two red-eared slider turtles (*Trachemys scripta elegans*) from the same household. *Journal of Zoo Animal Medicine*, 1988, **19**(3), 149-151,.
- [69] FRYE FL. Reproduction in Reptiles. *In : ACKERMAN L. The biology, husbandry and health care of reptiles*, Volume II. Neptune City : TFH Publications, 1991, 345-392.
- [70] FRYE FL. Anaesthesia. *In : ACKERMAN L. The biology, husbandry and health care of reptiles*, Volume II. Neptune City : TFH Publications, 1991, 421-433.
- [71] FRYE FL. Surgery. *In : The biology, husbandry and health care of reptiles*, Volume II. Neptune City : TFH Publications, 1991, 433-460.
- [72] FRYE FL, Neoplasia, *In : ACKERMAN L. The biology, husbandry and health care of reptiles*, Volume II. Neptune City : TFH Publications, 1991, 576.
- [73] FRYE F. *Iguana Iguana : Guide for successful captive care*. Malabar : Krieger Publishing Company, 1995, 178p.
- [74] FRYE FL, SCHUCHMAN SM. Salpingotomy and Cesarian Delivery of Impacted Ova in a Tortoise. *Veterinary Medicine Small Animal Clinician*, 1974, 454-457.
- [75] GARTRELL BD. Assessment of the Reproductive State in Male Swift Parrots (*Lathamus discolor*) by Testicular Aspiration and Cytology. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 2002, **16**(3), 211-217.
- [76] GATTOLIN B. L'opération césarienne chez les boidae et les grands sauriens. *In : Comptes rendus du Congrès de la C.N.V.S.P.A.* Paris : 6-8 novembre 1998. Paris : C.N.V.S.P.A 1998, 280-82.
- [77] GATTOLIN B. Les colubridés nord-américains et asiatiques. *In : Le Point vétérinaire, numéro spécial « Nouveaux Animaux de Compagnie »*, n°30, 1999, 169-171.
- [78] GERARD P, ASSOCIATION A CUPULATTA. *L'élevage des tortues aquatiques*. Paris :

Philippe GERARD Editions, 1999, 82p.

[79] GERARD P, ASSOCIATION A CUPULATTA. *L'élevage des tortues terrestres*. Paris : Philippe GERARD Editions, 2000, 84p.

[80] GERARD P, MORET P. *L'élevage des varans*. Paris : Philippe Gerard Editions, 1997, 82p.

[81] GERBER MF. Sexing. In : *The biology, husbandry and health care of reptiles*, Volume I. Neptune City : TFH Publications, 1998, 40-43.

[82] GLASSFORD J, BROWN K. Treatment of a egg retention in a Turtle. *Veterinary Medicine Small Animal Clinician*, 1977, 1641-45.

[83] GOMIS D. *Anatomie appliquée de la Tortue*. Thèse de Méd. Vét. Alfort, 2002, 73p.

[84] GRAIN E, EVANS JE. Egg retention in four snakes. *JAVMA*, 1984, **185**(6), 679-81.

[85] HALVERSON J. Non surgical methods of Avian Sex Identification. In : ALTMAN CLUBB DORRESTEIN QUESENBERRY. *Avian Medicine and Surgery*. Philadelphie : WB SAUNDERS, 1997, 117-122.

[86] HATFIELD JW. *Green Iguana : the ultimate owner's manual*. Portland : Dunthorpe Press, 1996, 656p.

[87] HEARD DJ. Advances in Reptile anesthesia. In : *Proceedings of the North American Veterinary Conference* Orlando January 9-13 1999. Orlando : N.A.V.C., 1999, 770.

[88] HERNANDEZ SJ et al.,. Sedation/Restraint of Small Lizards and Snakes. *Exotic DVM*, 2003, **5.5**, 9.

[89] HILDEBRANT TB, GORITZ F. Use of Ultrasonography in Zoo Animals. In : FOWLER ME et MILLER RE, *Zoo and Wild Animal Medicine*. 4th ed. Philadelphia : WB SAUNDERS, 1999, 41-54.

[90] HOCHLEITHNER C. Ultrasound in Birds Reptiles and Small Mammals. *Exotic DVM*, 2000, **2.3**, 9-10.

[91] ILNISKY T. One-person avian restraint. *Exotic DVM*, 2001, **3.5**, 18.

[92] INGRAM KA. Otoscope technique for sexing birds. In : BONAGURA J et KIRK RW. *Current Veterinary Therapy*. 11th ed. Philadelphia : WB SAUNDERS and Co, 1992, 656-658.

[93] JOHNSON AL. Reproduction in the female. In : WHITTOW CAUSEY G. *Sturkie's Avian Physiology*. 5th edition. San Diego : Academic Press 2000, 569-596.

[94] JORDAN RD, KYZAR CT. Intra-abdominal removal of eggs from a gopher tortoise. *Veterinary Medicine Small Animal Clinician*, 1978, 1051-54.

[95] KIEDROWSKI M. Surgery. In : ACKERMAN L. *The biology, husbandry and health care of reptiles*, Volume III. Neptune City : TFH Publications, 1998, 714-734.

- [96] KIRBY JD, FROMAN DP. Reproduction in Male Birds. *In* : WHITTOW CAUSEY G *Sturkie's Avian Physiology*. 5th edition. San Diego, 2000, 597-614.
- [97] KLINGENBERG RJ. Clinician's approach to renal disease in commonly seen Reptiles. *In* : *Proceedings of the North American Veterinary Conference*. Orlando, January 9-13 1999. Orlando : N.A.V.C., 1999, 780.
- [98] KLINGENBERG RJ. Evaluating the liver function of commonly seen Reptiles. *In* : *Proceedings of the North American Veterinary Conference*, Orlando, January 9-13 1999. Orlando : N.A.V.C., 1999, 781.
- [99] KRAMER M, HARRIS D. Ventral Midline approach to Avian Salpingohysterectomy. *ExoticDVM*, **4.4**, 2002, 23-27.
- [100] KRAUTWALD-JUNGHANNS ME, ENDERS F. Ultrasonography. *In* : ALTMAN CLUBB DORRESTEIN QUESENBERRY. *Avian Medicine and Surgery*. Philadelphie : WB SAUNDERS, 1997, 200-210.
- [101] KURSHEED M. Avian anesthesia. *In* : *Proceedings of the North American Veterinary Conference*, Orlando January 11-15 1997. Orlando : T.N.A.V.C., 1997, 677-679.
- [102] LANGENBERG J. Avian analgesia. *In* : *Proceedings of the North American Veterinary Conference*. Orlando January 9-13 1999. Orlando : T.N.A.V.C., 1999, 718-719.
- [103] LAWRENCE K. Vasectomy of a Puff adder (*Bitis arietans*). *The Veterinary Record*, 1982, 542.
- [104] LAWTON MPC. Anaesthesia. *In* : BEYON PH, LAWTON MPC, COOPER JE. *Manual of Reptiles*. Cheltenham : British Small Animal Veterinary Association, 1992, 170-183.
- [105] LAWTON MPC. Reptile therapeutics. *In* : *Proceedings of the North American Veterinary Conference* Orlando January 15-19 2001. Orlando : N.A.V.C., 2001, 785-86.
- [106] LAWTON MPC, STOAKES LC. Surgery. *In* : BEYON PH, LAWTON MPC, COOPER JE. *Manual of Reptiles*. Cheltenham : British Small Animal Veterinary Association, 1992, 184-193.
- [107] LIERZ M. Application of Diagnostic Endoscopy in Birds. *Exotic DVM*, 2000, **2.3**, 19-24.
- [108] LUMEIJ JT. Nephrology. *In* : RITCHIE BL HARRISON GJ HARRISON LR. *Avian Medicine : Principles and Application*. Lake Worth : Winger Publishing, 1994, 748p.
- [109] MADER DR. Effective anesthetic recovery in Reptiles. *In* : *Proceedings of the North American Veterinary Conference* Orlando January 15-19 2001. Orlando : N.A.V.C., 2001, 804.
- [110] MAMA K. Anaesthesia. *In* : ACKERMAN L. *The biology, husbandry and health care of reptiles*, Volume III. Neptune City : TFH Publications, 1998, 840-854.
- [111] MANDELKER L. Avian Anesthesia. Part 2 : Injectable Agents. *Companion Animal Practice*, 1988, **2**(10), 21-23.
- [112] MAUTINO M, DOUGLAS C. Biology and Medicine of Turtles and Tortoises. *Veterinary*

Clinics of North America : Small Animal Practice, 1993, **23**, 1251-70.

[113] MC CRACKEN. Organ Location in Snakes for diagnostic and surgical evaluation. *In* : FOWLER ME et MILLER RE. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 4th ed. Philadelphia : WB SAUNDERS, 1999, 243-248.

[114] MICHAELS SJ, SANECKI R. Undifferentiated Carcinoma in the ovary of a boa constrictor (*Boa constrictor ortonii*). *Journal of Zoo Animal Medicine*, 1998, **19**(4), 237-40.

[115] MILLAM JR. Reproductive Physiology. *In* : ALTMAN CLUBB DORRESTEIN QUESENBERRY, *Avian Medicine and Surgery*. Philadelphie : WB SAUNDERS, 1997, 12-26.

[116] MILLICHAMP NJ et al.,. Egg retention in Snakes. *JAVMA*, 1983, 183(11), 1213-18.

[117] MILLICHAMP NJ. Surgical Management of an Ovarian Neoplasm. *Veterinary Medicine Companion Animal Practice / Exotic*, 1985, 54-55.

[118] MOALIC PY. Le sexage ADN des oiseaux. *Virbac Info* n°88, 2003, 7.

[119] MORRIS PJ. Ultrasound Imaging for sex determination in Lizards. *In* : *Proceedings of the North American Veterinary Conference*, Orlando January 11-15 1997. Orlando : N.A.V.C., 1997, 750-51.

[120] MURRAY MJ. Basic Avian Surgical Techniques. *In* : *Proceedings of the North American Veterinary Conference*, Orlando, January 9-13 1999. Orlando : T.N.A.V.C., 1999, 727-728.

[121] OBALDIA N, BRENES MR et al.,. Polycystic Ovarian Mesothelioma in an American Crocodile (*Crocodylus Acutus*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 1990, **21**(2), 231-233.

[122] OGLESBEE BL. Comparative and applied physiology II : Avian urinary and reproduction systems. *In* : *Proceedings of the North American Veterinary Conference*. Orlando, January 11-15 1997. Orlando : T.N.A.V.C., 1997, 693-695.

[123] OGLESBEE BL. Function and disease in the avian kidney. *In* : *Proceedings of the North American Veterinary Conference*. Orlando, January 17-21 2004. Orlando : T.N.A.V.C., 2004, 1284-1285.

[124] OROSZ S, DORRENSTEIN GM, SPEER BL. Urogenital Disorders. *In* : ALTMAN CLUBB DORRESTEIN QUESENBERRY. *Avian Medicine and Surgery*. Philadelphie : WB SAUNDERS, 1997, 614-644.

[125] PALMER BD. Reproductive anatomy and physiology. *In* : ACKERMAN L. *The biology, husbandry and health care of reptiles*, Volume III. Neptune City : TFH Publications, 1998, 54-80.

[126] PATTERSON RW. Surgical Intervention to relieve dystocia in a python. *The Veterinary Record*, 1979, 551-552.

[127] PETERS AR. Dystocia in a snake. *The veterinary Record*, 1977, 423.

[128] POKRAS MA, SEDWICKCJ, KAUFMAN GE. Therapeutics. *In* : BEYON PH, LAWTON

- MPC, COOPER JE. *Manual of Reptiles*. Cheltenham : British Small Animal Veterinary Association, 1992, 194-203.
- [129] PYE GW, BENNET A, PLUNSKE R. Endoscopic Salpingohysterectomy of Juvenile Cockatiels (*Nymphicus hollandicus*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 2001, **15**(2), 90-94.
- [130] PYE GW, BENNET RA, PLUNSKE R. Endoscopic Salpingohysterectomy in Juvenile Cockatiels (*Nymphicus hollandicus*). In : *Proceedings of the Association of Avian Veterinarians*. Orlando, August 22-24 2001. Bedford, 2001, 207-209.
- [131] RAITI P. Transcoelomic Ultrasonography of the Reptile Reproductive Tract, *Exotic DVM*, 2000, **1.6**, 27-31.
- [132] REDROBE S. Reproductive disorders. In : ACKERMAN L. *The biology, husbandry and health care of reptiles*, Volume III. Neptune City : TFH Publications, 1998, 747-773.
- [133] REICHLING SB. A simple technique for the treatment of dystocia in Snakes. *Companion Animal Practice*, 1987, **2**(7), 42-44.
- [134] RICH GA. Ovariohysterectomy in an egg bound cockatiel. *Companion Animal Practice*, 1987, **2**(7), 48-49.
- [135] RIVAL F. Anesthésie et réanimation des Reptiles. In : *Comptes rendus du Congrès de la C.N.V.S.P.A.* Paris, 19-21 novembre 1993. Paris : C.N.V.S.P.A., 1993, 311-322.
- [136] RIVAL F. Diagnose du sexe chez les Nouveaux Animaux de Compagnie. In : *Comptes Rendus de la C.N.V.S.P.A.* Paris, 6-8 novembre 1998. Paris : C.N.V.S.P.A., 1998, 283-286.
- [137] RIVAL F. Cas clinique : Rupture de l'oviducte chez un amazone. In : *Comptes rendus de la C.N.V.S.P.A.* Paris, 6-8 novembre 1998. Paris : C.N.V.S.P.A. 1998, 300-301.
- [138] RIVAL F. Les boidés. In : *Le Point vétérinaire, numéro spécial « Nouveaux Animaux de Compagnie »*, n°30, 1999, 163-166.
- [139] RIVAL F. Conduite à tenir lors de rétention d'œuf chez l'oiseau. *La Semaine vétérinaire*, 2000, **971**, p22.
- [140] RIVAL F. La chirurgie des NAC. *Publication VETOQUINOL* 28 mai 2003, 3-12.
- [141] ROSSI J, ROSSI R. What's wrong with my snake ?. Santé : Advanced Vivarium Inc, 1996, 150p.
- [142] ROSSKOPF WJ, WOERPEL R. Treatment of an egg-bound Turtle. *Modern Veterinary Practice*, 1983, 644-645.
- [143] ROSSKOPF WJ, WOERPEL RW. Avian Obstetric Medicine. In : BRICHARD SHERDING. *Saunders Manual of Small Animal Practice*. 2nd edition. Philadelphia : WB SAUNDERS, 2000, 1449-1458.

- [144] ROSTAL DC et al., Ultrasound Imaging of Ovaries and Eggs in Kemp's Ridley Sea Turtles (*Lepidochelys Kempî*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 1990, **21**(1), 27-35.
- [145] RUPLEY AE. *Manual of avian practice*. Philadelphie : WB SAUNDERS, 1997, 540p.
- [146] SAINT-GIRONS H. Reproduction, croissance. In : BAUCHOT R. *Grand Guide Encyclopédique des serpents*. Paris : Artémis, 1999, 92-105.
- [147] SATTERFIEL D. Diagnostic Laparoscopy in birds. In : BONAGURA J KIRK RW. *Current Veterinary Therapy*. 11th ed. Philadelphia : WB SAUNDERS, 1992, 659-661.
- [148] SCHILLIGER L. *Allo, véto! 100 Questions / Réponses sur les Reptiles*. Paris : Philippe Gérard Editions, 1998, 82p.
- [149] SCHILLIGER L. Troubles de la Reproduction de l'Iguane vert. In : *Comptes rendus du Congrès de la C.N.V.S.P.A.* Paris : 6-8 novembre 1998. Paris : C.N.V.S.P.A., 1998, 287-290.
- [150] SCHILLIGER L. Les caméléons. In : *Le Point vétérinaire, numéro spécial « Nouveaux Animaux de Compagnie »*, n°30, 1999, 183-187.
- [151] SCHMIDT RE, REAVILL D. Selected lesions of the Avian Reproductive System. *Exotic DVM*, **5.1**, 2003, 31-35.
- [152] SCHWINTE P. *L'élevage artificiel des psittacidés : éléments zootechniques, médicaux et chirurgicaux*, Thèse Méd. Vét. Alfort, 1998, 156p.
- [153] SEDGWICK CJ. Anesthesia of caged birds. In : BONAGURA J KIRK RW. *Current Veterinary Therapy*, 11th ed. Philadelphia : WB SAUNDERS, 1992, 653-656.
- [154] SMITH RE. Reproduction disorders in birds. In : ROSSKOPF W et WOERPEL R. *Diseases of cage and aviary birds*. 3rd edition,. Baltimore : Williams et Wilkins, 1996, 449-457.
- [155] SMITH RE. Avian Hysterectomy. In : ROSSKOPF W et WOERPEL R. *Diseases of cage and aviary birds*. 3rd edition. Baltimore : XXX???, 1996, 694-96.
- [156] SMITH BJ, SMITH SA. Radiology. In : ALTMAN CLUBB DORRESTEIN QUESENBERRY. *Avian Medicine and Surgery*. Philadelphie : WB SAUNDERS, 1997, 170-199.
- [157] SPEER BL. Clinical Avian Reproductive Science and Medicine. In : *Proceedings of the North American Veterinary Conference*. Orlando, January 9-13 1999. Orlando : T.N.A.V.C., 1999, 746-748.
- [158] SPEER BL. Disinfectants in the veterinary hospital an in the aviary. In : *Proceedings of the North American Veterinary Conference*. Orlando, January 9-13 1999. Orlando : T.N.A.V.C., 1999, 749-750.
- [159] STAHL SJ. Techniques for sexing Reptiles. In : *Proceedings of the North American Veterinary Conference*. Orlando, January 9-13 1999. Orlando : N.A.V.C., 1999, 787-88.

- [160] STAHL SJ. Management of the aggressive male iguana. In : *Proceedings of the North American Veterinary Conference*. Orlando, January 9-13 1999. Orlando : N.A.V.C., 1999, 799-800.
- [161] STAHL S. Surgical resolution of abnormal ovary in a prehensile-tailed skink, *Exotic DVM*, 2001, **2.6**, 40.
- [162] STANFORD M. Clinical Assessment of Sevoflurane Use in African Grey Parrots. *Exotic DVM*, 2003, **4.6**, 9.
- [163] TAYLOR M. Examining the Avian Cloaca Using Saline Infusion Cloacoscopy. *Exotic DVM*, 2001, **3.3**, 77-79.
- [164] VIENET V. *L'Iguane vert (Iguana iguana) en consultation vétérinaire*, Thèse de Méd. Vét. Lyon, 1995, 213p.
- [165] WALKER ND. Caesarean section in chameleons. *The Veterinary Records*, 1994, 508.
- [166] WET LAB. Reptile Surgery Laboratory. In : *Proceedings of the North American Veterinary Conference*. Orlando, January 13-17 2001. Orlando : N.A.V.C., 2001, 710-714.
- [167] WET LAB. Avian Soft Tissue Surgery. In : *Proceedings of the North American Veterinary Conference*. Orlando, January 13-17 2001. Orlando : T.N.A.V.C., 2001, 743-49.
- [168] WHITAKER BR. Recent advances in Reptilian Pharmacotherapeutics. In : *Proceedings of the North American Veterinary Conference*. Orlando, January 9-13 1999. Orlando : N.A.V.C., 1999, 807-808.
- [169] ZANTOP DW. Differentiating Abdominal Swelling in Birds with Ultrasonography. *Exotic DVM*, 2000, **2.3**, 11-12.
- [170] ZANTOP DW. Using Leuprolide Acetate to Manage Common Avian Reproductive Problems. *Exotic DVM*, 2000, **2.3**, 70.
- [171] ZWART P. Urogenital System. In : BEYON PH, LAWTON MPC, COOPER JE. *Manual of Reptiles*. Cheltenham : British Small Animal Veterinary Association, 1992, 117-127.
- [172] Discussion adapted from exotic DVM online forum, The ethics of castrating iguanas. *Exotic DVM*, 2001, **2.6**, 40-42.
- [173] Discussion adapted from the exotic DVM online forum. Surgical sexing of exotic animals. *Exotic DVM*, 2001, **3.2**, 15-16.