

# ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE LYON

Année 2007 - Thèse n°.....

## **PARTICULARITÉS CLINIQUES ET DIFFICULTÉS THÉRAPEUTIQUES RENCONTRÉES CHEZ LES OISEAUX ET LES REPTILES DE COMPAGNIE – APPORTS DE LA PHARMACOVIGILANCE ET ÉTUDE DE CAS**

# **THESE**

Présentée à l'UNIVERSITÉ CLAUDE-BERNARD - LYON I  
(Médecine - Pharmacie)  
et soutenue publiquement le 21 décembre 2007  
pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire

par

**Claire TOUZET**  
Née le 01 Décembre 1982  
à Orange (Vaucluse)





# ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE LYON

Année 2007 - Thèse n°.....

## **PARTICULARITÉS CLINIQUES ET DIFFICULTÉS THÉRAPEUTIQUES RENCONTRÉES CHEZ LES OISEAUX ET LES REPTILES DE COMPAGNIE – APPORTS DE LA PHARMACOVIGILANCE ET ÉTUDE DE CAS**

# **THESE**

Présentée à l'UNIVERSITÉ CLAUDE-BERNARD - LYON I  
(Médecine - Pharmacie)  
et soutenue publiquement le 21 décembre 2007  
pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire

par

**Claire TOUZET**  
Née le 01 Décembre 1982  
à Orange (Vaucluse)





**DEPARTEMENT ET CORPS ENSEIGNANT DE L'ENVIE**  
**Directeur : Stéphane MARTINOT**

Mise à jour : 10/10/2007

|  | PR EX      | PR 1                    | PR 2                            | MC   | Contractuel, Associé,<br>IPAC et ISPV           | AERC  | Chargés de consultations<br>et d'enseignement |
|--|------------|-------------------------|---------------------------------|--|---|---|---|
| <b>DEPARTEMENT SANTE PUBLIQUE VETERINAIRE</b>                  |            |                         |                                 |  |   |   |   |
| Microbiologie, immunologie, Pathologie Générale                | Y. RICHARD |                         | A. KODJO                        | V. GUERIN-FAUBLEE<br>D. GREZEL                             |   |   |   |
| Pathologie infectieuse   |            |                         | A. LACHERETZ<br>M. ABOUIS       | J. VIALARD   |   |   |   |
| Parasitologie et Maladies Parasitaires                         | MC. CHAUVE | G. BOURDOISEAU          |                                 | MP. CALLAIT CARDINAL<br>L. ZENNER                          |   |   |   |
| Qualité et Sécurité des Aliments                               |            |                         | P. DEMONT<br>C. VERNOZY         | A. GONTHIER<br>S. COLARDELLE<br>D. SERGENTET (stagiaire)   |   |   |   |
| Législation et Jurisprudence                                   |            |                         | A. LACHERETZ                    |  |   |   |   |
| Bio-informatique - Bio-statistique                             |            |                         |                                 | P. SABATIER<br>ML. DELIGNETTE<br>K. CHALVET-MONFRAY        |   |   |   |
| <b>DEPARTEMENT ANIMAUX DE COMPAGNIE</b>                        |            |                         |                                 |  |   |   |   |
| Anatomie   |            |                         | T. ROGER                        | S. SAWAYA  | C. BOULOCHER                                    |   |   |
| Chirurgie et Anesthésiologie                                   |            | J.P. GENEVOIS           | D. FAU<br>E. VIGUIER<br>D. REMY | C. CAROZZO   | S. JUNOT (MCC)<br>K. PORTIER (MCC)              |   |   |
| Anatomie-pathologique/Dermatologie-Cancérologie                |            |                         | C. FLEURY                       | T. MARCHAL   | P. BELLI<br>D. PIN<br>D. WATRELOT-VIRIEUX (MCC) |   |   |
| Hématologie  |            | C. FOURNEL              |                                 |  |   |   |   |
| Médecine interne   |            | JL. CADORE              | L. CHABANNE                     | F. PONCE<br>M. HUGONNARD<br>C. ESCBIOU                     | I. BUBLLOT                                      |   |   |
| Imagerie Médicale  |            |                         |                                 |  | F. RIGOUT-PAULIK                                |   |   |
| <b>DEPARTEMENT PRODUCTIONS ANIMALES</b>                        |            |                         |                                 |  |   |   |   |
| Zootchnie, Ethologie et Economie Rurale                        |            | M. FRANCK               |                                 | L. MOUNIER   | L. COMMUN                                       |   |   |
| Nutrition et Alimentation                                      |            |                         |                                 | D. GRANCHER<br>L. ALVES DE OLIVEIRA<br>G. EGRON<br>S. BUFF |   |   |   |
| Biologie et Pathologie de Reproduction                         |            | F. BADINAND             | M. RACHAIL-BRETTIN<br>P. GUERIN |  | A. C. LEFRANC                                   |   |   |
| Pathologie Animaux de Production                               | P. BEZILLE |                         | T. ALOGINOUWA                   | R. FRIKHA<br>M.A. ARCANGIOLI<br>D. LE GRAND                |   | G. LESOBRE<br>P. DEBARNOT<br>D. LAURENT<br>P. OTZ |   |
| <b>DEPARTEMENT SCIENCES BIOLOGIQUES</b>                        |            |                         |                                 |  |   |   |   |
| Physiologie/Thérapeutique                                      |            |                         | J.M. BONNET-GARIN               | J.J. THIEBAULT   |   |   |   |
| Biophysique/Biochimie  |            | E. BENOIT<br>F. GARNIER |                                 | T. BURONFOSSE  |   |   |   |
| Généralité et Biologie moléculaire                             |            | G. KECK                 | F. GRAIN                        | V. LAMBERT   |   |   |   |
| Pharmacologie/Toxicologie Législation du Médicament<br>Langues |            |                         | P. JAUSSAUD<br>P. BERNY         | C. PROUILLAC (stagiaire)                                   |   |   | T. AVISON                                     |
| <b>DEPARTEMENT HIPPIQUE</b>                                    |            |                         |                                 |  |   |   |   |
| Pathologie équine  | JL. CADORE |                         |                                 | A. BENAMOU-SMITH   |   |   |   |
| Clinique équine  | O. LEPAGE  |                         |                                 | A. LEBLOND   | M. GANGL  |   |   |



# Remerciements

**A Monsieur le Professeur Jacques DESCOTES**

Professeur à la Faculté de Médecine de Lyon

Pour l'accueil qu'il nous a réservé

Et l'honneur qu'il nous a fait d'accepter la présidence du jury de cette thèse,

Hommages respectueux

**A Monsieur le Professeur Lionel ZENNER**

Professeur à l'Ecole National Vétérinaire de Lyon

Pour toute l'attention qu'il a accordée à notre travail,

Et pour les corrections qu'il lui a apportées,

Sincère reconnaissance

**A Monsieur le Professeur Philippe BERNY**

Professeur à l'Ecole National Vétérinaire de Lyon

Pour avoir très aimablement accepté de participer à notre jury de thèse,

Sincères remerciements

**A toute l'équipe du C.N.I.T.V. et du C.P.V.L.**

Plus particulièrement Florence Buronfosse, Xavier Pineau et Stéphane Queffelec

Pharmacovigilants à l'Ecole National Vétérinaire de Lyon

Pour leur disponibilité, leur gentillesse et leur aide précieuse dans notre travail,

Sincère gratitude





### ***A mes parents***

Pour m'avoir faite, telle que je suis, et pour toujours m'avoir soutenue, que ce soit affectivement, moralement ou financièrement, afin que je parvienne où je suis aujourd'hui.  
Je vous aime.

### ***A Céline***

Pour notre complicité retrouvée, nos délires et tes (plus ou moins ;op) bons conseils.  
Je t'aime, soeurette.

### ***A Simon***

Pour ta patience, ton soutien, tes conseils d'« expert » et ton amour.  
Tendrement.

### ***Aux autres membres de ma famille, en particulier à ma grand-mère maternelle***

Pour leur soutien, leur amour et l'intérêt qu'ils ont porté à mes études et à mon travail.

### ***A mes amis de longue date, Charlotte, Jonathan, Lily, Héry, Céline, Marion, Max***

A nos retrouvailles après s'être perdus de vue plus ou moins longtemps.  
Aux moments partagés, passés et à venir.

### ***A mes amis de l'École, parents de clinique (Lucie « ma môman », Ophélie, Sophie, Estelle, Rémy), co-cliniciens (Émeline, Jérémy, Claire, Imre, Laure), enfants de clinique (Lucile « ma fille », Élodie, Blandine, Mimi, Florence) et les autres (Sabrina, Romain, Cédric, Simon)***

Sans vous, les cliniques et l'École en général auraient été bien ternes. On a mis du temps à se trouver mais, maintenant que je vous tiens, je ne vous lâcherai plus !  
A nos soirées mémorables à la coloc', au club BD et JdR, chez les uns et les autres ainsi que dans le « Hall ». A quand les prochaines parties ??  
Et Groupe 2 powa !!

### ***Aux vétérinaires et A.S.V. des cliniques Dromel, du Redon, Bellecour et Mermoz, en particulier aux Dr Beauvallét, Roux, Dhermain, Têtu, Sauvaget, Dubor, Simian-Salvey, Dhalmann, Reboul, Pinto***

Pour m'avoir transmis votre passion dans les périodes de doute. Pour avoir rendu mes divers stages intéressants et formateurs, et pour m'avoir confortée dans l'objectif final de ma vie professionnelle.

### ***A mes amis d'Hyjoo®, Pat', Thiti, Séb, Julien, Maxence, Léa, Laulau, Carine et les autres***

Pour vos conseils avisés, vos encouragements et puis les IRL fort sympathiques, parfaites pour décompresser.

### ***A mes petits monstres à fourrure, Gypsie, Australe, Tek, Tchii et Vanille, et à ceux à venir***

Grâce à vous, la fibre vétérinaire ne m'a pas lâchée. Vous avez su me supporter sans faillir.  
Merci d'avoir toujours été des oreilles attentives à mes divers chagrins et coups de blues.  
Vous m'avez aidée à tenir le coup puis à repartir de plus belle.  
Tendres caresses et pensées affectueuses.



Il avait appris d'un politique philosophe, que les grandes places sont comme les rochers  
escarpés, qu'il n'y a que les aigles et les reptiles qui y parviennent.

**Jean le Rond d'Alembert**

Les vases ont des fleurs de givre,  
Sous la charmille aux blancs réseaux ;  
Et sur la neige on voit se suivre  
Les pas étoilés des oiseaux.

**Théophile Gautier**



# TABLE DES MATIÈRES

|   |           |
|---|-----------|
| LISTE DES DEPARTEMENTS ET CORPS ENSEIGNANTS DE L'ENVL.....  | 5         |
| REMERCIEMENTS .....   | 7         |
| TABLE DES MATIÈRES.....   | 13        |
| TABLE DES ILLUSTRATIONS.....  | 19        |
| INTRODUCTION .....  | 23        |
| LISTE DES ABREVIATIONS : .....  | 25        |
| <b>PREMIÈRE PARTIE :</b>  |           |
| <b>LES OISEAUX ET LES REPTILES COMME ANIMAUX DE COMPAGNIE.....</b>  | <b>27</b> |
| I. CLASSIFICATION DES OISEAUX ET DES REPTILES : .....   | 29        |
| I.A. <i>Place des oiseaux dans le règne animal</i> .....  | 29        |
| I.B. <i>Place des reptiles dans le règne animal</i> .....   | 29        |
| II. LES OISEAUX ET LES REPTILES DE COMPAGNIE EN FRANCE.....   | 30        |
| II.A. <i>Importance des oiseaux de compagnie en France</i> .....  | 30        |
| II.B. <i>Importance des reptiles de compagnie en France</i> .....   | 32        |
| II.C. <i>Principales espèces rencontrées en clientèle</i> .....   | 33        |
| a) Principales espèces d'oiseaux de compagnie.....  | 33        |
| b) Principales espèces de reptiles de compagnie.....  | 36        |
| III. LEGISLATION SUR LA DETENTION D'OISEAUX ET REPTILES DE COMPAGNIE : .....                              | 39        |
| III.A. <i>Législation internationale : la CITES</i> .....   | 39        |
| III.B. <i>Législation européenne</i> .....  | 40        |
| III.C. <i>Législation française</i> .....   | 41        |
| a) Espèces domestiques et non domestiques.....  | 41        |
| b) Protection des espèces sauvages françaises .....   | 42        |
| c) Conditions de détention et Certificat de Capacité.....   | 42        |
| III.D. <i>Le vétérinaire face à la législation</i> .....  | 46        |
| <b>DEUXIÈME PARTIE :</b>  |           |
| <b>LES DIFFICULTES RENCONTREES EN CONSULTATION CHEZ LES OISEAUX<br/>ET LES REPTILES DE COMPAGNIE.....</b> | <b>49</b> |
| I. OBTENTION DES COMMÉMORATIFS ET DE L'ANAMNESE : .....   | 51        |
| I.A. <i>Diagnose d'espèce</i> .....   | 52        |
| a) Diagnose d'espèce chez les oiseaux.....  | 52        |
| b) Diagnose d'espèce chez les reptiles .....  | 53        |
| (1) Diagnose d'espèce des tortues.....  | 53        |
| (2) Diagnose d'espèce des serpents .....  | 54        |
| (3) Diagnose d'espèce des lézards .....   | 58        |
| I.B. <i>Âge et sexage</i> .....   | 58        |
| a) Âge et sexage des oiseaux.....   | 58        |
| b) Âge et sexage des reptiles .....   | 59        |
| (1) Âge et sexage des tortues.....  | 59        |
| (2) Âge et sexage des serpents.....   | 60        |
| (3) Âge et sexage des lézards .....   | 60        |
| I.C. <i>Conditions d'entretien et antécédents pathologiques</i> .....                                     | 61        |
| I.D. <i>Anamnèse</i> .....  | 62        |
| II. DEROULEMENT DE LA CONSULTATION : .....  | 63        |
| II.A. <i>Observation à distance des symptômes</i> .....   | 63        |
| II.B. <i>Capture, contention et manipulation</i> .....  | 64        |
| a) Capture, contention et manipulation des oiseaux.....   | 64        |
| (1) Contention des oiseaux de petite taille.....  | 65        |
| (2) Contention des oiseaux de taille moyenne et inoffensifs.....  | 65        |
| (3) Contention des oiseaux de taille moyenne à grande.....  | 66        |
| b) Capture, contention et manipulation des reptiles .....   | 66        |

|               |  |           |
|---------------|--|-----------|
| (1)           | Contention de la tortue .....  | 66        |
| (2)           | Contention du serpent .....  | 68        |
| (3)           | Contention du lézard .....   | 69        |
| <b>II.C.</b>  | <b>Réalisation de l'examen clinique .....</b>  | <b>70</b> |
| a)            | Examen clinique des oiseaux .....  | 71        |
| b)            | Examen clinique des reptiles .....   | 72        |
| (1)           | Examen clinique de la tortue .....   | 72        |
| (2)           | Examen clinique du serpent .....   | 74        |
| (3)           | Examen clinique du lézard .....  | 74        |
| <b>III.</b>   | <b>EXAMENS COMPLEMENTAIRES : .....</b>   | <b>75</b> |
| <b>III.A.</b> | <b>Examens complémentaires chez les oiseaux .....</b>                                | <b>75</b> |
| a)            | Examens complémentaires en dermatologie .....  | 75        |
| (1)           | L'examen des plumes .....  | 75        |
| (2)           | Le « Scotch Test », le calque cutané et le raclage .....                             | 77        |
| (3)           | Les biopsies cutanées .....  | 78        |
| (4)           | L'intradermoréaction .....   | 78        |
| b)            | Imagerie médicale .....  | 78        |
| (1)           | La radiographie .....  | 78        |
| (2)           | L'échographie .....  | 80        |
| (3)           | L'endoscopie .....   | 80        |
| c)            | Examens de laboratoire .....   | 81        |
| (1)           | L'hématologie .....  | 81        |
| (2)           | La cytologie .....   | 82        |
| (3)           | La biochimie .....   | 83        |
| (4)           | La coproscopie .....   | 83        |
| (5)           | Lavage du jabot, écouvillon cloacal et bactériologie .....                           | 83        |
| <b>III.B.</b> | <b>Examens complémentaires chez les reptiles .....</b>                               | <b>84</b> |
| a)            | Examens complémentaires en dermatologie .....  | 84        |
| (1)           | L'examen des écailles .....  | 84        |
| (2)           | Le « Scotch test » et le calque cutané .....   | 85        |
| (3)           | Les biopsies cutanées .....  | 85        |
| (4)           | L'intradermoréaction .....   | 85        |
| b)            | Imagerie médicale .....  | 85        |
| (1)           | La radiographie .....  | 85        |
| (2)           | L'échographie .....  | 87        |
| (3)           | L'endoscopie .....   | 88        |
| c)            | Examens de laboratoire .....   | 89        |
| (1)           | L'hématologie .....  | 89        |
| (2)           | La cytologie .....   | 90        |
| (3)           | La biochimie .....   | 90        |
| (4)           | Lavage du côlon et coproscopie .....   | 91        |
| (5)           | Lavage gastrique .....   | 91        |
| (6)           | Lavage trachéo-pulmonaire .....  | 91        |
| <b>IV.</b>    | <b>DIFFICULTES THERAPEUTIQUES : .....</b>  | <b>92</b> |
| <b>IV.A.</b>  | <b>Principes généraux de thérapeutique .....</b>                                     | <b>92</b> |
| a)            | Correction de la température .....   | 93        |
| b)            | Correction de la déshydratation .....  | 93        |
| c)            | Correction de la malnutrition .....  | 93        |
| d)            | Elimination des parasites .....  | 94        |
| e)            | Limitation du stress .....   | 94        |
| <b>IV.B.</b>  | <b>Choix de la molécule thérapeutique .....</b>                                      | <b>94</b> |
| a)            | A.M.M. et cascade du médicament vétérinaire .....                                    | 94        |
| b)            | Toxicité et test de sensibilité .....  | 95        |
| c)            | Coût du traitement .....   | 95        |
| d)            | Simplicité du traitement et observance .....   | 95        |
| <b>IV.C.</b>  | <b>Détermination de la posologie et du rythme d'administration adéquates : .....</b> | <b>96</b> |
| a)            | Taille de l'animal et métabolisme basal .....  | 96        |
| (1)           | Chez les oiseaux .....   | 96        |
| (2)           | Chez les reptiles .....  | 97        |
| b)            | Connaissance des aspects pharmacologiques et pharmacocinétiques .....                | 98        |
| c)            | Voie d'administration .....  | 99        |
| d)            | Caractéristiques de la molécule .....  | 99        |
| <b>IV.D.</b>  | <b>Voies d'administration thérapeutique : .....</b>                                  | <b>99</b> |
| a)            | Voies d'administration chez les oiseaux .....  | 99        |
| (1)           | Voie orale – per os (P.O.) .....   | 100       |
| (i)           | Dans l'eau de boisson .....  | 101       |
| (ii)          | Dans l'alimentation .....  | 102       |
| (iii)         | Par gavage .....   | 102       |

|              |  |            |
|--------------|--|------------|
| (2)          | Voie aérienne.....   | 103        |
| (3)          | Voie parentérale.....  | 103        |
| (i)          | Voie sous-cutanée (S.C.).....  | 104        |
| (ii)         | Voie intramusculaire (I.M.).....   | 104        |
| (iii)        | Voie intraveineuse (I.V.).....   | 104        |
| (iv)         | Voie intra-osseuse (I.O.).....   | 106        |
| (v)          | Voie intra-cœlomique ou intra-péritonéale.....                                 | 107        |
| (vi)         | Voies locales.....   | 107        |
| b)           | Voies d'administration chez les reptiles.....                                  | 108        |
| (1)          | Voie orale – per os (P.O.).....  | 108        |
| (i)          | Dans l'eau de boisson.....   | 108        |
| (ii)         | Dans l'alimentation.....   | 108        |
| (iii)        | Par gavage ou sondage oro-gastrique.....                                       | 108        |
| (2)          | Voie aérienne.....   | 109        |
| (3)          | Voie parentérale.....  | 109        |
| (i)          | Voie sous-cutanée (S.C.).....  | 109        |
| (ii)         | Voie intramusculaire (I.M.).....   | 110        |
| (iii)        | Voie intraveineuse (I.V.).....   | 111        |
| (iv)         | Voie intra-osseuse (I.O.).....   | 114        |
| (v)          | Voie intra-cœlomique.....  | 114        |
| (vi)         | Voie intracloacale ou <i>per cloacum</i> .....                                 | 114        |
| (vii)        | Voies locales.....   | 114        |
| <b>IV.E.</b> | <b>Principales molécules, voies d'administration et posologies.....</b>        | <b>115</b> |
| a)           | Les antiparasitaires.....  | 115        |
| (1)          | Utilisation des antiparasitaires chez les oiseaux.....                         | 116        |
| (2)          | Utilisation des antiparasitaires chez les reptiles.....                        | 119        |
| b)           | Les antifongiques.....   | 124        |
| (1)          | Utilisation des antifongiques chez les oiseaux.....                            | 124        |
| (2)          | Utilisation des antifongiques chez les reptiles.....                           | 126        |
| c)           | Les antibiotiques.....   | 128        |
| (1)          | Utilisation des antibiotiques chez les oiseaux.....                            | 128        |
| (2)          | Utilisation des antibiotiques chez les reptiles.....                           | 132        |
| d)           | Les anti-inflammatoires et les analgésiques.....                               | 138        |
| (1)          | Utilisation des anti-inflammatoires et des analgésiques chez les oiseaux.....  | 138        |
| (2)          | Utilisation des anti-inflammatoires et des analgésiques chez les reptiles..... | 140        |
| e)           | Les sédatifs et les anesthésiques.....   | 141        |
| (1)          | Généralités sur l'anesthésie et les précautions à prendre.....                 | 141        |
| (2)          | Anesthésie gazeuse.....  | 142        |
| (i)          | Utilisation de l'anesthésie gazeuse chez les oiseaux.....                      | 142        |
| (ii)         | Utilisation de l'anesthésie gazeuse chez les reptiles.....                     | 144        |
| (3)          | Sédation et anesthésie fixe.....   | 146        |
| (i)          | Utilisation de l'anesthésie fixe chez les oiseaux.....                         | 146        |
| (ii)         | Utilisation de l'anesthésie fixe chez les reptiles.....                        | 148        |
| f)           | Principes actifs divers.....   | 152        |
| (1)          | Utilisation de principes actifs divers chez les oiseaux.....                   | 153        |
| (2)          | Utilisation de principes actifs divers chez les reptiles.....                  | 155        |

## TROISIÈME PARTIE :

### APPORTS DE LA PHARMACOVIGILANCE ET ETUDE DE CAS CHEZ LES OISEAUX ET LES REPTILES DE COMPAGNIE. ....161

|       |  |     |
|-------|--|-----|
| I.    | LA PHARMACOVIGILANCE ET LA TOXICOVIGILANCE VÉTÉRINAIRE EN FRANCE :.....      | 164 |
| I.A.  | <i>Les Centres de Pharmacovigilance Vétérinaire</i> .....                    | 165 |
| I.B.  | <i>Les Centres de Toxicovigilance vétérinaire</i> .....                      | 166 |
| II.   | LES BASES DE DONNEES PHARMACOLOGIQUES ET TOXICOLOGIQUES :.....               | 166 |
| II.A. | <i>Présentation générale des bases de données</i> .....                      | 167 |
| a)    | La base du C.P.V.L. : Sentinel-Vet®.....                                     | 167 |
| b)    | La base du C.N.I.T.V. : V-Tox®.....  | 169 |
| II.B. | <i>Les données concernant les oiseaux et les reptiles de compagnie</i> ..... | 169 |
| a)    | Les appels au sujet des médicaments à usage vétérinaire.....                 | 169 |
| (1)   | Les oiseaux et les reptiles exposés :.....                                   | 170 |
| (2)   | Le profil des notificateurs :.....   | 172 |
| (3)   | Les motifs d'appel :.....  | 173 |
| (4)   | Les catégories des médicaments impliqués :.....                              | 173 |
| b)    | Les appels au sujet des médicaments à usage humain.....                      | 175 |
| (1)   | Les oiseaux et les reptiles concernés par les appels :.....                  | 176 |
| (2)   | La qualité des demandeurs :.....   | 178 |
| (3)   | Les motifs d'appel et les circonstances d'intoxication :.....                | 179 |

|   |            |
|---|------------|
| (i) Les motifs d'appel .....  | 179        |
| (ii) Les circonstances d'intoxication .....   | 180        |
| (4) Les catégories des médicaments impliqués : .....  | 181        |
| <b>II.C. Les limites des bases de données .....</b>   | <b>182</b> |
| a) Des limites quantitatives .....  | 182        |
| b) Des limites qualitatives .....   | 182        |
| <b>III. DES EXEMPLES DETAILLES DE PROBLEMES PHARMACOLOGIQUES RENCONTRES ET RAPPORTES AUX CENTRES : .....</b>  | <b>183</b> |
| <b>III.A. Effets indésirables et intoxications observés lors de l'utilisation d'un médicament à usage vétérinaire : le carbaryl chez des oiseaux. ....</b>          | <b>184</b> |
| a) Commémoratifs et anamnèse .....  | 184        |
| b) Traitement en cause .....  | 185        |
| c) Description et chronologie des symptômes .....   | 185        |
| d) Diagnostic et imputation .....   | 185        |
| (1) Conditions d'administration du produit d'après la notice .....  | 185        |
| (2) Toxicité du carbaryl .....  | 186        |
| (3) Imputation .....  | 187        |
| e) Recommandations .....  | 187        |
| <b>III.B. Intoxication observée lors de l'utilisation d'un médicament à usage vétérinaire hors A.M.M. : la moxidectine chez des reptiles. ....</b>                  | <b>189</b> |
| a) Commémoratif et anamnèse .....   | 189        |
| b) Traitement en cause .....  | 189        |
| c) Description et chronologie des symptômes .....   | 189        |
| d) Diagnostic et imputation .....   | 189        |
| (1) Conditions d'administration du produit d'après la notice .....  | 189        |
| (2) Toxicité de la moxidectine .....  | 189        |
| (3) Imputation .....  | 191        |
| e) Recommandations .....  | 191        |
| <b>III.C. Intoxications observées lors de l'utilisation de médicaments à usage humain ..</b>  | <b>191</b> |
| a) Intoxication d'un oiseau par un antifongique : amphotéricine B .....   | 191        |
| (1) Commémoratif et anamnèse .....  | 191        |
| (2) Traitement en cause .....   | 192        |
| (3) Description et chronologie des symptômes .....  | 192        |
| (4) Diagnostic et imputation .....  | 192        |
| (i) Conditions d'utilisation du produit d'après la notice .....   | 192        |
| (ii) Toxicité de l'amphotéricine B .....  | 192        |
| (iii) Imputation .....  | 194        |
| (5) Recommandations .....   | 194        |
| b) Intoxication d'un oiseau et d'un reptile par des anxiolytiques .....   | 194        |
| (1) Commémoratif et anamnèse .....  | 194        |
| (2) Traitement en cause .....   | 194        |
| (3) Description et chronologie des symptômes .....  | 195        |
| (4) Diagnostic et imputation .....  | 195        |
| (i) Conditions d'utilisation des produits d'après la notice .....   | 195        |
| (ii) Toxicité de l'halopéridol et du bromazépam .....   | 195        |
| (iii) Imputation .....  | 197        |
| (5) Recommandations .....   | 197        |
| <b>CONCLUSION .....</b>   | <b>201</b> |
| <b>BIBLIOGRAPHIE .....</b>  | <b>203</b> |
| <b>REFERENCES DES TEXTES REGLEMENTAIRES .....</b>   | <b>213</b> |
| <b>ANNEXES .....</b>  | <b>215</b> |
| ANNEXE 1 : CLASSIFICATION DES OISEAUX (D'APRES BELLANGEON M. – 1998 ; BULLIOT C. – 2004 ; DOSSENBACH M. ET J. D. – 1981) .....                                      | 217        |
| ANNEXE 2 : CLASSIFICATION DES REPTILES (D'APRES SCHILLIGER L. – 2004 ; BOUR R. ET AL. – 2002 ; GUIBE J. – 1970) .....   | 218        |
| ANNEXE 3 : ESPECES DOMESTIQUES ET ESPECES NON DOMESTIQUES – CIRCULAIRE DE LA DIRECTION DE LA NATURE ET DU PAYSAGE DU 28 OCTOBRE 1994 .....                          | 219        |
| ANNEXE 4 : ESPECES DOMESTIQUES ET ESPECES NON DOMESTIQUES – EXTRAIT DE L'ANNEXE A LA CIRCULAIRE DE LA DIRECTION DE LA NATURE ET DU PAYSAGE DU 28 OCTOBRE 1994 ..... | 220        |
| ANNEXE 5 : ESPECES DOMESTIQUES ET ESPECES NON DOMESTIQUES – ARRETE DU 11 AOUT 2006 .....  | 223        |



|  |     |
|--|-----|
| ANNEXE 6 : ESPECES DOMESTIQUES ET ESPECES NON DOMESTIQUES – EXTRAIT DE L'ANNEXE A L'ARRETE DU 11 AOUT 2006 .....                   | 224 |
| ANNEXE 7 : FORMULAIRE DE NOTIFICATION TELEPHONIQUE D'EFFET INDESIRABLE DE MEDICAMENT VETERINAIRE (C.P.V.L.) .....                  | 229 |
| ANNEXE 8 : FICHE DE DECLARATION D'EFFET INDESIRABLE CHEZ L'ANIMAL SUSCEPTIBLE D'ETRE DU A UN MEDICAMENT VETERINAIRE (C.P.VL.)..... | 233 |
| ANNEXE 9 : FICHE DE DECLARATION D'EFFET INDESIRABLE CHEZ L'HOMME SUSCEPTIBLE D'ETRE DU A UN MEDICAMENT VETERINAIRE (C.P.VL.).....  | 235 |
| ANNEXE 10 : FORMULAIRE DE NOTIFICATION TELEPHONIQUE D'INTOXICATION CHEZ L'ANIMAL (C.N.I.T.V.) .....                                | 237 |



# TABLE DES ILLUSTRATIONS

## FIGURES :

|   |     |
|---|-----|
| Figure n° 1 : Population d'animaux familiers en France en 2002 (FACCO/T.N.S. Sofres 2002)   | 31  |
| Figure n° 2 : Population d'animaux familiers en France en 2004 (FACCO/T.N.S. Sofres 2004)   | 31  |
| Figure n° 3 : Population d'animaux familiers (en millions) en France en 2005 (FACCO/T.N.S. Sofres 2005)                                       | 31  |
| Figure n° 4 : Population d'animaux familiers (en millions) en France en 2006 (d'après les résultats de FACCO/T.N.S. Sofres 2006)              | 31  |
| Figure n° 5 : Différentes formes de bec selon le mode d'alimentation (Shyamal L.)   | 52  |
| Figure n° 6 : Disposition des doigts des pattes d'oiseaux (Uwe G.)  | 52  |
| Figure n° 7 : Dessin de <i>Testudo hermanni</i>   | 53  |
| Figure n° 8 : Dessin de <i>Testudo graeca</i> (Owen D. W.)  | 53  |
| Figure n° 9 : Contention d'un oiseau de petite taille (Bulliot C.)  | 65  |
| Figure n° 10 : Contention d'un oiseau de taille moyenne (Bulliot C.)  | 65  |
| Figure n° 11 : Contention d'une tortue pour un examen à distance (Bulliot C.)   | 67  |
| Figure n° 12 : Contention d'une tortue inoffensive (Bulliot C.)   | 67  |
| Figure n° 13 : Contention par l'arrière d'une tortue agressive de petite taille (Bulliot C.)  | 67  |
| Figure n° 14 : Contention d'un serpent (Bulliot C.)   | 68  |
| Figure n° 15 : Contention d'un iguane (Bulliot C.)  | 70  |
| Figure n° 16 : Principales plumes de contour de l'aile d'un oiseau (d'après Boissonneault C.)   | 76  |
| Figure n° 17 : Représentation schématique de la structure des plumes de contour   | 76  |
| Figure n° 18 : Représentation schématique d'une plume de duvet et d'une filoplume   | 77  |
| Figure n° 19 : Positionnement d'un oiseau pour une radiographie en incidence ventro-dorsale (d'après Krautwald M.-E. et al. - 1992)           | 79  |
| Figure n° 20 : Autre méthode de contention pour une radiographie d'oiseau en incidence ventro-dorsale (d'après Krautwald M.-E. et al. - 1992) | 79  |
| Figure n° 21 : Positionnement d'un oiseau pour une radiographie en incidence latéro-latérale (d'après Krautwald M.-E. et al. - 1992)          | 79  |
| Figure n° 22 : Coupe de peau d'un orvet (d'après Boussarie D. - 1992)   | 84  |
| Figure n° 23 : Coupe transversale d'une carapace de tortue (d'après Boussarie D. - 1992)  | 84  |
| Figure n° 24 : Coupe longitudinale d'une carapace de tortue (d'après Boussarie D. - 1992)   | 84  |
| Figure n° 25 : Représentation schématique d'une injection dans la veine ulnaire d'un oiseau (d'après Krautwald M.-E. et al. - 1992)           | 105 |
| Figure n° 26 : Site d'injection intraveineuse chez la tortue, la veine coccygienne dorsale (d'après Mc Cracken H. - 1993)                     | 111 |
| Figure n° 27 : Écailles ventrales servant de repères pour l'injection intracardiaque chez la tortue (d'après Mc Cracken H. - 1993)            | 112 |
| Figure n° 28 : Site d'injection intraveineuse chez la tortue marine, le sinus cervical dorsal (d'après Mc Cracken H. - 1993)                  | 112 |
| Figure n° 29 : Site d'injection intraveineuse chez le lézard, la veine coccygienne ventrale (d'après Mc Cracken H. - 1993)                    | 112 |
| Figure n° 30 : Site d'injection intraveineuse chez le serpent, la veine coccygienne ventrale (d'après Mc Cracken H. - 1993)                   | 113 |
| Figure n° 31 : Logo du Centre de Pharmacovigilance Vétérinaire de Lyon (C.P.V.L.)   | 164 |
| Figure n° 32 : Logo du Centre de Pharmacovigilance Vétérinaire de l'Ouest (C.P.V.O.)  | 164 |
| Figure n° 33 : Logo du Centre National d'Information Toxicologique Vétérinaire (C.N.I.T.V.)   | 164 |
| Figure n° 34 : Logo du Centre AntiPoison Animal de l'Ouest (CAPA-Ouest)   | 164 |

|   |     |
|---|-----|
| Figure n° 35 : Place du C.P.V.L. au centre de la pharmacovigilance vétérinaire en France (page internet de l'E.N.V.L. sur le C.P.V.L.).....   | 165 |
| Figure n° 36 : Proportion des différents groupes d'oiseaux de compagnie concernés par l'utilisation de médicaments à usage vétérinaire (d'après les données du C.P.V.L.) [n=37] .....   | 170 |
| Figure n° 37 : Proportion des différents groupes de reptiles concernés par l'utilisation de médicaments à usage vétérinaire (d'après les données du C.P.V.L.) [n=18].....   | 171 |
| Figure n° 38 : Qualité des notificateurs auprès du C.P.V.L. concernant l'utilisation de médicaments à usage vétérinaires (d'après les données du C.P.V.L.) [n=21 709] .....   | 172 |
| Figure n° 39 : Motifs des appels concernant l'utilisation de médicaments à usage humain chez les oiseaux et chez les reptiles de compagnie (d'après les données du C.P.V.L.) [n <sub>O</sub> =37 ; n <sub>R</sub> =18] .....  | 173 |
| Figure n° 40 : Catégories des médicaments à usage vétérinaire notifiés chez les oiseaux et chez les reptiles de compagnie (d'après les données du C.P.V.L.) [n <sub>O</sub> =37 ; n <sub>R</sub> =18] .....                   | 174 |
| Figure n° 41 : Catégories des médicaments à usage vétérinaire impliqués chez les oiseaux et les reptiles de compagnie (d'après les données du C.P.V.L.) [n <sub>O</sub> =37 ; n <sub>R</sub> =18] .....                       | 174 |
| Figure n° 42 : Proportion des différents groupes d'oiseaux de compagnie concernés par l'utilisation de médicaments à usage humain (d'après les données du C.N.I.T.V.) [n=25] .....  | 176 |
| Figure n° 43 : Proportion des différents groupes de reptiles de compagnie concernés par l'utilisation de médicaments à usage humain (d'après les données du C.N.I.T.V.) [n=6] .....   | 177 |
| Figure n° 44 : Qualité des demandeurs auprès du C.N.I.T.V. concernant l'utilisation de médicaments à usage humain chez les oiseaux et les reptiles de compagnie [n=31] .....  | 178 |
| Figure n° 45 : Motifs des appels concernant l'utilisation de médicaments à usage humain chez les oiseaux et chez les reptiles de compagnie (d'après les données du C.N.I.T.V.) [n <sub>O</sub> =25 ; n <sub>R</sub> =6] ..... | 179 |
| Figure n° 46 : Circonstances d'intoxication par des médicaments à usage humain chez les oiseaux et les reptiles de compagnie (d'après les données du C.N.I.T.V.) [n <sub>1</sub> =25 ; n <sub>2</sub> =6] .....               | 180 |
| Figure n° 47 : Catégories de médicaments à usage humain impliqués chez les oiseaux de compagnie (d'après les données du C.N.I.T.V.) [n=27 : 25 appels concernant 27 médicaments].....   | 181 |
| Figure n° 48 : Structure chimique du carbaryl.....  | 186 |
| Figure n° 49 : Structure chimique de l'amphotéricine B .....  | 192 |
| Figure n° 50 : Structure chimique de l'halopéridol .....  | 195 |
| Figure n° 51 : Structure chimique du bromazépam.....  | 196 |

## PHOTOGRAPHIES :

|   |    |
|---|----|
| Photographie n° 1 : Canari jaune lipochrome schimmel – <i>Serinus canaria</i> (C. Courbois).....                  | 34 |
| Photographie n° 2 : Diamants mandarins femelle et mâle – <i>Taeniopygia guttata</i> (L. M. Bugallo Sánchez) ..... | 34 |
| Photographie n° 3 : Goura de Victoria – <i>Goura victoria</i> (A. Pingstone) .....                                | 34 |
| Photographie n° 4 : Pigeon biset – <i>Columba livia</i> (Merops) .....  | 34 |
| Photographie n° 5 : Perruche ondulée – <i>Melopsittacus undulatus</i> (A. T. Fairchild) .....                     | 35 |
| Photographie n° 6 : Lori écarlate – <i>Eos bornea</i> (Nico1984) .....  | 35 |
| Photographie n° 7 : « Craco », Gris du Gabon – <i>Psittacus erithacus</i> (H. Kolmayer).....                      | 35 |
| Photographie n° 8 : Cacatoès blanc – <i>Cacatua alba</i> (A. Pingstone).....                                      | 35 |
| Photographie n° 9 : Ara jaune – <i>Ara ararauna</i> (jpatokal) .....  | 35 |
| Photographie n° 10 : Youyou du Sénégal – <i>Poicephalus senegalus</i> (A. Müseler) .....                          | 35 |
| Photographie n° 11 : Python royal – <i>Python regius</i> (Dinosoria.com).....                                     | 36 |
| Photographie n° 12 : Serpent des blés, femelle – <i>Pantherophis guttatus guttatus</i> (L. Hutin).....            | 36 |

|   |     |
|---|-----|
| Photographie n° 13 : Vipère du Gabon – <i>Bitis gabonica rhinoceros</i> (A. Coritz) .....                                   | 37  |
| Photographie n° 14 : Cobra indien – <i>Naja naja</i> (S. Das) .....   | 37  |
| Photographie n° 15 : Tortue mauresque – <i>Testudo graeca</i> (testudomaniac.com) .....                                     | 37  |
| Photographie n° 16 : Tortue d’Hermann – <i>Testudo hermanni</i> (testudomaniac.com) .....                                   | 37  |
| Photographie n° 17 : Cistude d’Europe – <i>Emys orbicularis</i> (chelioniophilie.com).....                                  | 38  |
| Photographie n° 18 : Tortue hargneuse – <i>Chelydra serpentina</i> (C. Touzet) .....  | 38  |
| Photographie n° 19 : Gecko léopard – <i>Eublepharis macularius</i> , juvéniles (Dinosoria.com)...                           | 38  |
| Photographie n° 20 : Iguane vert – <i>Iguana iguana</i> , mâle (C. R. Linder) .....   | 38  |
| Photographie n° 21 : Caméléon de Meller – <i>Chamaeleo melleri</i> , mâle (A. Pingstone).....                               | 38  |
| Photographie n° 22 : Fouette-queue – <i>Uromastix acanthinurus</i> (Biotopa.nature.free.fr) .....                           | 38  |
| Photographie n° 23 : Tortue rayonnée – <i>Astrochelys radiata</i> (Chelionophilie.com).....                                 | 39  |
| Photographie n° 24 : Tortues de Floride, dans un bassin d’un parc animalier (C. Touzet).....                                | 41  |
| Photographie n° 25 : Tortue de Floride – <i>Trachemys scripta elegans</i> (W. Van Devender)....                             | 41  |
| Photographie n° 26 : Écaille supracaudale divisée de <i>Testudo hermanni</i> (Testudomaniac.com)                            | 54  |
| Photographie n° 27 : Écaille supracaudale de <i>Testudo graeca</i> (Testudomaniac.com) .....                                | 54  |
| Photographie n° 28 : <i>Boa constrictor imperator</i> mangeant une proie (J. Raschendorf) .....                             | 56  |
| Photographie n° 29 : Schéma des écailles d'un <i>Boa constrictor</i> (C. Touzet) .....                                      | 56  |
| Photographie n° 30 : Python molure – <i>Python molurus</i> (C. Touzet) .....  | 56  |
| Photographie n° 31 : Python molure albinos – <i>Python molurus</i> (C. Touzet) .....  | 56  |
| Photographie n° 32 : Python vert – <i>Morelia viridis</i> .....   | 56  |
| Photographie n° 33 : Python royal – <i>Python regius</i> .....  | 56  |
| Photographie n° 34 : Élaphe – <i>Elaphe guttata guttata</i> – ingérant une proie dans son terrarium<br>(L. Hutin).....      | 62  |
| Photographie n° 35 : Élaphe s’abreuvant dans son terrarium (L. Hutin) .....   | 62  |
| Photographie n° 36 : « Craco », Perroquet Gris du Gabon, dans sa cage (H. Kolmayer) .....                                   | 62  |
| Photographie n° 37 : « Coqui », Amazone, dans sa cage (H. Kolmayer).....  | 62  |
| Photographie n° 38 : Exemple de terrarium d'hospitalisation pour reptiles (d'après F. Rival –<br>2007) .....                | 71  |
| Photographie n° 39 : Injection intraveineuse sur un <i>Ara ararauna</i> (d'après D. Boussarie –<br>2007) .....              | 105 |
| Photographie n° 40 : Injection intraveineuse sur une <i>Trachemys scripta elegans</i> (d'après X.<br>Ferreira – 2006) ..... | 111 |
| Photographie n° 41 : Anesthésie gazeuse d'un <i>Ara ararauna</i> (d'après E. Risi – 2007a).....                             | 143 |
| Photographie n° 42 : Monitoring cardiaque d'un caméléon (d'après X. Ferreira – 2006).....                                   | 145 |

## **TABLEAUX :**

|   |     |
|---|-----|
| Tableau 1 : Conditions légales de détention des reptiles en captivité (d'après Schilliger L. –<br>2005a/b) .....                            | 44  |
| Tableau 2 : Exemples d'espèces de reptiles concernées ou non par la nouvelle réglementation<br>de 2004 (d'après Schilliger L. – 2005b)..... | 45  |
| Tableau 3 : Critères de diagnose tortue aquatique – tortue terrestre.....   | 53  |
| Tableau 4 : Critères de diagnose d'espèce Tortue d'Hermann – Tortue mauresque.....  | 54  |
| Tableau 5 : Critères de diagnose des principaux boïdés (d'après Boussarie D. – 1992 ; Bulliot<br>C. – 2004).....                            | 55  |
| Tableau 6 : Critères de diagnose Couleuvre-Vipère (d'après Boussarie D. – 1993).....  | 57  |
| Tableau 7 : Pharmacocinétique de l'enrofloxacin chez quelques reptiles (d'après Rival F. -<br>2004b) .....                                  | 97  |
| Tableau 8 : Principaux antiparasitaires utilisés chez les oiseaux de compagnie [*formulations<br>avec A.M.M. chez les oiseaux] .....        | 117 |
| Tableau 9 : Principaux antiparasitaires utilisés chez les reptiles de compagnie .....   | 121 |
| Tableau 10 : Principaux antifongiques utilisés chez les oiseaux de compagnie.....   | 126 |

|   |     |
|---|-----|
| Tableau 11 : Principaux antifongiques utilisés chez les reptiles de compagnie .....   | 127 |
| Tableau 12 : Principaux antibiotiques utilisés chez les oiseaux de compagnie [*formulations avec A.M.M. chez les oiseaux] .....                           | 130 |
| Tableau 13 : Principaux antibiotiques utilisés chez les reptiles de compagnie .....   | 134 |
| Tableau 14 : Principaux anti-inflammatoires et analgésiques utilisés chez les oiseaux de compagnie .....  | 139 |
| Tableau 15 : Anti-inflammatoires et analgésiques utilisés chez les reptiles de compagnie ...  | 141 |
| Tableau 16 : Principes actifs et associations médicamenteuses classiquement utilisées pour l'anesthésie fixe des oiseaux de compagnie .....               | 147 |
| Tableau 17 : Doses de kétamine administrée par voie intramusculaire chez les reptiles en fonction des catégories de poids (d'après Firmin Y. - 2001)..... | 148 |
| Tableau 18 : Molécules classiquement utilisées pour la sédation et l'anesthésie fixe des reptiles de compagnie .....                                      | 150 |
| Tableau 19 : Autres molécules utilisées chez les oiseaux de compagnie [* formulations avec A.M.M. chez les oiseaux] .....                                 | 154 |
| Tableau 20 : Autres molécules utilisées chez les reptiles de compagnie [* formulations avec A.M.M. chez les reptiles].....                                | 156 |
| Tableau 21 : Système européen ABON (d'après Rossi S. – 2006 ; Pineau X., Buronfosse F. – 2006) .....  | 168 |
| Tableau 22 : Commémoratifs des oiseaux intoxiqués au carbaryl (d'après les données du C.P.V.L.) .....   | 184 |
| Tableau 23 : Conditions d'utilisation de médicaments à usage vétérinaire contenant du carbaryl (d'après le DMV 2007) .....                                | 186 |
| Tableau 24 : Principales recommandations parues sur l'utilisation de l'Amphotéricine B chez les NAC.....  | 193 |

# INTRODUCTION

Le terme NAC a été employé pour la première fois en 1984 à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon, au cours d'une séance de la société des Sciences Vétérinaires et de Médecine Comparée (Bellangeon M. – 1995). Il signifie « Nouveaux Animaux de Compagnie » et se basait alors sur le fait que ce groupe d'animaux était, à la fin du XX<sup>ème</sup> siècle, relativement récent en consultation vétérinaire. Plus tard, le terme de « Nouvelles Espèces Médicalisées » (NEM) avait été également proposé mais n'a pas été retenu.

On regroupait alors sous l'appellation NAC les espèces autres que le Chien et le Chat : les Oiseaux, les Reptiles, les petits Mammifères (Rongeurs, Lagomorphes, Mustélidés,...), mais aussi les Poissons, les Araignées et les Amphibiens. L'engouement des Français pour ces espèces « exotiques » était là, les NAC représentaient ainsi déjà plus de 5% de la population animale française en 2000. Des produits et vétérinaires spécialisés commençaient alors à apparaître. Aujourd'hui, on peut considérer beaucoup de petits Mammifères traditionnels (Furet, Rat, Souris, Hamster, Lapin,...) ainsi que certaines espèces d'Oiseaux (Canaris, Perroquets, Perruches, ...) comme des animaux de compagnie au même titre que le Chien et le Chat.

Le vétérinaire est, par conséquent, plus fréquemment confronté à de tels patients. Et leurs propriétaires, allant de jeunes enfants à des adultes passionnés de l'espèce en question, sont de plus en plus exigeants quant au suivi médical de leurs animaux et aux soins qui peuvent leur être prodigués. Il est parfois possible pour le clinicien d'extrapoler les examens cliniques et les traitements des petits mammifères NAC à partir de ce qui est bien connu chez nos carnivores domestiques. Mais lorsqu'il est question d'oiseaux ou de reptiles, le défi n'est plus le même : ces animaux appartiennent à de très vastes groupes zoologiques qui incluent des espèces souvent très différentes les unes des autres d'un point de vue physiologique, métabolique et comportemental.

Nous avons donc choisi ici de traiter des difficultés autant cliniques que thérapeutiques qu'un vétérinaire de clientèle « classique » peut être amené à rencontrer avec ces classes bien particulières du règne animal.

Pour cela, nous allons, dans une première partie, présenter la place qu'occupent les oiseaux et les reptiles au sein de nos animaux de compagnie. Nous aborderons ensuite plus précisément, en seconde partie, les difficultés que rencontre le vétérinaire pour les examiner et les soigner. Enfin, la dernière partie sera l'occasion d'étudier des cas choisis de pharmacovigilance dans ces espèces, à partir de données fournies par le C.N.I.T.V. et le C.P.V.L.





## Liste des abréviations :

AFIRAC : Association Française d'Information et de Recherche sur l'Animal de Compagnie

A.M.M. : Autorisation de Mise sur le Marché

bid : *bis in die* – deux fois par jour

C.N.I.T.V. : Centre Nationale d'Information Toxicologique Vétérinaire

C.P.V.L. : Centre de Pharmacovigilance Vétérinaire de Lyon

D.S.V. : Direction des Services Vétérinaires

FACCO : Syndicat des Fabricants d'Aliments préparés pour Chiens, Chats, Oiseaux et autres animaux familiers

h : heure(s)

I.C. : intracardiaque

I.M. : intramusculaire

I.V. : intraveineux

j. : jour(s)

min. : minute(s)

NAC : Nouveaux Animaux de Compagnie

P.O. : *Per Os*

P.V. : poids vif

phy. (sérum) : physiologique

S.C. : sous-cutané

sid : *semel in die* – une fois par jour

T.M.O. : Institut d'études, d'enquêtes et de sondages d'opinion pour les entreprises, les collectivités et les territoires

T.N.S. Sofres : société française d'étude de marchés et d'opinion



**PREMIÈRE PARTIE :**  
**Les Oiseaux et les Reptiles comme Animaux de  
Compagnie**



# PREMIÈRE PARTIE :

## Les Oiseaux et les Reptiles comme Animaux de Compagnie

### I. Classification des oiseaux et des reptiles :

Les premières classifications des principaux groupes du monde animal étaient basées sur des arguments anatomiques sans réelle valeur. Il aura fallu arriver à Carl Linnæus, anobli Carl von Linné (1758), naturaliste suédois, il y aura bientôt deux siècles et demi, pour constater un essai de classification plus rationnel dans la 10<sup>ème</sup> édition du *Systema Naturae*. Puis divers spécialistes ont apporté leur contribution et ces classifications ont connu de nombreux remaniements. On se doit donc d'admettre qu'une classification, même si elle nous semble complète à un moment donné, est temporaire : de nouvelles espèces seront encore décrites et des modifications des combinaisons génériques proposées.

Nous allons donc ici présenter une classification simplifiée des oiseaux puis une des reptiles afin de montrer la grande diversité des espèces qui constituent ces 2 groupes du règne animal.

#### I.A. Place des oiseaux dans le règne animal

Les oiseaux ont subi depuis le Jurassique une évolution et une variation importante à partir d'un ancêtre commun. Il en résulte alors une variété de formes d'oiseaux aux mœurs différentes et on en dénombre aujourd'hui plus de 8000 espèces (Bellangeon M. - 1998), voire plus de 9000 (Bulliot C. – 2004). Il s'agit d'une classe du règne animal très diversifiée.

La classe des oiseaux comprend en fait 2 sous-classes, celle des Archaeornithes - dont le célèbre Archaeopteryx - et celle des Néornithes. La deuxième sous-classe regroupe les oiseaux actuels, qui sont séparés en 2 super-ordres, les Paléognathes (oiseaux incapables de voler) et les Néognathes (ayant la capacité de voler pour la plupart). Ces derniers sont répartis en 29 ordres et divisés en 158 familles. En **annexe 1**, nous présentons certains de ces ordres, dans une classification très simplifiée qui prend en compte, en priorité, les oiseaux les plus classiquement rencontrés en clientèle vétérinaire et/ou chez les particuliers. (Dossenbach M. et J. D. – 1981 ; Bellangeon M. - 1998 ; Bulliot C. – 2004)

Pour ceux qui aimeraient aller plus loin dans la connaissance des oiseaux, un ouvrage récent présente de nombreuses informations sur l'anatomie, la physiologie, l'écologie, l'éthologie et la systématique des oiseaux : Guilhem Lesaffre (2006) - *Nouveau Précis d'ornithologie*, Vuibert (Paris), 216 p. Un site, *Avibase®*, est également disponible sur internet, comportant des données sur la distribution, la taxinomie, les synonymes dans plusieurs langues, etc... concernant de nombreuses espèces d'oiseaux (Denis Lepage ; URL : <http://www.bsc-eoc.org/avibase/>).

#### I.B. Place des reptiles dans le règne animal

Sur les seize ordres de reptiles qui étaient florissants à l'ère secondaire, quatre seulement ont survécu [**annexe 2**], divisés en plus de 7 000 espèces, et dont un qui ne serait plus représenté que par une ou deux espèces (Schilliger – 2004) :

- L'ordre des Chéloniens, ou « tortues », constitué d'espèces aquatiques, terrestres et semi-aquatiques, dont les espèces actuellement connues se répartissent en deux sous-ordres, les Cryptodires (cou rétractile en S dans un plan vertical) et les Pleurodires (cou rétractile en S horizontal), sous-ordre auquel appartient la majorité des espèces rencontrées en clientèle vétérinaire, et plus de quatorze familles (Guibé J. – 1970 ; Bour L. et al. – 2002) ;

- L'ordre des Crocodyliens (crocodiles, alligators et caïmans) dont les individus, répartis en une vingtaine d'espèces, présentent diverses adaptations à un mode de vie mi-aquatique mi-terrestre ;
- L'ordre des Squamates, qui est lui-même divisé en trois sous-ordres, regroupant approximativement plus de 7150 espèces :
  - Les Sauriens ou lacertiliens, les « lézards » au sens large (lézards, caméléons, iguanes...) qui ont, généralement, quatre membres bien développés. Certaines espèces de sauriens ont toutefois des pattes très réduites (certains scinques, par exemple) ; d'autres n'ont pas de pattes du tout (les orvets). Ce sous-ordre comptabilise quelques 3500 espèces différentes (Aulio R. et al. – 2003).
  - Les Ophidiens ou « serpents », comptant plus de 10 familles et près de 3000 espèces ;
  - Les Amphisbénieniens (comprenant en particulier les amphisbènes) qui ressemblent à première vue à des serpents, par la forme de leur corps et l'absence de pattes (à l'exception des espèces du genre *Bibes*, qui ont deux pattes antérieures). Ils vivent toujours enfouis dans la terre et leurs yeux sont atrophiés.
- L'ordre des Rhynchocéphales, principalement représenté aujourd'hui par une espèce, le sphénodon. Il s'agit d'un gros lézard épineux avec des caractéristiques particulières (notamment en ce qui concerne le squelette de la tête) qui le rapprochent plutôt d'espèces aujourd'hui disparues. (Guibé J. – 1970 ; Boussarie D. – 1992 ; Bour R. et al. – 2002 ; Heard D. et al. – 2002 ; Schilliger L. – 2004)

Dans la suite de notre exposé, nous allons essentiellement considérer l'ordre des Chéloniens et celui des Squamates, principalement avec les sous-ordres des Sauriens et des Ophidiens. En effet, ceux-ci regroupent la grande majorité, pour ne pas dire la totalité, des espèces détenues comme animaux de compagnie dans nos contrées.

## **II. Les oiseaux et les reptiles de compagnie en France**

Il est difficile d'obtenir des chiffres précis pour évaluer la population des NAC en général mais, d'après l'AFIRAC et une étude de 2005 de la FACCO/T.N.S. Sofres, parmi les quelques 65 millions d'animaux possédés en France, toute espèce confondue, les NAC affirment leur place dans 6% des foyers français pour les rongeurs et lapins, dans un peu plus de 5% des foyers pour les oiseaux et plus de 10% pour les poissons. Ce chiffre est cependant en baisse en 2006 avec 59,8 millions d'animaux de compagnie, d'après la dernière étude de la FACCO/T.N.S. Sofres. (pages internet de l'AFIRAC et de la FACCO)

Ces données sont en fait obtenues en extrapolant à partir de ce qui est acheté pour entretenir ces animaux (nourriture, terrariums, souris vivantes, sondes pour vérifier l'hygrométrie et la température ambiante des terrariums, etc...) mais aussi grâce à des études statistiques, comme celles de la T.N.S. Sofres « réalisées chaque année auprès de 20000 foyers (soit 53 000 personnes) représentatifs des ménages français, par courrier, au travers d'un questionnaire dédié aux animaux de compagnie, avec un taux de renouvellement du panel de 25% (panel Metascope) ». Ainsi, selon les études considérées, les chiffres obtenus ne concordent pas toujours et il faut savoir rester critiques sur ces estimations de la population d'animaux de compagnie en France.

### **II.A. Importance des oiseaux de compagnie en France**

En 1990, d'après le Dr J.-P. André (1990), on comptabilise environ 9 millions d'oiseaux de cage et de volière en France, ce qui représente alors un quart de la population d'animaux familiers. Parmi les 2 millions de possesseurs d'oiseaux, plus de la moitié possèdent des canaris, 427 000 des perruches ondulées et plus de 500 000 des oiseaux exotiques variés. Malgré ces chiffres importants, ils restent encore très souvent peu médicalisés, la pensée commune étant qu'un "NAC ne se soigne pas, il se remplace". Cette vision assez réductrice de

la place des NAC, et ainsi des oiseaux, dans l'esprit des propriétaires tend aujourd'hui à changer. Les propriétaires de ces animaux exotiques s'impliquent de plus en plus affectivement et attendent désormais que leurs animaux soient aussi bien pris en charge et soignés qu'un chien ou un chat, patients plus courants des cliniques vétérinaires.

Les études T.M.O. et Sofres estiment le nombre d'oiseaux de compagnie en France en 1994 entre 6 et 9 millions (Bellangeon M. – 1995) puis entre 9 et 10 millions d'individus en 1996, avec 8 % des ménages français possédant au moins 1 oiseau. La plus forte concentration d'oiseaux de cage et de volière se situe alors dans l'Est de notre pays. (Bellangeon M. – 1998)

Dans un article de FACCO Magazine de 2002, L. Barlerin (2003) rapporte que la population d'oiseaux en France est en légère croissance avec 8 millions d'individus mais que, par contre, le taux de possession fléchit un peu depuis 2000 (5,6%) [figure n° 1]. Ils occupent malgré tout la 4<sup>ème</sup> place en nombre d'animaux possédés, loin derrière les poissons mais assez proches des chiens et chats, respectivement avec 9,5 et 8,5 millions d'individus.

D'après l'enquête de 2004 [figure n° 2] puis de 2005 [figure n° 3] de la FACCO/T.N.S. Sofres, la population d'oiseaux dans les foyers français se stabilise à environ 6,59 millions d'individus, ce qui constitue 6,6% de la population d'animaux de compagnie possédés en France en 2004, mais plus que 5,2% en 2005, avec en moyenne 5 oiseaux par foyer possesseur.

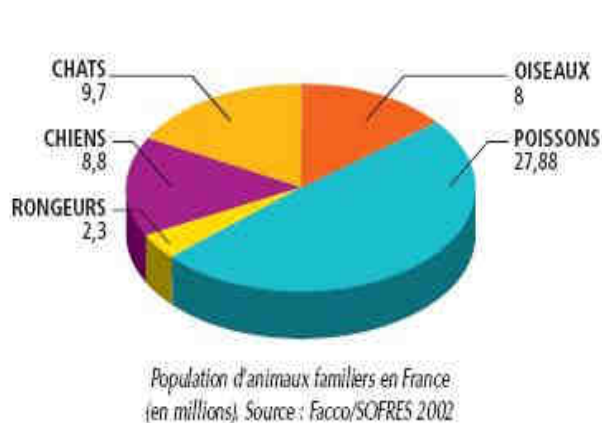


Figure n° 1 : Population d'animaux familiers en France en 2002 (FACCO/T.N.S. Sofres 2002)

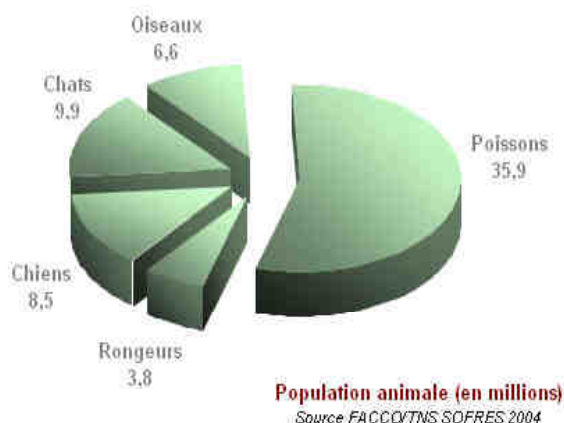


Figure n° 2 : Population d'animaux familiers en France en 2004 (FACCO/T.N.S. Sofres 2004)

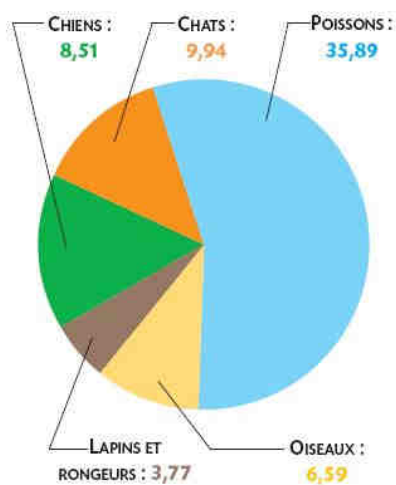


Figure n° 3 : Population d'animaux familiers (en millions) en France en 2005 (FACCO/T.N.S. Sofres 2005)

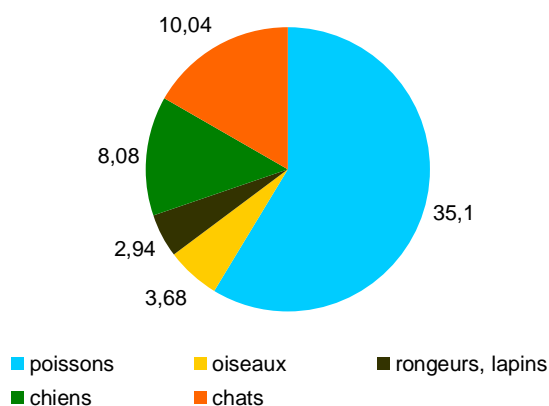


Figure n° 4 : Population d'animaux familiers (en millions) en France en 2006 (d'après les résultats de FACCO/T.N.S. Sofres 2006)

La treizième et dernière enquête en date de la FACCO/T.N.S. Sofres [figure n° 4], (Anonyme – 2007b), montre que les oiseaux accusent une forte baisse, avec 3,68 millions d'individus possédés en 2006, et seulement 4,6 % des foyers français possédant au moins 1 oiseau contre 8% dix ans plus tôt.

Cette perte de près de 3 millions d'oiseaux se répercute sur les ventes de produits qui leur sont destinés (-1,9% par rapport à 2005) alors que la vente de produits pour animaux de compagnie a globalement progressé de +2,5%. Cette baisse peut s'expliquer avec la crise de l'influenza aviaire qui a engendré des mesures sanitaires contraignantes (restriction à l'importation d'oiseaux au sein de l'Union Européenne notamment). Ainsi, le recours aux élevages européens, plus cher mais nécessaire, entraîne l'appauvrissement du choix d'oiseaux dans les animaleries (restriction aux espèces les plus communes, voire disparition totale des oiseaux de la vente) et les acheteurs potentiels sont par conséquent moins attirés par ce genre d'animal de compagnie. A cela s'ajoute le fait que les gens sont de plus en plus sensibilisés au respect de la biodiversité et à la protection de la nature, et ils développent ainsi un intérêt pour les « oiseaux du ciel », plutôt que pour les oiseaux traditionnels de cage et de volière. (Leforestier E. – 2007)

Malheureusement, il est difficile d'avoir des chiffres vraiment précis et concordant d'une enquête à l'autre, aucun recensement des Oiseaux de compagnie n'existant à ce jour. Il importe donc de rappeler qu'il s'agit ici d'estimations faites en fonction des achats des propriétaires ou de questionnaires remplis par un échantillon "représentatif" de la population française au cours d'un sondage, ce qui induit que ce "recensement" reste entaché d'erreurs.

## **II.B. Importance des reptiles de compagnie en France**

De même qu'avec les oiseaux, l'étude FACCO/Sofres de 1994 (Bellangeon M. – 1995) puis de 2002 (Barlerin L. – 2003) annonce qu'entre 500 et 800 000 reptiles sont possédés en France en 2002. Ce recensement est encore plus difficile que celui réalisé chez les oiseaux de compagnie, étant donné leur nombre, en apparence, plus réduit et un manque de données plus marqué. Cependant, en 1995, il est annoncé que plus de 3 millions de tortues subsistent alors en captivité en France (Firmin Y. - 1996). Ce chiffre comptabilise sans aucun doute autant les tortues possédées par des particuliers que celles détenues dans des parcs zoologiques.

Cette possession de reptiles en tant qu'animaux de compagnie existe depuis déjà plusieurs décennies. Dans les années 1970, un phénomène de mode, lancé aux Etats-Unis, a touché l'animalerie dans le monde : celui des tortues de Floride à tempes rouges. Depuis, le nombre de reptiles détenus a sans cesse augmenté et les espèces concernées sont de plus en plus diversifiées : tortues, iguanes, boas, caméléons, etc.... De plus, les éleveurs de reptiles ont fait d'énormes progrès et il est aujourd'hui commun d'élever et de faire reproduire en captivité de très nombreuses espèces. Ainsi, les animaux vendus sont essentiellement nés en captivité ce qui permet de diminuer les prélèvements dans le milieu naturel. Cette évolution est également favorisée par la Convention de Washington, sujet abordé dans la partie sur la législation de cet exposé. Un reptile né en captivité est en général moins agressif, plus manipulable et moins sujet au stress et aux maladies parasitaires. (Bulliot C. – 2004)

Mais les reptiles, tout comme les oiseaux, diffèrent beaucoup des mammifères de par leurs particularités physiologiques et anatomiques dont vont découler de nombreuses règles à respecter pour leur maintien en captivité et les soins qui leur seront apportés.

Au sujet de l'évolution de la possession des reptiles, l'AFIRAC écrit que *"la tortue de Floride a coulé à pic. L'Iguane, malgré des goûts dispendieux en matière de terrarium, se développe régulièrement. Les serpents ont de plus en plus de fidèles. Le Varan tente une percée, mais n'est peut-être pas encore assez civilisé pour la majorité"*. (site internet de l'AFIRAC)

Enfin, beaucoup d'espèces ont un statut protégé par la loi, ce que nous allons développer dans la partie suivante, après avoir brièvement présenté les principales espèces qu'un vétérinaire peut être amené à rencontrer en pratique courante.



## II.C. Principales espèces rencontrées en clientèle

Pourquoi choisir un boa, un poisson rouge, une mygale ou un canari plutôt qu'un chien ou un chat ? A la fois "miroir" et "faire-valoir" de l'homme, l'animal est choisi pour donner une image singulière de son maître. Pour beaucoup de personnes, l'animal choisi servirait donc à marquer la virilité ou une différenciation du classicisme ou bien encore à démarquer son retranchement social volontaire comme cela fut longtemps le cas pour certains propriétaires de rats. Mais aussi, pour beaucoup de personnes, la nature demeure quelque chose de lointain. Le terrarium comme la volière peuvent alors devenir des raccourcis de la nature sauvage : on recrée ainsi un biotope plus ou moins naturel chez soi et, en faisant se reproduire les animaux, on devient la mère nature même.

Ainsi, certains propriétaires recherchent un animal avec lequel ils vont pouvoir avoir un contact relativement proche et développer des liens affectifs, alors que d'autres recherchent plus l'aspect exotique et veulent recréer le milieu de vie naturel de l'espèce choisie pour pouvoir l'observer sans pour autant souhaiter la manipuler. Le vétérinaire peut alors se retrouver confronté à un grand éventail d'espèces animales et face à un client ayant souvent plus de connaissances que lui sur l'espèce animale qu'il détient. Ces « spécialistes » sont principalement les propriétaires d'oiseaux et de reptiles : ils ont pour habitude de donner le nom scientifique et non le nom vernaculaire de l'espèce possédée, d'où la nécessité d'un enseignement spécifique au sein des écoles vétérinaires, en formation continue mais aussi de l'initiative même des vétérinaires amenés à côtoyer ce genre d'espèces dans leur cabinet.

D'après l'étude FACCO/Sofres de 2002, la clientèle NAC est très éclectique : toutes les catégories socioprofessionnelles et toutes les tranches d'âge sont concernées. Cependant, il demeure une forte prédilection chez les jeunes, notamment les enfants, avec les petits mammifères. Les perroquets sont généralement détenus par des adultes, étant donnés les coûts financiers élevés (achat, entretien, longévité...) et les difficultés d'entretien. Les reptiles se retrouvent, quant à eux, souvent chez de jeunes adultes. (Bulliot C. – 2004)

### a) Principales espèces d'oiseaux de compagnie

L'étude T.M.O. de 1996 donne la répartition des différents groupes d'oiseaux cette année-là :

- 45% de canaris, représentant alors pratiquement un oiseau sur deux,
- 17% de perruches,
- 11,2% de tourterelles,
- 9% de perroquets, pour lesquels une augmentation était déjà à prévoir du fait des progrès de leur élevage,
- 4,4% d'exotiques,
- 2,2% de grandes perruches.

On peut considérer que cette répartition des espèces possédées est toujours valable de nos jours, excepté peut-être une progression dans la possession de perroquets, individus de longévité importante et de plus en plus médicalisés, notamment grâce au progrès de leur médecine outre-atlantique.

Parmi les espèces les plus communément possédées, on trouve donc :

- des **Passériformes** tels que le Canari ou Serin des Canaries – *Serinus canaria* [photographie n° 1], le Diamant mandarin (Zebra finch pour les anglophones) – *Taeniopygia guttata* (anciennement dénommé *Peophila guttata*) [photographie n° 2] et le grand Mainate ou Mainate religieux (indian hill Mynah) – *Gracula religiosa*.



Photographie n° 1 : Canari jaune lipochrome schimmel – *Serinus canaria* (C. Courbois)



Photographie n° 2 : Diamants mandarins femelle et mâle – *Taeniopygia guttata* (L. M. Bugallo Sánchez)

- des **Columbiformes** avec différentes espèces de pigeons et de colombes. En général, « pigeon » est le nom donné aux plus gros spécimen alors que « colombe » désigne les espèces les plus petites. Cette famille compte plus de 300 espèces allant du Ptilope nain (Dwarf Fruit-Dove en anglais) *Ptilinopus naina*, qui fait la taille d'une hirondelle, aux divers Gouras couronnés – *Goura spp.* – de Nouvelle Guinée [photographie n° 3] dont les représentants atteignent facilement la taille d'un poulet. Les individus les plus communément gardés en captivité sont les pigeons domestiques qui dériveraient du Pigeon biset – *Columba livia* [photographie n° 4] – et pour lesquels plus de 200 races fantaisistes existent aujourd'hui. (Redrobe S. – 2002)



Photographie n° 3 : Goura de Victoria – *Goura victoria* (A. Pingstone)



Photographie n° 4 : Pigeon biset – *Columba livia* (Merops)

- des **Psittaciformes** avec diverses perruches et perroquets notamment, comme la Perruche ondulée (Budgerigar) – *Melopsittacus undulatus* [photographie n° 5], la Perruche calopsitte (Cockatiel) – *Nymphicus hollandicus*, la Conure soleil – *Aratinga solstitialis*, le Lori rouge ou écarlate – *Eos bornea* [photographie n° 6], le Gris du Gabon – *Psittacus erithacus* [photographie n° 7], l'Amazone à front bleu – *Amazona aestiva*, le Cacatoès soufré (lesser sulphur-crested Cockatoo) – *Cacatua sulphurea*, le Cacatoès blanc (umbrella Cockatoo) – *Cacatua alba* [photographie n° 8], le Ara bleu (blue and gold Macaw) – *Ara ararauna* [photographie n° 9] et le Perroquet ou Youyou du Sénégal – *Poicephalus senegalus* [photographie n° 10], pour ne citer que quelques espèces de l'ordre des psittaciformes. (Stanford M. – 2002)



Photographie n° 5 : Perruche ondulée – *Melopsittacus undulatus* (A. T. Fairchild)



Photographie n° 6 : Lori écarlate – *Eos bornea* (Nico1984)



Photographie n° 7 : « Craque », Gris du Gabon – *Psittacus erithacus* (H. Kolmayer)



Photographie n° 8 : Cacatoès blanc – *Cacatua alba* (A. Pingstone)



Photographie n° 9 : Ara jaune – *Ara ararauna* (jpatokal)



Photographie n° 10 : Youyou du Sénégal – *Poicephalus senegalus* (A. Müseler)



## b) Principales espèces de reptiles de compagnie

Tout comme avec les oiseaux, un vétérinaire peut être amené à consulter une très grande variété de reptiles.

Les reptiles en tant qu'animaux de compagnie ne constituent qu'une partie des reptiles que l'on peut trouver en France. En effet, on les trouve également dans des vivariums les présentant au public, au sein de parcs animaliers, mais aussi dans des centres spécialisés dans l'élevage, pour la production de venin par exemple. Les espèces rencontrées dans ces différents domaines ne sont pas exactement les mêmes, malgré les possibilités grandissantes pour les amateurs les plus éclairés de posséder quasiment n'importe quelle espèce de reptile.

Ainsi, les espèces de reptiles les plus fréquemment rencontrées en clientèle sont :

- parmi les serpents, essentiellement des Boas et des Pythons (**Boïdés**) tel que le Python royal (*Python regius*) [photographie n° 11], de caractère assez docile et de taille raisonnable, mais aussi des **Colubridés**, dont les multiples espèces d'Élaphes, telles que le Serpent des Blés (*Pantherophis guttatus guttatus*, anciennement *Elaphe guttata guttata*) [photographie n° 12], pour les espèces non venimeuses.



Photographie n° 11 : Python royal – *Python regius*  
(Dinosoria.com)



Photographie n° 12 : Serpent des blés, femelle –  
*Pantherophis guttatus guttatus* (L. Hutin)

Ensuite, des espèces des deux grandes familles de serpents venimeux, les **Vipéridés** et les **Élapidés**, sont parfois hébergées par les amateurs de serpents dangereux.

Au sein des Vipéridés, on peut trouver des Crotalinés avec les « serpents à sonnettes » des genres *Crotalus* et *Sistrurus*, ou bien les genres *Lachesis*, *Bothrops*, *Agkistrodon*, *Trimeresurus*,..., des Vipérinés des genres *Bitis*, *Cerastes*, *Echis*, *Vipera*,... telle que *Bitis gabonica*, plus communément appelée la Vipère du Gabon (*Bitis gabonica rhinoceros*) [photographie n° 13]. Celle-ci est très colorée, facile à élever et non agressive, mais elle peut cependant injecter profondément une grande quantité de venin, à l'aide de ses crochets de 5 cm de longueur en moyenne, ce qui fait d'elle un animal dangereux.

Parmi les Élapidés, les représentants les plus fréquemment rencontrés sont les Cobras, comme le Cobra indien ou Cobra à lunettes asiatique, *Naja naja*, [photographie n° 14] et plus rarement les Bungares, les Mambas et les Serpents « corail ». (Firmin Y. –1986)

Il est important d'ajouter à ces espèces venimeuses la Couleuvre de Montpellier (*Malpolon monspessulanus*), de ce fait une exception dans la famille des Colubridés.



Photographie n° 13 : Vipère du Gabon –  
*Bitis gabonica rhinoceros* (A. Coritz)



Photographie n° 14 : Cobra indien – *Naja naja* (S. Das)

• en ce qui concerne les tortues, les tortues terrestres sont principalement représentées par deux espèces : la Tortue mauresque ou Tortue turque (*Testudo graeca*) [photographie n° 15] et la Tortue d'Hermann (*Testudo hermanni*) [photographie n° 16]. Quant aux tortues aquatiques, on peut citer les tristement célèbres « Tortues vertes » dites « de Floride » ou Tortues à tempes rouges (*Chrysemis/Trachemys scripta elegans*) et la Cistude d'Europe ou Cistude des marais (*Emys orbicularis*) [photographie n° 17].



Photographie n° 15 : Tortue mauresque – *Testudo graeca* (testudomaniac.com)



Photographie n° 16 : Tortue d'Hermann – *Testudo hermanni* (testudomaniac.com)

A côté de ces espèces classiques, des herpétologistes amateurs possèdent de nombreuses tortues terrestres telles que la Tortue des steppes (*Testudo horsfieldii*), la Tortue boîte de Caroline (*Terrapene carolina*), la Tortue radiée (*Geochelone radiata*) et la Tortue charbonnière (*Geochelone carbonaria*) ainsi que d'autres espèces de tortues aquatiques comme la Tortue hargneuse ou Tortue serpentine (*Chelydra serpentina*) [photographie n° 18], les tortues à carapace molle (*Trionyx sp.*), l'Émyde lépreuse (*Mauremys leprosa*), la Tortue boîte d'Amboine (*Cuora amboinensis*) et même parfois des tortues marines. (Firmin Y. – 1986/1996)





Photographie n° 17 : Cistude d'Europe – *Emys orbicularis* (cheloniophilie.com)



Photographie n° 18 : Tortue hargneuse – *Chelydra serpentina* (C. Touzet)

• enfin, parmi les lézards, on trouve des espèces très variées de Lézards européens, dits « des murailles », « vivipares », « verts » ou « ocellé », des Geckos avec par exemple le Gecko léopard (*Eublepharis macularius*) [photographie n° 19], des Iguanes comme le célèbre Iguane vert (*Iguana iguana*) [photographie n° 20], des Caméléons tel que le Caméléon de Meller (*Chamaeleo melleri*) [photographie n° 21], le Caméléon casqué (*Chamaeleo calytratus*) ou le Caméléon commun (*Chamaeleo chamaeleon*) mais également les dangereux Fouette-queue ou *Uromastix* [photographie n° 22], pour ne citer que quelques espèces. (Firmin Y. – 1986 ; Vienet V. – 2005)



Photographie n° 19 : Gecko léopard – *Eublepharis macularius*, juvéniles (Dinosoria.com)



Photographie n° 20 : Iguane vert – *Iguana iguana*, mâle (C. R. Linder)



Photographie n° 21 : Caméléon de Meller – *Chamaeleo melleri*, mâle (A. Pingstone)



Photographie n° 22 : Fouette-queue – *Uromastix acanthinurus* (Biotopa.nature.free.fr)

Même si la possession de tels animaux tend à se banaliser, il ne faut pas oublier que, contrairement aux chiens et aux chats qui sont domestiqués depuis très longtemps, ce n'est pas le cas de toutes les espèces d'oiseaux et surtout de nombreux reptiles. Ces derniers restent avant tout des espèces sauvages non domestiques maintenues en captivité et leur détention est alors réglementée.

### **III. Législation sur la détention d'oiseaux et reptiles de Compagnie :**

L'acquisition et la possession de nombreuses espèces animales sont soumises à une réglementation particulière du fait de leur caractère sauvage et exotique. Le vétérinaire se doit donc de connaître les dispositions légales relatives à la détention de ces animaux, que nous allons rappeler ci-dessous. (Bulliot C. – 2004 ; Danede D. – 2007)

#### **III.A. Législation internationale : la CITES**

Au début des années 1970, la communauté internationale prend conscience de la menace portée sur de nombreuses espèces animales et végétales du fait de l'absence de réglementation de leur commerce. Neuf états signent alors la Convention de Washington ou CITES (Convention on International Trade in Endangered Species of wild fauna and flora) le 3 mars 1973. Elle entre en vigueur dès le 1<sup>er</sup> juillet 1975 puis plus de 150 pays vont la ratifier, dont la France le 11 mai 1978. Elle est mise en application dès le 1<sup>er</sup> janvier 1985. Elle compte aujourd'hui 168 pays états parties.

Son but est, grâce à l'encadrement du commerce international, d'éviter la surexploitation et garantir une utilisation durable de la faune et de la flore sauvages. Elle concilie pour cela les intérêts écologiques (la sauvegarde des espèces) et les intérêts commerciaux (la pérennité de l'approvisionnement). Elle interdit donc le commerce des espèces en voie d'extinction et réglemente celui des espèces menacées. Elle établit également la nécessité d'un permis et d'une réglementation pour toutes les activités d'importation et d'exportation de ces animaux et végétaux. Ces espèces menacées par le commerce sont alors classées dans des listes, des « Annexes », en fonction de la menace qui pèse sur celles-ci. (Bulliot C. – 2004 ; Danede D. – 2007)

- Annexe I : Elle regroupe les espèces menacées d'extinction. Tout commerce est strictement interdit sauf dans des conditions exceptionnelles, par dérogation. Ces espèces sauvages ne doivent pas être trouvées en clientèle, seuls les animaux issus d'élevages ayant les autorisations nécessaires et au-delà de 2 générations nées en captivité peuvent être commercialisés. Exemples : *Boa constrictor occidentalis* (Boa d'Argentine), *Astrochelys radiata* (Tortue radiée/rayonnée de Madagascar) [photographie n° 23].



**Photographie n° 23 : Tortue rayonnée – *Astrochelys radiata***  
(Chelionophilie.com)

- Annexe II : Sont concernées les espèces dont le commerce non réglementé entraînerait l'extinction. On y retrouve de nombreuses espèces de NAC comme les tortues de terre, l'iguane, les boïdés (boas/python), les caméléons, le varan, le mainate et beaucoup de perroquets. Leur commerce est autorisé mais réglementé : il nécessite un permis d'exportation délivré par l'organisme de gestion de la CITES du pays exportateur et un permis d'importation délivré par l'autorité compétente (le ministère de l'Environnement en France) du pays importateur. Un numéro CITES est alors attribué à l'animal sauvage exporté/importé, qui va devoir le suivre tout au long de son existence. Lors de sa vente, la feuille d'achat doit comporter le numéro CITES ainsi que le nom scientifique de l'espèce, les coordonnées de l'animalerie et celles de l'acheteur. Le propriétaire doit ensuite pouvoir à tout moment justifier de l'origine de son animal en cas de contrôle.

Pour les individus nés en captivité et issus d'élevages avec les autorisations nécessaires, une simple attestation d'origine est mentionnée sur la facture.

- Annexe III : Elle liste toutes les espèces pour lesquelles un pays a fait une demande de protection particulière sur son territoire afin de protéger localement l'espèce.

La CITES étudie en permanence l'évolution des espèces sur le terrain afin de réaliser une mise à jour régulière des listes des espèces protégées par cette Convention. Ces listes actualisées sont consultables sur le site officiel de la CITES : <http://www.cites.org> .

### **III.B. Législation européenne**

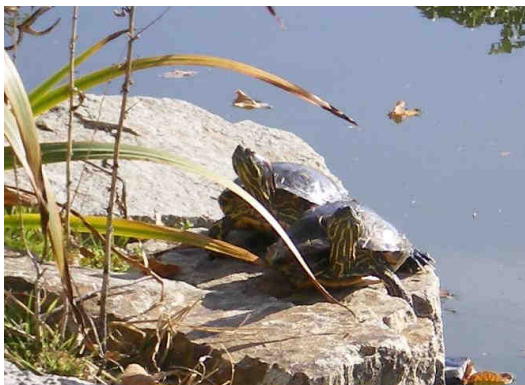
Tous les pays membres de l'Union Européenne (U.E.) ont ratifié la Convention de Washington. Mais, afin de la renforcer, l'U.E. a émis également une réglementation sur le commerce des espèces animales et végétales en créant un règlement communautaire, le règlement européen CE 338/97 du 9 décembre 1996, qui répartit les espèces animales en 4 annexes. (Bulliot C. – 2004 ; Danede D. – 2007)

- Annexe A : Elle comprend toutes les espèces de l'Annexe I de la CITES auxquelles s'ajoutent certaines de l'Annexe II considérées comme insuffisamment protégées par l'Europe, voire certaines de l'Annexe III ou des espèces non soumises à la CITES. Leur commerce est alors strictement interdit. Ainsi, des espèces de l'Annexe II voient leur commerce interdit en Europe. Par exemple, l'acquisition, le transport et la possession des tortues terrestres méditerranéennes (*Testudo graeca*, *Testudo hermanni*, *Testudo marginata*) en provenance des pays du Maghreb sont strictement interdits. Seules certaines espèces peuvent être vendues à condition d'être issues d'élevages possédant les autorisations nécessaires.

- Annexe B : Y sont référencées toutes les espèces de l'Annexe II de la CITES exceptées celles passées en Annexe A, ainsi que certaines espèces de l'Annexe III voire des espèces non soumises à la CITES. Le niveau de protection correspond à celui de l'Annexe II donc réglemente le commerce en imposant des autorisations d'importation et d'exportation avec l'attribution à l'animal d'un numéro mentionné sur la facture d'achat. Les NAC concernés sont, entre autres, l'iguane, de nombreux perroquets et certains boas/pythons.

La mise en place d'une telle annexe a également pour but de protéger les pays importateurs contre des espèces menaçantes, comme la tristement célèbre Tortue de Floride [photographies n° 24 et 25], *Trachemys scripta elegans*.





Photographie n° 24 : Tortues de Floride, dans un bassin d'un parc animalier (C. Touzet)



Photographie n° 25 : Tortue de Floride – *Trachemys scripta elegans* (W. Van Devender)

Cette dernière fut achetée en très grand nombre dans les années 1980 et relâchée en Europe, ce qui eut des conséquences dramatiques pour l'environnement et les espèces autochtones. Ce phénomène justifia le passage en Annexe B de cette espèce, en plus de l'interdiction de son importation.

- Annexe C : Elle concerne toutes les espèces de l'Annexe III, exceptées celles qui sont passées en Annexe A ou B du règlement européen.

- Annexe D : Il s'agit des espèces non soumises à la CITES dont l'Europe souhaite surveiller l'importation.

Le détail de ces différents textes et annexes est consultable sur le site européen : <http://www.europa.eu.int> .

En France, la réglementation européenne s'applique prioritairement. Ainsi, une tortue mauresque prélevée dans la nature au Maroc est illégale sur le territoire français.

Pour les espèces acquises avant la mise en place d'une telle réglementation, le propriétaire doit être capable de présenter une preuve de l'antériorité de la possession de son animal pour que sa détention soit légale. (Bulliot C. – 2004 ; Danede D. – 2007)

### III.C. Législation française

#### a) Espèces domestiques et non domestiques

La loi française définit une espèce domestique comme « ayant fait l'objet d'une pression de sélection continue et constante, qui aboutit à la formation d'un groupe d'animaux ayant acquis des caractères stables génétiquement héréditaires ». Celles-ci sont répertoriées dans la circulaire de la Direction de la Nature et du Paysage du 28 octobre 1994 (ou Instruction NP/94/6) [annexe 3].

Ainsi, une espèce non domestique est « une espèce n'ayant pas fait l'objet d'une pression de sélection continue et constante par l'homme ou n'étant pas répertoriée par le législateur ».

De nombreux NAC (majoritairement des petits mammifères) sont considérés comme « domestiques » [annexe 4] aux yeux de la loi française, donc à distinguer des variétés sauvages protégées par la législation internationale et européenne. Par exemple, les oiseaux présentent de nombreuses espèces considérées comme domestiques selon la loi française : les volailles d'élevage et d'ornement (*Anas platyrhynchos*, le Canard vert ; *Pavo cristatus*, le Paon bleu...), certains columbiformes (*Stuportelia risoria*, la Tourterelle domestique ou rieuse ; *Geopelia cuneata*, la Colombe diamant...), certains psittaciformes (*Melopsittacus undulatus*, la Perruche ondulée ; *Nymphicus hollandicus*, la Perruche calopsitte ; ...), certains passériformes (les variétés domestiques du Serin des Canaries, *Serinus canaria* ; *Chloebia-Poephila gouldiae*, le Diamant de Gould,...), etc.... Cette liste est régulièrement actualisée,

comme le démontre l'arrêté du 11 août 2006 paru au Journal Officiel (J.O) du 7 octobre 2006 [annexes 5 et 6].

Par contre, encore aujourd'hui, aucune espèce de reptiles n'est considérée comme domestique. (Bulliot C. – 2004)

### **b) Protection des espèces sauvages françaises**

Sur le territoire métropolitain, le Code de l'Environnement dans les articles L 411-1 et L 411-2 donne la liste des espèces protégées sur le sol français et les dispositions prises à leur rencontre : tout transport, achat, vente, détention, mutilation, etc.... sont alors interdits.

Ainsi, un particulier ayant trouvé un animal sauvage blessé doit être orienté vers un centre de protection de la faune sauvage de son département comme la LPO (Ligue Protectrice des Oiseaux), l'UNCS (Union Nationale des Centres de Sauvegarde de la Faune Sauvage), le FIR (Fond d'Intervention pour les Rapaces), SOS Oiseaux (Soins pour Oiseaux Sauvages) ou bien les Centres de Sauvegarde de la faune sauvage des Ecoles Nationales Vétérinaires d'Alfort ou de Nantes.

Pour ce qui est des DOM-TOM, la France, désireuse de protéger la richesse et la diversité de la faune et de la flore de ces régions, a mis en place une réglementation particulière à travers différents arrêtés qui protègent la faune locale de tout commerce : l'Arrêté Guadeloupe, l'Arrêté Martinique, l'Arrêté Réunion, etc....

Ainsi, par exemple, l'Arrêté Guadeloupe protège l'*Iguana iguana* (iguane vert). L'Arrêté Guyane protège le *Boa constrictor* et 3 espèces de Ara (*Ara ararauna*, *Ara macao* et *Ara chloroptera*) sur le sol guyanais. Ainsi, un boa constricteur peut être légalement possédé en France si son commerce répond aux obligations de la CITES et de la législation européenne, à la condition qu'il ne provienne pas de Guyane. Pour les Ara, l'arrêté les concernant fait partie de la législation française et dit que l'introduction d'individus de ces sous-espèces est totalement interdite sur le territoire français. On peut alors trouver ces espèces en vente légale dans des pays limitrophes à la France, mais elles ne doivent pas passer la frontière française. (Bulliot C. – 2004 ; Danede D. – 2007)

Le détail de ces différents textes de loi peut être demandé auprès des ministères de l'Environnement et de l'Agriculture ainsi qu'auprès des Directions des Services Vétérinaires (D.S.V.). Enfin, la législation française est consultable sur le : <http://www.legifrance.gouv.fr> .

### **c) Conditions de détention et Certificat de Capacité**

Les particuliers se doivent de respecter toutes ces réglementations qui nécessitent, pour certaines espèces non domestiques comme les grands serpents notamment, une autorisation préalable à la détention plus ou moins associée à l'obtention d'un Certificat de Capacité (ou CAPA). Celui-ci est obligatoire, d'après l'article L. 413-2 du Code de l'Environnement, pour les « responsables d'établissement d'élevage d'animaux d'espèces non domestiques, de vente, de location, de transit, ainsi que ceux des établissements destinés à la présentation au public de spécimens vivants de la faune sauvage ou étrangère ». Il s'agit d'un acte individuel de l'administration, personnel et incessible, sans limitation de durée, accordé pour certaines espèces précises, qui seront désignées dans la décision, et pour l'exercice de fonctions dans un type d'établissement défini. L'arrêté du 12 décembre 2000, paru le 11 février 2001, fixe les diplômes et les conditions d'expérience professionnelle requis pour obtenir ce certificat. En pratique, le candidat doit être en mesure de justifier ses connaissances théoriques, pratiques et juridiques dans le domaine concerné par le certificat.

Ainsi, lors de modification des conditions d'exercice des fonctions du titulaire du CAPA, ce dernier doit en demander l'extension, soit à des espèces supplémentaires, soit à un type différent d'établissement. En cas d'incompétence à entretenir les animaux pour lesquels le titulaire est certifié (fautes graves et/ou répétées, infraction aux dispositions relatives à la

protection de la nature ou des animaux), le préfet peut abroger partiellement ou en totalité le certificat, à la demande de la D.S.V. (Bour R. et al. – 2002 ; Schilliger L. – 2005b)

S'y ajoutent ensuite les arrêtés du 10 août 2004, émanant du ministère de l'Ecologie et du Développement durable et publiés au Journal officiel les 25 et 30 septembre 2004. Ils ont été adoptés afin de définir de manière plus stricte les conditions de détention, les quantités et les espèces non domestiques pouvant être détenues dans deux types d'installation : les « élevages d'agrément », de type amateur, et les « établissements d'élevage », professionnels ou amateurs. Ces conditions de détention sont résumées dans le tableau suivant pour les reptiles [tableau 1], sachant que les oiseaux de compagnie possédés par les particuliers sont le plus souvent des espèces classées « domestiques » par le législateur et ainsi non soumises à cette législation particulière.

Concernant les reptiles, un « élevage d'agrément » correspond :

- aux effectifs de moins de six spécimens de tortues listées en annexe 1 du règlement [cf. tableau 2], classées en annexe A du règlement communautaire CE 338/97 du 9 décembre 1996 et appartenant aux genres *Testudo* et *Astrochelys*,
- à tous les petits élevages amateurs non soumis au contrôle administratif car comprenant un nombre limité de spécimens d'espèces ne figurant ni en annexe 1 ni en annexe 2 du règlement [cf. tableau 2].

Un élevage de reptiles devient un « établissement d'élevage » dès qu'il remplit l'une des conditions suivantes :

- dès la possession de plus de six tortues des genres *Testudo* et *Astrochelys* classées en annexe A,
- s'il comprend au moins un spécimen appartenant à l'annexe 2 du règlement [cf. tableau 2],
- s'il rassemble un nombre de spécimens d'espèces non listées en annexes 1 et 2 supérieur aux quotas fixés par le règlement (plus de dix serpents mesurant plus de 1,50 m à l'âge adulte, par exemple),
- dès qu'il est pratiqué dans un but lucratif (vente, location, transit de spécimens).

Par ailleurs, les établissements d'élevage doivent être titulaires, en plus du certificat de capacité, d'une autorisation d'ouverture qui correspond à l'application de l'article L. 413-3 du Code de l'Environnement. (Schilliger L. – 2005a/b)

Ces arrêtés déterminent les conditions nécessaires à la détention de certaines espèces de reptiles mais aussi les espèces pouvant être vendues par les animaleries [tableau 1].

Il est ainsi précisé les espèces pour lesquelles le certificat de capacité (préfectoral) est obligatoire, dès le premier spécimen. Cette liste d'espèces [cf. tableau 2 pour quelques exemples] est longue, notamment en ce qui concerne les espèces classées en annexe 2, et il est possible de la consulter en totalité sur le site de Legifrance. Pour éviter toute erreur de compréhension, il est important de préciser que les appellations "annexe 1" et "annexe 2" ne correspondent pas aux Annexes I et II de la Convention de Washington.

L'annexe 1 concerne en fait des tortues des genres *Testudo* et *Astochelys*.

Quant à la deuxième annexe, elle regroupe toutes les espèces listées en annexe A du règlement communautaire (exceptée les espèces classées en annexe 1), toutes les espèces réputées dangereuses pour la sécurité et la santé des personnes et une longue liste d'autres espèces jugées potentiellement invasives, présentant des dangers écologiques pour les milieux naturels et les espèces sauvages autochtones ou bien considérées comme trop délicates à élever.

**Tableau 1 : Conditions légales de détention des reptiles en captivité (d'après Schilliger L. – 2005a/b)**

| <b>Dispositions légales et espèces concernées</b>  | <b>Espèces visées à l'annexe 1<br/>(<i>Testudo sp.</i> et <i>Astrochelys sp.</i>)</b>                                       | <b>Espèces visées à l'annexe 2</b>  | <b>Autres espèces</b>  |
|--|---|---|--|
| Certificat de capacité et autorisation d'ouverture, traités par les D.S.V.<br><b>(Établissement d'élevage)</b> | Non obligatoires.<br><br>(si effectif détenu inférieur à 6 tortues)   | Obligatoires.<br>(à partir d'1 seul spécimen ou de 6 reptiles d'annexe 2 ne faisant pas partie des espèces « dangereuses » ou classées en annexe A du règlement européen [cf. exemples dans le <b>tableau 2</b> ])  | Non obligatoires si l'effectif détenu est inférieur à :<br>* 40 reptiles au total,<br>* 25 serpents <1,50 m ou 10 serpents >1,50 m à l'âge adulte,<br>* 25 tortues <40 cm ou 10 tortues >40 cm à l'âge adulte,<br>* 25 lézards <1 m ou 10 lézards >1 m à l'âge adulte. |
| Autorisation simplifiée en préfecture<br><b>(Élevage d'agrément)</b>   | Obligatoire.  | Non obligatoire.  | Non obligatoire, pour les élevages d'agrément sans contrainte administrative.  |
| Identification électronique (effectuée par un vétérinaire)   | Obligatoire.  | Non obligatoire, sauf pour les :<br>* Spécimens déjà détenus par un capacitaire dans les établissements de vente, d'élevage et de présentation au public,<br>* Spécimens ne faisant pas partie des espèces « dangereuses » ou classées en annexe A, dans la limite de 6 spécimens et dans un délai de 6 mois. | Non obligatoire.   |
| <b>Vente en animalerie</b>   | Autorisée (avec un certificat intracommunautaire) sauf pour <i>Testudo hermanni</i> et <i>T. graeca</i> (loi du 10/07/1976) | Interdite au grand public.<br><br>Réservée aux titulaires d'un certificat de capacité.  | Autorisée, à condition que l'origine des spécimens soit licite.  |

**Tableau 2 : Exemples d'espèces de reptiles concernées ou non par la nouvelle réglementation de 2004 (d'après Schilliger L. – 2005b)**

| Espèces listées en annexe 1   | Exemples d'espèces listées en annexe 2  |  | Exemples d'espèces non listées en annexes 1 et 2 (détention libre si origine licite)   |
|---|---|--|--|
|   | dont la détention était déjà soumise à l'obtention du CAPA*   | dont la détention est désormais soumise à l'obtention du CAPA  |  |
| <ul style="list-style-type: none"> <li>• Tortues du genre <i>Testudo</i> listées en annexe A du règlement communautaire :</li> <li>- <i>T. hermanni</i> (Tortue d'Hermann),</li> <li>- <i>T. graeca</i> (Tortue mauresque),</li> <li>- <i>T. marginata</i> (Tortue bordée),</li> <li>- <i>T. kleinmanni</i> (Tortue d'Égypte),</li> <li>- <i>T. wernerii</i> (Tortue de Negev).</li> <li>• <i>Astrochelys radiata</i> (Tortue rayonnée de Madagascar).</li> </ul> | <ul style="list-style-type: none"> <li>• Varans (<i>Varanus sp.</i>) &gt;3 m à l'âge adulte :</li> <li>- <i>V. komodoensis</i> (Varan de Komodo),</li> <li>- <i>V. Salvadorii</i> (Varan crocodile).</li> <li>• Boïdés &gt;3 m à l'âge adulte, <i>Python molurus</i> (Python molure) et <i>P. reticulatus</i> (Python réticulé) par exemple.</li> <li>• Serpents et lézards venimeux.</li> <li>• Tortues ayant une ouverture de bec &gt;4 cm à l'âge adulte, telles que <i>Macroclmys sp.</i> et <i>Chelydra sp.</i></li> </ul> | <ul style="list-style-type: none"> <li>• Toutes les espèces de la colonne précédente, excepté <i>Boa constrictor</i>.</li> <li>• Tous les reptiles de l'Annexe A, auxquels s'ajoutent :</li> <li>- <i>Trachemys scripta elegans</i> (Tortue de Floride),</li> <li>- <i>Terrapene sp.</i> (Tortues-boîtes),</li> <li>- <i>Kinixys sp.</i> (Tortues à dos articulé des savanes),</li> <li>- <i>Tryonys, Apalone, Cyclanorbis sp.</i> (Tortues à carapace molle)</li> <li>- Varans &gt;1 m,</li> <li>- <i>Uromastyx sp.</i> (Fouette-queue),</li> <li>- <i>Chamaleo sp.</i> (Caméléons sauf ceux de la colonne suivante),</li> <li>- <i>Opheodrys sp.</i> (Serpents des buissons),</li> <li>- <i>Oxybelis sp.</i> (Serpents-lianes).</li> </ul> | <ul style="list-style-type: none"> <li>• <i>Boa constrictor</i> (dans la limite de 3 spécimens)</li> <li>• <i>Chamaeleo calyptratus</i> (Caméléon casqué du Yémen)</li> <li>• <i>C. T. jacksoni</i> (Caméléon de Jackson)</li> <li>• <i>Furcifer pardalis</i> (Caméléon panthère)</li> <li>• <i>Python regius</i> (Python royal)</li> <li>• <i>Elaphe sp.</i> (Serpents des blés)</li> <li>• <i>Lampropeltis sp.</i> (Serpents rois)</li> <li>• <i>Iguana iguana</i> (Iguane vert)</li> <li>• <i>Pogona vitticeps</i> (Agame barbu)</li> </ul> |

\* dès la détention de plusieurs spécimens d'une même espèce

Toute infraction à cette réglementation correspond à un délit passible de sanctions pénales, accompagnées de la saisie des animaux détenus illégalement et des instruments ou véhicules ayant servi à commettre l'infraction, en application des articles L. 415-3 et L. 415-5 du Code de l'Environnement. (Schilliger L. – 2005a/b)

Enfin, les détenteurs de ces espèces exotiques doivent aussi mettre en place des mesures de sécurité afin d'éviter toute fuite de leur animal et leur responsabilité civile est engagée en cas d'accident. (Bulliot C. – 2004)

### **III.D. Le vétérinaire face à la législation**

Cette nouvelle réglementation, plus stricte suite à l'application des arrêtés du 10 août 2004, n'est pas toujours facile à comprendre par les particuliers, terrariophiles amateurs ou professionnels. De plus, les animaleries ne peuvent plus commercialiser les espèces classées en annexe 2 de ce règlement. Enfin, le traitement d'une demande de certificat de capacité est encore aujourd'hui une procédure administrative lourde et longue (plusieurs années) pour les D.S.V. Ainsi, malheureusement, même si elle vise à décourager ou sanctionner la détention d'espèces dites dangereuses ou trop difficiles à élever en captivité, un marché parallèle, illégal, risque de voir le jour. (Schilliger L. – 2005a)

Le vétérinaire praticien se doit donc de connaître les bases de cette réglementation concernant le commerce et la possession de NAC, ce qui inclut bien évidemment les oiseaux et les reptiles. Cependant, il n'a pas d'autorité de police et ne peut donc pas exiger la présentation des documents prouvant l'origine de l'animal et la légalité de sa détention. Mais il tient tout de même un rôle fondamental de conseiller dans le domaine : il peut notamment informer le client de la nécessité de déplacer son animal avec les papiers CITES lorsqu'il se rend à la clinique et le prévenir de la situation illégale dans laquelle il s'est placé en possédant un animal sauvage d'une espèce protégée par la Convention de Washington ou listée en annexe 1 (ou 2) sans détenir d'autorisation simplifiée ou de certificat de capacité. Il peut aussi rappeler, dans le cadre de l'achat d'une espèce protégée, la nécessité d'obtenir du vendeur une facture avec un numéro CITES.

Comme nous l'avons vu dans cette première partie, la possession d'oiseaux et de reptiles en tant qu'animaux de compagnie se développe petit à petit, notamment en France, tout en restant difficile à quantifier avec précision et malgré un ralentissement de cette progression ces dernières années. Cette régression est en partie expliquée par la crise de la grippe aviaire et par le durcissement de la législation concernant la possession d'animaux non domestiques. Malgré tout, la tendance générale reste celle d'une demande croissante de soins et de médicalisation dans ces espèces.

Face à la grande diversité des espèces pouvant être possédées, se pose alors, en premier lieu, le problème de la détermination de celles-ci et de la légalité de leur détention. De ce fait, le vétérinaire tient dans ce domaine un rôle non négligeable de zoologiste et de conseiller.

Ces animaux exotiques peuvent aussi être atteints de diverses affections justifiant leur présentation à la clinique ou au cabinet vétérinaire. Le praticien se retrouve alors confronté à des difficultés cliniques et thérapeutiques bien particulières, que nous allons étudier dans la seconde partie de cet exposé, en essayant d'y apporter des solutions.





## **DEUXIÈME PARTIE :**

**Les difficultés rencontrées en consultation chez les oiseaux et les reptiles de compagnie.**



## **DEUXIÈME PARTIE :**

### **Les difficultés rencontrées en consultation chez les oiseaux et les reptiles de compagnie.**

Il est bon de rappeler que les oiseaux, tout comme les reptiles, présentent des particularités, physiologiques et anatomiques, à l'origine de difficultés que le praticien va être amené à rencontrer. Il est donc important, voire indispensable, de les comprendre afin de mieux pouvoir traiter ces animaux "exotiques". (André J.-P. – 1999a)

*La thérapeutique est « la partie de la médecine qui s'occupe des moyens propres à guérir ou à soulager les malades ». Mais elle est souvent bien difficile à réaliser, en particulier en ce qui concerne les oiseaux de cage et de volière. Arriver à ce but sous-entend un préalable essentiel, à savoir l'établissement d'un diagnostic suffisamment précis, ce qui est loin d'être évident chez les oiseaux de compagnie !* André J.-P. (1998)

Il n'est donc pas toujours facile, premièrement, d'obtenir un diagnostic, en partie en raison de la difficulté à obtenir les commémoratifs et l'anamnèse de l'animal mais aussi du fait des difficultés de contention et de manipulation lors de l'examen clinique. Deuxièmement, une fois une orientation du diagnostic obtenue, il faut arriver à trouver le traitement adapté à l'espèce en question dans le choix de la molécule, de la posologie et de sa voie d'administration. Nous allons donc étudier ces différents problèmes à travers l'exposé qui suit.

Tout d'abord, il faut savoir que les oiseaux sont très sensibles au transport : ce sont des animaux fragiles, enclins au stress, qui peut provoquer très facilement et rapidement des troubles respiratoires graves. Il est alors plus judicieux et moins nocif pour l'animal de le transporter dans son « milieu de vie » (cage / volière), voire de réaliser une visite directement au « chevet du malade ». Mais ces deux possibilités sont souvent difficilement réalisables, les cages pouvant être très encombrantes et la visite à domicile étant peu pratiquée.

Les reptiles, quant à eux, sont détenus habituellement dans des terrariums. Ainsi, la meilleure solution, pour limiter le stress et avoir de meilleurs commémoratifs, serait, là aussi, que le vétérinaire fasse des consultations à domicile, afin de voir l'animal dans son environnement, ce que tous les praticiens ne peuvent pas se permettre.

Pour toutes ces raisons, il faut donc penser, lors de la prise de rendez-vous, à conseiller le client sur la manière de transporter son animal au cabinet. Si la cage (ou le terrarium) est facilement transportable, on recommande de ne pas la nettoyer, afin d'observer l'aspect des déjections et l'environnement dans lequel il vit. Lorsque cela n'est pas possible, l'animal sera placé dans une cage de transport comportant un minimum d'accessoires et de quoi rendre son voyage le plus confortable et le moins stressant possible. (André J.-P. – 2005)

#### **I. Obtention des commémoratifs et de l'anamnèse :**

La première étape de la consultation, l'une des plus importantes pour l'établissement du diagnostic, est le recueil des commémoratifs et de l'anamnèse. Parmi les nombreuses données concernant les commémoratifs, celles qui importent le plus sont la reconnaissance de l'espèce, la détermination de l'âge approximatif et du sexe de l'individu ainsi que ses conditions d'entretien.

Dans la plupart des cas, ces différentes informations sont obtenues simplement en questionnant le propriétaire. Cependant, selon la manière dont l'animal a été obtenu, il arrive que le propriétaire attende du vétérinaire une confirmation de ce qu'on lui a annoncé lors de l'achat, voire même que ce soit celui-ci qui lui apporte ce genre d'informations. Il est donc important qu'un vétérinaire ait des notions de base lui permettant d'identifier certaines espèces, de leur donner un âge approximatif et enfin de déterminer le sexe du spécimen présenté en consultation.

## I.A. Diagnose d'espèce

Déterminer l'espèce de l'animal présenté en consultation est fondamental pour la suite de la consultation. En effet, les oiseaux et les reptiles comptent de nombreuses espèces qui présentent des régimes alimentaires différents et qui nécessitent des paramètres d'ambiance (température, humidité,...) bien spécifiques. Des espèces présentent également des prédispositions particulières pour quelques maladies. Connaître l'espèce permet alors de corriger des erreurs d'entretien pouvant être à l'origine de l'affection développée chez l'animal mais aussi d'orienter le diagnostic de certaines maladies.

Lorsque l'espèce n'est pas connue par le propriétaire ou que celui-ci a un doute à son sujet, le vétérinaire doit être capable de la déterminer ou du moins de trouver le groupe d'espèces auquel le spécimen qui lui est présenté appartient.

### a) Diagnose d'espèce chez les oiseaux

La morphologie des oiseaux est spécifique à leur habitat et à leur mode de vie.

La forme du bec, par exemple, est étroitement liée à leur régime alimentaire [figure n° 5].



- A : Nectarivore (oiseaux-mouches)
- B : Insectivore
- C : Granivore (beaucoup de passériformes et psittaciformes domestiques)
- D : Granivore spécialisé (Bec-croisé)
- E : Piscivore (Martin-pêcheur)
- F : Piscivore (Pélican)
- G : Filtreur (Flamant rose)
- H : Limicole (Avocette)
- I : Limicole (Ibis)
- J : Piscivore (Bec-en-ciseaux)
- K : Carnivore (rapaces)

Figure n° 5 : Différentes formes de bec selon le mode d'alimentation (Shyamal L.)

L'étude des ailes, quant à elle, permet de déduire si l'oiseau peut voler et s'il est migrateur (des ailes à l'extrémité plus arrondie témoignent d'un caractère plus sédentaire). La tête présente également de nombreux éléments particuliers qui permettent de reconnaître les espèces (huppe, crête, barbillon, caroncule, cire de bec,...).

Le plumage et sa couleur peuvent aussi être des moyens de reconnaître une espèce.

Enfin, la disposition des doigts des pattes [figure n° 6] est variable selon les groupes aviaires : anisodactylie chez les Columbiformes et les Passériformes, et zygodactylie chez les Psittaciformes, par exemple.

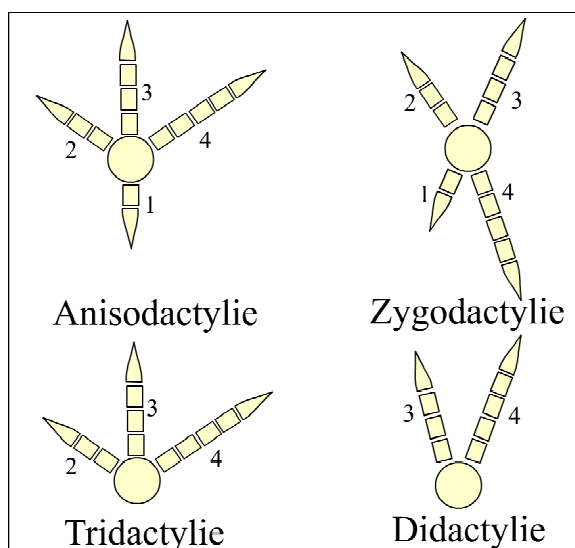


Figure n° 6 : Disposition des doigts des pattes d'oiseaux (Uwe G.)

Ainsi, la détermination de l'ordre est assez simple :

➤ Les Psittaciformes sont des oiseaux trapus à grosse tête, de taille petite à grande (de 8 à 100 cm). Leur bec est court et puissant, recourbé et articulé, et ils possèdent une langue et une musculature des mandibules hautement développées. Leurs pattes sont courtes, ils sont zygodactyles et beaucoup d'espèces portent un plumage aux coloris exubérants.

➤ Les Passériformes, quant à eux, sont souvent des oiseaux chanteurs qui possèdent des muscles complexes pour contrôler leur syrinx. Ils ont quatre doigts, trois vers l'avant et un vers l'arrière (anisodactylie). La plupart d'entre eux sont de taille plus petite que les oiseaux des autres ordres.

➤ Les Columbiformes sont des oiseaux de taille petite à grande (de 17 à 75 cm), à petite tête, pattes et bec courts. Ils sont anisodactyles et ont les muscles du vol bien développés.

La diagnose plus précise de l'espèce est ensuite possible grâce à l'expérience du praticien mais aussi par la possession de livres d'identification des espèces les plus communes d'oiseaux de cage et de volière, qui présentent souvent sous forme de fiches illustrées, les principales caractéristiques de chaque espèce, tel que celui de De Wailly Ph. (2004) – *Atlas de l'ornithologie volume 1 : Perruches et Perroquets*, Animalia Editions (UE), 269 p.

## b) Diagnose d'espèce chez les reptiles

### (1) Diagnose d'espèce des tortues

Dans le cas de tortues, la détermination de l'espèce commence tout d'abord par la détermination du type de tortue (terrestre ou aquatique). Pour cela, il existe quelques critères sur lesquels le praticien peut s'appuyer et qui sont résumés dans le tableau qui suit [tableau 3].

Tableau 3 : Critères de diagnose tortue aquatique – tortue terrestre

| Tortue aquatique                       | Tortue terrestre                                      |
|--|---|
| Carapace plutôt aplatie                | Carapace massive très bombée                          |
| Cou allongé                            | Cou plutôt court et trapu                             |
| Membres aplatis avec des doigts palmés | Membres massifs et arrondis, munis de grosses griffes |
| Griffes fines                          | Griffes larges  |

Puis, le plus souvent, il suffit de reconnaître les deux espèces de tortues terrestres les plus représentées en clientèle, qui sont assez souvent confondues : la Tortue d'Hermann (*Testudo hermanni*) [figure n° 7] et la Tortue mauresque (*Testudo graeca*) [figure n° 8].

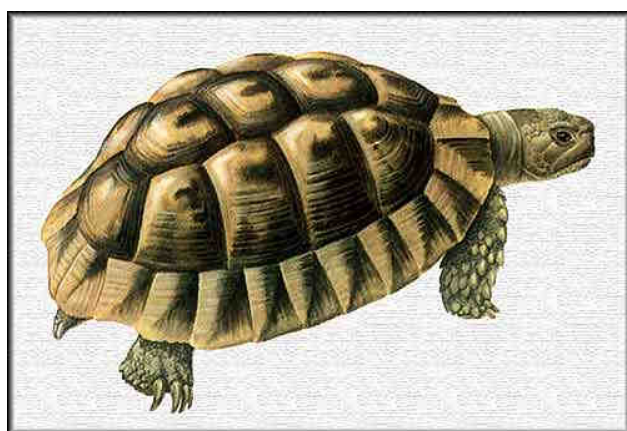


Figure n° 7 : Dessin de *Testudo hermanni* (Owen D. W.)

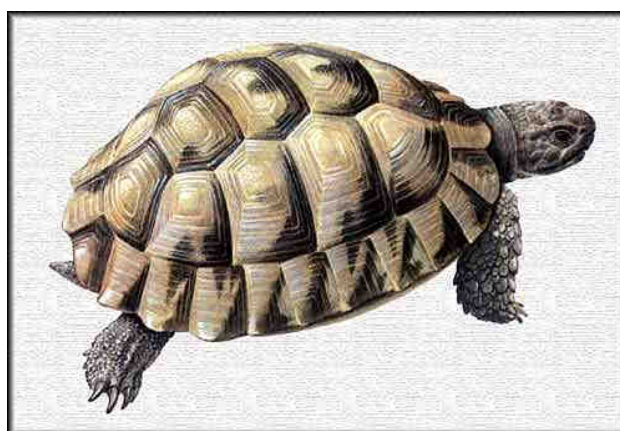


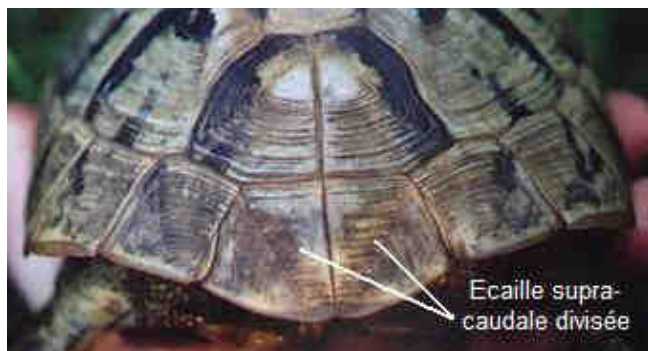
Figure n° 8 : Dessin de *Testudo graeca* (Owen D. W.)

Nous avons réalisé ci-dessous un tableau [tableau 4] regroupant les principaux critères permettant de distinguer les individus de ces deux espèces :

- la forme de la dossière, qui est la partie dorsale de la carapace d'une tortue,
- la présence d'excroissances spécifiques (éperon, tubercules),
- la division ou non de l'écaille supra-caudale (écaille marginale de la dossière située juste au-dessus de la queue),
- le pays d'origine pour les spécimens sauvages. (Vienet V. – 2000)

**Tableau 4 : Critères de diagnose d'espèce Tortue d'Hermann – Tortue mauresque**

| <i>Testudo hermanni</i>   | <i>Testudo graeca</i>  |
|---|--|
| Dossière bombée   | Dossière quadrangulaire  |
| Éperon corné au bout de la queue  | Tubercules cornés en face caudale/interne des cuisses            |
| Écaille supra-caudale divisée en 2<br>[Photographie n° 26]                      | Écaille supra-caudale non divisée<br>[Photographie n° 27]        |
| Taille adulte : 15-30 cm  | Taille adulte : 20-30 cm   |
| Originaire du pourtour méditerranéen – Europe méridionale (France, Espagne,...) | Originaire du sud du pourtour méditerranéen (Maroc, Tunisie,...) |



Photographie n° 26 : Écaille supracaudale divisée de *Testudo hermanni* (Testudomaniac.com)



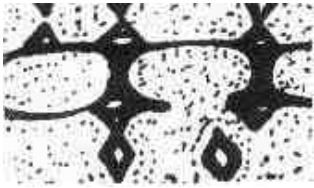

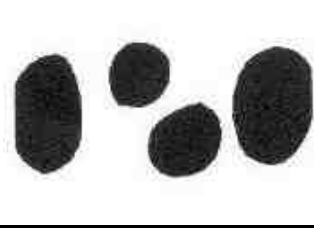
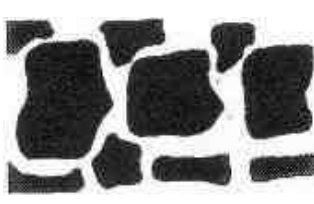

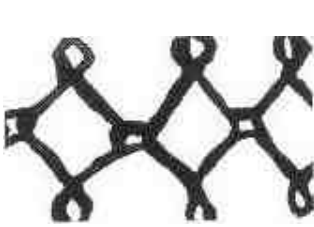

Photographie n° 27 : Écaille supracaudale de *Testudo graeca* (Testudomaniac.com)

Des monographies illustrées de photographies concernant les principales espèces de tortues, leurs caractéristiques, leurs besoins, etc... sont disponibles sur le marché français, qui peuvent aider le vétérinaire dans cette diagnose d'espèce, tel que l'ouvrage de Bour R. et al. (2002).

## (2) *Diagnose d'espèce des serpents*

Chez les serpents, une diagnose rapide de l'espèce est généralement possible en tenant compte de critères de la livrée du corps du spécimen [tableau 5], c'est-à-dire l'aspect du schéma dessiné par ses écailles, la coloration et l'ornementation de son corps, ainsi que sa longueur moyenne. (Boussarie D. – 1992)

**Tableau 5 : Critères de diagnose des principaux boïdés (d'après Boussarie D. – 1992 ; Bulliot C. – 2004)**

| Nom scientifique                                   | Nom commun                           | Aspect du schéma des écailles   | Coloration et ornementation   | Longueur en m (taille max.) |
|--|--------------------------------------|---|---|-----------------------------|
| <i>Boa constrictor</i> spp.<br>[photo n° 28 et 29] | Boa constricteur                     |    | <ul style="list-style-type: none"> <li>Fond gris clair à brun rouge,</li> <li>Dessins dorsaux foncés,</li> <li>Taches en losange à centre clair sur les flancs</li> </ul>   | 1,5-4,2                     |
| <i>Corallus caninus</i>                            | Boa canin (ou Boa émeraude)          |    | <ul style="list-style-type: none"> <li>Face dorsale et flancs vert clair,</li> <li>Fine ligne vertébrale blanche, élargie en tache</li> </ul>   | 2                           |
| <i>Eunectes</i> sp.                                | Anaconda                             |    | <ul style="list-style-type: none"> <li>Fond avec grosses taches rondes noires disposées en 1 ou 2 rangées,</li> <li>Anneaux sombres avec ocelles orangés sur les flancs</li> </ul>  | > 7 (9,60)                  |
| <i>Python molurus</i><br>[photo n° 30 et 31]       | Python molure                        |   | <ul style="list-style-type: none"> <li>Fond clair jaune-gris,</li> <li>Grandes taches brunes rectangulaires irrégulières sur le dos et les flancs,</li> <li>Taches plus petites avec ocelles clairs sur les flancs</li> </ul> | 3,5-6                       |
| <i>Python regius</i><br>[photo n° 33]              | Python royal                         |  | <ul style="list-style-type: none"> <li>Fond brun noirâtre,</li> <li>Grandes taches ovalaires jaune-brun cerclées de blanc contenant parfois un ocelle foncé sur le dos et les flancs</li> </ul>                               | 1-1,8                       |
| <i>Python reticulatus</i>                          | Python réticulé                      |  | <ul style="list-style-type: none"> <li>Fond variable, souvent clair,</li> <li>Lignes noirs délimitant sur le dos des losanges ou des rectangles, et entourant sur les flancs des ocelles blancs</li> </ul>                    | 2-9 (10)                    |
| <i>Python sebae</i>                                | Python de Seba (ou Python d'Afrique) |  | <ul style="list-style-type: none"> <li>Fond jaune-brun,</li> <li>Taches sombres plus ou moins confluentes et irrégulières sur le dos, l'ensemble évoquant une échelle</li> </ul>  | 3-5 (9,80)                  |





Photographie n° 28 : *Boa constrictor imperator* mangeant une proie (J. Raschendorf)



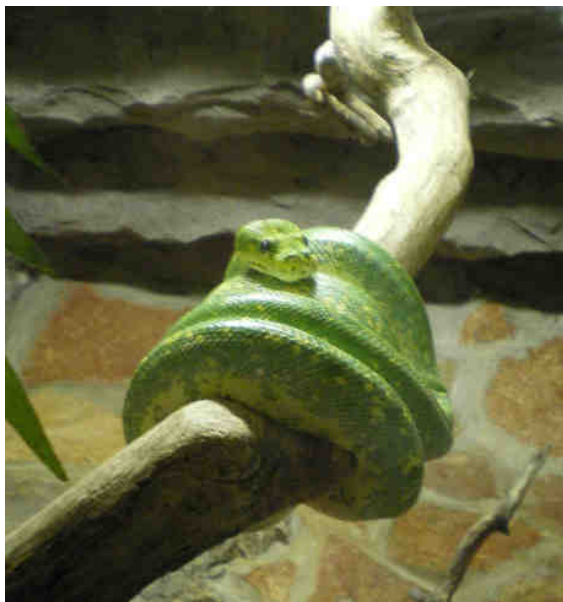
Photographie n° 29 : Schéma des écailles d'un *Boa constrictor* (C. Touzet)



Photographie n° 30 : Python molure – *Python molurus* (C. Touzet)



Photographie n° 31 : Python molure albinos – *Python molurus* (C. Touzet)



Photographie n° 32 : Python vert – *Morelia viridis* (C. Touzet)



Photographie n° 33 : Python royal – *Python regius* (C. Touzet)

Les Boïdés sont des serpents primitifs, qui auraient évolué à partir des lézards. Ils possèdent des membres vestigiaux appelés éperons pelviens, des sortes de griffes situées près de la base de la queue, deux poumons et un minuscule cæcum. Ils présentent des dépressions linéaires parallèles à l'une ou aux deux lèvres, qui correspondent à des organes thermorécepteurs qui améliorent leur capacité à détecter leurs proies endothermes. Au sein des Boïdés, les Pythons [photographies n° 30 à 33] ont des écailles caudales divisées




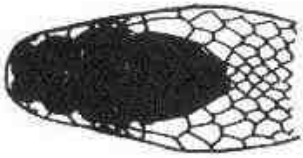
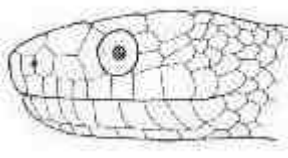

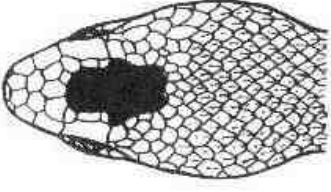
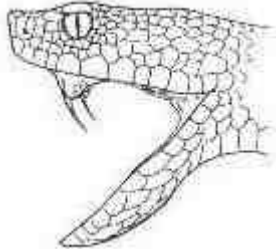
ventralement et sont ovipares. Les Boas [photographies n° 28 et 29], quant à eux, ont leurs écailles caudales ventralement non divisées et sont vivipares.

Les Colubridés, contrairement aux Boïdés, sont considérés comme des serpents modernes en terme d'évolution. Ils ne possèdent qu'un seul poumon, le droit, mais ni caecum ni éperons pelviens.

Au sein des Vipéridés, il faut savoir que les Crotalinés présentent une fossette loréale, qui est un organe thermorécepteur, entre la narine et l'œil, fossette qui est absente chez les Vipéridés.

Différents critères, résumés dans le tableau suivant [tableau 6], permettent la distinction, plutôt importante, entre les vipères, serpents venimeux, et les couleuvres, qui ne le sont généralement pas. (Firmin Y. – 1986 ; Boussarie D. – 1993 ; Raiti P. – 2002)

**Tableau 6 : Critères de diagnose Couleuvre-Vipère (d'après Boussarie D. – 1993)**

| Espèce    | Silhouette générale   | Vue de dessus  |   | Vue de profil   |
|-----------|---|--|---|---|
| Couleuvre |   |    |   |    |
|           |   | * Corps effilé,<br>* Queue longue,<br>* 2,40 m de long au maximum                    | * Tête ovale,<br>* 9 grandes écailles sur la tête                   | * Pupille ronde,<br>* Une rangée d'écaille entre l'œil et la lèvre supérieure,<br>* Pas de crochets venimeux (exceptée la Couleuvre de Montpellier) |
| Vipère    |  |  |   |    |
|           |   | * Corps trapu,<br>* Queue courte,<br>* 0,85 m de long au maximum                     | * Tête triangulaire,<br>* Nombreuses petites écailles sur le dessus | * Pupille verticale,<br>* 2 ou 3 rangées d'écaille entre l'œil et la lèvre supérieure,<br>* 2 crochets venimeux antérieurs                          |

De même qu'avec les tortues, il est possible de se procurer des ouvrages illustrés présentant les principales espèces de serpents, comme celui référencé dans la bibliographie de Gérard P. et al. (2003).

### **(3) *Diagnose d'espèce des lézards***

La plupart des gens sont capables de distinguer un caméléon d'un varan, d'un gecko ou d'un iguane.

Par exemple, les agames, parfois aussi appelés dragons volants, possèdent généralement des écailles modifiées pour former d'amples crêtes, colerettes ou épines.

Les caméléons, quant à eux, sont munis de larges casques, plus ou moins ornés de cornes et de crêtes, et ils sont capables de changer la couleur de leurs écailles. Ils sont zygodactyles (à chaque patte, deux des doigts sont dirigés vers l'avant et deux vers l'arrière), peuvent allonger leur langue, possèdent des yeux très mobiles et indépendants, et leur queue est préhensible dans les espèces arboricoles. Enfin, leur corps est comprimé latéralement. (Heard D. et al. – 2002)

Par la suite, déterminer avec exactitude l'espèce de l'animal présenté en consultation est bien plus difficile mais important du point de vue de la législation, certaines espèces étant totalement protégées par la CITES comme nous l'avons vu précédemment.

Il existe pour cela des ouvrages plus ou moins complets présentant les principales espèces de lézards et leur protection, tels que celui de Aulio R. et al. (2003).

## **I.B. Âge et sexage**

Outre l'espèce, il est souvent essentiel de connaître l'âge et le sexe de l'individu présenté en consultation. En effet, des tranches d'âge et chacun des 2 sexes sont plus ou moins prédisposés à certains types d'affection. Ces 2 paramètres aideront alors pour le diagnostic différentiel.

### **a) Âge et sexage des oiseaux**

Certains oiseaux, la majorité de ceux provenant d'élevage, possèdent une bague permettant leur identification. Cette bague fermée en aluminium porte les indications suivantes : le sigle de l'organisme ayant délivré la bague, l'année de naissance de l'oiseau, le numéro de la souche éleveur et le numéro d'ordre de l'oiseau. De cette manière, il est possible de connaître l'année de naissance de l'oiseau et d'en déduire un âge. (André J.-P. – 2005)

Certaines espèces d'oiseaux présentent un dimorphisme sexuel, comme les Perruches ondulées chez lesquelles le mâle a des cires bleues alors que, chez la femelle, elles sont marron ou bien les Cacatoès chez lesquels une iris rouge désigne généralement une femelle. Chez le canari, le cloaque du mâle est situé au sommet d'une petite éminence, appelé torus séminal, particulièrement visible en période de reproduction, qui fait très nettement saillie à la surface du bas-ventre, juste avant la queue. Ce relief correspond aux replis du canal séminal, pelotonnés en un glomus qui repousse la paroi abdominale. Mais ces caractères phénotypiques ne sont pas toujours fiables à 100% et sont loin d'exister dans toutes les espèces.

Les seuls moyens dont on dispose alors pour déterminer le sexe d'un oiseau avec certitude sont :

- les tests ADN, avec la réalisation d'une PCR (PolyChain Reaction) à partir d'un prélèvement sanguin ou de plumes envoyés à un laboratoire spécialisé. Cette méthode est bien entendu peu invasive et les propriétaires peuvent souvent prélever eux-mêmes les échantillons (plusieurs plumes thoraciques). Pour l'échantillon sanguin, il doit être prélevé sur EDTA. Le prélèvement de sang est généralement préféré à celui de jeunes plumes, souvent facilement polluées par un ADN externe. Cependant, ces tests font uniquement la distinction mâle-femelle, sans indication sur leur maturité, et ils nécessitent que le laboratoire possède les sondes ADN à répliquer par PCR de l'espèce à tester.

- le sexage chirurgical avec l'utilisation d'un endoscope rigide, technique qui sera détaillée dans la partie sur les examens complémentaires réalisables chez les oiseaux. Il s'agit ici d'une méthode invasive, réalisée sous anesthésie par un chirurgien vétérinaire

expérimenté, avec les risques anesthésiques, hémorragiques et infectieux que cela implique. Cette technique permet de visualiser la grappe ovarienne ou le testicule et a ainsi l'avantage, en plus de sexer l'oiseau, de prédire sa maturité sexuelle. Ce dernier point est important dans le cas des perroquets par exemple, qui n'atteignent souvent leur maturité sexuelle que vers 5-6 ans. Cette méthode de sexage est donc indiquée chez les oiseaux reproducteurs, avec l'avantage de pouvoir détecter également des anomalies éventuelles de l'appareil reproducteur, des sacs aériens ou des organes adjacents. (Stanford M. – 2002 ; Greenacre C.B. – 2003 ; André J.-P. – 2005)

## **b) Âge et sexage des reptiles**

Chez les reptiles, la détermination de l'âge est très difficile, d'autant que la croissance est quasi permanente et dépend de très nombreux facteurs (alimentation, température,...).

Le sexe, quant à lui, n'est pas à déterminisme chromosomique, à la différence des oiseaux et des mammifères. Il est déterminé, entre autres choses, par la température d'incubation des œufs qui influe directement sur la gamétogenèse. Mais, comme chez les oiseaux, leurs gonades ne sont pas visibles.

A maturité, un dimorphisme sexuel existe chez certaines espèces mais cette maturité se produisant en moyenne entre 6 et 7 ans chez la tortue, entre 2 et 5 ans chez le serpent (plutôt 6 et 7 ans chez les grands boïdés) et entre 2 et 3 ans chez le lézard, le recours à des méthodes spécifiques de sexage sont souvent nécessaires. De plus, ces âges seuil varient également avec l'espèce et le sexe : une tortue de Floride est mature sexuellement à 5 ans alors qu'une tortue d'Hermann atteindra sa maturité sexuelle à 10 ans pour un mâle et plutôt 14 ans pour une femelle. (Boussarie D. – 1993)

### **(1) Âge et sexage des tortues**

Déterminer l'âge d'une tortue peut se faire, théoriquement, en examinant les stries de croissance de celle-ci. En effet, la tortue a une croissance continue, mais celle-ci est de type asymptotique, les stries étant de plus en plus étroites au fur et à mesure que la tortue prend de l'âge. Elle ne permet donc une détermination de l'âge que jusqu'à 7 ans.

Les tortues de Floride peuvent vivre plusieurs dizaines d'années (15 à 30 ans), les tortues serpentines une vingtaine d'année et les cistudes environ 70 ans alors qu'il arrive que des tortues terrestres telles que les tortues boîtes ou les tortues mauresques dépassent les 100 ans. Le record de longévité est détenu par une tortue géante des Seychelles qui a eu 252 ans. Il faut savoir que les espèces terrestres classiques atteignent un tiers de leur taille adulte à 3 ans et se retrouvent au deux tiers de cette taille à 6 ans. Une Tortue d'Hermann pèse 7 g à la naissance et peut atteindre 4 kg à l'âge adulte. (Boussarie D. – 1993 ; Firmin Y. – 1996)

Le dimorphisme sexuel est bien marqué chez toutes les tortues terrestres et aquatiques à maturité. La reconnaissance du sexe se fait alors simplement à partir de caractères sexuels secondaires :

- en général, la queue de la femelle est plus trapue et plus courte que celle du mâle. De plus, la fente cloacale est ronde chez le mâle alors qu'elle est plutôt transversale et située plus près du plastron chez la femelle. A âge égal, la femelle est également plus grande que le mâle.

- chez les tortues terrestres, la femelle possède un plastron plat à légèrement convexe, alors que chez le mâle, il est plutôt concave. De plus, l'écaille supra-caudale du mâle est plus courbe que celle de la femelle. Chez beaucoup d'espèces en général, mais chez les Emydides en particulier, la reconnaissance des sexes peut s'appuyer sur des différences de coloration et de motifs de la robe, de la tête, de l'iris,... Par exemple, l'iris des mâles des tortues-boîtes américaines du genre *Terrapene* (*Terrapene carolina* par exemple) est de couleur rouge alors qu'il est brun chez les femelles. Chez la cistude, l'iris du mâle est orangé et chez la femelle plutôt brun jaune.

- chez les tortues aquatiques telles que la Tortue de Floride *Trachemys scripta elegans*, les mâles présentent des griffes aux membres antérieurs beaucoup plus longues que celles des

femelles. (Firmin Y. – 1996 ; Bour R. et al. – 2002 ; McArthur S.D.J. et al. – 2002 ; Ducos de Lahitte J. – 2007a)

Enfin, chez les tortues juvéniles, il est possible de doser les taux d'oestradiol ou de testostérone : la testostérone sanguine est de 0,8ng/ml chez la femelle et plutôt de 3,5ng/ml chez le mâle. (Rival F. – 1999a)

### **(2) Âge et sexage des serpents**

L'âge approximatif d'un serpent peut être trouvé, une fois l'espèce déterminée, par l'évaluation de sa longueur, si celui-ci a été élevé dans de bonnes conditions. Les Pythons molure et réticulé ainsi que le Boa constrictor ont une longévité moyenne de 20 ans alors qu'un Python de Sebae peut atteindre 25 ans. (Boussarie D. – 1993)

Le sexage des serpents, quant à lui, est plus difficile à réaliser que chez la tortue : il se fait par l'examen des fosses post-cloacales.

La première méthode, souvent utilisée, est le sondage de ces poches. Pour cela, l'introduction d'une sonde lubrifiée à l'intérieur des poches hémipéniennes permet d'en apprécier la profondeur : si celle-ci est de 2-6 écailles ventrales, il s'agit sans aucun doute d'une femelle ; alors que si elle est plus importante (une dizaine d'écailles en moyenne, 7 à 15 en général), nous sommes en présence d'un mâle. Cette méthode est efficace et fiable dans tous les cas, pour les adultes comme pour les juvéniles. Il arrive cependant que la sonde bute contre la base d'un hémipénis et donne alors une profondeur moins importante. Pour diminuer ce risque d'erreur, il convient de sonder les deux fosses post-cloacales.

D'autres méthodes consistent à palper les hémipénis ou bien à en réaliser l'éversion manuellement ou par injection de sérum salé isotonique stérile dans les fosses post-cloacales. L'éversion manuelle des hémipénis se fait en exerçant une pression modérée à l'aide des deux pouces placés de part et d'autre du cloaque, en remontant vers celui-ci afin d'extérioriser un ou deux hémipénis. Cette technique d'éversion est parfaitement fiable et efficace chez les juvéniles de 2-3 jours mais plutôt aléatoire dans le cas des adultes. Par contre, si aucun hémipénis ne sort, on ne peut pas dire avec certitude qu'on est en présence d'une femelle. (Rival F. – 1999a ; Raiti P. – 2002 ; Gérard P. et al. – 2003)

Enfin, des caractères sexuels secondaires existent dans certaines espèces, mais ils ne sont pas toujours très fiables. En général, les mâles arborent des couleurs plus vives, leur queue est plus longue et de largeur constante alors que, chez la femelle, elle se rétrécit à partir du cloaque. Les boïdés mâles présentent des ergots (ou éperons) pelviens plus développés que les femelles, de part et d'autre du cloaque, utilisés pour stimuler tactilement la femelle lors de l'accouplement. Enfin, les mâles sont généralement plus petits que les femelles. (Boussarie D. – 1993 ; Rival F. – 1999a ; Ducos de Lahitte J. – 2007b )

### **(3) Âge et sexage des lézards**

Tout comme chez les serpents, l'âge approximatif d'un lézard peut être déterminé, une fois son espèce identifiée, à partir de la taille et du poids de l'individu. L'Uromastix, par exemple, peut vivre une dizaine d'années en captivité.

Le sexage des sauriens est souvent plus évident que chez les ophidiens, leur dimorphisme sexuel étant plus marqué. Ainsi, les mâles ont une tête plus massive, un corps plus robuste, des couleurs plus vives, une base de la queue plus épaisse du fait de la présence des hémipénis et ils possèdent parfois des ornements épidermiques (grappes d'écailles saillantes à la base de la queue, cornes frontales de certains caméléons mâles, fanons de certains iguanes, apophyses épineuses cutanées érectiles dorsales et/ou frontales de certains iguanes et uromastix par exemple) qui les distinguent des femelles de la même espèce. Beaucoup d'espèces, d'iguanes et de geckos notamment, présentent des pores fémoraux ou

pré-cloacaux beaucoup plus développés chez les mâles que chez les femelles. Enfin, les couleurs de robe peuvent constituer un bon indicateur du sexe de l'individu.

Cependant, certaines espèces n'ont pas développé de caractères sexuels secondaires permettant de faire la distinction mâle-femelle. Le même problème se pose avec les jeunes encore immatures. Il est donc dans ce cas nécessaire de procéder de la même façon que pour le sexage d'un serpent : par sondage des poches hémipéniennes ou par éversion saline. Ces deux méthodes présentent des limites dans le cas des varans et des iguanes verts, dues à la présence de diverticules chez les femelles pouvant être confondus avec des hémipénis. Ils sont par contre bien plus fiables chez les iguanes insulaires du genre *Cyclura spp.* Parfois, une simple anesthésie générale permet l'extériorisation des hémipénis. Enfin, l'imagerie est souvent utile. Dans beaucoup d'espèces de varans, les hémipénis sont calcifiés chez l'adulte, ce qui rend le sexage par examen radiographique possible. L'endoscopie peut être utilisée pour visualiser directement les gonades, comme chez les oiseaux. L'intérêt de l'échographie dans la détermination du sexe dépend essentiellement de l'expérience de l'opérateur, tout en sachant que les femelles immatures ou sans cycles sont souvent indifférenciables des mâles. (Rival F. – 1999a ; Heard D. et al. – 2002 ; Aulio R. et al. – 2003 ; Ducos de Lahitte J. – 2007c)

### I.C. Conditions d'entretien et antécédents pathologiques

Cette étape de la consultation est fondamentale car les signes cliniques chez les oiseaux comme chez les reptiles sont généralement très frustes et leur santé très dépendante des conditions d'entretien. Dans un grand nombre de cas, corriger les conditions de détention inadaptées suffit à soigner l'animal.

Il faudra donc interroger le propriétaire sur :

- l'origine de l'animal : sa provenance exacte (milieu naturel, animalerie, particulier) et sa date d'acquisition ;
- son lieu et mode de vie : le type de terrarium (exemples avec les **photographies n° 34 et 35**) ou de cage (exemples sur les **photographies n° 36 et 37**), ses dimensions, son emplacement chez le propriétaire (intérieur/extérieur, pièce particulière et sa position dans la pièce), les différents éléments de décor ou de divertissement présents, la température (maximum, minimum, moyenne jour/nuit), l'éclairage (type, photopériode) et l'hygrométrie (valeur, variation, contrôle), la fréquence d'entretien et les produits utilisés, la présence ou non de congénères,...
- son type d'alimentation : sa composition et sa préparation, les éventuels compléments minéraux et vitaminés, la date du dernier repas, la date de la sortie d'hibernation éventuelle, l'appétit de l'animal,...
- son comportement : ses périodes d'activité et de repos, son comportement de reproduction (âge de la maturité sexuelle, la date de la dernière ponte et du dernier contact avec un individu de sexe opposé), la fréquence d'émission des urines et des fèces,...
- ses antécédents pathologiques et les éventuels traitements qui lui ont été précédemment administrés. (Vienet V. – 2000 ; McArthur S.D.J. et al. – 2002)



Photographie n° 34 : Élaphe – *Elaphe guttata guttata* – ingérant une proie dans son terrarium (L. Hutin)



Photographie n° 35 : Élaphe s'abreuvant dans son terrarium (L. Hutin)



Photographie n° 36 : « Craco », Perroquet Gris du Gabon, dans sa cage (H. Kolmayer)



Photographie n° 37 : « Coqui », Amazone, dans sa cage (H. Kolmayer)

Une fois toutes ces informations plus ou moins facilement recueillies, il est important de questionner le propriétaire sur l'anamnèse de la maladie dont souffre son animal.

#### I.D. Anamnèse

La quantité d'informations obtenues à ce niveau et leur précision sont fortement liées au propriétaire et aux conditions de détention de son animal : s'il s'agit d'une personne très consciencieuse, qui passe beaucoup de temps à observer son reptile ou son oiseau, l'anamnèse peut être très détaillée. Cependant, s'il le laisse plutôt sans surveillance, les données recueillies seront assez limitées.

Malgré tout, comme avec un carnivore domestique, il est important de questionner le propriétaire en particulier sur :

- l'apparition de la maladie, sa symptomatologie et sa vitesse d'évolution (mode aigu ou chronique) ;
- son aspect contagieux ;
- les traitements éventuellement entrepris ainsi que leur résultat.

Le recueil d'informations étant terminé, le vétérinaire peut enfin passer à la seconde étape de la consultation, étape plus « médicale » et qui présente également ses propres difficultés : le vétérinaire va devoir observer attentivement l'animal pour distinguer les divers

symptômes facilement visibles puis sera amené à le manipuler afin de réaliser un examen clinique plus poussé.

## **II. Déroulement de la consultation :**

De nombreux ouvrages et articles, grâce aux connaissances collectées au fil des années par des vétérinaires spécialisés, se présentent comme des recueils de recettes standard à propos du déroulement de l'examen clinique, du recueil des commémoratifs et de l'anamnèse ainsi que sur le diagnostic des principales affections touchant les oiseaux et les reptiles. Mais ils ne sont pas toujours facilement applicables à l'espèce amenée en consultation chez le vétérinaire, espèce qui peut être difficilement manipulable et présenter des sensibilités à certaines affections bien particulières.

### **II.A. Observation à distance des symptômes**

Les oiseaux, tout comme les reptiles, présentent souvent peu de symptômes et, quand ils existent, les expriment à peine, ce qui rend le diagnostic d'autant plus difficile. Malheureusement, le plus souvent, lorsque ces symptômes deviennent visibles, il est trop tard pour agir, l'affection ayant trop évolué.

Au cours du recueil des commémoratifs et de l'anamnèse, il est possible d'observer l'attitude de l'animal qui ne se sent pas surveillé et qui se remet en partie des stress occasionnés par la capture, le voyage et la présence d'une éventuelle maladie. On note alors s'il semble plutôt curieux de ce nouvel environnement dans lequel il est placé, vif, actif,... ou bien prostré, immobile, « en boule » dans un coin de sa cage. Un lézard placé dans un nouvel environnement devrait normalement l'explorer. Cela se traduit par l'augmentation du nombre de « coups de langue » donnés chez un varan. Il convient ici d'apprécier ou de s'enquérir sur :

- l'état de vigilance de l'animal ;
- son attitude : position de la tête et des membres, réalisation des mouvements respiratoires,... Par exemple, les signes révélateurs d'un état pathologique chez l'oiseau peuvent être une attitude prostrée, l'oiseau est tassé sur son perchoir ou bien couché au fond de sa cage avec les yeux mi-clos. Il peut aussi prendre une attitude « en boule », placer sa tête en arrière, sur l'épaule ou également garder ses ailes écartées du corps. Une dyspnée est décelable par l'observation d'une respiration bec ouvert ou/et des battements de queue calqués sur le rythme respiratoire. Chez les reptiles, des tremblements ou fasciculations musculaires sont souvent le signe d'une hypocalcémie secondaire à une maladie métabolique osseuse et/ou à une insuffisance rénale ;
- l'état du plumage (lisse, brillant, pigmenté uniformément, non ébouriffé, propre), des écailles (colorées, régulières) ou de la carapace (ferme, lisse, brillante, intègre) ;
- la réalisation de réflexes spécifiques (réflexe de plongée chez les tortues aquatiques, réflexes de pédalage et de retournement chez toutes les espèces de tortues, par exemple). (Vienet V. – 2000 ; Heard D. – 2002 ; André J.-P. – 2005)

Ensuite, on se rapproche de l'animal afin d'observer les principaux symptômes visibles sans manipulation. Il est important d'être également attentif aux bruits anormaux qui peuvent être émis (toux, éternuements, bruits trachéaux, plaintes...) et, à l'inverse, à l'absence d'émission de sons habituels (gazouillis, chants, paroles ou sifflets d'imitation,...)

Dans le cas d'affections respiratoires chez les reptiles par exemple, celles-ci se manifestent par du jetage nasal, de la mousse ou du mucus putride sortant de la cavité buccale à des stades d'évolution avancée, une respiration sifflante superficielle, voire gueule ouverte, une tachypnée pouvant aller jusqu'à la détresse respiratoire, des troubles de la nage pour les tortues aquatiques (pneumonie entraînant un problème de flottabilité) avec une réduction du temps passé immergées dans l'eau, une attitude particulière selon la gravité de l'atteinte



comme le cou tendu et la tête relevée au maximum si celle-ci est sévère, etc... (Vienet V. – 2002 ; André J.-P. – 2005)

## **II.B. Capture, contention et manipulation**

Pour réaliser l'examen clinique rapproché de l'animal ainsi que pour n'importe quel examen complémentaire ou même l'administration de certains médicaments, il est nécessaire de manipuler l'animal. Cela n'est pas toujours évident et il existe diverses méthodes de contention, adaptées à l'animal concerné, à son anatomie, à sa physiologie et à son agressivité, afin de limiter au maximum le stress pour l'animal et les dangers encourus par le manipulateur.

Dans cette partie seront développées les méthodes de contention physique. Celles-ci sont parfois trop difficiles ou dangereuses à réaliser. Il est alors nécessaire d'avoir recours à des méthodes de contention chimique, la sédation ou l'anesthésie générale, qui seront abordées dans la partie relative aux anesthésiques.

### **a) Capture, contention et manipulation des oiseaux**

Il faut tout d'abord rappeler que l'oiseau présente une fonction respiratoire bien particulière : il ne présente pas de diaphragme, le poumon n'est pas élastique mais solidement attaché aux côtes, son volume reste constant au cours d'un cycle respiratoire et il est en continuité avec un système de sacs aériens et d'os pneumatisés. Ainsi l'oiseau respire comme une sorte de soufflet : les sacs aériens agissent comme des pompes à air en suivant les mouvements imprimés par le bréchet et génèrent ainsi dans le tractus respiratoire les mouvements d'air caractéristiques de la respiration des oiseaux. Les mouvements respiratoires, inspiratoires comme expiratoires, sont ici actifs, à la différence des mammifères où seule l'inspiration est active. Ainsi, la contention doit être ferme mais sans empêcher l'oiseau de respirer, c'est-à-dire en faisant en sorte de ne pas gêner les mouvements d'élévation et d'abaissement du bréchet par rapport à la colonne vertébrale. Il faut donc, en le manipulant, ne pas s'opposer à ce mécanisme, ou l'oiseau présentera des difficultés pour respirer pouvant être fatales.

Ensuite, une grande partie de l'ossature de l'oiseau est constituée d'os « pneumatisés » qui sont alors fragiles et facilement fracturables, lors d'une contention trop musclée, du fait également de la très petite taille de certains individus.

Enfin, certains oiseaux, notamment ceux de très petite taille, sont très sensibles au stress et peuvent mourir subitement lors de la manipulation. La capture entraîne une accélération brutale et extraordinaire du rythme cardiaque. Ainsi, la pompe cardiaque peut échouer à amorcer la circulation sanguine ou une oreillette cardiaque peut éclater et il s'en suivra une mort subite par anoxie cérébrale. Le vétérinaire doit avertir le propriétaire de ce risque avant la capture. (Roman Y. - 2004a/2007a ; André J.-P. – 2005)

La capture doit alors être la moins stressante possible, que ce soit pour l'oiseau mais aussi pour le propriétaire et le manipulateur. Pour la sécurité de ce dernier, il est primordial de prendre garde au bec et aux ongles, particulièrement acérés chez de nombreux perroquets par exemple. Pour cela, la capture doit être réalisée le plus rapidement possible, les mains de l'opérateur étant protégées par des gants ou une serviette-éponge épaisse au besoin, après avoir éventuellement assombri la pièce.

Puis, il faut bien avoir conscience que la contention des oiseaux est vraiment différente de celle des mammifères, chez qui elle est plutôt centrifuge. En effet, la contention d'un oiseau est obligatoirement centripète, les ailes ramenées le long du corps, de manière efficace mais douce en même temps.



### (1) Contention des oiseaux de petite taille

On entend par “oiseaux de très petite taille” essentiellement les oiseaux classés comme « petits exotiques » (bengalis, diamants,...) dont le poids est inférieur à 15 g. En raison de leur taille, de leur vivacité et de la panique extrême pouvant être déclenchée par les tentatives de capture, on essaye autant que possible d'éviter leur manipulation. Si celle-ci s'avère indispensable, on procède alors de la même manière qu'avec les oiseaux de petite taille.

Dans cette deuxième catégorie, on considère les oiseaux d'un poids compris entre 15 et 100 g (canaris, perruches ondulées, rossignols du Japon ou *Léiothrix*, tisserins,...). On capture l'oiseau à pleine main, après l'avoir bloqué dans un coin de sa cage, au niveau du sol ou en le surprenant sur son perchoir avant qu'il ne s'envole.

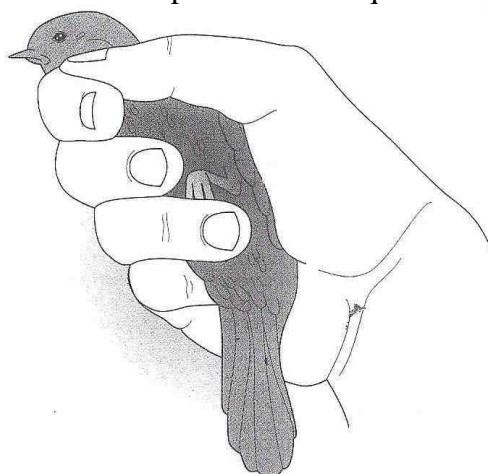


Figure n° 9 : Contention d'un oiseau de petite taille (Bulliot C.)

La capture et la manipulation peuvent se faire à mains nues, exceptés avec les oiseaux pouvant infliger des morsures plutôt désagréables comme les perruches ondulées. On emploiera alors des gants légers ou une feuille épaisse en papier matelassé.

Pour la contention et la manipulation, le pouce et l'index du manipulateur entourent le cou alors que le majeur et l'annulaire contiennent l'abdomen et les ailes contre la paume. L'annulaire et l'auriculaire bloquent alors les pattes et la queue [figure n° 9].

### (2) Contention des oiseaux de taille moyenne et inoffensifs

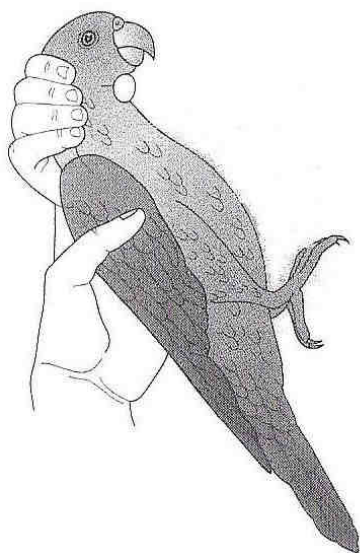


Figure n° 10 : Contention d'un oiseau de taille moyenne (Bulliot C.)

La capture et la contention de tels oiseaux, pesant entre 100 g et 1 kg (mainates, merles métalliques, touracos,...), sont identiques à ce qui a été décrit dans la catégorie précédente, pour les plus petits d'entre eux. On peut encore saisir l'oiseau d'une seule main, en enserrant les avant-bras, les ailes maintenues repliées sur le dos. Pour les individus plus gros, on garde la même manière de procéder mais en utilisant ses deux mains [figure n° 10].

### **(3) Contention des oiseaux de taille moyenne à grande**

Il s'agit ici d'oiseaux dont le poids est compris entre 100 g et 2 kg (psittacidés essentiellement avec les grandes perruches, les inséparables, les loris, les perroquets,...), les oiseaux de compagnie possédés ne dépassant généralement pas ce poids. Ces derniers peuvent provoquer des blessures plus ou moins sérieuses.

Pour les capturer, il est nécessaire de s'équiper d'une serviette-éponge épaisse, propre, repliée en deux ou quatre épaisseurs. On enveloppe alors l'oiseau dans l'épaisseur de la serviette, de manière centripète et aussi rapidement que possible. D'une main, on saisit la tête, fermement, entre le pouce et l'index positionnés de part et d'autre de la mandibule, au niveau des oreilles. Au milieu des plis du tissu, avec la deuxième main, on recherche ensuite les pattes afin de les saisir l'une après l'autre, les rapprocher et les immobiliser au niveau des cuisses. On peut ainsi maintenir l'oiseau droit, soit appuyé contre soi, soit sur la serviette étalée sur la table de consultation. Pour les oiseaux ayant un bec puissant et coupant, il est possible d'en sécuriser l'extrémité en réalisant un anneau de bande adhésive à l'aide de sparadrap ou d'Élastoplast®.

Une autre technique d'approche est possible avec les oiseaux nourris à la main et donc dociles : le manipulateur fait tout d'abord monter l'oiseau sur sa main puis, tout en lui parlant calmement, il approche doucement une serviette face à lui. Tout en maintenant plus fermement les doigts de l'oiseau avec son pouce, il saisit un coin de la serviette qu'il laisse mordre à l'oiseau, s'il le désire. Il en profite alors pour enrouler doucement la serviette autour de l'oiseau, avec l'autre main, celui-ci étant trop occupé à mordre la serviette. La contention et la manipulation de l'oiseau est ensuite la même que celle décrite précédemment. (André J.-P. – 2005)

### **b) Capture, contention et manipulation des reptiles**

Tout comme les oiseaux, les reptiles présentent des particularités, comme l'absence de diaphragme, qui en font des animaux sensibles à la manipulation et avec lesquels il faut respecter certaines règles de contention.

De plus, certains d'entre eux - les Squamates et les tortues - présentent un renouvellement cyclique de leur tégument sous contrôle thyroïdien, appelé mue. Celle-ci peut être perturbée par le stress ou une manipulation excessive, ce qui entraîne alors une anorexie prolongée de l'animal et des troubles cutanés pouvant devenir graves. (Anonyme – 2007a)

Le vétérinaire doit donc manipuler au minimum l'animal et limiter au maximum son stress lors de son passage à la clinique.

#### **(1) Contention de la tortue**

La manipulation de la tortue est surtout fonction de son agressivité. Généralement, les tortues terrestres ne sont pas agressives, elles manifestent leur mécontentement en rentrant leur tête dans la carapace et en soufflant. Quant aux tortues aquatiques, elles sont pratiquement toutes agressives, surtout les représentants des Trionychidés (tortues à carapace molle, tortue à cou de serpent) et des Chélydridés (tortues hargneuses, tortue alligator). Il faut donc prendre garde à leurs griffes, qui peuvent être relativement acérées, ainsi qu'à leur bec, qui leur permet d'infliger des morsures plus ou moins graves. Pour éviter toute morsure ou griffure, on peut donc placer la tortue en équilibre sur un objet suffisamment stable sur lequel reposera le plastron de sa carapace afin de l'observer à distance [figure n° 11] puis la tenir au niveau de la carapace, en région médiane, de préférence en plaçant les pouces sur le plastron et les autres doigts sur la dossière pour pouvoir la manipuler, mais l'inverse est également possible [figure n° 12].

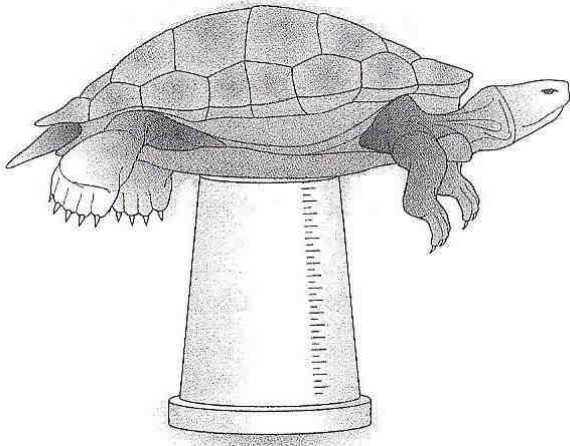


Figure n° 11 : Contention d'une tortue pour un examen à distance (Bulliot C.)

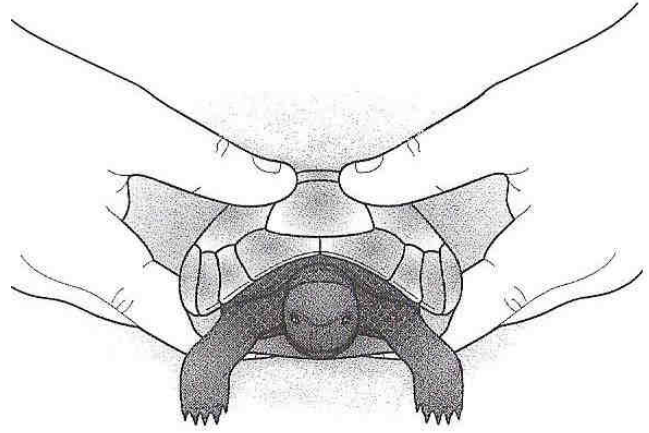


Figure n° 12 : Contention d'une tortue inoffensive (Bulliot C.)

Dans le cas de la tortue serpentine ou « tortue hargneuse » *Chelydra serpentina*, il faut savoir qu'elle possède, comme les *Trionyx*, un long cou qui lui permet de mordre tout manipulateur jusqu'en région médiane de sa carapace. Ainsi, le mieux est de la tenir en région postérieure, pincée entre les doigts, voire avec, en précaution supplémentaire, le port de gants de protection. Pour les tortues agressives de plus petit gabarit, il est également possible de les tenir par l'arrière, en maintenant les pattes postérieures rabattues le long de la carapace [figure n° 13].

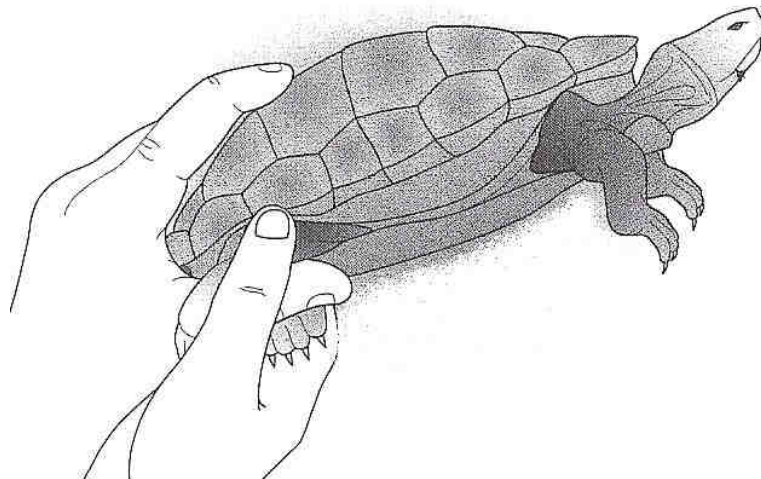


Figure n° 13 : Contention par l'arrière d'une tortue agressive de petite taille (Bulliot C.)

Il arrive que certaines tortues hargneuses ou alligator ne puissent être capturées que par la queue, seul endroit que leur mâchoire n'atteint pas. Il est aussi possible de les examiner une fois que celles-ci se sont agrippées à un objet qui leur a été présenté devant le bec, une serviette par exemple.

Chez les tortues terrestres articulées, comme les tortues boîtes, il convient de se méfier de la fermeture puissante du plastron qui peut facilement coincer un doigt. Ce plastron peut alors être bloqué en utilisant un objet rigide non traumatisant, comme le piston d'une seringue.

Dans tous les cas, si une tortue est approchée de face ou de dessus, elle rentrera la tête dans sa carapace et son examen sera alors compromis. Le mieux est donc de l'approcher de derrière ou par en dessous afin de saisir la tête de part et d'autre de la mâchoire. (Firmin Y. – 1996 ; McArthur S.D.J. et al. – 2002 ; Bulliot C. – 2002 ; Ducos de Lahitte J. – 2007a)

## (2) Contention du serpent

Avant tout, il faut savoir qu'il ne faut pas manipuler un serpent dans les 48 heures suivant le repas au risque de le voir régurgiter sa proie.

A l'instar de la tortue, la contention et la manipulation du serpent dépend de son agressivité et de sa dangerosité. On peut ainsi distinguer le cas du serpent non venimeux, de type constricteur par exemple, de celui du serpent venimeux.

Dans le cas d'un serpent constricteur, les précautions à prendre sont proportionnelles à sa force et son poids. Les tentatives de morsures sont malgré tout fréquentes et il convient donc de rester prudent. S'il est amené dans un sac, on l'ouvre au préalable afin de repérer la position de la tête que l'on saisira à travers le sac afin d'éviter malgré tout une éventuelle morsure puis on sort l'individu du sac en le maintenant correctement en arrière des mâchoires entre le pouce et le majeur, avec une seule main, l'index reposant sur la tête, et en soutenant le corps avec l'autre main [figure n° 14].

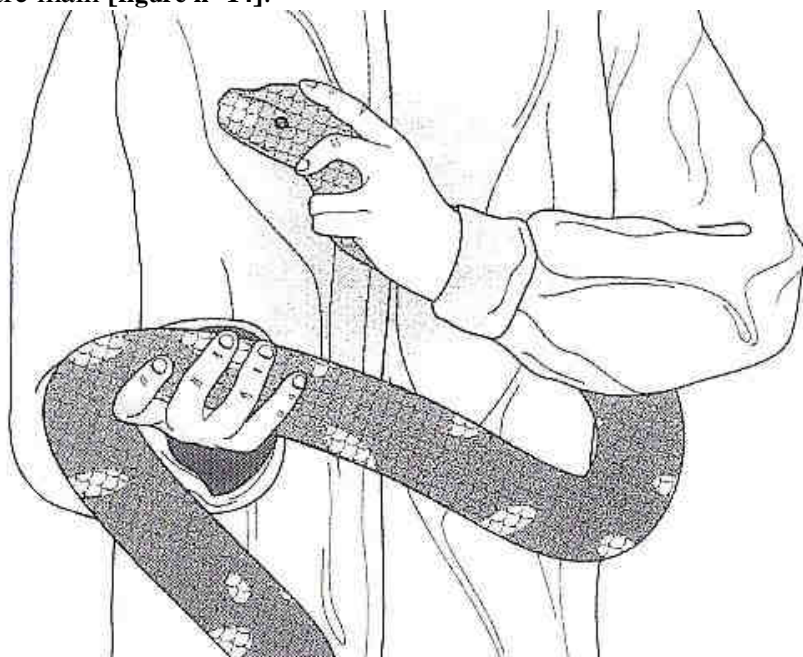


Figure n° 14 : Contention d'un serpent (Bulliot C.)

Le corps du serpent peut être enroulé autour du bras ou coincé sous l'aisselle afin d'éviter toute lésion cervicale. S'il s'agit d'un serpent de taille importante, plus de 1,5 m de longueur, il est nécessaire de soutenir son corps en plusieurs endroits grâce à un aide. Si l'animal est présenté dans une boîte, il doit être approché, une fois celle-ci ouverte, par l'arrière de sa tête afin de le saisir, délicatement mais fermement, en arrière des mâchoires. En cas de morsure, il ne faut pas dégager brusquement la zone mordue mais attendre que l'animal lâche prise puis détacher délicatement ses mâchoires.

Dans le cas d'un serpent venimeux, on peut procéder de la même façon en étant encore plus prudent mais, surtout, il faut s'assurer de posséder le sérum anti-venin correspondant, disponible auprès de l'Institut Pasteur à Paris. Avec les serpents cracheurs, de type *Naja* par exemple, il est indispensable de porter des lunettes de protection. Il est possible d'utiliser un bâton recouvert de mousse et un balai à poils raides qui serviront à plaquer le serpent au sol lors de la sortie du sac. Le corps du serpent est enroulé progressivement autour du bâton en se dirigeant vers la tête puis le serpent est saisi fermement en arrière de la tête. Des pinces de contention, comme les forceps à truies, peuvent également être utilisées mais elles sont facilement traumatisantes. Enfin, il convient de toujours rester attentif et de ne jamais quitter du regard la tête d'un tel serpent.

Dans le cas de serpents peu coopératifs, venimeux ou non, il sera nécessaire d'user de contention chimique afin de réaliser leur examen clinique et d'éventuels examens complémentaires sans danger.

Enfin, il n'est pas rare qu'un serpent effrayé évacue le contenu nauséabond du cloaque et des glandes cloacales (« musk glands »), notamment dans le cas de la couleuvre à collier, et les boïdés urinent fréquemment lors de la manipulation. Certains colubridés peuvent également se servir de leur queue comme d'un fouet. (Firmin Y. – 1986 ; Boussarie D. – 1992 ; Rival F. – 1999c ; Raiti P. – 2002 ; Ducos de Lahitte J. – 2007b)

### (3) *Contention du lézard*

Celle-ci est très différente de celle du serpent dont la seule partie dangereuse du corps est la tête. Chez le lézard, il faut se protéger de trois parties de son anatomie : ses mâchoires, ses pattes et sa queue.

Au sujet des mâchoires, tous les lézards peuvent mordre, relativement fort, grâce à plusieurs rangées de dents acérées. Il n'existe cependant qu'une seule espèce vraiment dangereuse à ce niveau-là car venimeuse : *Heloderma* (le Monstre de Gila ou Héloderme à queue courte, *Heloderma suspectus*, et le Lézard Perlé ou Héloderme à queue longue, *Heloderma horridum*).

Pour ce qui est des pattes, celles-ci sont munies de griffes tranchantes, souvent à l'origine de plaies qui finissent par se surinfecter.

Quant à la queue des lézards, elle est très longue et ceux-ci l'utilisent comme un véritable fouet. *L'Uromastix* ou Fouette-queue, par exemple, présente un appendice caudale de taille conséquente avec des écailles en surélévation qui peuvent être fortement vulnérantes pour le manipulateur. Par ailleurs, la queue des lézards est susceptible d'autotomie. Une régénération est parfois possible mais son aspect et sa vigueur seront par la suite modifiés. La préhension par la queue est donc à proscrire.

Certains geckos ont une peau très fragile qui peut se déchirer lors de la contention. Ces animaux devront alors être examinés dans une boîte fermée ou sous anesthésie.

Les petits lézards peuvent être au préalable examinés à travers un récipient transparent. Si le lézard est amené dans un sac en toile, il est nécessaire de le saisir à travers le sac avant d'ouvrir ce dernier.

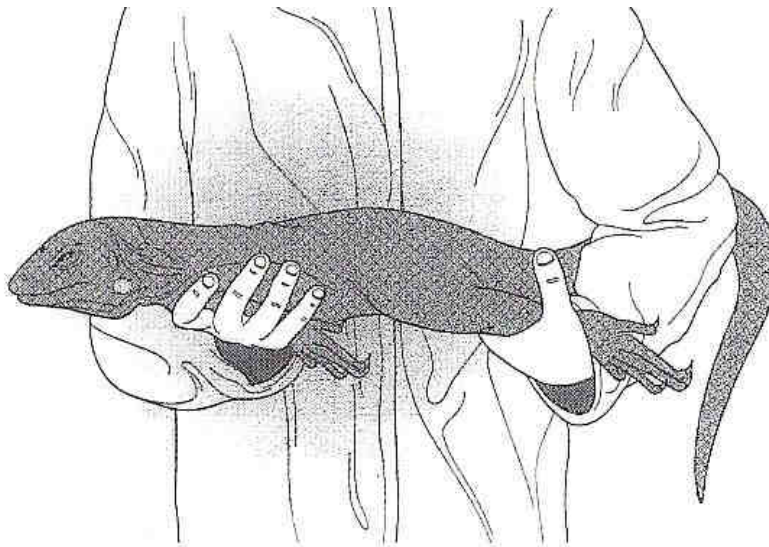
Deux méthodes de contention chez l'iguane, applicables également aux autres lézards, sont possibles :

- un jeune peut être maintenu plaqué contre la table de consultation avec une main, l'index et le majeur enserrant le cou, et le pouce et l'auriculaire se plaçant juste en avant des antérieurs. La deuxième main peut alors compléter cette contention en maintenant l'individu au niveau des lombaires ;

- un adulte doit être obligatoirement maintenu à deux mains [figure n° 15] : l'individu est collé contre la table ou contre le manipulateur. Une main est placée au niveau du cou et des antérieurs, lesquels sont plaqués contre le thorax, en veillant à ne pas gêner les mouvements respiratoires. L'autre main bloque les postérieurs vers l'arrière contre la base de la queue. Cette dernière est correctement plaquée sous l'aisselle afin de limiter ses mouvements.

Le fait de mettre une serviette sur la tête d'un lézard limite son champ de vision et a souvent un effet calmant, ce qui peut faciliter la contention. (Vienet V. – 1999 ; Heard D. et al. – 2002 ; Ducos de Lahitte J. – 2007c)





**Figure n° 15 : Contention d'un iguane (Bulliot C.)**

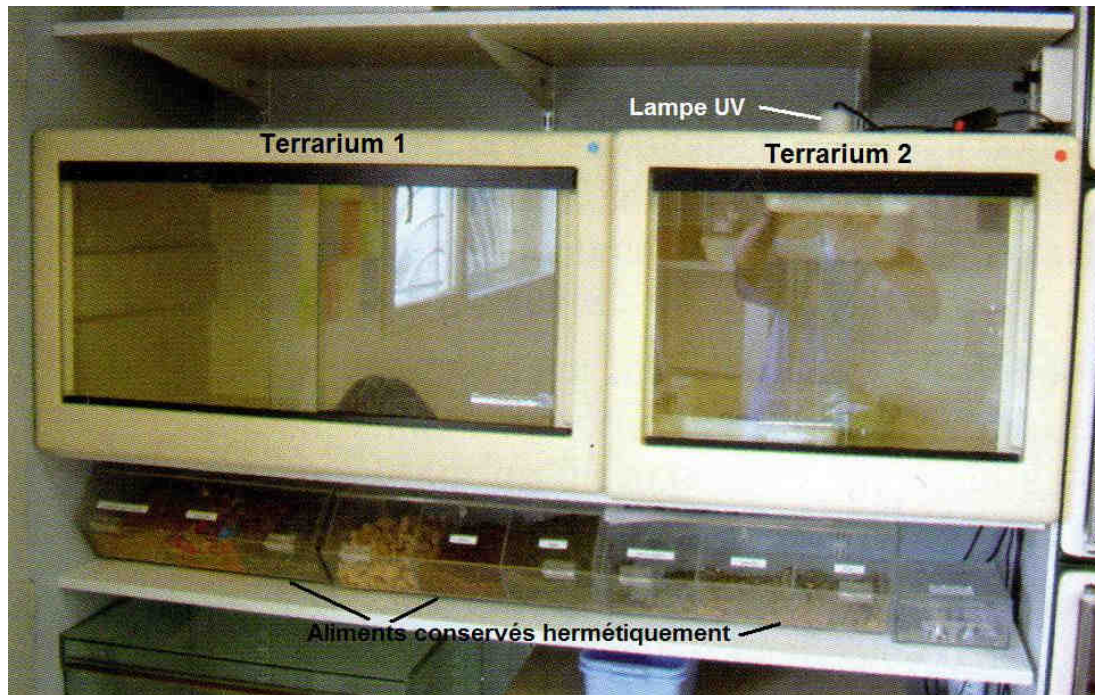
Les caméléons sont des individus plus calmes et dociles mais aussi très rapidement stressés. Leur contention et leur manipulation doivent donc s'effectuer dans le calme et avec douceur : une main est placée sous les membres antérieurs pour permettre à l'animal de s'y agripper, l'autre main maintient la queue. On peut alors prendre l'animal par le dos, en enroulant une main autour de l'animal tout en maintenant le casque de la tête entre pouce et index. Si le caméléon est fixé sur une branche, il ne faut surtout pas tirer sur le corps ni sur la queue, mais détacher au préalable ses griffes de la branche une par une ou en lui proposant un nouveau support (un doigt par exemple). (Schilliger L. – 1999g ; Vienet V. – 2005)

Ainsi, toute manipulation, quelle que soit l'espèce d'oiseaux ou de reptiles, comporte un danger pour le manipulateur mais aussi pour l'animal, même chez un individu sain, qu'il faut savoir évaluer. La contention d'un animal débilité est, de ce fait, encore plus risquée, et le propriétaire doit en être bien informé au préalable.

Une fois l'animal correctement maintenu, le vétérinaire peut alors réaliser l'examen clinique.

### **II.C. Réalisation de l'examen clinique**

Tout d'abord, il faut savoir que la pratique de la médecine des oiseaux et des reptiles requiert l'emploi de quelques instruments spécifiques, souvent très utiles pour faciliter l'examen clinique, tout comme la réalisation d'examens complémentaires : des cages d'observation et/ou d'hospitalisation de différentes tailles [photographie n° 38], une balance électronique de précision, un thermomètre électronique spécifique, des spéculums buccaux de différentes tailles, des sondes de sexage, un stock de serviettes-éponge épaisses pour la capture et la contention de certaines espèces, des crochets et pinces à contention, des gants épais de contention en cuir souple, un stéthoscope pédiatrique et un mini-doppler continu pour ne citer que les principaux. (Schilliger L. – 2000a ; André J.-P. – 2005 ; Rival F. – 2007)



**Photographie n° 38 : Exemple de terrarium d'hospitalisation pour reptiles (d'après F. Rival – 2007)**

En pratique, différentes façons de procéder lors d'un examen clinique peuvent être décrites. Il appartient alors à chacun de choisir la sienne. Dans tous les cas, il importe de le réaliser de façon à ne rien oublier.

#### **a) Examen clinique des oiseaux**

Une fois l'oiseau correctement maintenu, il est possible de réaliser un examen rapproché en procédant par ordre du bout du bec à l'extrémité des pattes, de façon à ne rien oublier.

La température corporelle peut être mesurée à l'aide d'une sonde thermique placée dans le cloaque mais celle-ci est rarement utilisée lors de l'examen clinique. Habituellement, elle se situe entre 40 et 42°C.

Ensuite, on réalise une pesée précise du patient (au gramme près).

Puis, on examine l'oiseau dans sa totalité par étape, en commençant par :

- o Le plumage et la peau. On observe l'implantation des plumes, leur stade de croissance, leur intégrité, leur coloration et pigmentation, la présence de lignes de stress (« stress-lines »), la présence de parasites. Puis on examine la peau, sa couleur, sa souplesse, la présence de pellicules, de croûtes, de lésions inflammatoires, de masses anormales ou de parasites.

- o La tête, ensuite. On vérifie l'état du plumage dans cette région, car une absence de plumes ou des blessures au niveau du crâne sont révélateurs soit d'un signe de soumission de l'individu vis-à-vis des autres oiseaux occupant la même cage, soit un signe de maladie parasitaire ou dermatologique autre. On examine attentivement les conduits auditifs en écartant les plumes qui les recouvrent, les yeux (cornée, iris, cristallin, vision), les paupières ainsi que la région péri-orbitaire, les narines, les cires (zone au-dessus des narines), le bec puis la cavité buccale (langue, choanes, palais, pharynx). Lors de cet examen, on reste attentif aux bruits anormaux pouvant être émis au niveau de l'appareil respiratoire supérieur.

L'examen de la cavité buccale peut présenter des difficultés lors de la manipulation du bec et du fait de son ouverture limitée. Chez les oiseaux dont le bec est peu vulnérant, il est possible d'entrouvrir celui-ci en introduisant partiellement l'ongle de l'index droit au niveau de la commissure pour ensuite maintenir l'ouverture avec le pouce et l'index gauches. Chez la plupart des psittacidés, par contre, l'ouverture du bec sera plus fugace et on conseille, tout en maintenant correctement la tête entre pouce et index, de forcer une ouverture partielle du bec par une poussée interne de l'index à la base de la commissure du bec. Puis, avec un aide, on

essaye de passer un lasso de gaz dans la maxille et un autre dans la mandibule de façon à pouvoir ouvrir un peu plus le bec. Cependant, on ne peut pas contrôler la tension exercée sur le bec et on risque de provoquer des lésions. Pour un examen plus approfondi, une anesthésie générale sera nécessaire.

- o Le cou et l'entrée de la poitrine. On y contrôle l'état des plumes et de la peau, et il est même possible, dans certaines espèces de taille suffisante, de percevoir le pouls grâce à une légère compression carotidienne avec la pulpe du doigt au niveau du sommet ou de la base de la zone médioventrale du cou. A l'entrée de la poitrine, on peut examiner le jabot, d'abord visuellement puis par palpation douce de la zone. Il est possible de trouver à cet endroit des lipomes parfois très volumineux.

- o Les ailes et le dos. L'oiseau étant maintenu à plat ventre, on examine l'état du plumage et de la peau dans cette région. Sur les individus de taille suffisante, il est possible d'ausculter les bruits pulmonaires. Puis on peut étirer précautionneusement les ailes, l'une après l'autre, dans leur axe de déploiement physiologique afin d'observer l'état du plumage de la base à l'extrémité des plumes, l'aspect de la peau ainsi que qu'une mobilité anormale lors de luxation ou de fracture.

- o La poitrine et l'abdomen. Comme pour les autres parties du corps, on examine la qualité du plumage et de la peau, l'oiseau étant maintenu sur le dos. Au niveau de la poitrine, on peut évaluer l'état d'embonpoint musculaire par palpation des muscles pectoraux et l'observation du bréchet : celui-ci est très saillant, en « lame de couteau », chez les oiseaux très maigres. On peut également essayer d'ausculter le cœur. Dans la région abdominale, il est possible d'apprécier la texture pariétale du ventre et de distinguer les organes sous-jacents par transparence, en écartant les plumes. Pour cela, chez les petits passereaux, il suffit de souffler horizontalement à « rebrousse-plumes » sur les plumes ventrales pour dégager momentanément la paroi abdominale. Chez les gros passereaux et les psittacidés, il est possible de mouiller légèrement les plumes pour les écarter plus facilement sur les côtés. On peut également palper l'abdomen à la recherche de masses anormales et ausculter les sacs aériens de cette région.

- o Le cloaque et la queue. On observe l'aspect général du cloaque (dilatation, congestion, œdème, prolapsus, présence de papillomes...) et les souillures éventuelles des plumes périphériques. Il faut savoir qu'une protubérance (le glomus séminal) est normalement présente chez les passereaux mâles en période de reproduction. Pour la queue, l'état des rectrices est examiné ainsi que la glande uropygienne, dorsalement à la queue, dans les espèces qui en sont pourvues.

- o Les pattes et les ongles. Pour les examiner, on les dégage délicatement du système de contention puis on les étire. On observe alors l'état des plumes, des écailles et on note la présence d'éventuelles lésions. (Stanford M. – 2002 ; André J.-P. – 2005)

## **b) Examen clinique des reptiles**

L'auscultation pulmonaire et cardiaque des reptiles n'est pas toujours évidente du fait, d'une part, de leur petite taille et, d'autre part, de la présence d'écailles ou de carapace. Il est possible d'utiliser une éponge, ou tout autre linge humide, posée sur la carapace ou les écailles, entre l'animal et le diaphragme du stéthoscope, afin de réduire les bruits externes. On peut également utiliser un mini-doppler continu que l'on placera dans la zone de projection du cœur chez les lézards et les serpents. Les fréquences et rythmes cardiaque comme respiratoire peuvent ainsi être vérifiés et des sons anormaux ou une asymétrie d'auscultation chez les espèces possédant deux poumons sont recherchés. (Vienet V. – 2002)

### **(1) Examen clinique de la tortue**

Au cours de l'examen clinique de la tortue, il sera important d'inspecter conjointement la rigidité et l'intégrité de la carapace, l'état du nez et des paupières ainsi que la tonicité des membres et de la tête. On doit ensuite soupeser l'animal car la carapace de par sa présence et



sa rigidité empêche de correctement juger de l'état d'embonpoint de l'animal : ainsi, une tortue en bonne santé semble lourde alors qu'un individu malade est généralement plus léger.

Afin de ne rien oublier lors de l'examen clinique, le plus simple est de commencer par le bout du rostre pour terminer au niveau de la queue.

o On commence alors par l'examen de la face : examen des narines, de l'abrasion du rostre, des yeux (position, conjonctivite, jetage, état de la cornée...) et de la cavité buccale (couleur des muqueuses, exsudat, hypersalivation, rigidité du bec et de la mâchoire,...). Il faut savoir qu'un jetage oculaire peut être normal dans certaines espèces terrestres telles que la Tortue charbonnière à pattes rouges ou celle à pattes jaunes (*Geochelone carbonaria/denticulata*). Pour l'examen buccal, la tête est maintenue d'une main avec le pouce et l'index de part et d'autre de la mâchoire. La bouche peut alors être ouverte de l'autre main. Si la tortue parvient à retirer sa tête, la pencher en avant peut l'amener à étendre ses membres antérieurs et sa tête. Elle peut également être appâtée à l'« extérieur » avec un peu de sa nourriture préférée. Dans les espèces agressives, cet examen de la cavité buccale est souvent facilité par l'attitude menaçante de la tortue qui garde la bouche grande ouverte en direction de celui qui l'examine.

o Ensuite, on évalue les fonctions respiratoire et cardiaque par la mesure des fréquences respiratoire et cardiaque et l'observation d'une respiration bec fermé. La fréquence cardiaque est mesurée selon les conseils du paragraphe introductif de l'examen des reptiles et est comprise en moyenne entre 10 et 44 bpm (battements par minute). La fréquence respiratoire, quant à elle, varie entre 2 cpm (cycles respiratoires par minute) chez les espèces de taille moyenne et 6 à 12 cpm chez les petites espèces.

o L'examen de l'abdomen et, plus généralement, la palpation des organes internes est quasiment impossible. Certains organes sont cependant palpables au niveau de l'attache des membres (en arrière des membres antérieurs et en avant des membres postérieurs). Face à une masse abdominale palpable, il faudra penser à une rétention d'œufs, des abcès hépatiques, des calculs, une accumulation de fèces,...

o L'examen de la peau et de la carapace vient ensuite. Il convient de vérifier la rigidité de la carapace, son intégrité (zones d'ulcération, perte de substance ou fracture, déformation pyramidale), sa couleur et son odeur, puis de rechercher des lésions cutanées éventuelles, la présence de parasites externes ou d'algues dans le cas des tortues aquatiques.

o Le cloaque est également important à examiner en tant que cavité commune où viennent s'aboucher les voies urinaire, digestive et génitale. On recherche alors tout signe de prolapsus ou d'écoulement anormal.

o Enfin, il convient d'examiner les muscles et le squelette de la tortue, même si cet examen est rendu très sommaire par la présence de la carapace. Les membres des tortues terrestres ont un aspect généralement dodu alors qu'ils sont plutôt aplatis chez les tortues aquatiques. L'aspect de la carapace est ici un très bon reflet de l'état général de l'animal et de son squelette : une carapace molle est le signe d'une carence en calcium, une dossière déformée de façon pyramidale celui d'une ostéofibrose nutritionnelle. (Firmin Y. – 1996 ; Vienet V. – 2000 ; McArthur S.D.J. et al. – 2002)

Puis la pesée et la mesure de la longueur de la carapace sont également fondamentales. Elles permettent en effet d'estimer l'état de maigreur de l'individu par la formule établie par S. Donoghue en 1997 :

$$m = 0,191 \times L^3$$

Dans cette formule, m représente la masse que devrait faire la tortue en grammes et L la longueur mesurée en cm du bord antérieur du plastron à la limite caudale de la dossière. Ainsi, si le poids de la tortue à la pesée est inférieur à 90% de m, on peut considérer cette tortue comme amaigrie et dans un état préoccupant. (Firmin Y. – 1996 ; Bour R. et al. – 2002)

## **(2) Examen clinique du serpent**

L'aspect général, l'état d'embonpoint et la posture ont été relevés au cours de la prise des commémoratifs et de l'anamnèse précédant la manipulation de l'animal.

Puis, avant d'entamer l'examen clinique, l'animal est pesé.

Ensuite, vient l'examen clinique à proprement parler, général initialement pour ensuite être plus détaillé :

- o Le tonus musculaire et la conscience de l'animal sont rapidement évalués en soulevant légèrement l'animal : celui-ci doit être réactif à cette manipulation. La plupart des serpents agitent activement leur langue bifide lors de la manipulation.

- o L'examen de la peau ne doit révéler aucune zone de rétention de tissu épidermique en partie desquamé, ni de décoloration, gonflement ou ulcération des écailles ventrales. Si des indentations sont observées latéralement aux processus épineux dorsaux, il peut s'agir de côtes fracturées, souvent consécutives à la capture de serpents sauvages. Le cloaque doit être propre.

- o L'examen plus détaillé de l'animal débute par celui de la tête. Chaque œil est recouvert par une écaille cornéenne appelée lunette et qui doit être translucide, excepté en période de mue. Les serpents nocturnes ont une pupille verticale alors qu'elle est ronde chez les serpents diurnes. Les réflexes pupillaires peuvent être contrôlés comme chez les carnivores domestiques en utilisant une source de lumière focalisée.

La bouche est ensuite ouverte délicatement à l'aide d'une spatule en caoutchouc ou d'un spéculum en acier aviaire. La muqueuse buccale est naturellement rose pâle et devrait être exempte de gonflement, hémorragie, exsudat, inflammation, etc... La glotte, située sur le plancher de la cavité buccale, est ouverte au maximum lors de l'inspiration et ne doit présenter aucun exsudat. La portion crâniale de l'œsophage, visible au fond de la cavité orale est parfois pigmentée par de la mélanine.

- o Dans le cas d'animaux dociles, il est possible de palper l'ensemble de leur corps du cou au bout de la queue à l'aide de l'index ou du pouce, en commençant entre les processus ventraux des côtes. Sont ainsi examinés le cœur (3 chambres cardiaques, situé dans le premier quart du corps), l'estomac (au centre, uniquement si le serpent a mangé récemment ou si une importante pathologie est présente), la vésicule biliaire (caudalement à l'estomac, palpable lors de stase biliaire consécutive à de l'anorexie ou une inflammation du système hépatobiliaire), l'ovaire, tel un collier de perle, chez les femelles (dans le tiers caudal du corps), les reins (allongés, dans le quart postérieur de l'animal), puis, au-delà du cloaque, une paire de glandes cloacales (« musk glands »), une paire d'hémipénis chez les mâles, latéralement aux glandes précédentes, et la veine coccygienne. (Raiti P. – 2002)

## **(3) Examen clinique du lézard**

A l'instar des autres espèces animales, les lézards doivent être examinés de manière systématique, sans oublier l'examen de la cavité buccale. L'anesthésie est indiquée chez les grands lézards pour un examen sûr et complet.

- o La peau est examinée attentivement pour la recherche de parasites ou de traces de traumatisme (plaies de combat, d'accouplement ou brûlures). Des grosseurs, des protubérances et une décoloration sont souvent le signe d'infection ou de néoplasie. Des pétéchies sur les écailles peuvent être dues à une septicémie ou une bactériémie. La mue se déroule habituellement en plusieurs étapes et une mue mal desquamée (sèche et marron) doit être différenciée d'une desquamation normale (flexible et transparente). Une rétention de peau se produit souvent autour des extrémités digitées et de la queue, et peut être à l'origine d'une nécrose ischémique.

- o L'examen de la tête vient ensuite. Les yeux, les narines et les tympanes ne doivent présenter ni débris ni jetage. Les membranes tympaniques peuvent être translucides chez certaines petites espèces de lézard. Des espèces d'iguanidés et d'agamidés possèdent des glandes nasales particulières qui excrètent du sel. Ces derniers peuvent alors présenter des

excréta blancs et secs autour des narines. Des traumatismes rostraux, causés par des frottements contre les barreaux de la cage ou lors de tentatives répétées d'évasion, sont assez communs. La bouche peut ensuite être ouverte à l'aide d'un abaisse-langue ou en appliquant sur le barbillon présent sous la mâchoire inférieure une légère pression vers le bas. Des signes de traumatisme, d'infection (stomatite), des néoplasies et une extension orale de lésions rostrales sont à rechercher.

o Enfin, l'ensemble du corps est examiné. La tête, le corps et les membres sont palpés à la recherche de masses éventuelles. Des masses focales de tissus mous sont le plus souvent des abcès ou des parasites cutanés, alors que des grosseurs plus diffuses autour d'os longs ou de la mandibule signent plus probablement une maladie métabolique osseuse, en association chez l'iguane avec des mâchoires molles facilement déformées par la palpation, ou une cellulite. L'auscultation pulmonaire et cardiaque est améliorée par la mise en place d'une serviette en papier humide entre la paroi thoracique et le diaphragme du stéthoscope. Une palpation en douceur de la cavité coelomique peut être pratiquée pour la recherche de calculs vésicaux, fécalithes, rénomégalie, impaction, rétention d'œufs ou d'ovocytes, et de masses coelomiques. Celle-ci est facilitée par l'anesthésie. A l'examen du cloaque, ce dernier ne doit ni être souillé par de la matière fécale ni présenter de masses cloacales. (Heard D. et al. – 2002)

Malgré un examen attentif, les signes cliniques dans ces espèces étant généralement frustes et guère spécifiques, il est souvent nécessaire de recourir à des examens complémentaires.

### **III. Examens complémentaires :**

La réalisation de ces examens complémentaires revêt divers niveaux de difficulté : tout d'abord de par la contention génératrice de stress qu'ils nécessitent, amenant fréquemment à réaliser des anesthésies flash. Ces anesthésies, malgré un sous-dosage et une surveillance de tous les instants, ne sont pas sans risque. La majorité des auteurs et des praticiens réalisent des anesthésies gazeuses à l'aide d'isoflurane. L'induction se fait à l'aide de 5% d'isoflurane puis l'entretien de l'anesthésie est à 1-2 % pour un flux d'oxygène de 0,5 à 1 l, selon la taille de l'animal. (Hochleithner C. et al. – 2002)

Ensuite, du fait de la petite taille comme des particularités anatomiques des oiseaux et des reptiles, ces examens ne sont pas toujours facilement réalisables ni même exploitables.

Enfin, il existe peu d'examens disponibles chez nos carnivores domestiques qui soient transposables tels quels à ces espèces exotiques. Nous allons donc ici étudier les divers examens complémentaires à disposition du clinicien dans ces espèces et leurs particularités.

#### **III.A. Examens complémentaires chez les oiseaux**

##### **a) Examens complémentaires en dermatologie**

Lors de l'examen clinique, avant de pratiquer l'examen dermatologique à proprement parlé, il importe de vérifier l'état général de l'animal puis de repérer les zones affectées et leur localisation, l'état des plumes et de la mue.

La peau des oiseaux est particulièrement fine et elle présente des phanères bien particuliers : des plumes, un bec, des griffes et des écailles, qui peuvent faire l'objet d'examens.

##### **(1) L'examen des plumes**

Il existe trois types de plumes chez l'oiseau adulte :

▲ les pennes ou plumes de contour, qui sont nommées, selon leur position, rémiges (ailes), rectrices (queue) et tectrices (corps) ou plumes de couverture [figure n°16].

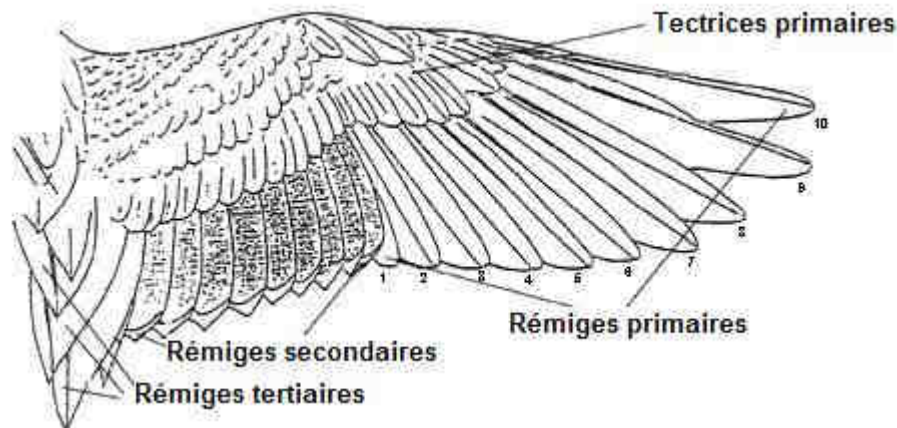


Figure n° 16 : Principales plumes de contour de l'aile d'un oiseau (d'après Boissonneault C.)

Elles comportent toutes un axe rigide, partagé en :

- calamus ou hampe, qui est un cylindre proximal creux dont la cavité est cloisonnée transversalement,

- rachis, qui est un cylindre distal plein, creusé d'un sillon ventral.

Ce dernier supporte l'étendard ou vexillum, constitué de barbes (lames parallèles) portant deux rangées de barbules. Les barbules proximales d'une barbe s'entrecroisent avec les barbules distales de la barbe adjacente grâce aux barbicelles, petites excroissances crochues des barbules distales.

Les rémiges et les rectrices portent des barbules accrochées étroitement sur toute la surface de l'étendard alors que les tectrices, non portantes, présentent des barbes relâchées sur les parties recouvertes par l'empilement des plumes du corps de l'oiseau : les barbules sont plus longues et sans crochets, à allure duveteuse. [figure n° 17]

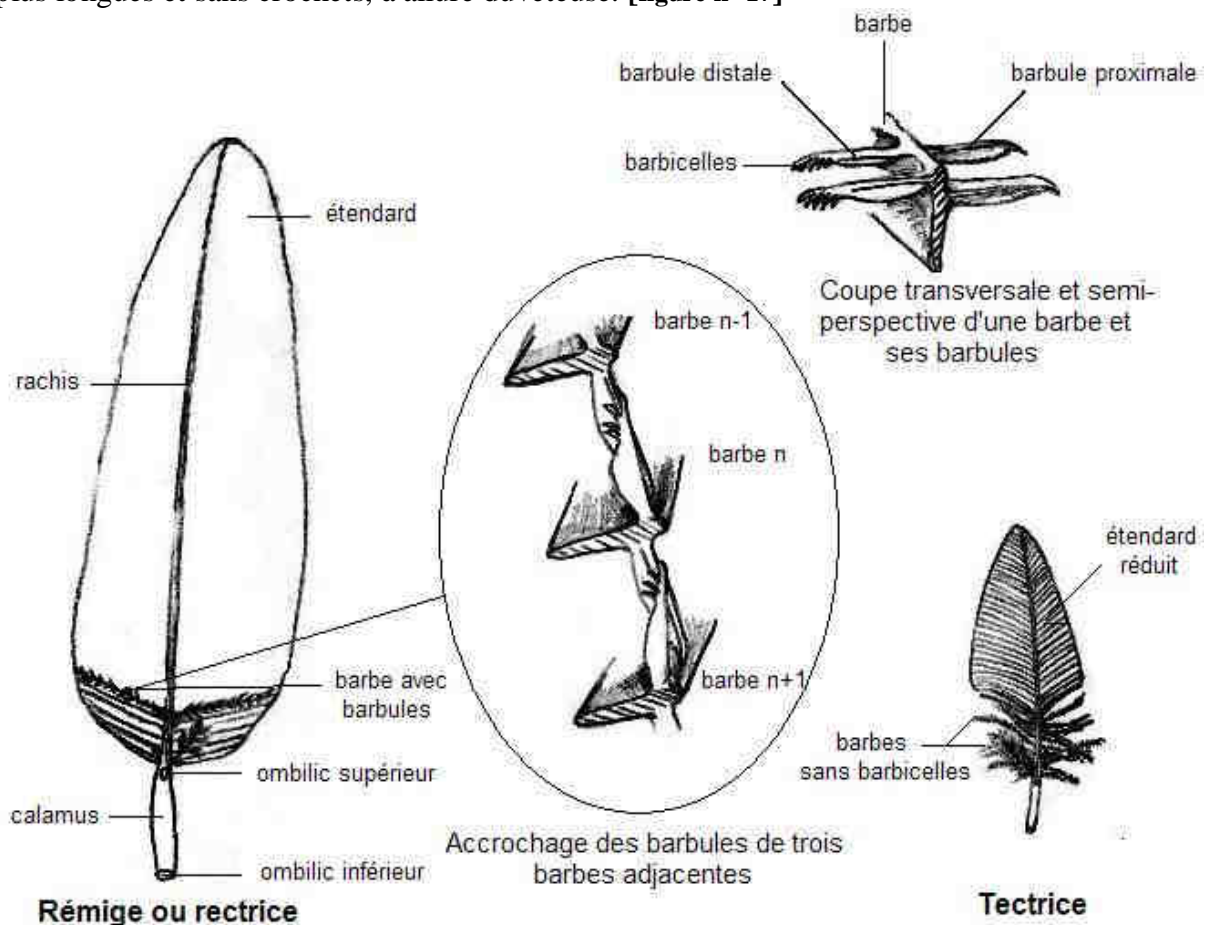
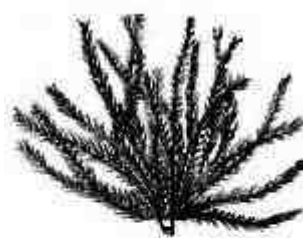


Figure n° 17 : Représentation schématique de la structure des plumes de contour

▲ les plumes de duvet [figure n° 18], qui sont de structure uniforme chez tous les oiseaux.

Une touffe de barbes s'insère sur un court calamus (rachis réduit ou absent). Chaque barbe porte deux rangées de barbules lisses, toujours plus développées vers la base que vers le sommet. Le duvet est par exemple très abondant chez les oiseaux aquatiques, de par son rôle primordial d'isolant thermique.



**Plume de duvet**



**Filoplume**

▲ les filoplumes [figure n° 18], enfin, qui sont réduites à un rachis filiforme, portant parfois quelques barbes à son extrémité. Elles sont situées à la base des plumes, se formant sur la paroi latérale de leur follicule.

**Figure n° 18 : Représentation schématique d'une plume de duvet et d'une filoplume**

Certaines anomalies des plumes sont visibles à l'œil nu (modification de la couleur, de la taille ou de la forme, présence de plumes abîmées, etc...) mais d'autres nécessitent toutefois une évaluation microscopique. Il est alors indispensable de connaître l'aspect microscopique normal d'une plume et de son calamus.

Afin d'examiner une plume à la loupe binoculaire ou au microscope, celle-ci doit être prélevée directement sur l'oiseau, après une légère sédation, puis coupée en plusieurs sections. Des parasites externes, des lignes de défaut (« stress-lines », barbe où les rangées de barbules ont disparu) ou des zones mâchonnées sont alors recherchées.

Le contenu du calamus peut être également contrôlé, grâce à une cytologie de la pulpe, pour mettre en évidence une infection du follicule. Pour cela, après préparation aseptique de la peau entourant la plume choisie, celle-ci est arrachée. Le calamus est ensuite séparé du reste de l'axe et écrasé entre deux lames de microscope, mais son contenu peut aussi être retiré à l'aide d'une lame de scalpel stérile et étalé sur une lame. La lame est alors colorée pour un examen bactériologique (coloration de Gram) ou cytologique (Diff Quick®). Des bactéries, des cellules inflammatoires, des corps d'inclusion, des levures et des dermatophytes peuvent être ainsi observés. Il est enfin possible d'envoyer directement le calamus à un laboratoire spécialisé pour une culture bactérienne et la réalisation d'un antibiogramme.

La gale du calamus des plumes (quill mites en anglais) peut être cependant difficile à détecter lors de l'examen de la pulpe. Il est alors possible de réaliser la digestion du calamus avec une solution à 10% d'hydroxide de potassium. La solution obtenue est ensuite doucement chauffée puis centrifugée. L'examen microscopique du culot permet une meilleure visualisation et l'identification des acariens en présence.

La signification de la présence de ces acariens et leur implication dans un processus pathologique sont toutefois discutées. (André J.-P. – 2005 ; Girling S. – 2006)

## **(2) Le « Scotch Test », le calque cutané et le raclage**

Le « scotch test » peut être utilisé pour mettre en évidence des ectoparasites, des levures mais aussi une infection bactérienne. Une bande adhésive est appliquée contre la peau, en veillant à ne pas la léser car celle-ci est beaucoup plus fine que celle des carnivores domestiques, puis elle est colorée et observée au microscope. Il faut faire attention cependant à bien différencier les vrais pathogènes des contaminants.

Le calque cutané, quant à lui, peut être une manière rapide d'observer la flore pathogène cutanée des lésions humides, avec l'inconvénient de présenter également des contaminants. Il

s'agit cependant d'une bonne méthode de prélèvement des zones lésées lors de Maladie Ulcéralive Cutanée (CUD) notamment. (Girling S. – 2006)

Il est aussi possible de réaliser, comme chez les carnivores domestiques, des raclages cutanés, jusqu'à la rosée sanguine, mais tout en gardant à l'esprit l'extrême finesse et fragilité de la peau des oiseaux.

### **(3) Les biopsies cutanées**

L'anesthésie générale est requise pour la réalisation des biopsies. La peau ne doit pas être frottée avec un désinfectant (« scrubbed » pour les anglophones) préalablement au prélèvement car cela ferait perdre une partie des informations en retirant les cellules de surface. La peau des oiseaux étant très fine, l'utilisation d'une lame de scalpel est préférée à celle d'un biopsy punch, afin d'obtenir des sections de peau plus larges. Il est recommandé d'inclure au moins un follicule de plume dans la biopsie.

Si un biopsy punch est utilisé, une bande adhésive placée au-dessus du site de biopsie permet de maintenir la structure de l'échantillon et les tissus environnants, et évite, suite à la rétraction de ces derniers, la formation d'une large plaie. De même que chez les carnivores, une section des tissus adjacents d'aspect macroscopiquement normal doit être également effectuée.

Le prélèvement de peau doit être placé sur un support rigide avant d'être plongé dans le fixateur (anciennement du formol, aujourd'hui du RCL2<sup>®</sup> par exemple) pour empêcher qu'il ne se rétracte ou ne s'enroule sur lui-même au contact du liquide de fixation. (Girling S. – 2006)

### **(4) L'intradermoréaction**

Le fait que les oiseaux puissent être atteints d'allergies à expression cutanée est encore discuté. Il est possible malgré tout, à l'instar des carnivores domestiques, de réaliser des tests cutanés, par intradermoréaction, sur les plus gros individus comme les perroquets. Du fait de la finesse de leur peau, des aiguilles 27 G et beaucoup de patience pour injecter les allergènes sont nécessaires. A la différence des carnivores domestiques, l'histamine n'est pas un bon contrôle positif chez les oiseaux et elle doit être remplacée par du phosphate de codéine à une concentration de 1:100000 poids/volume (soit 10 µg/l).

L'interprétation des réactions peut ensuite être difficile : la réponse inflammatoire à l'allergène est souvent faible, toujours du fait de la finesse de la peau des oiseaux, et il est donc délicat de déterminer si telle ou telle réaction à l'allergène injecté est positive ou non. (Girling S. – 2006)

## **b) Imagerie médicale**

### **(1) La radiographie**

Il est possible d'utiliser le même appareil de radiographie pour les oiseaux que celui utilisé chez les chiens et les chats. Cependant, cet appareil doit être capable de fournir des constantes se situant entre 40 et 50 kV et 1000 à 1200 mA, pour des durées d'exposition de 1/120 à 1/60 s. On doit recourir de préférence à des films de haute définition monocouche et à un écran adapté à ce genre de film, comme ceux employés pour réaliser les mammographies. Cela permet en effet d'accentuer les détails des clichés mais, en contre partie, cela augmente les durées d'exposition. On peut encore grandement améliorer la résolution du cliché par « insufflation positive » de l'oiseau au moment de la prise, ce qui correspondra à une radiographie en phase inspiratoire chez les mammifères. Mais lors de l'insufflation réalisée à l'aide du ballon de l'appareil d'anesthésie, il faut bien veiller à ne pas entraîner de lésions respiratoires par induction d'une pression trop importante dans les poumons.

En général, deux incidences sont nécessaires et suffisantes : l'incidence ventro-dorsale (ou vue de face) et l'incidence latérale (ou vue de profil).

- Pour la vue de face, on place l'oiseau en décubitus dorsal, juste le temps de prendre le cliché [figures n° 19 et 20]. Les ailes sont tendus perpendiculairement à l'axe du corps et maintenues dans cette position à l'aide de petits sacs de sable ou de gants de protection en plomb. Les pattes, quant à elle, sont tirées caudalement et dans l'axe corps, et fixées avec des bandes adhésives. Dans cette position, la colonne vertébrale et le sternum sont superposés alors que la scapula, l'acetabulum et les fémurs sont parallèles.

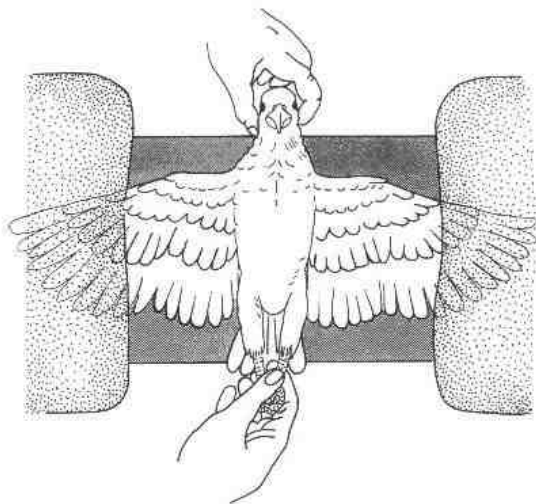


Figure n° 19 : Positionnement d'un oiseau pour une radiographie en incidence ventro-dorsale (d'après Krautwald M.-E. et al. - 1992)

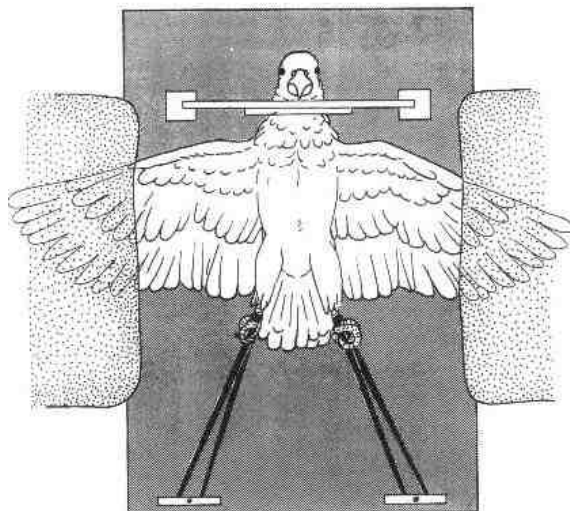


Figure n° 20 : Autre méthode de contention pour une radiographie d'oiseau en incidence ventro-dorsale (d'après Krautwald M.-E. et al. - 1992)

- Pour la vue de profil, on préfère celle prise de gauche à droite.

L'oiseau est placé en décubitus latéral droit, ses ailes sont étendues dorsalement et fixées dans cette position, et, de même que pour la vue de face, les pattes sont tirées caudalement et fixées [figure n° 21].

(Krautwald M.-E. et al. – 1992 ; Hochleithner C. et al. – 2002 ; Roman Y. - 2004a/2007b)

Avant toute interprétation, à l'instar des carnivores, il est important de vérifier la qualité de la radiographie, c'est-à-dire que la position du patient ainsi que le niveau d'exposition sont corrects.

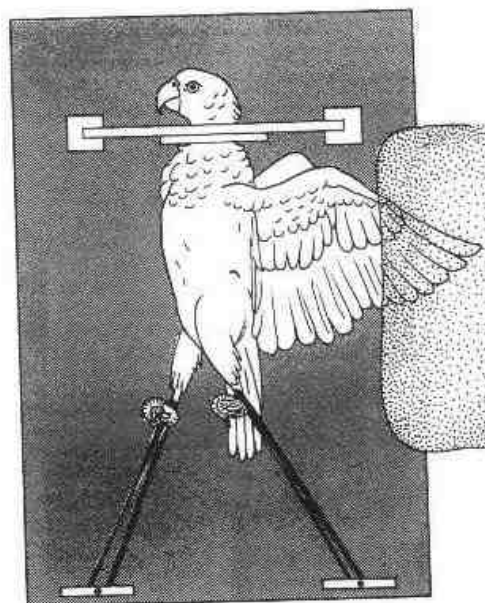


Figure n° 21 : Positionnement d'un oiseau pour une radiographie en incidence latéro-latérale (d'après Krautwald M.-E. et al. - 1992)

Il est également possible, comme chez les carnivores domestiques, d'utiliser des produits de contraste, afin de réaliser une urographie intraveineuse (injection réalisée dans la veine jugulaire droite) ou un transit baryté. Ce dernier se pratique sur des oiseaux auparavant stabilisés, les produits de contraste induisant une déshydratation et l'anesthésie étant nécessaire pour réaliser les radiographies. Cet examen est en fait indiqué dans le cas de



suspicion d'obstructions, de déplacement d'organes abdominaux, de perforation ou d'ingestion de corps étrangers chez des individus présentant une perte de poids d'origine inconnue, de la diarrhée et/ou des vomissements. Il faut également garder à l'esprit que l'anesthésie peut ralentir le passage du produit de contraste, ce qui peut entraîner des erreurs d'interprétation. Cet examen est réalisé sur un individu dont le tractus digestif est vide (un jeûne de 4 heures est suffisant). Les solutions de sulfate de baryum disponibles dans le commerce sont alors utilisables chez les oiseaux, telles qu'elles ou diluées. Selon la taille de l'oiseau et son régime alimentaire, il est possible d'évaluer la durée de son transit digestif normal puis, on administre entre 20 et 30 ml de la solution, en pensant à la chauffer légèrement au préalable. La fréquence et le nombre de radiographies dépend de l'espèce et de l'indication. Mais le transit des oiseaux durant en moyenne moins de deux heures, la première radiographie doit être prise immédiatement après la prise du produit, afin de visualiser le jabot, puis les clichés suivants seront réalisés à 30 minutes, 1, 2, 4,... heures d'intervalle, selon le type de lésion suspectée. L'interprétation de ces clichés est alors sensiblement la même que celle des carnivores domestiques. (Roman Y. - 2004a/2007b ; Hochleithner C. et al. – 2002)

### **(2) L'échographie**

L'utilisation de cette méthode chez les oiseaux est plus limitée que chez les petits mammifères, car les nombreux sacs aériens réfléchissent en totalité les ultrasons et rendent ainsi les organes sous-jacents invisibles. Elle ne peut donc être utilisée pour visualiser les organes internes que dans une fenêtre plutôt réduite, en plaçant une sonde sectorielle de 5 ou 7,5 MHz au niveau de 4 points d'accès : cranioventral en arrière de l'appendice xiphoïde (à la pointe du bréchet), caudoventral à partir du pelvis, latéral parasternalement (presque impossible chez les psittacinés) et transintestinal (avec un émetteur longitudinal à haute fréquence).

Cet examen complémentaire est donc indiqué principalement pour explorer les fonctions hépatique et cardiaque. Il est aussi utile dans le diagnostic d'hypertrophies abdominales, détectées à l'examen clinique ou sur des radiographies, ainsi que pour diagnostiquer des tumeurs, kystes ou une dégénérescence graisseuse par la visualisation de modifications de la texture échographique de certains organes. Chez les femelles reproductrices, il permet d'examiner le fonctionnement de l'ovaire et de visualiser la qualité de la coquille des œufs. Enfin, il intervient dans le diagnostic de différents types de tumeurs de la peau, des tissus mous ou des os.

Pour le réaliser, l'oiseau anesthésié est placé en décubitus dorsal, les plumes écartées et lubrifiées au niveau de la fenêtre d'exploration. Le gel lubrifiant étant à l'origine de déperdition importante de chaleur, ajoutée à celle provoquée par l'anesthésie, il est important de procéder aussi rapidement que possible, de placer l'oiseau sur un tapis chauffant et de réchauffer le gel au préalable. (Roman Y. - 2004a/2007b ; Hochleithner C. et al. – 2002)

### **(3) L'endoscopie**

Il s'agit ici de l'examen complémentaire de choix car l'anatomie unique des oiseaux permet, par ce biais, de visualiser la majorité de leurs organes, via les orifices naturels mais aussi à travers les sacs aériens, avec un minimum d'effraction et le maximum de sécurité. Mais tous les vétérinaires ne disposent pas d'endoscope, appareillage relativement coûteux, et il s'agit d'une technique bien particulière, pour laquelle une bonne connaissance de sa manipulation ainsi qu'une excellente connaissance de l'anatomie des oiseaux et des rapports entre les organes sont nécessaires. De plus, la petite taille de certaines espèces rend cet examen parfois difficile à réaliser.

L'appareil correspondant le mieux à une utilisation chez les oiseaux de cage paraît être un endoscope rigide de 2,7 mm de diamètre pour 17 à 19 cm de longueur, avec un angle de vue de 30°, associé à un tube guide muni d'un canal opérateur permettant le passage de divers instruments (pinces à corps étrangers, pinces à biopsie).



Ainsi, étant tout de même invasif, cet examen n'est pas à réaliser en 1<sup>ère</sup> intention et il est plutôt réservé au sexage de grands effectifs, associé au contrôle de leur état sanitaire (recherche d'aspergillose par exemple), à l'exploration d'un problème d'infertilité et, enfin, à la confirmation d'un diagnostic par la vérification de l'aspect des lésions, plus ou moins associée à la réalisation de biopsies, lors d'aspergillose notamment.

Pour réaliser cet examen, l'oiseau est anesthésié après une diète de plus de 3 heures pour que le jabot soit vide, puis placé en décubitus latéral droit, les ailes maintenues en extension à l'aide d'un bandage en 8 par exemple. Trois voies d'abord sont possibles pour l'incision cutanée : sous le bréchet, au niveau du sac aérien claviculaire ou sur le flanc gauche. Cette dernière voie est la plus courante, car elle ouvre le champ au maximum de zones d'observation. Le lieu d'élection de l'incision cutanée se situe entre les deux dernières côtes (7<sup>ème</sup> et 8<sup>ème</sup> côtes) ou en arrière de la dernière, en la réalisant sur la ligne reliant le grand trochanter à la pointe du bréchet jusqu'au dernier espace intercostal. La voie d'entrée de l'endoscope est alors le sac aérien thoracique caudal, en arrière de la dernière côte, qui est perforé à l'aide d'un clamp mousse par un mouvement vif et limité, pour ne pas léser les organes sous-jacents, et qui donne ensuite accès aux autres sacs aériens. La paroi des sacs aériens est une membrane aérienne fine, transparente et lisse qui laisse entrevoir les organes adjacents par transparence : les poumons et le foie à travers le sac thoracique caudal, le cœur à travers le sac thoracique crânial et, enfin, les gonades, les reins (en trois lobes), les intestins et la rate à travers le sac abdominal. Il est alors possible de réaliser des biopsies des différentes anomalies observées sur la paroi des sacs aériens ou des organes. Une fois l'intervention terminée, il n'est pas nécessaire de suturer la paroi des sacs aériens, leur cicatrisation étant naturellement assez rapide. La paroi musculaire est ensuite suturée avec celle du sac aérien avec un point en X puis un point en U est posé sur la peau.

Cet examen est fortement déconseillé si l'animal est obèse (la visibilité est presque nulle à cause du dépôt de gras sur les sacs aériens), s'il présente de l'ascite (la perforation des sacs aériens entraînerait une noyade), s'il s'agit d'une femelle en période de ponte (le tractus génital étant tellement développé que rien d'autre n'est observable), s'il existe un trouble de la coagulation ou toute autre affection entraînant une majoration des risques anesthésiques.

Cette intervention est tout sauf anodine et des complications peuvent survenir : hémorragie, traumatisme d'un ou de plusieurs organes, apparition d'emphysème cutané après la mise en place des points ou même transmission de maladies nosocomiales si la désinfection du matériel a été mal réalisée. Il est donc important de savoir bien maîtriser cette technique avant de la pratiquer. (André J.-P. – 1999b ; Roman Y. – 2004a/2007b)

### **c) Examens de laboratoire**

A l'image des autres espèces animales plus classiques de la clientèle vétérinaire, les oiseaux (tout comme les reptiles que nous verrons plus loin) peuvent bénéficier de l'apport diagnostique des examens de laboratoire. Ceux-ci sont toutefois plus difficiles à réaliser et à interpréter, mais ils doivent toujours l'être en fonction de l'anamnèse et de la clinique.

#### **(1) L'hématologie**

Il faut tout d'abord savoir que les oiseaux possèdent des hématies nucléées. Ainsi, les Numération-Formule Sanguines (NFS) réalisées par les automates classiques sont erronées. Ensuite, un oiseau en dyspnée chronique compense l'hypoxie générée par sa dyspnée en augmentant son hématopoïèse. Son hématocrite est alors souvent plus élevé que la normale.

Pour ce qui est du prélèvement, il doit rester inférieur à 1% du P.V. de l'animal, voire inférieur dans le cas d'individus malades et/ou déshydratés. Ainsi, sur des individus de très petite taille, la moindre goutte compte. De plus, les veines des oiseaux sont très fines, caractéristique qui entraîne assez fréquemment des hématomes. Leurs hématies sont également plus grosses que chez les carnivores domestiques ce qui augmente le risque d'hémolyse lors de l'aspiration dans le corps de la seringue. Enfin, il est recommandé de

réaliser la ponction avec le biseau de l'aiguille dirigé vers le bas afin d'éviter au maximum de traverser la veine ou même de la collaber lors de l'aspiration.

Les zones de ponction correspondent à celles détaillées dans la partie dédiée aux voies d'administration intraveineuses. En règle générale, on préfère la veine jugulaire droite, seul site nécessitant d'aspirer le sang. On utilise alors une aiguille de 25 à 26 G montée sur une seringue de capacité réduite (de type à insuline par exemple). Les autres sites utilisés pour collecter du sang, cette fois par simple écoulement ou par capillarité, à l'aide d'une aiguille seule de 23 à 26 G, sont les veines brachiales, ulnaires (ou cubitales) et médiales métatarsiennes. Sur les oiseaux de très petite taille, on peut recueillir quelques gouttes de sang suite à la section d'un ongle mais ce prélèvement sera de mauvaise qualité, en faible quantité et contaminé ce qui limite beaucoup son interprétation. Pour éviter la formation d'hématomes, on conseille de maintenir une pression importante avec le doigt sur le lieu de ponction pendant environ deux minutes après avoir réalisé la prise de sang. (Stanford M. – 2002 ; André J.-P. – 2005 ; Roman Y. – 2007c)

Pour la réalisation de frottis, indispensable du fait de la fragilité des cellules sanguines des oiseaux, il ne faut pas avoir prélevé le sang dans un tube hépariné, cet anticoagulant modifiant les colorations usuelles, ni avec de l'EDTA étant donné que ce dernier peut provoquer une hémolyse chez certains oiseaux ou être à l'origine de l'apparition de divers artéfacts. Le frottis s'obtient ensuite de la même manière que chez les carnivores domestiques, après dépôt sur une lame porte-objet d'une goutte de sang qui sera étalée à l'aide d'une lamelle puis colorée, et la Formule est visible en zone moyenne de celui-ci.

Les appareils de comptage habituels ne permettent pas d'obtenir des résultats corrects. Il faut donc utiliser des méthodes plus manuelles. Pour l'hématocrite, on le réalise à l'aide d'un tube capillaire centrifugé, assez rapidement après la prise de sang. Pour doser l'hémoglobine, il faut en premier lieu hémolyser le prélèvement puis le centrifuger avant de faire une spectrophotométrie d'absorption à 530 nm. Enfin, pour les NFS, on prélève une petite quantité de l'échantillon sanguin frais à l'aide de micropipettes (pipettes de Potin, tubes capillaires, pipettes automatiques...) que l'on dilue au 1/200<sup>ème</sup> dans un liquide de numération. Il est conseillé ici d'utiliser un liquide de numération indirecte plutôt que directe. Puis le comptage sera réalisé sur une cellule de comptage de Malassez, sous microscope optique à contraste de phase, après l'avoir laissée décanter une dizaine de minutes dans une boîte de Pétri. L'établissement d'un standard correct des valeurs obtenues est cependant très difficile, les résultats dépendant de l'espèce considérée, de son régime alimentaire, de son âge, de son état de santé, des stress subis, mais aussi de la réalisation même de ces examens (durée entre le prélèvement et l'analyse, méthode analytique, expérience du laborantin). (André J.-P. – 1999c ; Roman Y. – 2007c)

Pour en savoir plus sur l'hématologie des oiseaux, Bounous D.I. (2003) propose dans le chapitre intitulé *Avian and Reptile Hematology* (In : Ballard B., Cheek R. (eds), *Exotic Animal Medicine for the Veterinarian Technician*, Iowa, Blackwell Publishing, 2003, 307-312) des illustrations commentées de prélèvements sanguins examinés sous microscope.

## (2) *La cytologie*

Moyennant une pratique certaine, la cytologie directe peut apporter un grand nombre d'indications utiles permettant parfois de poser un diagnostic ou au moins de l'orienter.

A l'instar des carnivores domestiques, divers prélèvements en vue d'une cytologie sont réalisables sur les oiseaux. Sur animal vivant, il est possible de faire des écouvillons, des lavages trachéaux, des aspirations à aiguille fine, diverses biopsies ou des calques de fientes. Sur animal mort, les organes (foie, rate, poumon, tube digestif) peuvent être directement récupérés lors de l'autopsie puis une tranche de section appliquée sur une lame pour la réalisation d'un calque qui sera ensuite coloré selon ce qui est recherché.

Il est important de connaître les particularités cytologiques des oiseaux afin de distinguer une cytologie normale d'une cytologie pathologique. Par exemple, les poumons

d'oiseaux sont, cytologiquement parlant, « de l'air et du sang ». Autrement dit, on ne doit pas trouver de bactéries ni de cellules inflammatoires sur un calque de poumon normal. Aussi, la flore commensale digestive varie selon la présence ou non de cæcum dans l'espèce considérée et selon son régime alimentaire : chez les granivores, les populations bactériennes Gram + sont prépondérantes sur les Gram - ; cette répartition est inversée chez les espèces carnivores. Dans ces divers prélèvements, après coloration, la présence de bactéries, de levures, de champignons, de cellules inflammatoires ou tumorales et de cellules sanguines sont recherchées. (Y. Roman – 2004a/2007c)

### **(3) La biochimie**

Ici, contrairement à l'hématologie, il n'y a pas de restriction vis à vis des automates. La chimie sèche est la meilleure d'après le Dr Y. Roman (2007c). Cependant, étant donné les particularités physiologiques des oiseaux, des paramètres parfois bien différents de ceux contrôlés chez les carnivores doivent être explorés par ce biais.

En ce qui concerne l'enzymologie, les ALAT (Alanine AminoTransférases) et les PAL (Phosphatases Alcalines) ne seront pas exploitables chez les oiseaux. Les premières présentent une activité quasiment nulle et se trouvent dans de nombreux organes donc elles sont peu représentatives des lésions hépatiques. Quant aux deuxièmes, on les trouve également au niveau des reins et du duodénum, elles sont ainsi également peu spécifiques. Il est donc préférable de doser la LDH (Lactates Déshydrogénase), l'AsAT (Aspartate AminoTransférase) et la CK (Créatinine phosphoKinase).

Les oiseaux produisant de l'acide urique plutôt que de l'urée, les dosages d'urée ou de créatinine sont totalement inutiles. Pour explorer le fonctionnement rénal, il faut donc étudier les valeurs d'acide urique et d'ammoniaque.

Enfin, pour ce qui est des métabolites, les dosages les plus fréquemment utilisés et utiles au diagnostic sont les PT (Protéines Totales) ainsi que leur électrophorèse. Le dosage des protéines est réalisé par la réaction du biuret, seul dosage fiable, le réfractomètre donnant des résultats erronés. Pour l'électrophorèse des protéines, il existe de grandes différences spécifiques au niveau des proportions des 5 fractions protéiques majeures, pas toujours répertoriées dans la littérature. Il est donc indispensable de réaliser des électrophorèses comparatives en les réalisant d'un côté sur animal sain et de l'autre sur l'individu malade de la même espèce.

D'autres dosages biochimiques sont également possibles (acides biliaires, glucose, calcium...) mais ils sont beaucoup moins usités du fait de leur coût ou de leur indication limitée à des cas bien précis et assez rares, comme le calcium intéressant à doser chez les Gris du Gabon qui présentent des symptômes d'hypocalcémie dus à une mobilisation calcique osseuse difficile.

### **(4) La coproscopie**

Il est possible, comme chez le chien et le chat, de rechercher la présence de parasites digestifs dans les fèces. Pour cela, on recueille des fientes fraîches de l'oiseau puis on réalise une flottation-sédimentation fécale afin de récupérer les oocystes ou les œufs de parasites éventuels que l'on observera au microscope. (Redrobe S. – 2002)

### **(5) Lavage du jabot, écouvillon cloacal et bactériologie**

Le lavage du jabot d'un oiseau permet d'en examiner le contenu. On peut le réaliser à l'aide de solution saline et l'échantillon recueilli sera rapidement centrifugé. Le culot peut alors être examiné de différentes façons : sans coloration pour la recherche de parasites ou coloré par les colorations usuelles (May-Grünwald-Giemsa ou Gram) pour la cytologie. On peut trouver des cristaux sans que cela soit pathologique mais ils peuvent aussi être indicateurs d'une hypovitaminose A. Les bactéries du genre *Alysiella* sont assez communes, *Alysiella filiformis* étant une bactérie commensale de la partie supérieure du tractus digestif de

la plupart des oiseaux. Cependant, l'observation d'une population bactérienne uniforme est anormale.

Pour contrôler la flore digestive en cas de suspicion d'infection bactérienne digestive, une bactériologie est réalisée à partir des fientes. Obtenir un échantillon de fientes peut se faire de différentes façons : on peut les récupérer directement juste après leur émission, à condition que le support soit aussi propre que possible, mais on peut également réaliser un écouvillon cloacal, qui sera alors moins souillé. Pour cela, on utilise un écouvillon en plastique humidifié ou un écouvillon stérile pour culture bactérienne que l'on applique sur la muqueuse du cloaque. Le prélèvement est ensuite étalé sur une lame, séché à l'air et coloré (colorations MGG, Gram, Ziehl-Nielsen modifié...) ou il peut être envoyé dans un laboratoire pour culture bactérienne ou test ADN (recherche de sonde ADN de *Chlamydomphila*) selon les agents pathogènes recherchés. La coloration de Gram, par exemple, met en évidence bactéries, champignons et levures. Chez un pigeon nourri exclusivement de graines, le résultat normal de ce test rend compte d'un ratio 80/20 de bactéries Gram+ par rapport aux Gram-. On peut également vérifier le pH cloacal : il est physiologiquement compris entre 6,5 et 7, un pH basique (>7,5) favorise alors le développement des levures et entérobactéries. Enfin, si très peu de bactéries sont observées, il est important de réaliser une coproscopie. (Redrobe S. – 2002 ; Greenacre C. B. – 2003)

### III.B. Examens complémentaires chez les reptiles

#### a) Examens complémentaires en dermatologie

##### (1) L'examen des écailles

L'épiderme des reptiles est subdivisé en plusieurs couches dont la plus externe est riche en kératine. La peau [figure n° 22] est ainsi entièrement recouverte d'écailles, épaisseurs de kératine reliées par des tissus plus fins et non pas des structures séparées et détachables comme ce que l'on observe chez les poissons. L'épiderme des reptiles est entièrement cohérent. La régénérescence des cellules constituant les tissus les plus profonds entraîne une mue totale de la couche kératinisée.

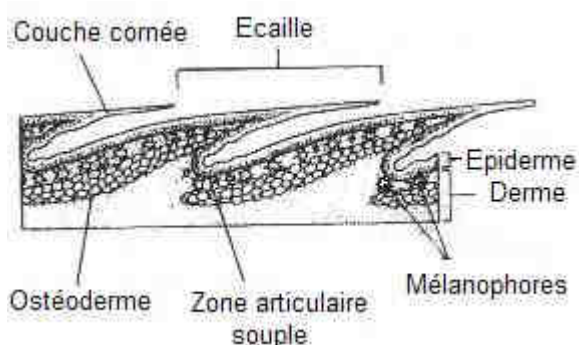


Figure n° 22 : Coupe de peau d'un orvet (d'après Boussarie D. – 1992)

La carapace des tortues [figures n° 23 et 24] est également une structure bien particulière, à laquelle contribue à la fois derme et épiderme : les écailles cornées sont des formations épidermiques kératinisées, qui recouvrent une couche de tissu cellulaire vivant, et la couche plus profonde et épaisse de la carapace n'est autre qu'un assemblage de plaques dermiques osseuses. (Boussarie D. – 1992)

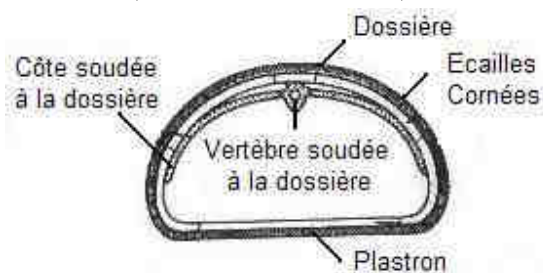


Figure n° 23 : Coupe transversale d'une carapace de tortue (d'après Boussarie D. – 1992)

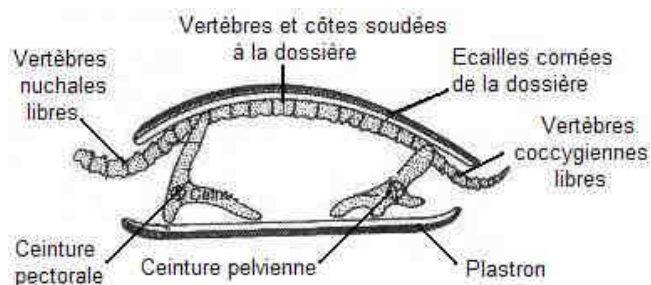


Figure n° 24 : Coupe longitudinale d'une carapace de tortue (d'après Boussarie D. – 1992)

Juste avant la mue, la peau se ternit et il arrive que du prurit soit observé, ce qui est alors normal et non le signe d'une infestation par des parasites externes. Certains sauriens, comme les caméléons notamment, peuvent également apparaître plus sombres lors de la manipulation ou lorsqu'ils sont malades. La connaissance de l'aspect normal de la peau d'un reptile est donc essentielle pour détecter toute anomalie cutanée.

Les lésions des écailles qui peuvent être observées sont : des abrasions, des cloques (lors de brûlures sur les lampes chauffantes notamment), des croûtes, des kystes, des pétéchies (indicateur de septicémie), des décolorations ou des "gonflements", ces derniers pouvant correspondre à des abcès, des œdèmes, des endoparasites comme certains helminthes, des néoplasies, des granulomes ou de l'exostose. (Goodman G. – 2006)

### **(2) Le “Scotch test” et le calque cutané**

L'utilisation de tels examens complémentaires n'est pas décrite, sans être pour autant irréalisable. Les inconvénients de tels examens sont les mêmes que ceux observés chez les oiseaux, à savoir des contaminations importantes par la flore cutanée physiologique qu'il est important de différencier d'une flore pathologique à l'origine d'une infection de la peau.

### **(3) Les biopsies cutanées**

L'obtention d'échantillons cutanés est intéressante dans le diagnostic de lésions néoplasiques mais aussi pour la réalisation de cultures tissulaires bactériennes, notamment dans la recherche de mycobactéries.

Celle-ci est possible après une anesthésie locale de la zone à biopser, à l'aide de xylocaïne ou de lidocaïne à 2%. Une anesthésie générale est parfois nécessaire, pour l'obtention d'une biopsie cunéiforme de la carapace d'une tortue par exemple. Cette dernière est cependant difficile à biopsier puis à évaluer histologiquement. Les biopsies incisionnelles ou excisionnelles sont très utiles pour l'examen de lésions macroscopiquement décelables et plutôt superficielles. L'utilisation d'un biopsy punch est déconseillée chez les reptiles à larges écailles, comme les serpents, puisque celles-ci seraient endommagées lors du prélèvement ou interfèreraient avec l'obtention d'un échantillon de peau correct. Deux échantillons cutanés au minimum doivent être prélevés pour la réalisation d'un examen histologique d'un côté et microbiologique de l'autre, en plaçant idéalement l'échantillon pour ce dernier dans un récipient stérile. Une biopsie en marge saine doit également accompagner chaque biopsie de lésions.

Une fois les biopsies réalisées, il est indispensable de suturer la peau, de manière éversante, la cicatrisation chez les reptiles pouvant durer de 4 à 8 semaines. (Goodman G. – 2006)

### **(4) L'intradermoréaction**

A notre connaissance, ce genre de test n'est pas réalisé chez les reptiles, des allergies à expression cutanée n'ayant pas été décrites dans ces espèces. De plus, ce genre d'injection n'est pas évident à réaliser et la détermination d'un témoin positif, sans doute différent de celui des mammifères comme c'est le cas chez les oiseaux, serait nécessaire.

## **b) Imagerie médicale**

### **(1) La radiographie**

La radiographie est un examen capital en pratique quotidienne. Elle est facile à réaliser et peut apporter de précieux renseignements sur l'affection, la symptomatologie chez les reptiles étant souvent fruste et la palpation difficile. Elle peut aussi permettre d'effectuer un suivi de l'efficacité thérapeutique dans le cas d'atteinte pulmonaire par exemple (Vienet V. – 2002). Cependant, la présence de carapace et d'écailles peut rendre la lecture difficile. Il faut également connaître l'anatomie particulière de ces espèces, notamment celle des poumons (un

ou deux selon les espèces, différentes positions de l'aire pulmonaire,...), et l'absence de diaphragme.

Cet examen peut être réalisé sans anesthésie mais nécessite alors une bonne contention. Pour l'obtention d'un cliché de meilleure qualité et dans le cas des espèces dangereuses, la sédation est toutefois indispensable.

La différence de taille parfois énorme entre les espèces nécessite une adaptation du matériel et des constantes de l'appareil de radiographie. Celui-ci doit pouvoir fournir 40 à 100 kV et bénéficier d'un système haute fréquence pour des clichés de qualité supérieure. Idéalement, l'émetteur à rayons X devrait être inclinable de 30 à 90° pour permettre la réalisation de toutes les incidences dans les meilleures conditions possibles.

Pour les espèces de taille moyenne et petite, des films à mammographie monocouche et un écran adapté à ce type de film sont suffisants. La rapidité du couple écran-film définie par l'ISR (Indice de Sensibilité Relative = coef. de rapidité d'écran x coef. de sensibilité du film) doit être de 150. Pour les grandes espèces, il est possible de procéder de la même façon que pour les carnivores.

↗ Les tortues sont les reptiles les plus faciles à maintenir et positionner pour l'examen radiographique. Cependant, la carapace rend la visualisation des organes internes plus difficile. Trois incidences sont alors nécessaires selon l'organe exploré : l'incidence dorso-ventrale qui donne des indications sur le squelette, les organes internes et qui permet la détection d'œufs ou de corps étrangers, l'incidence crânio-caudale ou frontale avec un tir centré sur l'écaille nucale qui permet une bonne appréciation de la densité pulmonaire et de la symétrie des poumons, et, enfin, l'incidence latéro-latérale pour laquelle le tir est centré sur la 6<sup>ème</sup> ou 7<sup>ème</sup> écaille marginale qui donne une bonne image des poumons et de l'appareil digestif. Il faut également veiller à ce que les membres et la tête ne soit pas rétractés dans la carapace car cela modifie la radio-opacité des organes internes et donne de mauvaises images des extrémités. Il est alors possible d'examiner le squelette, les poumons et le tube digestif. Malheureusement, la radiographie apporte peu d'informations sur l'état des reins, du foie, du cœur, du pancréas ou de la rate. En cela, l'échographie et l'endoscopie sont des examens plus complets et parfois nécessaires. (Firmin Y. – 1996 ; Vienet V. – 2000 ; Redrobe S., Wilkinson R. J. – 2002 ; Silverman S. – 2006)

↗ Le lézard est le reptile présentant un vrai challenge en ce qui concerne son positionnement pour la radiographie. La contention physique est souvent difficile et l'anesthésie est alors fortement recommandée, même si certains sauriens peuvent rester immobiles simplement en leur plaçant un bout de tissu sur la tête. Les praticiens les plus expérimentés peuvent provoquer une réponse du système vasovagal (réflexe vagal oculaire) par une pression digitale des globes oculaires pendant quelques minutes. Les fréquences cardiaque et respiratoire de l'animal décroissent alors, il devient immobile et peut être positionné pour la réalisation du cliché. Cet état peut être prolongé par la mise en place de boules de coton hydrophile sur les yeux, maintenues par du Vetrap® et il perdure jusqu'à ce qu'un bruit ou un simple contact stimule l'animal. On utilise habituellement 2 incidences : l'incidence dorso-ventrale, pour évaluer la densité osseuse et détecter des éventuelles masses abdominales, et l'incidence latéro-latérale qui permet la visualisation des appareils respiratoire, cardiovasculaire et urogénital, le tractus digestif restant circonscrit en partie ventrale de la cavité coelomique. Comme chez les tortues, le lézard est placé en décubitus sternal et il faut penser à bien étendre les membres de façon à avoir de meilleurs clichés. Il faut rester prudent dans l'interprétation du cliché, entre autre à propos de la position du cœur car celle-ci varie en fonction des espèces : elle est crâniale chez les iguanidés et plus caudale chez les varanidés. De plus, le foie est difficile à distinguer de la masse intestinale. Enfin, il est fréquent d'observer la présence d'air et de cailloux dans le tube digestif. (Rival F. – 1999b ; Redrobe S., Wilkinson R. J. – 2002 ; Heard D. – 2002 ; Silverman S. – 2006)

↗ Chez le serpent, on utilise les mêmes incidences que pour le lézard. Du fait de sa longueur, on peut soit le placer en rond sur la plaque afin de ne réaliser qu'un seul cliché mais l'interprétation de celui-ci sera difficile, les organes internes étant de par cette position en torsion et la symétrie de la colonne vertébrale comme celle des côtes étant compromise ; soit le radiographier par morceaux afin d'avoir des images de l'animal dans sa totalité en position rectiligne, en usant de marqueurs pour la localisation ultérieure des anomalies révélées par le cliché. L'anesthésie générale est fortement conseillée pour faciliter le positionnement de l'animal et supprimer les incurvations liées à la contraction normale des muscles. De même que chez le serpent, deux incidences sont utilisables : l'incidence dorso-ventrale, pour l'observation du squelette, de la position de la trachée et des poumons ainsi que pour la localisation droite ou gauche des lésions, et l'incidence latéro-latérale, pour le contrôle de la position de la trachée, du cœur, de la colonne vertébrale et la visualisation des poumons et d'éventuels épanchements. (Redrobe S., Wilkinson R. J. – 2002 ; Silverman S. – 2006)

On peut également réaliser dans ces espèces des transits barytés avec les produits opacifiants classiques donnés à la sonde oesophagienne. Cinq millilitres d'une solution à 30% est suffisante pour une tortue adulte. Mais il faut savoir que si l'œsophage et l'estomac sont rapidement visualisés (dans les vingt minutes), il faut compter une bonne dizaine d'heures à plusieurs jours pour obtenir un transit complet. Ce temps est bien entendu variable avec l'espèce, la température environnante et l'état de santé de l'animal.

(Rival F. – 1999b ; Redrobe S., Wilkinson R. J. – 2002 ; Silverman S. – 2006)

## (2) *L'échographie*

L'échographie est une excellente technique d'inspection de certains organes tels que le foie, les reins, le cœur, les poumons et l'appareil reproducteur. La limite de cette technique dépend surtout de la taille de l'animal que l'on souhaite échographier et de celle de la sonde par rapport aux diamètres des fenêtres rendant possible cet examen.

↗ Chez la tortue, on emploie des sondes de 5 MHz pour obtenir des images du foie et de l'appareil reproducteur d'animaux de plus de 1,5 kg mais surtout de 7,5 MHz qui sont idéales pour la plupart des investigations sur des individus de moins de 3 kg. La tortue est alors placée sur un petit cylindre afin de libérer les membres du sol et trois fenêtres sont utilisées : une fenêtre médiastinale ou cervico-brachiale à la base du cou qui permet la visualisation de la thyroïde, du cœur, du foie, de la vésicule biliaire et de l'estomac, une fenêtre axillaire juste en arrière des membres antérieurs et une fenêtre inguinale ou pré-fémorale en avant du membre postérieur qui rend possible l'appréciation de l'échostructure de la vessie, des gonades, de l'oviducte et des reins. L'assistance d'une seconde personne est alors fort utile pour maintenir le patient et dégager les sites d'échographie. On peut ainsi l'effectuer sans anesthésie préalable si la tortue à échographier est plutôt calme. Une des difficultés supplémentaires réside dans le fait que certaines tortues peuvent être suffisamment fortes pour endommager une sonde en la coinçant entre leur membre postérieur et la carapace. Pour les très jeunes tortues peu ossifiées, les tortues à carapace molle (*Trionyx*) et la Tortue crêpe (*Malacochersus tornieri*), il est possible d'obtenir une image des organes directement à travers le plastron de la carapace. (Firmin Y. – 1996 ; Redrobe S., Wilkinson R. J. – 2002)

↗ Les iguanes de compagnie peuvent assez souvent être échographiés sans sédation ni anesthésie. Pour les individus moins dociles, une légère anesthésie générale est indispensable. L'ensemble de la région ventrale des lézards peut être échographiée, permettant l'examen de tous les organes internes : la thyroïde, les glandes parathyroïdes, le cœur, le foie, la vésicule biliaire, le tractus digestif, les reins, les gonades, la vessie et même des larges amas graisseux cœlomiques. (Redrobe S., Wilkinson R. J. – 2002)

↗ Etant données la fine épaisseur de la peau des serpents et celle de la coupe transversale du corps des serpents, un échographe à haute résolution est requis, avec des sondes de 7,5 à 10 MHz. Dans le cas des plus petits serpents, du fait de leur faible épaisseur, il est nécessaire de placer par exemple un gant chirurgical rempli d'eau entre l'extrémité de la sonde et la peau du patient. Les serpents les plus dociles ne nécessitent pas d'anesthésie pour cet examen, contrairement à des individus plus vifs ou agressifs. Le serpent est alors scanné du rostre à l'extrémité caudale, par sections alternativement transversales et longitudinales rendant possible l'identification et l'observation de tous les organes (cœur, foie, amas graisseux, tractus digestif, reins, testicules et hémipénis, appareil reproducteur femelle, sac anal, rate, pancréas et vésicule biliaire). Sur les plus petits individus, les côtes entraînent des ombres acoustiques qui « rayent » l'image, ce qui peut être évité chez les plus gros individus en plaçant la sonde entre les côtes. (Redrobe S., Wilkinson R. J. – 2002)

L'appareil échographique permet également, comme chez les carnivores domestiques, de réaliser des biopsies échoguidées : il est utile pour identifier précisément l'organe et la lésion à biopsier mais aussi pour l'introduction de l'aiguille et le prélèvement des tissus ciblés tout en évitant les éléments vasculaires. (Raiti P. – 2002)

### (3) *L'endoscopie*

L'endoscopie s'avère souvent être un outil inestimable de la médecine herpétologique.

↗ Chez la tortue, elle présente deux avantages non négligeables : d'une part, elle permet de contourner l'obstacle créé par la carapace et, d'autre part, les techniques clinicopathologiques étant encore assez balbutiantes, l'histopathologie, à partir des biopsies obtenues sous endoscopie, est souvent déterminante. Plus particulièrement, la cœlioscopie permet l'examen de l'ensemble des organes internes de la tortue. Il est nécessaire de posséder un endoscope stérilisable, avec des ciseaux flexibles, une aiguille d'aspiration et un embout à biopsie incorporés à la gaine de protection de l'endoscope. Sous anesthésie générale, la tortue est alors placée en décubitus latéral droit, si le praticien est droitier, avec le membre postérieur gauche tendu caudalement et le site d'entrée, la fosse pré-fémorale, est préparé de manière aseptique. Le clinicien peut alors réaliser une petite incision de la peau au milieu de la fosse puis le tissu sous-cutané est ponctionné avec la membrane cœlomique. Au cours de la procédure, il faut veiller à ne pas léser les poumons dorsalement et la vessie médialement. L'endoscope peut ainsi être introduit à travers cet orifice. L'endoscopie ne nécessite alors qu'une légère insufflation, du fait de la rigidité de la carapace qui empêche la cavité cœlomique de se collaber et afin d'éviter de compromettre la ventilation du patient. La réalisation des biopsies se fait avec l'embout à biopsie après une incision préalable de la séreuse à l'aide des ciseaux. Une simple suture suffit enfin à refermer la plaie chirurgicale cutanée. L'exploitation des biopsies nécessite malgré tout la connaissance de laboratoires spécialisés à qui les adresser. (Redrobe S., Wilkinson R. J. – 2002)

↗ Du fait de la petite taille de la majorité des lézards de compagnie, l'utilisation d'un endoscope flexible pour examiner l'appareil gastro-intestinal est souvent illusoire. Comme chez la tortue, il est alors possible de réaliser une cœlioscopie permettant de recueillir des biopsies de divers organes. La voie d'accès est alors relativement simple : une incision paramédiane suffit généralement pour observer l'ensemble des organes cœlomiques. Une insufflation minimale est habituellement requise pour faciliter la visualisation de la cavité cœlomique. (Redrobe S., Wilkinson R. J. – 2002)

↗ L'endoscopie est facilement réalisable sur les serpents, même de petite taille, l'endoscope étant toujours beaucoup plus fin que la proie typiquement consommée par ce genre de reptile. L'appareil digestif peut donc être examiné à l'aide d'endoscopes flexibles, mais la clarté de l'image est améliorée par l'utilisation d'endoscopes rigides. Ces derniers peuvent aussi servir pour la réalisation de cœlioscopie. L'anesthésie générale est bien entendu



indispensable à cet examen. Le matériel requis est le même que pour les autres espèces de reptiles. La cavité coelomique des serpents est assez réduite, c'est pourquoi l'examen des organes coelomiques nécessite en général une insufflation d'air. (Redrobe S., Wilkinson R. J. – 2002)

### c) Examens de laboratoire

#### (1) L'hématologie

Parmi l'éventail des examens complémentaires réalisables chez les reptiles, l'hémogramme et la lecture d'un frottis sanguin doivent occuper une place prépondérante. Cet examen est facile à réaliser, peu coûteux et assez rapide à interpréter. (Schilliger L. – 1999c)

Comme chez les oiseaux, les hématies sont nucléées et lysées par l'EDTA. On préconise donc des prélèvements sanguins sur héparinate de lithium en utilisant des seringues et aiguilles enduites au préalable d'héparinate de lithium ou bien des tubes de prélèvement héparinés. Ils peuvent également être fait tout simplement sur tube sec pour la réalisation de frottis. L'EDTA est malgré tout préférable pour les examens hématologiques, d'après certains auteurs (Heard D. et al. – 2002).

Pour le recueil de sang, le même problème se pose qu'avec les oiseaux de petite taille : on est limité par la quantité de sang prélevable. La volémie des reptiles est de 4 à 8% de leur P.V. selon l'espèce et l'individu, et on ne peut prélever que 10% de ce volume au maximum. Cela correspond alors à environ 0,5 à 1 ml de sang par 100g de P.V. Chez les chéloniens, cependant, il ne faut pas dépasser les 0,5 ml ou 3 ml/kg, compte tenu du poids de la carapace, laquelle est très peu vascularisée. Une autre formule permet de calculer ce volume en posant : poids du reptile (g) x 1% = volume de sang prélevable (ml).

Il est nécessaire au préalable d'hépariner la seringue étant donné le temps nécessaire pour recueillir un volume de sang suffisant pour les analyses.

Les sites privilégiés pour les prises de sang seront développés dans la partie sur les voies d'administration intra-veineuse. En résumé, chez les sauriens, le vaisseau le plus accessible est la veine caudale ventrale (ou veine ventrale coccygienne). Pour les plus petits lézards, il est possible de réaliser l'étalement d'une goutte de sang périphérique obtenue par section de l'extrémité d'une griffe. Chez les ophidiens, la cardiocentèse est la technique de choix mais on peut également effectuer la prise de sang au niveau de la veine caudale ventrale, comme chez les sauriens. Enfin, pour les chéloniens, la veine caudale dorsale est le site préférentiel des ponctions sanguines, même si le prélèvement de sang est également possible au niveau de la veine jugulaire droite ou des sinus veineux post-occipitaux chez les espèces de grande taille. (Schilliger L. – 1999c ; Vienet V. – 2000 ; Raiti P. – 2002)

Il faut aussi savoir que l'hématocrite varie chez les reptiles avec la saison et la température plutôt qu'avec l'altitude et l'hypoxie, ce dernier cas étant plutôt rencontré chez les oiseaux et les mammifères. De même, le pH sanguin varie avec la température ambiante : il est acide aux hautes températures et basique aux basses températures, par rapport à la ZTO (zone de température optimale). (Firmin Y. – 1999) Des études ont également montré des variations saisonnières des valeurs sanguines chez les tortues terrestres du genre *Testudo* : augmentation des érythrocytes durant l'hibernation, leucocytose à l'automne, leucopénie hivernale, hématocrite à 28-29% à la sortie de l'hibernation avant une chute rapide le ramenant à des valeurs normales. (Vienet V. – 2000)

De plus, le système lymphatique des reptiles est très développé, constituant un véritable anneau de lymphes autour du cou des *Trachemys scripta elegans* (Tortue de Floride) et des *Emys orbicularis* (petite Cistude d'Europe), ce qui peut être à l'origine d'une hémodilution importante lors de prise de sang à la veine jugulaire droite.

Enfin, la formule des leucocytes présentent quelques différences avec celle des mammifères : on ne parle pas de neutrophiles mais d'hétérophiles, et, outre les habituels éosinophiles, basophiles, lymphocytes et monocytes, les reptiles présentent des azurophiles qui sont des monocytes à cytoplasme rouge-rosé, correspondant à des macrophages tissulaires, que l'on observe surtout chez les serpents. Des valeurs hématologiques moyennes de référence sont consultables dans divers ouvrages tels que l'*Exotic Formulary* (Carpenter J.W. et al. – 2005), tout en gardant à l'esprit les biais inhérents à ces examens (espèce, individu, méthode, matériel, opérateur, etc...) qui ne peuvent être que minimisés.

Une culture d'échantillon sanguin pour la recherche de bactéries aérobies et anaérobies est parfois utile lors de suspicion d'infection bactérienne. Une étude a cependant montrée que beaucoup de lézards en bonne santé, en particulier les carnivores, sont positifs à la culture de sang pour *Clostridium sp.* La signification de cette découverte est encore inconnue mais cela rend l'interprétation clinique de ce genre d'examen plutôt floue et déroutante. (Heard D. et al. – 2002)

Pour en savoir plus sur l'hématologie des reptiles, Bounous D.I. (2003) propose dans le chapitre intitulé *Avian and Reptile Hematology* (In : Ballard B., Cheek R. (eds), *Exotic Animal Medicine for the Veterinarian Technician*, Iowa, Blackwell Publishing, 2003, 307-312) des illustrations commentées de prélèvements sanguins examinés sous microscope.

## **(2) La cytologie**

Comme chez les carnivores domestiques et les oiseaux, différents prélèvements en vue d'une cytologie sont réalisables chez les reptiles. Sur animal vivant, il est possible de faire des écouvillons, des lavages trachéaux, des aspirations à aiguille fine, diverses biopsies (comme les biopsies cutanées) ou des calques cutanés ou de fèces. Sur animal mort, des tranches de section des organes peuvent être appliquées sur une lame pour la réalisation de calques ensuite colorés selon ce qui est recherché.

De même que chez les oiseaux, il est important de connaître les particularités cytologiques des reptiles afin de distinguer une cytologie normale d'une cytologie pathologique. Pour cela, il est possible d'adresser les prélèvements à des laboratoires spécialisés habitués à réaliser les cytologies dans ces espèces.

## **(3) La biochimie**

De nombreux paramètres sont dosables : les minéraux, l'acide urique, l'AsAT, les CK, les protéines, les électrolytes, etc.... mais, plus encore que chez les oiseaux, il y a peu de références parues dans la littérature ou données par les laboratoires et surtout pas pour toutes les espèces. L'interprétation des résultats est alors assez délicate et on ne peut que conseiller de réaliser des comparaisons de dosage entre un individu sain et un individu malade de la même espèce.

Tout comme les oiseaux, les reptiles terrestres sont excréteurs d'acide urique et non d'urée. Par contre, les reptiles aquatiques excrètent plus d'ammoniaque et d'urée que d'acide urique. Ainsi, pour explorer la fonction rénale de reptiles, il faut doser essentiellement l'acide urique, le phosphore (P) et le calcium (Ca). Malheureusement, l'acide urique est un marqueur peu sensible, une hyper-uricémie apparaissant si plus de 60% du rein est atteint mais aussi physiologiquement en période post-prandiale chez les reptiles carnivores. ((Firmin Y. – 1999 ; Anonyme – 2007a)

Comme pour les paramètres sanguins, des études ont montré des variations saisonnières des valeurs biochimiques chez les tortues terrestres du genre *Testudo* : un pic de glycémie est constaté au réveil de l'hibernation et l'urée augmente progressivement à partir de la fin de l'hibernation pour chuter avec la reprise de la diurèse. De plus, les femelles matures présentent en été une hyperalbuminémie et une hypercalcémie. (Vienet V. – 2000 ; McArthur S.D.J. et al. – 2002)

#### **(4) Lavage du côlon et coproscopie**

Par nature, chez la plupart des espèces de reptiles, l'émission de selles est peu fréquente et très irrégulière. Cela est d'autant plus marqué lorsque ceux-ci sont malades ou anorexiques. Or la coproscopie devrait être un examen complémentaire de routine en consultation herpétologique du fait de la fréquence non négligeable des parasitoses digestives. Ainsi, pour obtenir des selles en vue d'un examen coproscopique, il est possible de réaliser un lavage du contenu colique. Pour cela, on introduit par l'orifice cloacal et jusqu'au côlon une sonde lubrifiée avec un gel hydrosoluble et de calibre assez important : un cathéter mou en caoutchouc rouge de diamètre 8 à 12 mm pour les lézards, une sonde urinaire souple pour chat pour les petits serpents alors qu'on utilisera plutôt une sonde urinaire métallique pour chienne pour ceux de plus grande taille. On instille alors via la sonde 10 à 20 ml par kg de P.V. de sérum physiologique tiède et stérile comme du NaCl à 0,9%. Ensuite, on masse légèrement la cavité cœlomique afin de déliter les fragments de fèces présents dans les dernières portions du gros intestin. Enfin, le liquide de lavage est aspiré grâce à une seringue. Une autre méthode consiste à infuser de plus petites quantités de solution saline (1% du P.V.) puis de les aspirer plusieurs fois de suite. On récupère généralement 25 à 50% du liquide qui a été instillé.

Quelque fois, la simple introduction de la sonde dans le côlon suffit à déclencher, chez certains serpents, une défécation quasi immédiate. Un échantillon frais (< 24 heures) de fèces peut également être recueilli par le propriétaire, placé dans un sac plastique double et gardé au réfrigérateur jusqu'à ce qu'il puisse être examiné.

Une coproscopie est alors possible à partir de l'échantillon frais ou du liquide de lavage en procédant comme chez les carnivores domestiques, par flottation et sédimentation. Les fèces de tortues contiennent naturellement des éléments végétaux « parasite-like », des levures et des champignons (pour les espèces herbivores), des parasites et/ou leurs œufs ou larves correspondant en fait aux parasites de leurs proies (pour les tortues carnivores). Il est possible d'observer, entre autres : des amibes, des coccidies, des protozoaires ciliés ou flagellés (*Giardia lamblia* chez les tortues par exemple), des kystes d'*Entamoeba* (chez les sauriens), des œufs, des larves ou des adultes d'helminthes (comme les oxyures rencontrés parfois en grand nombre chez les chéloniens). Des échantillons stériles du liquide de lavage peuvent également être envoyés en laboratoire spécialisé pour des examens parasitologique, cytologique et bactériologique. (Schilliger L. – 1999d ; Firmin Y. – 1996 ; McArthur S.D.J. et al. – 2002 ; Heard D. et al. – 2002 ; Raiti P. – 2002)

#### **(5) Lavage gastrique**

Le lavage gastrique est indiqué lors de la suspicion d'une maladie de la région supérieure du tractus digestif.

Chez les lézards de grande taille, une anesthésie générale est souvent requise.

La distance rostre-estomac est mesurée au préalable (approximativement la moitié de la distance museau-cloaque) et marquée sur une sonde de gavage en métal. La sonde est ensuite mise en place de manière stérile selon la méthode décrite dans la partie sur le gavage des reptiles. Une fois la sonde en place, une solution saline stérile est injectée et aspirée plusieurs fois jusqu'à obtenir un prélèvement suffisant.

Le liquide de lavage peut être ensuite soumis à des examens cytologique, parasitologique et bactériologique (après culture) selon la suspicion clinique. Un échantillon cytologique devrait être coloré par la méthode à froid ou de Ziehl-Neelsen (méthodes de détection des bacilles acido-résistants) pour faciliter la détection de *Cryptosporidium spp.* (Heard D. et al. – 2002)

#### **(6) Lavage trachéo-pulmonaire**

Les reptiles sont connus pour être très sensibles aux affections respiratoires. Le lavage trachéo-pulmonaire est alors l'examen complémentaire indiqué dans toute affection

respiratoire profonde ne rétrocedant pas à un traitement de première intention. Il permet de déterminer l'origine de la pneumopathie par cytologie et mise en culture du lavage, et d'ainsi prescrire le traitement le plus adapté à l'affection en cause. Celui-ci est non invasif et simple à réaliser puisque, entre autres, les reptiles ne possèdent pas de réflexe de toux. (Vienet V. – 2002)

Une contention chimique est fortement indiquée afin de faciliter la réalisation du lavage mais surtout pour maintenir la stérilité de la technique.

La gueule du reptile doit être maintenue ouverte afin de repérer l'orifice glottique. Puis une sonde stérile (sonde de gavage ou cathéter urétral stérilisés) de longueur adaptée est introduite depuis la glotte jusque dans l'un des deux poumons via la trachée. On instille alors lentement du sérum physiologique stérile à raison de 5 à 10 ml/kg de P.V. puis on fait rouler soigneusement l'animal d'un côté à l'autre en massant légèrement son corps de façon à répartir la solution saline le plus uniformément possible et récupérer un maximum d'exsudat. Le liquide de lavage est ensuite rapidement aspiré à la seringue, en plaçant la tête de l'animal vers le bas. Comme chez les carnivores domestiques, le volume aspiré est nettement inférieur au volume qui a été instillé mais cela ne pose pas de problème, les fluides restant étant facilement absorbés par les poumons. Enfin, on retire délicatement la sonde de la trachée.

Le liquide de lavage est décanté dans un tube stérile et il est alors possible de réaliser un premier examen direct entre lame et lamelle de celui-ci, révélant parfois la présence de protozoaires, d'œufs ou de larves de nématodes. Il peut surtout être envoyé à un laboratoire spécialisé pour une cytologie et/ou une mise en culture suivie d'un antibiogramme, selon ce qui est recherché. (Jenkins J. R. – 1996 ; Schilliger L. – 1999f ; Heard D. et al. – 2002 ; Paré J. A. et al. – 2006 ; Murray M. J. – 2006)

Quels que soient les examens complémentaires disponibles chez les oiseaux et les reptiles, la règle primordiale qui prévaut reste celle du « *primum non nocere* », autrement dit obtenir le maximum d'effets bénéfiques avec le minimum d'intervention sur l'animal malade (contention, examen, prélèvements, injections) afin de limiter les risques préjudiciables liés au stress dans ces espèces. (J.-P. André – 1998)

Une fois les divers examens réalisés et interprétés, et un diagnostic établi, la difficulté est la prescription du traitement, ce que nous allons maintenant aborder.

#### **IV. Difficultés thérapeutiques :**

Une fois le diagnostic clinique résolu, il faut pouvoir déterminer le produit thérapeutique adéquat... Hélas, très peu de produits sont directement disponibles et adaptés pour une utilisation chez les oiseaux de cage et les reptiles, tout en disposant d'une A.M.M. spécifique.

De plus, parmi les posologies publiées très peu font l'objet de recherches pharmacologiques dans l'espèce concernée et sont donc à prendre à « titre indicatif » comme des posologies empiriques à utiliser avec beaucoup de précautions. Nous allons étudier ici les difficultés concernant le choix du xénobiotique, de son dosage et de sa voie d'administration.

##### **IV.A. Principes généraux de thérapeutique**

La prescription d'un traitement, que ce soit à un reptile ou à un oiseau, doit s'effectuer en deux étapes successives :

- l'élaboration d'un « plan de stratégie thérapeutique » visant à soutenir l'état général de l'animal et stimuler ses défenses immunitaires ;
- le choix, avec discernement, de la médication appropriée à l'affection qu'il présente.

Ainsi, pour que la thérapeutique soit efficace, il faut tout d'abord corriger, s'il y a lieu, tous les facteurs susceptibles de compromettre les défenses immunitaires de l'individu : température corporelle inadaptée, déshydratation, malnutrition, parasitisme, stress,... (Schilliger L. – 1999b ; Rival F. – 2004b)

#### **a) Correction de la température**

Les reptiles étant poïkilothermes (c'est-à-dire que leur température corporelle varie avec celle de l'environnement) et ectothermes (pour lesquels le contrôle de la température est réalisé par des facteurs extérieurs), le contrôle de leur température corporelle passe par celui de la température ambiante. Il est donc très important de toujours reproduire dans le terrarium un gradient thermique afin que le reptile puisse se positionner à la température qu'il désire. La chaleur est une véritable source d'énergie pour lui : elle augmente son métabolisme, permet une activation des défenses immunitaires cellulaires et humorales, stimule son dynamisme et son appétit, accélère sa digestion, la vitesse de circulation sanguine et tous les processus de cicatrisation. Pendant toute la durée du traitement, le reptile malade doit être absolument maintenu dans une fourchette de température correspondant à la Zone de Température Optimale (ZTO) de l'espèce, aussi appelée Température Moyenne Préférée (TMP), voire à une température très légèrement supérieure.

Les oiseaux, quand à eux, sont moins tributaires de la température de leur environnement que les reptiles. Cependant, un individu malade est souvent en hypothermie et une température trop basse ainsi que la présence de courants d'air sont autant de sources de stress qui peuvent fragiliser l'animal en affectant ses défenses immunitaires et ainsi ralentir sa guérison. On veillera donc, au cours du traitement, à ce que l'oiseau malade soit placé dans un environnement chaud (une température ambiante de 25 à 30°C, voire 35°C – Risi E./2006 – ou 40°C – Stanford M./2002 – selon les auteurs, serait optimale) à l'aide d'une lampe ou d'un tapis chauffant, mais aussi calme et sans courant d'air. (Schilliger L. – 1999b ; Rival F. – 2004b)

#### **b) Correction de la déshydratation**

Il est ensuite important d'évaluer l'état d'hydratation de l'animal.

La déshydratation chez les reptiles se manifeste par des modifications physiques observables telles que des écailles plissées, une robe terne, des globes oculaires enfoncés, une salive épaisse,... Chez les oiseaux, elle se manifeste par des globes oculaires enfoncés, une peau qui paraît plus foncée, plissée, avec une adhérence au plan sous-jacent plus prononcée et un pli de peau qui reste marqué.

Dans ce cas, il convient de réhydrater l'animal avant ou parallèlement à l'administration des médicaments et surtout d'éviter l'utilisation de médicaments néphrotoxiques. Pour la réhydratation, on réalise une fluidothérapie orale ou parentérale (intraveineuse ou intra-osseuse préférentiellement) avec des solutions électrolytiques de type lactate ou Ringer Lactate, préalablement réchauffées à température corporelle. (Schilliger L. – 1999b ; Stanford M. – 2002 ; Rival F. – 2004b ; André J.-P. – 2005)

#### **c) Correction de la malnutrition**

La malnutrition, qui entraîne généralement une perte de poids avec prééminence des structures osseuses, provoque une lymphopénie et une diminution de la synthèse d'anticorps. Il est donc nécessaire d'intégrer dans le plan de stratégie thérapeutique, au même titre que le chauffage et la réhydratation, l'alimentation entérale, forcée ou spontanée. Les petits pots pour bébé (purée de légumes ou de fruits) sont des bonnes sources d'énergie rapidement disponibles. On peut les mélanger avec des solutions utilisées habituellement en soins intensifs (solutions « critical care ») ou avec de la pâtée d'élevage. (Schilliger L. – 1999b ; Stanford M. – 2002 ; Rival F. – 2004b)

#### **d) Elimination des parasites**

Le parasitisme, interne et/ou externe, peut provoquer par effet de spoliation une immunodéficience chez les oiseaux et les reptiles maintenus en captivité. Il est donc important d'effectuer sur tout animal malade un examen visuel détaillé du tégument et une coproscopie, afin de mettre en place un traitement précoce de déparasitage si nécessaire. (Schilliger L. – 1999b ; Rival F. – 2004b)

#### **e) Limitation du stress**

Enfin, toute forme de stress engendre une mobilisation de l'énergie au détriment des performances des défenses immunitaires. Il faut donc tenter, lors de l'entretien avec le propriétaire, de dépister et de corriger toute cause éventuelle de stress pour l'animal, préalablement à toute thérapie : des manipulations trop fréquentes, de brusques variations de température, un transport dans de mauvaises conditions, une nourriture inadaptée, un éclairage insuffisant ou dépourvu d'ultraviolets, l'absence de cachettes, etc.... Placer l'animal dans un endroit calme est alors fondamental. L'obscurité chez l'oiseau est également un bon moyen de réduire son stress. (Schilliger L. – 1999b ; Rival F. – 2004b)

Une fois tous ces points respectés, il est alors possible de choisir et d'administrer, en fonction du tableau clinique et des résultats des examens complémentaires, la ou les molécules thérapeutiques les plus adaptées à la situation. Mais ce choix n'est pas toujours des plus faciles.

### **IV.B. Choix de la molécule thérapeutique**

Plusieurs facteurs interviennent dans le choix de la molécule thérapeutique que le vétérinaire va être amené à prescrire, notamment du fait que les oiseaux et les reptiles ne sont pas des patients tout à fait comme les autres. Tout d'abord se pose le problème de l'A.M.M. des spécialités vétérinaires pour ces espèces avec l'application du principe « de la cascade », puis celui de la toxicité des molécules chez ces espèces bien différentes de nos carnivores domestiques et, enfin, le coût du traitement, sa faisabilité et son suivi correct à domicile (appelé « observance »).

#### **a) A.M.M. et cascade du médicament vétérinaire**

Du fait d'un manque de produits possédant une A.M.M. spécifique, il est bien souvent nécessaire d'appliquer le principe dit « de la cascade », édicté au plan européen, dans les conditions définies par l'article L5143-4 du Code de la Santé Publique. En effet, le vétérinaire est tenu réglementairement de n'utiliser que des spécialités vétérinaires ayant une A.M.M. pour l'espèce et pour l'indication considérées mais, si une telle spécialité n'existe pas, le principe « de la cascade » s'applique : le vétérinaire doit alors avoir recours en priorité à une spécialité autorisée dans la même espèce mais pour une autre indication, ou à défaut dans une autre espèce animale (pour la même indication ou une indication différente) puis, en dernier recours, il peut utiliser un médicament à usage humain, voire une préparation magistrale. (Gogny M. – 2002)

Dans le cas des oiseaux de cage, le vétérinaire peut se tourner vers quelques produits possédant une A.M.M. oiseau de cage et de volière (gamme « Océ » de Virbac par exemple), puis vers les produits destinés aux pigeons d'élevage ou, à défaut, vers ceux destinés aux volailles ou encore aux autres espèces animales, ayant malheureusement souvent une présentation inadaptée pour leur administration chez les oiseaux, avant d'en arriver à utiliser des produits de médecine humaine. Cet arsenal thérapeutique réduit chez les oiseaux de cage provient majoritairement du peu d'études réalisées par l'industrie pharmaceutique chez ces espèces mais aussi d'une restriction de la mise sur le marché des antibiotiques qui leur sont destinés dans la crainte de favoriser l'émergence de souches antibiorésistantes, dangereuses pour l'homme. (André J.-P. – 1999d)

Dans le cas des reptiles, la « cascade » est souvent beaucoup plus courte, les produits destinés à ces espèces étant encore plus rares.

Lors du choix d'un principe actif non indiqué dans l'espèce de destination, il est important de privilégier les molécules dont l'utilisation est préconisée dans la littérature pour cette espèce, avec l'indication de posologies et de fréquences d'administration. Si vraiment aucune molécule n'est proposée dans l'espèce pour traiter la maladie en cours, le vétérinaire peut tenter un traitement préconisé dans une autre espèce, mais toujours avec un maximum de précautions, comme le choix d'un médicament dont l'index de sécurité est important afin de réduire les risques de surdosage et d'effets délétères pour l'animal.

Il est cependant dans tous les cas nécessaire de prévenir le propriétaire sur les risques d'une telle prescription hors A.M.M.

### **b) Toxicité et test de sensibilité**

Les oiseaux et les reptiles ne possédant pas les mêmes enzymes de dégradation que les carnivores domestiques, le devenir et l'action des xénobiotiques peuvent être différents chez ces animaux exotiques. Certaines molécules peuvent même devenir toxiques, comme c'est le cas avec certains antibiotiques. Dans la mesure du possible, il est donc souhaitable de procéder à une analyse bactériologique et à un antibiogramme limité aux produits connus comme étant les plus adaptés à l'affection et les moins toxiques pour l'espèce en question avant de commencer un traitement antibiotique.

Pour ce qui est de l'interprétation des antibiogrammes, il convient toutefois de rester prudent : une bactérie sensible à un antibiotique signifie qu'elle ne se développe plus au dessus de la Concentration Minimale Inhibitrice (C.M.I.), celle-ci ayant été définie chez les mammifères, voire chez l'homme. Rien ne dit alors que l'on peut atteindre de tels taux plasmatiques chez un oiseau ou un reptile. Il convient donc de se renseigner à ce sujet auprès du laboratoire et de n'utiliser que les molécules pour lesquelles les bactéries concernées sont extrêmement sensibles. (Roman Y. – 2004c)

### **c) Coût du traitement**

Le coût est malheureusement également un facteur à prendre en compte dans le choix d'un traitement. Celui-ci peut en effet être très cher s'il nécessite l'utilisation d'une spécialité onéreuse ainsi que de nombreuses administrations sur plus ou moins long terme.

Pour certains animaux de grande valeur financière et/ou affective, il est possible de proposer un tel traitement, mais dans d'autres cas, une telle dépense n'est pas envisageable et entraînerait l'abandon des soins. Il est donc nécessaire de s'adapter aux souhaits et aux moyens des propriétaires en leur proposant plusieurs possibilités de traitement, tout en précisant que certaines seront cependant moins efficaces.

### **d) Simplicité du traitement et observance**

L'observance est la faculté d'observer au mieux les conditions de prises des médicaments et donc la réalisation correcte des traitements médicamenteux.

Les soins et la résolution des maladies chez les oiseaux et les reptiles peuvent prendre des semaines, et le pronostic est souvent établi au bout de plusieurs semaines. Pour éviter la frustration et l'abandon des propriétaires, il est important de bien exposer la durée qui sera nécessaire au diagnostic, au traitement et à la détermination d'un pronostic. Le succès d'un traitement dépend en effet bien souvent des soins entourant l'administration d'un xénobiotique (le maintien d'une température environnementale correcte, l'alimentation et l'hydratation grâce au gavage), en plus de son administration même, ce qui souligne l'importance de l'implication des propriétaires dans la guérison de leur animal.

Pour certaines molécules ou avec certains individus, l'administration d'un traitement peut s'avérer relativement difficile : celle-ci n'est alors pas réalisable par le propriétaire. L'hospitalisation est ainsi parfois nécessaire sinon le traitement risque d'être rapidement abandonné. Ou bien, il faut que le vétérinaire trouve une autre alternative, avec une autre

molécule, une autre voie d'administration ou l'utilisation de molécules à longue action, ce qui permet d'espaçer les administrations, par exemple.

Si le traitement peut être administré par le propriétaire, sa prescription nécessite malgré tout une bonne transmission des consignes. Il faut pour cela :

- effectuer devant le client une démonstration de la technique d'administration ;
  - inscrire clairement sur l'ordonnance la façon de procéder (site d'administration, ou méthode de sondage pour les traitements *per os*, antisepsie, fréquence et volume d'administration, stockage du médicament,...) ;
  - faire administrer le traitement au client lui-même juste avant de partir de la clinique ;
  - inciter le client à téléphoner en cas de problème au cours du traitement.
- (Schilliger L. – 1999e)

#### **IV.C. Détermination de la posologie et du rythme d'administration adéquates :**

Liées aux particularités physiologiques de ces espèces, le choix d'une molécule, de son administration et de sa posologie pour traiter l'affection diagnostiquée est parfois difficile.

Comme l'explique Dr J.-P. André (1998), le dosage des médicaments employés est un problème souvent bien insoluble, du fait de la diversité extraordinaire du monde aviaire comme celle du monde reptilien, des différences de poids considérables (échelle 1 à 300) mais aussi de la sensibilité selon l'espèce considérée, l'individu et le régime alimentaire, autant de cas de figures pour lesquels le devenir de l'agent thérapeutique sera différent. Afin de déterminer la posologie la plus adaptée, il faudrait pouvoir étudier l'action et le devenir d'un produit donné pour chaque type d'oiseau ou de reptile considéré et selon divers paramètres (physiologie, voie d'administration, ...), études malheureusement excessivement longues, coûteuses et rarement entreprises à cause d'un manque évident de rentabilité pour les laboratoires pharmaceutiques.

Ainsi, différents facteurs de variation influent sur le choix de la posologie et du rythme d'administration afin qu'ils soient les plus adaptés possibles. (J.-P. André – 1998 ; Y. Roman – 2004c/2007d)

##### **a) Taille de l'animal et métabolisme basal**

Le métabolisme basal est un des facteurs qui affecte le plus l'estimation d'une posologie. De ce fait, l'extrapolation d'une posologie uniquement sur la base du P.V. de l'animal ne correspond pas à une réalité clinique.

##### **(1) Chez les oiseaux**

Les oiseaux ont en effet un métabolisme basal très élevé, ce qui entraîne une élimination rapide des principes actifs et réduit ainsi la demi-vie des médicaments que le vétérinaire peut être amené à utiliser. De ce fait, ces petits animaux nécessitent, à poids égal, une posologie plus forte en mg/kg qu'un plus gros animal de type mammifère et des administrations répétées plus fréquemment. Mais, ne possédant pas non plus les mêmes enzymes de dégradation que les carnivores domestiques, des molécules peuvent devenir toxiques, comme c'est le cas de certains antibiotiques.

Ainsi, les calculs de dosage fréquemment réalisés à partir d'autres espèces, en l'absence de données spécifiques, ne sont pas sans risque et donnent en général des résultats erronés. Cette méthode peut être affinée en tenant compte du taux métabolique de l'espèce concernée grâce à l'utilisation d'échelles allométriques. Pour obtenir l'extrapolation allométrique d'une posologie, il faut tout d'abord déterminer le métabolisme basal (MB) de l'animal en question à l'aide de la formule suivante :

$$\text{MB} = \text{K} \times \text{P.V.}^{0,75}$$



Dans cette formule, MB est en Kcal, P.V. est en kg et K est une constante (le coefficient allométrique) variable qui dépend du groupe taxonomique concerné. Ainsi sa valeur est de 70 chez les mammifères placentaires, 78 chez la plupart des oiseaux, 129 chez les passériformes et 10 chez les reptiles.

Ensuite, on extrapole la posologie à partir de celle utilisée chez nos carnivores domestiques à l'aide d'une règle de 3 :

$$Po = \frac{Pc \times (MBo/P.V.o)}{(Mbc/P.V.c)}$$

Dans cette formule, Po représente la posologie que l'on utilisera chez l'oiseau, Pc celle connue chez le chien, MBo et Mbc sont les métabolismes basaux calculés respectivement chez l'oiseau et chez le chien et, de même, P.V.o et P.V.c les valeurs de poids vifs chez l'oiseau et chez le chien.

Il en résulte bien souvent des doses plus importantes que chez nos carnivores domestiques. A titre d'exemple, la posologie d'enrofloxacin passe de 5 mg/kg chez le chien à 14,4 mg/kg chez le pigeon. (Roman Y. – 2004c)

Il convient néanmoins de rester prudent lors de l'utilisation de telles méthodes d'extrapolation car elles ne peuvent tenir compte des particularités anatomiques ou physiologiques des espèces concernées, ce que le clinicien doit également prendre en considération.

## (2) Chez les reptiles

Au contraire des oiseaux, les reptiles ont un métabolisme très lent : à une température de 37°C, le métabolisme d'un reptile équivaut au 1/5<sup>ème</sup>, voire au 1/7<sup>ème</sup> de celui d'un mammifère de même taille.

Il existe aussi une variation en fonction de l'espèce [tableau 7] et du mode de vie de l'animal : d'un côté, les prédateurs « passifs » tels que les pythons ou le boa ont un métabolisme très lent, qui s'active surtout au moment de la digestion ; de l'autre, les prédateurs « actifs » insectivores, qui pourchassent leur proie, ont un métabolisme bien plus rapide (Anonyme – 2007a). Il sera donc nécessaire d'adapter le rythme d'administration en considérant ces différents éléments.

**Tableau 7 : Pharmacocinétique de l'enrofloxacin chez quelques reptiles (d'après Rival F. - 2004b)**

| Espèces            | Posologie et voie d'administration | Fréquence d'administration |
|--------------------|------------------------------------|----------------------------|
| Tortues boîtes     | 5 mg/kg I.M.                       | 96-120 heures              |
| Tortues terrestres | 10 mg/kg I.M.                      | 24 heures                  |
| Iguane vert        | 5 mg/kg I.M.                       | 24 heures                  |
| Varan des savanes  | 10 mg/kg I.M.                      | 5 jours                    |
| Python moulure     | 5 à 10 mg/kg I.M.                  | 48 heures                  |
| Python réticulé    | 6,6 mg/kg I.M.                     | 24 heures                  |

Enfin, comme nous l'avons déjà abordé, les reptiles sont des animaux ectothermes et poïkilothermes. Or le métabolisme basal est dépendant de la température corporelle. Il en résulte que le métabolisme d'un reptile va varier avec celle de son environnement : il y a ce que l'on appelle bradymétabolisme, ce qui signifie que le métabolisme reptilien va chuter avec la baisse de la température extérieure. Ainsi le vétérinaire devra adapter la posologie et la fréquence d'administration des xénobiotiques à la température à laquelle le reptile va être placé durant sa convalescence.

Il a été démontré en effet que l'innocuité et l'efficacité d'un traitement antibiotique sont étroitement liés à la température corporelle du reptile et, par conséquent, à celle de son environnement. Diverses études présentent ainsi les trois avantages d'une augmentation de la température pendant l'antibiothérapie par la constatation de :

- l'amélioration de la distribution tissulaire de l'antibiotique ;

- une élimination rénale ou hépatique plus rapide (avantage non négligeable avec les substances néphrotoxiques) ;
- une diminution de la CMI nécessaire à son efficacité, autrement dit une augmentation de son activité bactéricide, d'où la possibilité de réduire la dose thérapeutique. (Klingenberg R. J. – 1996 ; Schilliger L. – 1999b)

Ainsi, l'élimination des xénobiotiques chez les reptiles sera variable d'une espèce à l'autre et fonction de la température extérieure. Cependant, celle-ci reste en général beaucoup plus lente que chez les oiseaux, à moins d'user de « stratagèmes » comme augmenter la température du terrarium, tout en restant dans la plage de Température Moyenne Préférentielle (TMP) de l'espèce ou à peine au-delà de la valeur maximale.

Afin d'avoir une approximation des doses à pratiquer, on peut, comme chez les oiseaux, utiliser l'échelle allométrique dans laquelle la constante k sera de 10. Cependant, cette règle de calcul n'a jamais été complètement validée chez les reptiles car elle ne tient pas compte des différences de métabolisme entre les diverses espèces de reptiles et elle a été établie chez des animaux endothermes pour lesquels le niveau de métabolisme est inversement proportionnel au poids, concept non vérifié chez les reptiles. De plus, la carapace d'une tortue représente un pourcentage non négligeable de son poids. Ainsi, appliquer l'échelle allométrique telle quelle chez les chéloniens expose facilement à des surdosages. (Schilliger L. – 1999a ; Rival F. – 2004b)

## **b) Connaissance des aspects pharmacologiques et pharmacocinétiques**

Les aspects pharmacologiques et pharmacocinétiques d'une molécule utilisée dans une espèce constituent le facteur de variation le plus important à prendre en compte après les variations métaboliques. Mis à part quelques produits (certains antibiotiques) pour lesquels ont été réalisées des études pharmacocinétiques chez les oiseaux, il est assez difficile de faire autrement que d'extrapoler, de façon empirique, ce qui a été observé chez les mammifères ou chez les oiseaux de basse-cour. (André J.-P. – 1999d)

Le destin d'une molécule *in vivo* (vitesse d'absorption, liaison aux protéines plasmatiques, volume de distribution du principe actif, biotransformations, excrétion) est différent dans chaque espèce, et cela même pour des espèces qui semblent très proches.

Par exemple, du fait de la coexistence de deux types de néphrons (type mammalien – de 10 à 30% des néphrons, avec l'existence d'une hanse de Henlé – et type reptilien), présents en plus grand nombre que chez les mammifères, l'excrétion rénale des oiseaux est plus rapide mais elle produit une urine moins concentrée que celle des mammifères. Et étant donné la diversité des espèces d'oiseaux, leur capacité de concentration urinaire ainsi que le pourcentage d'excrétion et de réabsorption des médicaments sont variables d'un individu à l'autre. D'une manière générale, on peut se baser sur le fait que les espèces carnivores conjuguent les xénobiotiques plus rapidement que les espèces herbivores ou granivores, les omnivores se situant entre les deux. Ainsi, il est possible de diminuer les posologies chez les espèces carnivores. De même, pour les composés subissant peu de biotransformations (composés polaires comme la gentamycine), on peut considérer qu'il existe peu de variations interspécifiques de leur excrétion, à l'inverse des composés fortement métabolisés (chloramphénicol, sulfamides...) dont l'utilisation pose alors plus de problèmes. (Roman Y. – 2004c)

Chez les reptiles, toujours en raison de leur poïkilothermie et du fait que l'activité des enzymes est température-dépendante, l'action tout comme l'élimination des médicaments va être variable selon la température environnante.

Malheureusement, jusqu'en l'an 2000, chez les reptiles et uniquement pour les anti-infectieux, seules vingt études pharmacocinétiques avaient été menées parmi les 6400 espèces de reptiles, dont une seule chez les lézards. La détermination d'une posologie relève donc bien souvent d'extrapolation de la pharmacocinétique, sans aucun moyen de validation pour confirmer leur exactitude. (Andreu de Lapierre E. – 2000)

### **c) Voie d'administration**

De même que chez les mammifères, la biodisponibilité et la cinétique d'un xénobiotique sont différentes selon la voie d'administration choisie, point abordé dans la partie suivante à propos des différentes voies d'administration possibles chez les oiseaux et les reptiles.

### **d) Caractéristiques de la molécule**

Certains antibiotiques sont dits temps-dépendants, comme les  $\beta$ -lactamines ou certaines fluoroquinolones. Le plus important est alors le temps durant lequel la concentration efficace de l'antibiotique est maintenue. Il convient alors de fractionner les administrations en prises rapprochées ou de favoriser les formes « Longue Action » (LA) mais utilisées à intervalles plus courts que chez un carnivore domestique.

D'autres antibiotiques sont dits dose-dépendants, comme les aminoglycosides, certaines fluoroquinolones ou les nitro-imidazoles. Leur action est donc d'autant plus rapide que la concentration est bien supérieure à la CMI. Dans ce cas, on préfère des posologies très fortes, plus étalées dans le temps, afin d'atteindre un pic sérique maximal. (Y. Roman - 2004c)

Ainsi, il est très difficile de déterminer un principe actif, une posologie et un rythme d'administration idéaux chez ces espèces. La prise en compte des différents paramètres sus-cités permet néanmoins de trouver un juste milieu entre une posologie insuffisante, entraînant des échecs thérapeutiques et l'apparition d'antibiorésistances, et un dosage excessif qui induit des risques de toxicité. Enfin, l'efficacité des principes actifs et des posologies prescrits dépend de la voie d'administration choisie.

## **IV.D. Voies d'administration thérapeutique :**

Comme chez les mammifères, toutes les voies d'administration peuvent être utilisées. Liées aux particularités anatomiques de ces espèces, les sites d'injection peuvent différer de ceux habituellement utilisés chez nos carnivores domestiques ou tout simplement devenir beaucoup plus complexes à atteindre.

Comme nous l'avons déjà vu, les oiseaux ont un système respiratoire radicalement différent de celui des mammifères, ce qui aura un impact sur la voie d'administration aérienne. De plus, l'anatomie du tube digestif varie grandement dans cette classe ce qui peut entraîner de grandes variations de biodisponibilité pour un xénobiotique administré par voie orale.

La circulation sanguine des reptiles, quant à elle, est très lente. Ainsi, pour obtenir un maximum d'efficacité, les médicaments injectables doivent être administrés le plus près possible du site à traiter. (Jacobson E. R. – 1999 ; Mitchell M. A. – 2006)

Chaque voie d'administration présente des avantages et des inconvénients et est donc à adapter au cas par cas. En effet, le choix d'une voie d'administration et d'un site d'injection plutôt qu'un autre doit toujours être décidé en fonction de trois critères principaux : la facilité d'administration du traitement, la rapidité d'absorption du médicament et le stress occasionné par la médication. (Schilliger L. – 1999e)

### **a) Voies d'administration chez les oiseaux**

Dans la détermination de la voie d'administration d'un produit, plusieurs facteurs sont à prendre en compte, afin de choisir la « moins pire » : le fait qu'il s'agisse d'un animal isolé ou plutôt en groupe avec plusieurs individus à traiter, que les zones vascularisées sont atteintes ou non, que celui-ci est plutôt correctement apprivoisé et manipulable ou d'un caractère sauvage, qu'il est plus ou moins débilité, en pleine période de reproduction ou non, juvénile ou adulte, élevé à la main, etc.... et, enfin, il faut tenir compte des propriétés intrinsèques du xénobiotique à administrer. Sans oublier que l'élimination des xénobiotiques est rapide chez les oiseaux, ce qui sous-entend que les administrations devront la plupart du temps être plus fréquentes que chez les mammifères. (Y. Roman – 2004c/2007d)

### (I) Voie orale – per os (P.O.)

Comme présenté dans l'introduction ci-dessus, les grandes variations anatomiques existant au niveau du tube digestif des oiseaux ont un impact direct sur la biodisponibilité de toute molécule administrée par voie orale.

Tout d'abord, certaines espèces d'oiseaux présentent un jabot, dilatation de l'œsophage qui a une fonction de stockage. Celui-ci rend complètement aléatoire la biodisponibilité des comprimés du fait de l'imprévisibilité de sa vidange, mais n'a pas vraiment d'influence sur les autres formes galéniques (gélule ou liquide). De plus, le contenu du jabot est très acide, ce qui peut dénaturer ou faire précipiter quelques molécules. La flore bactérienne y est également abondante, ce qui peut réduire la biodisponibilité de certains principes actifs, suite à leur inactivation par des bactéries (*Lactobacillus* avec les macrolides, par exemple). Enfin, il faut tenir compte de la capacité globale du jabot (allant de 0,5 ml pour un Diamant mandarin à plus de 20 ml chez un Ara bleu) qui conditionnera la concentration, le dosage et le rythme d'administration du traitement par cette voie. Ainsi, on conseillera d'utiliser la voie orale sur un animal ayant un jabot vide, en préférant liquide et gélule aux comprimés, tout en privilégiant les molécules les moins affectées par l'acidité et la présence de bactéries commensales, et en quantité compatible avec la capacité du jabot de l'oiseau. (Stanford M. – 2002 ; Roman Y. – 2004c)

Ensuite, cette classe du règne animal présente globalement 2 types de gésier, qui est l'estomac mécanique de l'oiseau. D'une part, les espèces herbivores et granivores ont un gésier très musculéux et rempli de grit (petits graviers), qui agit comme une véritable meule sur les aliments ingérés. Cette présence de grit peut être à l'origine de la libération de nombreux cations divalents tels que le calcium ou le magnésium. D'autre part, les espèces carnivores et piscivores possèdent un gésier souple, peu musculéux et dépourvu de grit. Ainsi, un comprimé sera efficacement broyé chez les premiers, alors qu'il aura une assimilation plus variable chez les seconds, pour lesquels on préférera alors les autres formes galéniques. De plus, les cations divalents entraînent une diminution de la biodisponibilité des tétracyclines. Il faudra donc, chez les espèces herbivores et granivores, supprimer l'accès au grit et arrêter toute supplémentation calcique lors de l'utilisation d'un tel antibiotique par voie orale. (Roman Y. – 2004c)

La voie orale permet en fait l'administration aussi bien de comprimés, que de gélules ou de liquides. Mais ces formes ne sont pas toutes équivalentes.

- Les comprimés :

C'est une forme galénique très utilisée en médecine vétérinaire des petits carnivores. En revanche, son utilisation chez les oiseaux, comme les reptiles, pose plusieurs problèmes.

Tout d'abord, les comprimés sont souvent trop fortement dosés pour les oiseaux. Cela demande alors un fractionnement des doses qui est, au final, assez imprécis.

Ensuite, comme nous l'avons vu, du fait de la vidange aléatoire du jabot, il convient des les administrer dans un jabot vide.

Dans le cas d'oiseaux granivores possédant un gésier musculéux, le comprimé se retrouvera correctement broyé mais qu'en est-il chez un oiseau carnivore ou piscivore ? Et que penser des comprimés dits gastro-résistants (dont la composition est prévue pour résister à l'acidité gastrique et libérer le principe actif une fois dans les intestins) donnés à un granivores ?

Enfin, l'administration en elle-même du comprimé n'est pas forcément évidente. Pour cela, on doit tenir l'oiseau de manière à ce que son cou soit en extension, afin d'avoir un œsophage bien rectiligne et vertical, puis on ouvre le bec d'une main et dépose le comprimé au fond de la cavité buccale au moyen d'une pince par exemple.

Cette forme galénique est donc plutôt acceptable dans le cas d'antibiotiques bactéricides dose-dépendants, administrés à des oiseaux au gésier musculéux, puisque la dose sera délivrée brutalement et le pic de concentration plasmatique transitoire. Pour les comprimés hydrosolubles, on pourra les utiliser en les diluant dans l'eau de boisson, avec les

inconvénients que cela implique, abordés par la suite. On peut également broyer les comprimés qu'on mélangera à une pâtée de gavage donnée telle quelle, en libre service, ou administrée via une sonde de gavage.

D'une manière générale, on évite d'avoir recours à cette forme galénique en médecine aviaire.

- Les gélules :

Les gélules présentent plus d'avantages que les comprimés. Comme eux, elles s'administrent à un oiseau au jabot vide mais elles n'ont aucun goût et relarguent très rapidement leur contenu dès le jabot, d'où une excellente biodisponibilité. De plus, il est possible d'acheter en pharmacie des gélules vides et donc de faire ses propres préparations ou alors de faire reconditionner celles qui sont surdosées pour les oiseaux. Enfin, il est souvent plus facile d'utiliser cette forme galénique en la diluant dans de l'eau de boisson.

- Les formes liquides :

A cause du risque de régurgitation et de fausse déglutition, cette forme galénique administrée par voie orale telle quelle est contre-indiquée pour les oiseaux en décubitus latéral, les oiseaux très déprimés ou ayant subi un traumatisme crânien, ou les oiseaux ayant des régurgitations ou bien une stase gastro-intestinale. Eventuellement, le liquide peut être administré à l'aide d'une seringue montée sur une sonde, ce que l'on abordera à propos du gavage.

Les solutions orales pédiatriques sont souvent bien adaptées à la médecine aviaire du fait de leur bon goût et des concentrations pratiquées.

- Les billes de polyméthylmétacrylate (PMM) en tant que grit artificiel :

On peut utiliser cette méthode chez les espèces granivores dont le gésier musculéux peut contenir du grit. On inclut le principe actif dans des billes de PMM puis on distribue alors aux oiseaux à traiter ce grit artificiel, qui, une fois ingéré, va relarguer le xénobiotique progressivement. Il faut savoir que plus on inclut de principe actif, plus le matériau sera rapidement dégradé car il sera moins dur.

Ce genre de méthode est intéressant pour soigner des oiseaux trop sauvages, difficilement manipulables, puisqu'il n'est plus nécessaire de les capturer pour leur faire prendre leur traitement, qui aura de plus un effet « longue action » de par la libération progressive du principe actif. Malheureusement, cela reste une méthode assez imprécise, ne pouvant connaître la quantité de grit ingérée ni sa vitesse exacte de dégradation dans l'estomac. (Roman Y. – 2004c)

En pratique, la voie orale permet l'administration de médicaments dans l'eau de boisson, dans l'alimentation ou au cours d'un gavage. Elle peut donc concerner la médication de grands effectifs comme celle d'un seul individu. Dans tous les cas, il n'est pas possible de maîtriser tous les paramètres d'assimilation du principe actif, inconvénient majeur de cette voie d'administration, son assimilation variant également suivant la forme d'administration orale utilisée.

**(i) Dans l'eau de boisson**

Cette voie d'administration est plutôt controversée, quoique fréquemment utilisée, notamment dans le traitement de maladies infectieuses digestives, mais bien souvent à tort. Des études effectuées sur des pigeons et des poulets ont en effet montré que, le plus souvent, ce mode d'administration ne permet pas d'atteindre des concentrations plasmatiques thérapeutiques.

La quantité de produit à ajouter à l'eau de boisson se calcule de la manière suivante (André J.-P. – 1998/1999d) :

$$\text{Quantité en mg} = \frac{\text{dose thérapeutique (mg)/j./oiseau} \times \text{contenance de l'abreuvoir (ml)}}{\text{Quantité d'eau consommée (ml)/j. (2,5 à 10\% du P.V.)}}$$

Il s'agit cependant bien souvent de la seule méthode adaptée aux soins des collectivités d'oiseaux, d'oiseaux de petite taille ou d'oiseaux impossibles à capturer (animaux stressables, en libre parcours ou en reproduction). Elle est aussi non stressante, facile à mettre en place et économique. Il en résulte bien évidemment que, pour pouvoir utiliser cette voie, l'animal doit être en état de boire seul.

L'inconvénient majeur est qu'il est impossible d'estimer la quantité de produit réellement absorbée. Celle-ci dépend, en effet, de la nature de l'alimentation de l'animal (sèche, humide), de la température ambiante, laquelle agit directement sur la consommation d'eau, de l'absorption intestinale, de la couleur et du goût plus ou moins agréable du médicament (ce qui en réduirait la consommation) et de la vitesse de dégradation du produit en milieu aqueux. On peut essayer de masquer l'amertume des médicaments en ajoutant un peu de sucre ou de jus de fruit à l'eau, mais demeure le problème de consommation individuelle : chez un même oiseau, la consommation d'eau est irrégulière au cours des journées et des semaines, et elle est souvent fortement diminuée lors d'affections. De plus, les oiseaux xérophiles, comme les perruches ondulées ou d'autres perruches australiennes, peuvent se passer d'eau pendant des périodes assez prolongées. Cette méthode est donc souvent insuffisante, avec des doses ingérées imprévisibles, nettement inférieures au seuil thérapeutique. Pour cette raison, elle est peu utilisable avec les antibiotiques, la Concentration Minimale Inhibitrice (CMI) étant rarement atteinte. Il est possible malgré tout d'obtenir quelque fois des résultats satisfaisants, un traitement moyen valant mieux que pas de traitement du tout. (André J.-P. – 1998/1999d ; Andreu de Lapierre E. – 2000)

#### (ii) Dans l'alimentation

Il est possible ici de s'inspirer des nombreuses publications de posologies utilisées en élevage industriel pour déterminer celle à administrer. Cependant, il faut faire attention au fait que les xénobiotiques sont utilisés lors d'un traitement à concentration thérapeutique et non prophylactique.

Le médicament à administrer peut être mélangé à l'alimentation lorsque l'animal est nourri à l'aide de pâtée ou de pellets que l'on peut alors fabriquer à partir d'un prémélange médicamenteux. Dans le cas de mélanges de graines ou de pellets déjà prêts, il est possible d'inclure les xénobiotiques, présentés sous forme de poudre, en les collant aux graines préalablement humidifiées (babeurre, lait) ou huilées (huile de foie de morue), en veillant à ce que la répartition soit la plus homogène possible. Dans le cas d'oiseaux décortiquant leurs graines, il faudra bien entendu utiliser des graines préalablement décortiquées. Enfin, pour le traitement d'oiseaux carnivores, piscivores ou frugivores, il est possible d'injecter le principe actif dans la proie (petit rongeur, poisson) ou le fruit (grain de raisin) que l'animal gèrera entier. Pour les oiseaux habitués aux friandises, il est possible d'incorporer le médicament (comprimé broyé, contenu de gélule, solution) dans l'une d'entre elles, comme un morceau de fruit, du beurre de cacahuète ou un biscuit.

Les avantages et inconvénients de cette méthode restent les mêmes qu'avec la précédente, un animal malade s'alimentant moins en général, mais il faut de plus veiller à ce que l'homogénéisation du produit incorporé soit la meilleure possible. (André J.-P. – 1998/1999d ; Andreu de Lapierre E. – 2000)

#### (iii) Par gavage

A la seringue ou à l'aide d'une sonde oesophagienne, il est possible de gaver certains oiseaux.

Cette méthode permet d'administrer précisément et efficacement un produit par voie orale, surtout lorsqu'il s'agit d'un animal qui boit et mange peu mais qui est facilement manipulable.

Pour l'administration à l'aide d'une seringue, on procède de la même façon, que ce soit l'administration d'un médicament présenté sous forme liquide ou bien en comprimé ou en gélule, en veillant à bien injecter le produit au fond de la cavité buccale. Mais demeurent les problèmes de contention, de stress induit et les risques de fausses déglutitions ou de régurgitations. Ces derniers points sont évités par l'utilisation d'une sonde correctement mise en place.

L'administration via une sonde est ainsi beaucoup plus sûre. Pour cela, le bec de l'oiseau est maintenu ouvert, tout en mettant son cou en extension afin de « déplier » l'œsophage. L'orifice de la trachée est alors visualisé pour éviter d'y insérer la sonde lubrifiée, puis celle-ci est introduite dans l'œsophage. On peut suivre sa progression en palpant le cou de l'animal. Elle doit alors rentrer facilement dans le jabot (sur le côté droit du cou de l'oiseau), sans qu'on ait besoin de forcer. La seringue est alors fixée à l'extrémité de la sonde et le médicament injecté, puis la sonde est retirée avec douceur. (Roman Y. – 2004c)

Lors de l'utilisation de pré-mélanges médicamenteux, il faut penser à réduire de moitié les doses de médicaments utilisées chez les jeunes oiseaux nourris à la main, ces derniers consommant 2 fois plus d'aliment que les adultes. (André J.-P. – 1998)

### **(2) Voie aérienne**

Lors d'atteintes respiratoires d'origine bactérienne ou fongique, il est important d'amener *in situ* le produit actif. On peut pour cela réaliser des brumisations ou des nébulisations à l'aide d'aérosols. Cette technique est intéressante pour certains médicaments, telle que la tylosine, car elle réduit fortement le stress occasionné par la manipulation. De plus, les sacs aériens étant très peu vascularisés, des affections telles que l'aérosacculite ne peuvent pas être traitées uniquement par voie parentérale. Il est par conséquent important d'adjoindre à ce type de traitement un traitement par aérosol.

Pour le transport de certains produits thérapeutiques à travers les sinus et la trachée jusqu'aux sacs aériens voire jusqu'aux poumons, une simple vaporisation du produit est inefficace et il est alors nécessaire d'utiliser un générateur à ultrasons, seul appareil permettant d'obtenir des aérosols de particules de moins de 3 à 0,3 microns de diamètre. Dans le meilleur des cas, seulement 20% du principe actif nébulisé arrive jusqu'au poumon chez un animal au repos et quasiment rien ne parvient dans les sacs aériens crâniens mais ces nébulisations restent intéressantes pour les premières voies respiratoires jusqu'à la syrinx.

En pratique, on place généralement l'oiseau, pendant une vingtaine de minutes, dans un container étanche (une cage couverte d'un tissu épais ou une boîte en plastique) branché sur le générateur d'aérosols.

Cette méthode se limite donc à la thérapie des affections respiratoires et est relativement coûteuse (location ou achat du générateur à ultrasons). La solution nébulisée peut contenir des antibiotiques, bactéricides de préférence, et des antimycosiques, associés ou non à un fluidifiant bronchique comme l'acétyl-cystéine. (André J.-P. – 1998/1999d ; Stanford M. – 2002 ; Roman Y. – 2004c)

### **(3) Voie parentérale**

Il s'agit habituellement des voies qui permettent une action plus ou moins rapide du principe actif que l'on injecte et qui sont relativement facile à réaliser chez les carnivores domestiques. Leur avantage principal est la connaissance précise de la dose injectée et d'assurer une absorption maximale du produit.

Nous allons voir ici qu'elles ne sont pas les plus faciles à utiliser chez les oiseaux et correspondent souvent à des indications bien précises. Elles nécessitent, pour la plupart des oiseaux, l'utilisation de seringues graduées en microlitres pour éviter les surdosages et sont souvent limitées par les volumes administrables. De plus, les injections nécessitent des contentions renouvelées, qui sont génératrices de stress, et la présentation de nombreux produits n'est pas adaptée à ce type de patients et de voie d'administration. (André J.-P. – 1998 ; Andreu de Lapierre E. – 2000 ; Roman Y. – 2004c)

### (i) Voie sous-cutanée (S.C.)

Son utilisation est plutôt rare chez les oiseaux mais cette voie est utilisée malgré tout pour quelques traitements de routine. Elle est moins traumatisante pour les muscles que la voie intramusculaire et plus adaptée chez les petits oiseaux ou les animaux cachectiques. On la réserve pour la réhydratation (sérum physiologique ou Ringer Lactate®) lorsque les autres voies ne sont pas exploitables.

Cette voie est à éviter dans la région cervico-céphalique à cause de la présence, selon les espèces, d'un plexus vasculaire et/ou de sacs aériens cervicaux. Ce plexus, qui résulte de l'anastomose d'artères et de veines cutanées dans certaines espèces de pigeons, joue un rôle important dans la régulation de la température corporelle. Lésier ce plexus pourrait alors entraîner une hémorragie fatale (Redrobe S. – 2002). D'autre part, injecter dans un sac aérien reviendrait à noyer l'oiseau ou entraînerait une inflammation pulmonaire très handicapante pour l'animal.

Les injections sous-cutanées sont donc réalisées préférentiellement dans la région axillaire, dans le dernier tiers dorsal du cou, en région latérale de la paroi thoracique ou sur les flancs, sans dépasser 5 à 10 ml/kg/site d'injection. On utilise pour cela des petites aiguilles (25-27 G).

Les principaux inconvénients de cette voie sont qu'en raison de la faible élasticité de la peau des oiseaux, le liquide injecté peut facilement ressortir par l'orifice d'injection. De plus, un œdème sous-cutané ventral peut apparaître, il est alors nécessaire de diminuer l'apport en fluide. Enfin, cette voie d'administration est beaucoup moins efficace lors du traitement de l'état de choc que les voies intraveineuse ou intra-osseuse. (André J.-P. – 1998 ; Redrobe S. – 2002 ; Roman Y. – 2004b/2004c)

### (ii) Voie intramusculaire (I.M.)

Il s'agit de la voie la plus utilisée chez les oiseaux pour un traitement de routine. On la pratique essentiellement au niveau des muscles pectoraux, de part et d'autre du bréchet, et plus rarement dans les muscles des cuisses (tiers crânial du muscle iliotibiale). Un des inconvénients majeurs, en plus de la contention nécessaire, est que ce type d'injection peut entraîner une nécrose musculaire plus ou moins importante, la grande majorité des principes actifs et/ou des excipients étant irritants. Pour minimiser les lésions musculaires, une petite aiguille (de 26 à 60 G) est utilisée, en essayant d'alterner les sites d'injection et il est recommandé de réaliser un relais thérapeutique *per os* après 24-48h de traitement intramusculaire, quand cela est possible. De plus, la quantité de produit injectable est assez faible : les volumes sont limités généralement à 0,5 ml chez les oiseaux de petite taille.

Une autre difficulté apparaît également avec l'utilisation de cette voie, pour laquelle les avis sont controversés : l'existence du système porte-rénal. Il s'agit d'un second apport sanguin pour le rein, de type veineux, constitué par un système de valvules de type « bypass », richement innervées, qui contrôle le flux de sang remontant habituellement de la partie postérieure du corps et se jetant dans la veine cave caudale. Lors de la fermeture des valvules, ce flux de sang passe directement par le rein pour y être filtré. Ainsi, tout xénobiotique injecté dans la partie caudale du bréchet et dans les membres postérieurs peut être éliminé avant même d'avoir gagné la circulation générale. Il pourrait donc, en théorie, exister un devenir différent pour un médicament selon si celui-ci est injecté dans les muscles de la cuisse ou dans les muscles pectoraux. Mais aucune étude n'a encore apporté de certitude à ce sujet ou ne serait-ce qu'une quantification de ce phénomène. Par précaution, il est donc conseillé de réaliser les injections I.M. préférentiellement au niveau des muscles pectoraux. (André J.-P. – 1998 ; Rival F. – 1998 ; Redrobe S. – 2002 ; Roman Y. – 2004c ; Planche A. – 2007)

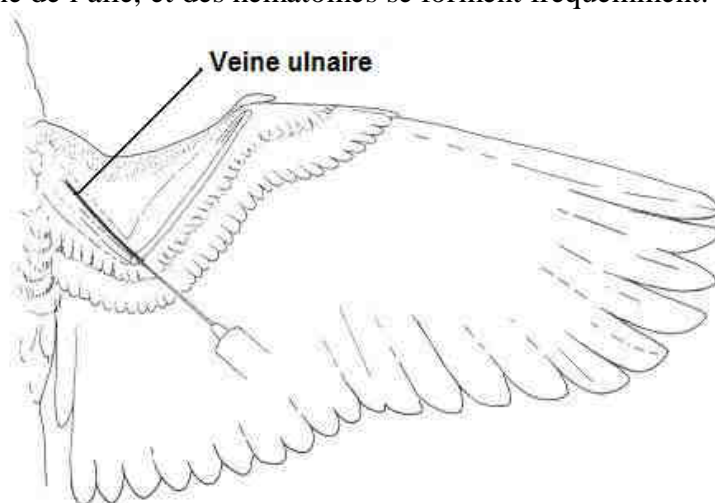
### (iii) Voie intraveineuse (I.V.)

Il existe plusieurs veines à accès plus ou moins évident. On réserve cette voie plutôt pour des traitements d'urgence, et non pour des traitements de longue durée. En effet, les parois des veines des oiseaux sont extrêmement fines et leur ponction entraîne souvent



l'apparition d'hématomes. On utilise donc des aiguilles fines de 25 ou 26 G pour des oiseaux de moyen et grand formats et de 27 G pour les petits. Toutes les voies veineuses permettant de réaliser un prélèvement sanguin sont utilisables mais elles ne sont pas toutes aussi faciles d'accès.

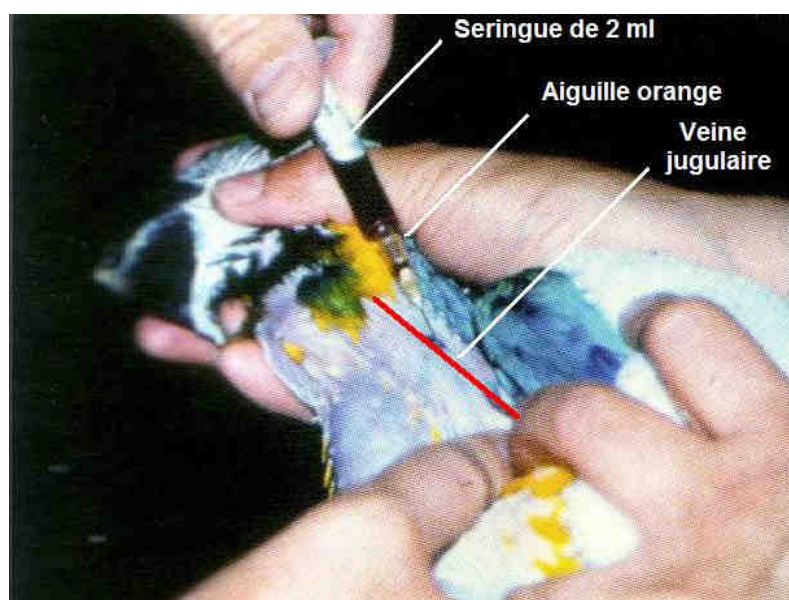
- La veine brachiale (ou veine ulnaire) [figure n° 25] est plutôt d'accès difficile, se situant à la face interne de l'aile, et des hématomes se forment fréquemment.



**Figure n° 25 : Représentation schématique d'une injection dans la veine ulnaire d'un oiseau (d'après Krautwald M.-E. et al. – 1992)**

- La veine médiale métatarsienne (veine tibiale caudale) est souvent facile à visualiser mais elle est davantage ponctionnable chez les oiseaux de grande taille, appartenant aux ordres des Galliformes ou des Ansériformes, et de type échassier.

- La veine jugulaire [photographie n°39] semble alors la plus adaptée et la voie de choix pour la réalisation des prélèvements et des injections intraveineuses.



**Photographie n° 39 : Injection intraveineuse sur un *Ara ararauna* (d'après D. Boussarie – 2007)**

Cette veine se trouve dans une zone sans plume chez certaines espèces (Corvidés, Psittacidés, Touracos, Passereaux...), appelé l'aptérium cervical, et elle est ainsi bien visible à travers la peau, par transparence. De plus, elle est de gros diamètre donc peu sensible aux hématomes, ce qui permet, sur un oiseau très débilité, d'y poser un cathéter. La veine droite est généralement plus développée que la gauche chez la plupart des espèces et elle est accessible à la base du cou, en regard de l'articulation du carpe lorsque l'aile est au repos. Mais la présence d'un sac aérien cervical chez certaines espèces (le Pélican par exemple) rend

tout prélèvement ou injection dans cette veine plutôt risqué (Roman Y. – 2007a). Chez d'autres espèces (Anatidés, Colombidés, Flamants, Ratites...), l'aptérium cervical est absent ce qui rend l'accès à la veine plus difficile et donc un déplumage préalable du site obligatoire. La quantité de fluide administrable en une fois dépend de la taille de l'animal. Des injections de 10 ml/kg administrées lentement sur cinq à sept minutes sont bien tolérées. Compte-tenu des risques d'hématomes, on évite d'utiliser cette voie pour perfuser des oiseaux de petite taille.

- Le sinus occipital, enfin, est une région proche du système nerveux central. Du fait du risque potentiel de lésions nerveuses, elle est généralement réservée aux injections d'euthanasiant. En mettant l'articulation atlanto-occipitale en hyperflexion, le bec de l'oiseau touchant quasiment son cou, on palpe dans cette région une zone plus souple et en légère dépression. On peut alors enfoncer l'aiguille dans cette zone avec un angle de 30-40° par rapport à l'axe des vertèbres jusqu'au sinus veineux. Cette voie d'accès est simple et permet d'euthanasier l'oiseau sous la seringue, rapidement, sans souffrance ni stress inutiles.

Dans tous les cas, une excellente contention est indispensable, nécessitant parfois une légère anesthésie gazeuse (« anesthésie flash ») au préalable. (André J.-P. – 1998 ; Redrobe S. – 2002 ; Roman Y. – 2004c ; Girling S. – 2006)

#### (iv) Voie intra-osseuse (I.O.)

La voie I.O. est rarement utilisée mais elle peut avoir son utilité pour administrer une grande variété de médicaments ou de fluides : fluidothérapie, transfusion sanguine, nutrition parentérale, administration de médicaments... Il est fait recours à cette voie pour des traitements longs d'oiseaux en état de faiblesse extrême. Celle-ci est mise en place, après préparation aseptique du site et anesthésie locale (sauf si l'oiseau est déjà sous anesthésie générale), au moyen d'aiguilles à ponction lombaire de 18 à 22 G et de 1,5 à 2 pouces de long pour les oiseaux de moyenne et grande tailles, et grâce à des aiguilles hypodermiques de 25 à 30 G pour ceux de petite taille. L'idéal est que la longueur de l'aiguille fasse au minimum la moitié de celle de l'os. Deux sites sont utilisés préférentiellement :

- L'about distal de l'ulna. Pour cela, l'articulation du poignet est plumée et subit un nettoyage chirurgical. Puis celle-ci est mise en hyperflexion, en maintenant le fût de l'ulna avec la main gauche pour les droitiers. On insère alors l'aiguille dans le grand axe de l'os, ventralement au condyle dorsal, en réalisant des petits mouvements de rotation de l'aiguille pour traverser le plateau articulaire puis l'aiguille glisse sans effort dans la cavité médullaire de l'ulna. On retire le mandrin et aspire une petite quantité de moelle pour confirmer le positionnement correct de l'aiguille. On nettoie ensuite la canule avec une solution saline héparinée et on protège le point d'entrée de la canule par l'application d'une pommade antiseptique ou d'une compresse stérile imbibée d'antiseptique. On fixe alors la canule à l'aide de colle chirurgicale ou d'un point de suture. Enfin, on solidarise l'aiguille au poignet à l'aide d'une bande adhésive, laquelle est ensuite protégée par un bandage en 8 de l'aile, en y incorporant une ou deux boucles de la tubulure pour éviter toute tension sur la canule. Cette dernière devra être purgée (« flushed ») toutes les 6 heures avec une solution héparinée.

- L'about proximal du tibiotarse. Comme lors de la canulation de l'ulna, l'articulation du genou est préparée chirurgicalement et placée en hyperflexion. L'aiguille est insérée dans le plateau tibial de la même façon, en déplaçant latéralement le ligament tibiopatellaire pour permettre le passage de celle-ci.

L'intra-osseuse a de nombreux avantages : elle est facile à placer et reste facile d'accès même sur un individu en état de choc présentant une vasoconstriction périphérique, la canule est plutôt stable et bien tolérée, la contention est limitée une fois le dispositif mis en place ce qui diminue le stress pour l'animal par rapport à de multiples intraveineuses, elle permet une fluidothérapie en continu sur de longues périodes et elle est pratiquement équivalente à la voie veineuse. Enfin, le maintien d'une aiguille dans le fût d'un os est bien souvent plus aisé que celui d'un cathéter chez l'oiseau.

Cependant, il faut à tout prix éviter les produits irritants ainsi que les solutions alcalines ou hypertoniques qui peuvent générer une douleur importante chez le patient. Le débit de perfusion est assez limité (10 ml/h) et on ne doit pas laisser une canule plus de 2 jours. Il ne faut jamais placer la canule sur des os pneumatisés (humérus, fémur...), ce qui reviendrait à injecter le soluté dans les sacs aériens. Enfin, l'aiguille utilisée doit être assez longue afin d'éviter tout reflux. (André J.-P. – 1998 ; Redrobe S. – 2002 ; Roman Y. – 2004c)

#### (v) Voie intra-cœlomique ou intra-péritonéale

Cette voie n'est jamais utilisée chez les oiseaux du fait de la présence des nombreux sacs aériens. Elle peut néanmoins être employée pour pratiquer l'euthanasie. On lui préfère cependant l'injection intrahépatique de barbituriques ou le surdosage d'anesthésiques gazeux. (Redrobe S. – 2002 ; Greenacre C. B. – 2003)

#### (vi) Voies locales

##### - Voie transcutanée :

L'administration par voie transcutanée concerne essentiellement des antiparasitaires tels que l'ivermectine ou la carbaryl, utilisés en application locale, au niveau de la face interne de la membrane alaire ou en région interscapulaire pour le premier et directement sur les lésions pour le second. (André J.-P. – 1999d)

##### - Voie infra-orbitaire ou intrasinusale :

Cette voie est utilisée pour traiter les sinusites car elle permet le drainage partiel des ventricules des sinus infraorbitaires. Il s'agit d'une voie locale, donc à employer conjointement à un traitement général.

Elle consiste à injecter le principe actif directement dans le sinus. Pour cela, on tient fermement la tête de l'oiseau et le bec peut être maintenu ouvert à l'aide d'un spéculum pour faciliter le passage de l'aiguille. On insère alors l'aiguille (22G) montée sur la seringue à la commissure de la bouche et dirigée verticalement, sous l'arcade zygomatique, parallèlement à la peau, pour aboutir à mi-chemin entre l'œil et la narine.

Il faut bien entendu faire attention à ne pas léser le globe oculaire, volumineux chez ces espèces.

##### - Voie intra-articulaire :

De même que chez les carnivores, il est possible d'injecter le principe actif dans l'articulation, tout en respectant les règles d'asepsie.

##### - Voie locale à libération prolongée grâce à des implants de polyméthylmétacrylate (PMM) :

On fabrique, à partir du ciment à os (PMM), des petits pellets de résine (40 à 60 g de poudre) dans lesquels on inclue 1 à 2 grammes de principe actif, un antibiotique le plus souvent. Ces pellets sont stérilisés à froid et placés dans le foyer infectieux après débridage classique, ce qui leur permet de relarguer localement, pendant 2 à 4 semaines, le principe actif à dose thérapeutique. Cette technique est indiquée dans le cas d'infections localisées dans des zones où les xénobiotiques auront du mal à diffuser, tels qu'une ostéomyélite ou un podagre.

Cette méthode, cependant, est limitée à des antibiotiques de type bactéricide, à large spectre, efficaces à faible concentration, hydrosolubles, disponibles sous forme de poudre, thermostables et sans effet sur la solidité du PMM.

##### - Voies locales utilisées en ophtalmologie :

Il s'agit ici de l'application de collyres ou de pommades ophtalmiques, d'injections sous-conjonctivales ou intrabulbaires. Elles présentent les mêmes indications, modalités d'application et difficultés que chez les mammifères. (Roman Y. – 2004c)

Ainsi, pour les groupes d'oiseaux de taille importante, la voie orale, en incorporant le plus souvent le principe actif dans leur nourriture, est privilégiée. Pour les cas isolés, la voie parentérale, relayée au bout de 48 à 72 heures par une administration par voie orale, sera préférable. Enfin, les voies d'administration locale complètent souvent assez bien les déficiences des voies parentérale et orale, surtout au niveau des structures pas ou peu vascularisées, et elles ne sont donc pas à négliger.

### **b) Voies d'administration chez les reptiles**

De même que chez les oiseaux, le choix de la voie d'administration va dépendre de l'individu concerné, de ses particularités physiologiques et anatomiques, de son agressivité et, enfin, de l'affection à soigner. En général, l'administration parentérale est préférée à la voie *per os* mais cette dernière présente malgré tout quelques avantages. (Mitchell M. A. – 2006)

#### **(I) Voie orale – *per os* (P.O.)**

Celle-ci est facilitée par l'utilisation de sirops ou de pâtes. Dans une grande majorité des cas, il faut savoir que les médicaments *per os* ne peuvent être administrés qu'à l'aide d'une sonde métallique à extrémité arrondie ou bien par sondage naso-oesophagien ou orogastrique. De plus, cette voie d'administration peut se révéler peu commode et exiger le recours préalable à une sédation, dans le cas des animaux agressifs ou venimeux ou pour les tortues boîtes par exemple. (Jenkins J. R. – 1996 ; Rival F. – 2004b)

Il faut également prendre en compte la variabilité importante existant entre les différentes espèces dans l'anatomie de leur tractus digestif et sa motilité, ce qui affecte l'absorption et la distribution du xénobiotique dans l'organisme. (Mitchell M. A. – 2006)

Cette voie est surtout intéressante pour l'antibiothérapie digestive souvent associée à un traitement antiparasitaire. (Rival F. – 2004b)

#### **(i) Dans l'eau de boisson**

Cette voie d'administration est à éviter, en raison des mêmes inconvénients que ceux décrits chez les oiseaux, mais également du fait que l'abreuvement des reptiles est particulier. Certains s'abreuvent au niveau de gouttes d'eau présentes dans le décor suite à la vaporisation de leur environnement, d'autres s'abreuvent dans le point d'eau mis à leur disposition pour boire, se baigner et y déféquer. Dans ces conditions, la prise de médicaments est des plus aléatoires. (Schilliger L. – 1999e)

#### **(ii) Dans l'alimentation**

Dans le cas des serpents venimeux, donc peu manipulables, il est possible de leur faire ingérer des médicaments par le biais de proies, que l'on aura préalablement saupoudrées ou auxquelles on aura administré le produit thérapeutique, aussi bien par voie buccale que par voie sous-cutanée. Lors de la digestion des proies, les médicaments diffuseront alors chez le reptile, mais cela sera possible à condition que l'animal ait conservé l'appétit. (Schilliger L. – 1999e ; Rival F. – 2004b)

#### **(iii) Par gavage ou sondage oro-gastrique**

Chez les sauriens, il existe un réflexe de déglutition. Ainsi, il est possible de déposer sur leur langue des gouttes de médicaments qui seront facilement avalées (Anonyme – 2007a). Ce réflexe n'existant pas chez les chéloniens et les ophidiens, le sondage est nécessaire afin de déposer les substances médicamenteuses dans la partie basse de l'œsophage, voire directement dans l'estomac. Celui-ci requiert alors l'utilisation d'une sonde œsophagienne ou orogastrique lubrifiée et d'un instrument destiné à maintenir ouverte la gueule de l'animal. (Schilliger L. – 1999e)

Les reptiles, comme les oiseaux, présentent une glotte très crâniale. Elle est donc facilement discernable, ce qui permet de réaliser l'intubation sans erreur possible entre la trachée et l'œsophage. Mais faut-il encore avoir des sondes œsophagiennes de diamètre et de longueur adaptés au malade. Selon la taille de l'animal, il est possible d'utiliser des sondes

souples du commerce à destination des NAC ou bien des sondes urinaires pour carnivores préalablement raccourcies ou encore des seringues à insuline. Pour ce qui est de la longueur des sondes, chez les chéloniens, elles doivent au moins correspondre à la distance allant de la bouche à la jonction entre la 2<sup>ème</sup> et la 3<sup>ème</sup> écaille du plastron ; chez les ophidiens, les sondes doivent être environ égale au tiers de la distance nez-cloaque.

Il ne faut pas oublier que ce gavage doit se faire le cou tendu car, parmi les chéloniens, les tortues cryptodires comme les pleurodires fléchissent leur cou à l'intérieur de leur carapace, ce qui induit une flexion de l'œsophage. Le sondage est alors plus difficile, voire impossible, et peut entraîner des lésions de la paroi œsophagienne.

Le sondage chez les reptiles se déroule en plusieurs étapes : tout d'abord, pendant qu'un aide maintient l'animal, il faut ouvrir délicatement la cavité buccale de l'animal et la maintenir béante pendant toute la durée de l'opération. Chez un serpent, il est nécessaire d'utiliser un instrument tel qu'un spéculum buccal, un clamp ou un abaisse-langue, alors qu'il est suffisant de tirer légèrement sur le barbillon d'un caméléon pour lui maintenir la bouche ouverte. Ensuite, on introduit délicatement la sonde en arrière de la glotte, au fond de la cavité buccale jusqu'à la distance conseillée ci-dessus. Il est alors possible d'injecter, lentement, à l'aide d'une seringue, le produit directement dans l'estomac via la sonde, en veillant à ce que le niveau de liquide ne remonte pas dans la cavité buccale. Enfin, on retire doucement la sonde gastrique.

Après gavage des ophidiens, il faut penser à les tenir à la verticale pendant une trentaine de secondes à quelques minutes afin d'éviter toute régurgitation du produit administré. L'animal doit être ensuite placé au calme dans son terrarium pour éviter tout risque de régurgitation de stress. (Schilliger L. – 1999e ; Gérard P. et al. – 2003)

Chez les individus présentant une affection des premières parties du tractus digestif, qu'une contention répétée perturbe trop ou très affaiblis et nécessitant une médication, une alimentation ou l'administration de fluide par voie entérale, la méthode de choix est la mise en place d'une sonde d'œsophagostomie. Pour ce faire, des cathéters de Jackson pour chat, des sondes urétrales pour chiens et des sondes de gavage nasogastrique, coupés à la bonne longueur, conviennent parfaitement. (McArthur S.D.J. et al. – 2002)

## **(2) Voie aérienne**

Il s'agit de la voie de choix pour traiter les affections pulmonaires et le syndrome rhinite chez les tortues. Il est possible de réaliser, comme chez les oiseaux, des brumisations et des aérosols. On place le reptile dans une enceinte où débouche un générateur à aérosols. Cette méthode est la seule efficace pour atteindre les poumons.

Pour soigner une affection respiratoire touchant uniquement les voies supérieures, il est possible de déposer le reptile dans une caisse de transport pour chat ou dans un carton et de poser à côté de lui, isolé par une paroi suffisamment haute pour éviter toute brûlure, une casserole ou un bol d'eau bouillante dans laquelle on dépose la substance thérapeutique. Une serviette recouvre alors l'ensemble pendant une quinzaine de minutes. Cependant, cette méthode ne peut pas être utilisée avec la plupart des antibiotiques qui sont inactivés par la chaleur. (Firmin Y. – 1996)

## **(3) Voie parentérale**

Les différentes voies d'administration parentérale varient selon l'ordre, voire le sous-ordre, de l'espèce considérée.

### **(i) Voie sous-cutanée (S.C.)**

Cette voie est peu commode chez les reptiles, car la peau est souvent difficile à pincer, et la dispersion des liquides injectés entre le tégument et le tissu conjonctif sous-cutané est lente et difficile. Cela est dû au fait que le tissu sous-cutané des reptiles est très peu vascularisé et très adhérent à la musculature sous-jacente. Pour cette raison, une fois l'injection effectuée, il faut penser à bien masser la peau dans le sens de pénétration de l'aiguille, de l'arrière vers l'avant. (Schilliger L. – 1999e)

↗ Chez les serpents, il s'agit d'une voie peu utilisée du fait de cette forte adhérence entre la peau et la musculature sous-jacente. Pour la réaliser, il est possible d'injecter dans le tiers latéral dorsal du serpent, au-dessus des côtes. Il faut bien veiller à ce que l'aiguille soit correctement fixée au corps de la seringue et, après avoir piqué, attendre que le serpent se détende afin de pouvoir injecter efficacement. Mais il y a de fortes chances que le liquide injecté ressorte par le trou de l'aiguille. Certains médicaments injectables, tels que la kétamine et l'enrofloxacin, sont de plus très irritants et peuvent ainsi provoquer la formation d'abcès stériles. (Schilliger L. – 1999e ; Raiti P. – 2002)

↗ Chez les lézards, la peau latérale est plutôt lâche au niveau des côtes mais aussi au niveau des membres. Il est donc possible de faire des injections sous-cutanées à ces endroits. Chez le caméléon, un changement de couleur, en gris ou en jaune, peut se produire au niveau du lieu d'injection, suite à des lésions irréversibles des chromatophores causées par l'injection. (Aulio et al. – 2003)

↗ Chez les tortues, la peau recouvrant les membres est lâche également. On peut donc réaliser l'injection sous-cutanée sous la peau des membres postérieurs, au niveau des cuisses, des aisselles ou du cou. Mais ce type d'injection est parfois difficile car les tortues essayent par tous les moyens de retirer leurs pattes ou leur tête dans leur carapace. Cette injection est plus facile sur les individus amaigris. (Schilliger L. – 1999e)

Pour toutes ces raisons, on préférera bien souvent à cette voie d'administration la voie intramusculaire.

#### (ii) Voie intramusculaire (I.M.)

Cette voie est l'une des plus pratiques chez ces espèces. La musculature des reptiles étant assez fine, on conseille pour ce type d'injection de rester superficiel. Pour cela, on insère l'aiguille jusqu'à ce que seul le biseau soit recouvert.

↗ Chez les serpents, on privilégie le muscle intercostal, dans son tiers médian, ou la musculature para-vertébrale (dite épi-axiale ou muscle longissimus) de la 1<sup>ère</sup> moitié du corps, le long du rachis. Pour cela, l'aiguille est introduite d'arrière en avant, suivant un angle d'inclinaison de 45°, et sur une profondeur dépendant de la taille de l'animal. Pour les produits nécrosants (comme l'enrofloxacin par exemple), il faut penser à alterner les sites d'injection afin de limiter au maximum la myosite qui peut en découler.

↗ Chez les lézards et les tortues, de par la présence de pattes, par opposition aux serpents, plusieurs sites d'injection sont disponibles et, de ce fait, il est plus facile d'en changer. On réalise alors les injections intramusculaires alternativement dans la masse musculaire charnue des muscles triceps ou biceps brachiaux pour les membres antérieurs et du quadriceps pour les membres postérieurs. Cependant, on conseille d'éviter ce dernier site à cause du système porte-rénal, déjà abordé à propos des oiseaux, et qui est également présent chez ces espèces.

Pour la vascularisation du rein, il existe en effet une veine porte-rénale qui court-circuite le glomérule rénal et aboutit directement au tubule rénal. Un retour veineux serait possible de la partie postérieure du corps vers ce système porte : les substances injectées dans les pattes arrières pourraient être ainsi directement filtrées par les glomérules rénaux avant de regagner la circulation générale. Ce phénomène n'a cependant pas encore été bien mis en évidence ni correctement quantifié.

En conclusion, du fait de l'existence éventuellement importante de ce phénomène, les injections parentérales I.M., mais également S.C., doivent être préférentiellement pratiquées dans la première partie du corps chez les lézards et les tortues, et dans les deux premiers tiers du corps chez les serpents. (Schilliger L. – 1999e ; Raiti P. – 2002)

### (iii) Voie intraveineuse (I.V.)

Il s'agit ici de la voie de choix pour les cas critiques, l'euthanasie et l'administration d'anesthésiques fixes ou d'antibiotiques en cas de septicémie. Plusieurs sites sont alors possibles, que ce soit pour les prises de sang ou les injections intraveineuses. Cependant, ils sont plus ou moins évidents à atteindre.

➤ Chez les tortues, la veine coccygienne dorsale [figure n° 26] est la plus utilisée. Pour cela, la queue est tendue vers le manipulateur et légèrement tirée vers le bas. On insère alors l'aiguille au tiers de la longueur totale de la queue, en son centre, dorsalement, avec un angle de 45° jusqu'à taper contre les vertèbres coccygiennes puis on recule légèrement en aspirant jusqu'à obtenir quelques gouttes de sang dans le corps de la seringue.

Le plexus veineux sous-nuchal est également possible, à la jonction entre la peau du cou et la carapace lorsque la tête de la tortue est rentrée.

Un peu moins évidente, la ponction de la veine jugulaire droite [photographie n°40], comme chez les oiseaux, peut être réalisée chez les plus gros individus. Cette veine est très superficielle et passe juste en arrière de la membrane tympanique. Elle peut être visualisée au niveau du tiers ventral de la hauteur du cou. Il faut maintenir la tête de la tortue bien tendue et une scarification est possible pour faciliter la ponction, qui doit être tangentielle et réalisée l'aiguille en direction crânio-caudale.

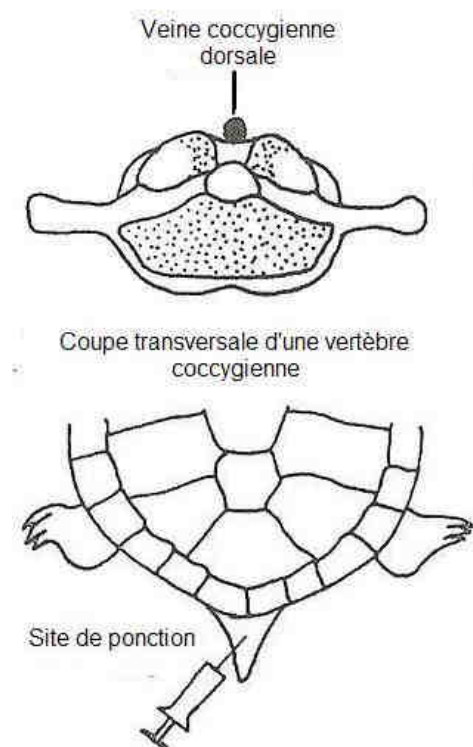
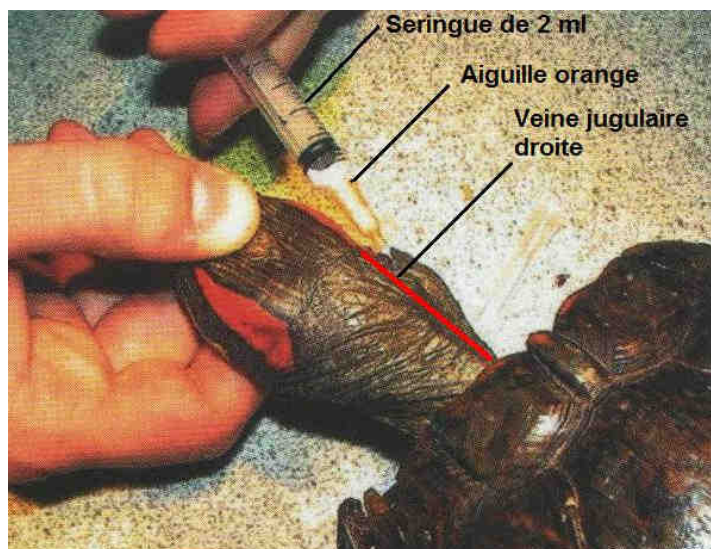


Figure n° 26 : Site d'injection intraveineuse chez la tortue, la veine coccygienne dorsale (d'après Mc Cracken H. - 1993)



Photographie n° 40 : Injection intraveineuse sur une *Trachemys scripta elegans* (d'après X. Ferreira - 2006)

Enfin, il y a la voie intracardiaque, en piquant à la jonction entre deux écailles dans la zone de projection du cœur, c'est-à-dire entre les écailles humérale et pectorale ou entre les écailles pectorale et abdominale [figure n° 27] selon les espèces, si le plastron est suffisamment mou, sinon il est nécessaire de trépaner la carapace. Cette voie doit donc être généralement évitée, car elle est trop invasive.

Pour les tortues marines, il est possible d'injecter dans le plexus veineux dorsal post-occipital (ou sinus cervical dorsal) [figure n° 28], la tête de la tortue étant tendue et le cou



légèrement fléchi vers le bas, en piquant latéralement aux vertèbres cervicales avec l'aiguille perpendiculaire au sinus ponctionné.

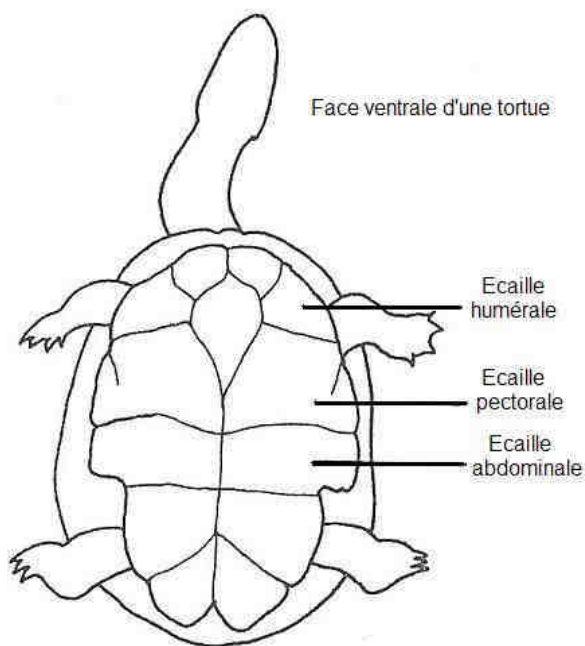


Figure n° 27 : Écailles ventrales servant de repères pour l'injection intracardiaque chez la tortue (d'après Mc Cracken H. – 1993)

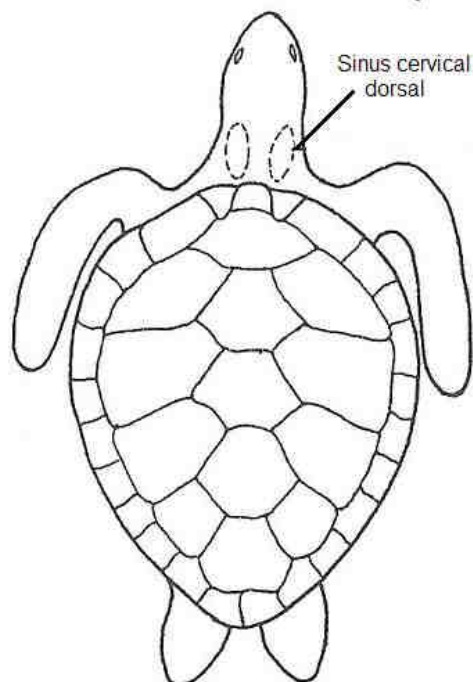


Figure n° 28 : Site d'injection intraveineuse chez la tortue marine, le sinus cervical dorsal (d'après Mc Cracken H. – 1993)

⇒ Chez les lézards, on utilise essentiellement l'accès à la veine coccygienne ventrale [figure n° 29], en procédant comme chez les tortues mais ventralement.

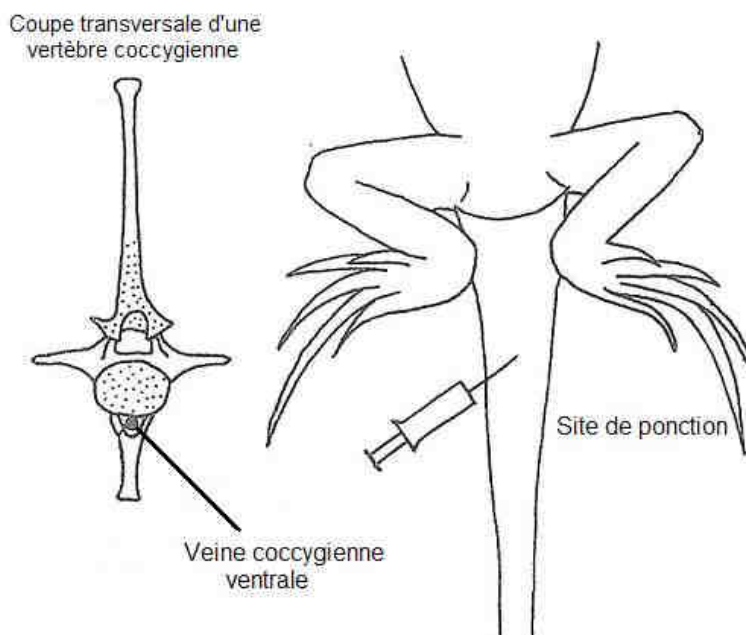


Figure n° 29 : Site d'injection intraveineuse chez le lézard, la veine coccygienne ventrale (d'après Mc Cracken H. – 1993)

Le lézard est maintenu en décubitus dorsal ou laissé en décubitus ventral. La queue est alors saisie au-delà du bord de la table et deux approches de la veine sont possibles :

- soit ventralement en implantant l'aiguille en région médiale de la queue, suffisamment en arrière du cloaque et des hémipénis, avec une inclinaison de 45 à 90° par rapport à la peau. L'aiguille est insérée jusqu'à obtenir du sang dans la seringue ou jusqu'à entrer en contact avec la face ventrale des vertèbres coccygiennes. Dans ce dernier cas, on recule doucement l'aiguille tout en aspirant jusqu'à voir affluer du sang.



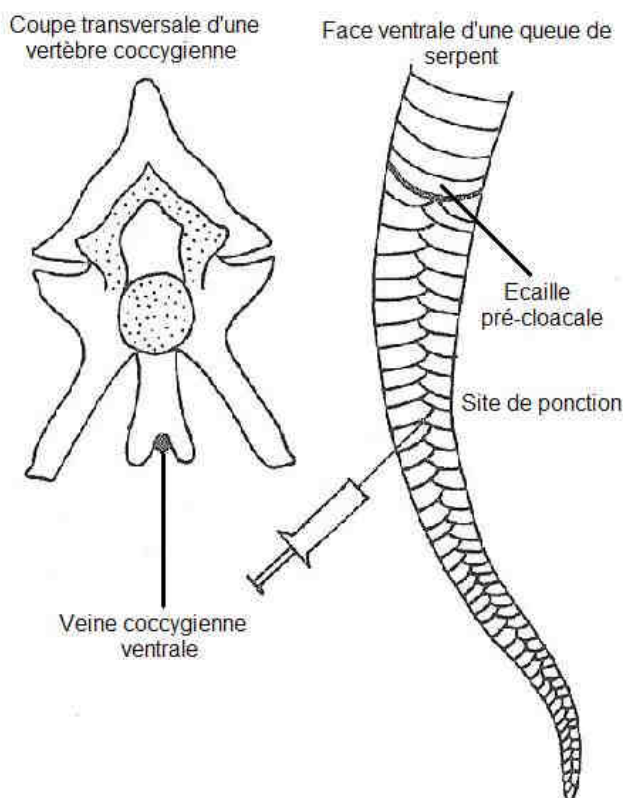
- soit latéralement en introduisant l'aiguille avec un angle de 45° entre le processus transverse de la colonne vertébrale et la face ventrale de la queue, en direction légèrement dorsomédiale.

Il est également possible de ponctionner du sang et d'injecter des produits au niveau de la veine ventrale abdominale. Il s'agit d'un vaisseau médial sous-cutané de bon diamètre, placé dans une fine membrane conjonctive. Sa ponction est possible au milieu de l'abdomen, caudalement à l'ombilic, en insérant l'aiguille tangentielllement à la peau et orientée cranialement. Ce site est cependant moins évident à utiliser : une hémorragie, la formation d'hématomes ou la ponction d'intestins sont possibles. Il est plutôt conseillé dans le cas d'animaux débilisés, pour la pose d'un cathéter de manière chirurgicale par exemple.

Enfin, la ponction cardiaque (ou cardiocentèse) serait envisageable mais elle n'est pas recommandée, excepté dans le cas de patients en phase terminale, du fait des risques pour l'animal. Celui-ci est placé en décubitus dorsal et le site de ponction est déterminé à l'aide d'un Doppler. La localisation du cœur peut en effet varier de la ceinture thoracique au milieu de l'abdomen (chez les varans). Le sang est généralement obtenu via l'entrée thoracique juste au-dessus de la symphyse claviculaire.

Le choix de la seringue (1 à 3 ml) et de l'aiguille (23 à 27 G) utilisées dépend bien évidemment de la taille de l'individu.

✎ Chez les serpents, on privilégie de même la veine coccygienne ventrale [figure n° 30] pour les injections comme pour les prises de sang. Le site privilégié est dans le tiers proximal de la queue mais il faut bien penser à ponctionner assez caudalement chez les mâles à cause de la présence des hémipénis dans cette région, autrement dit à mi-distance entre l'écaille pré-cloacale et l'extrémité de la queue.



**Figure n° 30 : Site d'injection intraveineuse chez le serpent, la veine coccygienne ventrale (d'après Mc Cracken H. – 1993)**

Chez les espèces de plus de 300g, il est possible de réaliser des ponctions cardiaques (cardiocentèse). Pour cela, les battements cardiaques sont repérés dans le premier quart de la

longueur de l'animal ou à l'aide d'un doppler, puis l'aiguille est implantée de manière tangentielle ou avec un angle maximal de 45°. La seringue se remplit alors de sang lorsqu'une légère aspiration est appliquée. L'injection intracardiaque (I.C.) du xénobiotique peut alors être effectuée. Cette technique est toutefois surtout utilisée sur des individus moribonds.

Enfin, il existe la possibilité d'utiliser la veine palatine qui est bien visible sur un côté du palais (à droite habituellement) dans les grandes espèces. Mais elle est à éviter du fait de la création d'hématomes dans une région fortement contaminée, ce qui risque d'entraîner le développement d'une stomatite. (Schilliger L. – 1999c/e ; Firmin Y. – 2001 ; Heard D. et al. – 2002 ; Raiti P. – 2002)

#### (iv) Voie intra-osseuse (I.O.)

Cette voie est particulièrement intéressante pour la fluidothérapie et nécessite la pose d'un cathéter intra-osseux. Du fait de la difficulté de sa réalisation et de son caractère invasif, on la réserve aux cas pour lesquels une absorption rapide de fluides est nécessaire et lorsque la voie intraveineuse est limitée voire impossible. Cela est réalisable chez les lézards, au niveau de la crête tibiale par voie normograde ou de la région distale du fémur par voie rétrograde, et, chez les tortues, préférentiellement au niveau du pilier inguinal de la jonction dossière-plastron de la carapace, au bord de la fosse fémorale. Une anesthésie locale est indispensable à la pose de tels cathéters. (Jenkins J. R. – 1996 ; Mitchell M. A. – 2006)

#### (v) Voie intra-cœlomique

La voie intra-cœlomique (voie intra-péritonéale chez les mammifères) est possible chez les reptiles mais elle ne présente pas de réel intérêt chez ces espèces. Elle doit être réservée aux perfusions de solutés lorsque l'abord veineux ou intra-osseux est impossible ou pour certaines formes d'anesthésie (thiopental sodique), et pour de petites quantités de produit.

↗ Chez la tortue, on peut la réaliser dans la fosse inguino-fémorale, juste en arrière de la jonction dossière-plastron, en avant du membre postérieur qui est maintenu en extension vers l'arrière, l'aiguille étant insérée perpendiculairement à l'axe de l'animal.

↗ Chez le lézard, elle est possible caudalement aux côtes, en région rétro-ombilicale sur la face ventrale, latéralement à la veine abdominale ventrale (qui est un vaisseau de gros diamètre dans ces espèces).

↗ Chez le serpent, elle se réalise juste en avant du cloaque sur la paroi latérale, dans le dernier tiers du corps, entre les écailles ventrales ou à la jonction entre les écailles ventrales et latérales, avec un angle de 30°. (Firmin Y. – 1996 ; Schilliger L. – 1999e ; Raiti P. – 2002)

#### (vi) Voie intracloacale ou *per cloacum*

Cette voie est réalisable mais encore insuffisamment étudiée. Elle semble donner de très bons résultats dans le traitement des endoparasitoses (administration de fenbendazole dans les espèces peu coopératives), pour réhydrater un reptile ou pour dégager des fécalomes avec des lavements paraffinés. (Firmin Y. – 1986 ; Schilliger L. – 1999e ; McArthur S.D.J. et al. – 2002)

#### (vii) Voies locales

##### - Voie cutanée :

L'administration de médicaments par cette voie, en association avec des antiseptiques, est possible dans le cadre du traitement d'abcès, de dermatites, de plaies,...

##### - Voie oculaire :

On l'utilise pour le traitement de kératites, blépharites, abcès précornéens,...

##### - Antibiothérapie in situ :

Comme nous l'avons vu, la circulation générale des reptiles est lente et certaines régions de leur corps sont, de plus, peu vascularisées. Il est alors intéressant, notamment dans le cas des serpents atteints de stomatite, d'injecter directement l'antibiotique dans la lésion.

- Voie locale à libération prolongée grâce à des implants de polyméthylmétacrylate (PMM) :

Les implants de PMM, imprégnés d'antibiotiques, dont la méthode a été décrite dans la partie sur les oiseaux, sont également utilisables chez les reptiles, en particulier dans le traitement d'arthrite septique ou d'ostéomyélite. (Firmin Y. – 1986 ; Schilliger L. – 1999e ; McArthur S.D.J. et al. – 2002)

Des études de plus en plus ciblées ou résultant de l'expérience personnelle sur le terrain de confrères concernant les médicaments utilisables chez les oiseaux et les reptiles de compagnie permettent des progrès constants quant à la manière de les utiliser et permettent l'abandon progressif des méthodes basées sur l'extrapolation ou des calculs empiriques, loin de correspondre à la réalité. Cependant, beaucoup reste encore à faire...

Dans tous les cas, il faut chercher à limiter au maximum les facteurs aggravants tels que le stress. On vise donc à stimuler les défenses naturelles du malade, en le plaçant dans un environnement le plus satisfaisant possible (facteurs d'ambiance optimaux, calme, alimentation équilibrée...) tout en cherchant à administrer la thérapeutique la plus efficace, la moins nocive et nécessitant un minimum de contention.

#### **IV.E. Principales molécules, voies d'administration et posologies**

Comme nous l'avons vu précédemment, il existe encore très peu de molécules et de présentations médicamenteuses ayant une A.M.M. pour les oiseaux et les reptiles de compagnie. D'après le Dictionnaire des Médicaments Vétérinaires (ou D.M.V.), dix-sept produits présentent une A.M.M. chez les NAC en général. Lorsque l'on regarde dans le détail les monographies de chacun, il apparaît que les posologies et la fréquence d'utilisation conseillées sont les mêmes globalement pour tous les NAC, ce qui est loin d'être réaliste à la vue des différences métaboliques entre toutes ces espèces. De manière spécifique, il existe des gammes plus spécialisées « NAC » avec notamment trente présentations médicamenteuses possédant une A.M.M. chez les oiseaux de cage et de volière, contre seulement quatre chez les reptiles. De ce fait, il n'est pas toujours évident de trouver quelle sera la molécule qui aura la meilleure efficacité sans être nocive pour l'animal que l'on va traiter.

Divers ouvrages et articles réunissent les différents principes actifs ainsi que les posologies utilisées par des vétérinaires dans leur pratique courante, à défaut d'avoir été testés à plus grande échelle au cours d'essais cliniques. Nous avons donc essayé de réunir ici, dans différents tableaux et selon les types de principes actifs, ces recommandations pratiques que l'on trouve dans la littérature actuelle. Cependant, il ne s'agit en aucun cas des indications des fabricants de l'industrie pharmaceutique et la prescription est majoritairement faite hors A.M.M., c'est-à-dire sous l'entière responsabilité du prescripteur.

##### **a) Les antiparasitaires**

L'utilisation des antiparasitaires chez les oiseaux et les reptiles a souvent été à l'origine d'accidents plus ou moins graves, du fait des différences de pharmacocinétique (distribution, durée et spectre d'activité, élimination) encore mal connue chez ces espèces et de leur sensibilité à ce genre de molécules. Généralement, comme avec les autres molécules, les oiseaux éliminent assez rapidement les antiparasitaires, alors que cette élimination chez les reptiles est plus lente – leur demi-vie est donc rallongée – et dépend en partie de la température environnante. Il est alors toujours hasardeux d'extrapoler les activités antiparasitaires et il convient de rester prudent quant à leur utilisation en médecine aviaire et herpétologique.

### (1) Utilisation des antiparasitaires chez les oiseaux

① Les principales parasitoses externes des oiseaux sont la phtiriose (*Philopterus sp.*), les acarioses (*Ornithonyssus sp.*, *Dermanyssus sp.*,...), les gales des pattes, du bec et de la peau (*Cnemidocoptes sp.*) et les mycoses cutanées (voir la partie concernant les antifongiques).

Les antiparasitaires externes les plus souvent utilisés [tableau 8] sont :

- l' Amitraz en application locale pour le traitement de la gale des pattes,
- le carbaryl pour l'élimination des acariens mallophages, de la gale des pattes chez le canari notamment et de la gale de la tête et du bec chez les perruches et exotiques (à ne pas appliquer sur la peau saine ni dans les baignoires et les buvettes), qui présente des formulations avec A.M.M. chez les oiseaux de cage et de volière (Antigale biové<sup>®</sup>, Carbyl<sup>®</sup>, Océgale<sup>®</sup>),
- l'ivermectine dans le traitement général des gales, par voie orale ou percutanée (sur la membrane alaire chez les petits oiseaux). (Andreu de Lapierre E. – 2000 ; DMV – 2007)

② Les principales parasitoses internes des oiseaux sont, quant à elles, principalement de trois types :

- les parasitoses digestives avec l'ascaridiose, les coccidioses (*Isospora sp.* et *Eimeria sp.*), la cryptosporidiose, l'hétérakidose, la trichomonose, le téniasis, la giardiase et la capillariose,
- les parasitoses respiratoires comme la syngamose et l'acariose à *Sternostoma sp.*,
- les hémoparasitoses dont la lankesterellose, la trypanosomose, le paludisme, la microfilariose et l'hémoprotéose.

Tout traitement antiparasitaire doit donc être précédé d'une coproscopie ou d'un écouvillonnage trachéal afin de traiter spécifiquement l'affection. Un examen de contrôle est également conseillé en fin de traitement.

Les principaux antiparasitaires internes utilisables chez les oiseaux [tableau 8], donnés par ordre alphabétique ci-dessous, sont :

- le carnidazole dans le traitement de la trichomonose et de l'histomonose.
- le clazuril, comme anticoccidien, pouvant être associé au précédent.
- le febentel, utilisé chez les pigeons pour tuer les vers ronds (*Ascaridia columbae*), capillaires, vers plats, à condition que l'oiseau ne présente pas de problème de croissance des plumes ni de vomissement.
- le fenbendazole, qui a un index thérapeutique élevé et qui est alors l'anthelminthique de choix, administré par sondage du jabot chez les plus grands oiseaux. Sa toxicité est principalement nerveuse et il ne doit pas être administré durant la mue ni le développement des plumes. Lors de capillariose, il peut être administré à la même posologie mais pour un traitement journalier de cinq jours. Il est également efficace contre les filaires.
- le fipronil, qui est apparemment assez bien toléré et antiparasitaire externe privilégié par certains auteurs pour traiter les psittacins.
- l'ivermectine, souvent utilisée dans le traitement des acarioses externes et contre les nématodes. En tant qu'ivermectine, elle est efficace à très faible dose, par toutes les voies d'administration. Il faut alors prendre garde à ne pas la surdoser. Des intoxications ont été observées, en particulier lors d'administration par voie intramusculaire. Son efficacité dans le traitement de certaines coccidioses est discutée.
- le lévamisole, efficace contre les nématodes, les ascaris et les capillaires. Il est surtout utilisé pour traiter les nématodoses respiratoires. Il présente cependant un faible index thérapeutique à l'origine d'intoxications à symptomatologie digestive et nerveuse. Il peut également induire des vomissements dans les heures suivant le traitement du fait de son amertume.
- l'association lévamisole et niclosamide, anthelminthique polyvalent, actif contre les formes immatures et adultes des vers ronds et des vers plats. Des études

récentes ont aussi démontré l'efficacité du lévamisole pour la stimulation des défenses immunitaires non spécifiques. Il en existe des présentations indiquées chez les oiseaux de cage et de volière dans le traitement des parasitoses internes (Teniverm<sup>®</sup>), ou plus particulièrement de l'amidostomose, l'ascaridiose, la capillariose, l'hétérakidose et le taeniasis (Palmicaps<sup>®</sup>).

- le mébendazole, contre les ascaris et les capillaires. Il est à éviter chez les Passériformes.

- le métronidazole, comme antiprotozoaire.

- la pipérazine, anthelminthique efficace contre les nématodes intestinaux, avec une indication dans le traitement des ascaridioses des oiseaux de cage et de volière (Océverm<sup>®</sup>, Soluverm<sup>®</sup>).

- le praziquantel, cestodicide mais aussi trématodicide. Il est généralement bien toléré.

- la sulfadiméthoxine et la sulfaméthoxypyridazine dans le traitement des coccidioses et de l'atoplasmosse. La première peut provoquer des hémorragies tissulaires et une anémie chez les passériformes, et elle ne doit pas être administrée aux femelles gestantes. La seconde entraîne, lors de surdosage chez le canari, des saignements de type hémorragique.

- la sulfadimidine et le toltrazuril comme anticoccidiens.

- l'association sulfadiméthoxine et pyriméthamine présente une action bactéricide puissante et permet de la recommander contre la plupart des affections bactériennes. Cette association possède une indication chez les oiseaux de cage et de volière dans le traitement de la coccidiose et de la lankesterellose (Océcocil<sup>®</sup>).

- le thiabendazole contre les nématodes. (Andreu de Lapierre E. – 2000 ; Stanford M. – 2002 ; Redrobe S. – 2002 ; Carpenter J.W. – 2005 ; Bourdeau P. – 2007 ; DMV – 2007)

**Tableau 8 : Principaux antiparasitaires utilisés chez les oiseaux de compagnie [\*formulations avec A.M.M. chez les oiseaux]**

| Principes actifs   | Posologie   | Voie d'administration              | Références                   |
|--|---|------------------------------------|------------------------------|
| <b>Amitraz</b>   | 0,025% dans du propylène glycol   | Cutanée (topique)                  | Andreu de Lapierre E. – 2000 |
| <b>Carbaryl*</b><br><br>(Noms déposés : Antigale biové <sup>®</sup> , Carbyl <sup>®</sup> , Océgale <sup>®</sup> ) | Poudre répartie sur le plumage  | Cutanée (topique ou pulvérisation) | Andreu de Lapierre E. – 2000 |
|  | Appliquer sur les lésions 1 à 2 fois par semaine ou 2 fois à 5-6 j. d'intervalle  |                                    | DMV – 2007                   |
|  | 4 g/l d'eau (environnement)   | Pulvérisation                      | Andreu de Lapierre E. – 2000 |
| <b>Carnidazole</b>   | 20 mg/kg une fois   | P.O.                               | Andreu de Lapierre E. – 2000 |
|  | 30 à 50 mg/kg 2 fois à 10-14 j. d'intervalle (giardia)<br>[Perruches calopsittes] |                                    | Carpenter J.W. – 2005        |
|  | 5 à 30 mg/kg une fois<br>[Pigeons, Colombes]                                      |                                    |                              |
| <b>Clazuril</b>  | 5 mg/kg sid pendant 3 j. 2 fois à 2 j. d'intervalle                               | P.O.                               | Andreu de Lapierre E. – 2000 |
| <b>Febentel</b>  | 30 mg/kg [Pigeons]  | P.O.                               | Redrobe S. – 2002            |
|  | 30 à 37,5 mg/kg une fois [Pigeons]  |                                    | Carpenter J.W. – 2005        |
| <b>Fenbendazole</b>  | 50 à 100 mg/kg sid ;<br>10 à 20 mg/j. pendant 5 j.                                | P.O.<br>(+/- sondage)              | Stanford M. – 2002           |
|  | 50 mg/kg 2 fois à 10 j. d'intervalle<br>[Psittaciformes]                          |                                    | Andreu de Lapierre E. – 2000 |

|                    |  |                          |   |
|--------------------|--|--------------------------|---|
|                    | 50 mg/kg sid [Perruches] ;<br>40 mg/kg sid [Perroquets] pendant 3 à 5 j.           |                          | Bourdeau P. – 2007                          |
|                    | 50 mg/oiseau sid pendant 3 j.<br>[Passériformes]                                   |                          | Andreu de Lapierre E. – 2000                |
|                    | 20 mg/kg sid [Passereaux] ;<br>25 à 50 mg/kg sid [Mainates] pendant 3 à 5 j.       |                          | Bourdeau P. – 2007                          |
|                    | 15 à 25 mg/kg sid [Pigeons] pendant 3 à 5 j.                                       |                          | Bourdeau P. – 2007                          |
|                    | 7,5 mg/kg une fois [Pigeons]   |                          | Redrobe S. – 2002                           |
|                    | 4 ml de solution à 2,5% /kg de nourriture pendant 3 j.                             | Aliment                  | Redrobe S. – 2002                           |
| <b>Fipronil</b>    | 1 goutte sur la peau du cou et sous les ailes                                      | Percutanée               | Stanford M. – 2002                          |
| <b>Ivermectine</b> | 0,2 mg/kg une fois   | P.O.                     | Stanford M. – 2002<br>Carpenter J.W. – 2005 |
|                    | 0,8 à 1 mg/ml d'eau (1 goutte d'une solution à 1%)                                 |                          | Andreu de Lapierre E. – 2000                |
|                    | 0,8 à 1 mg/l d'eau de boisson [Canaris]  |                          | Carpenter J.W. – 2005                       |
|                    | 0,2 mg/kg [Perroquets]<br>2 fois à 15 j. d'intervalle                              |                          | Bourdeau P. – 2007                          |
|                    | 0,5 à 1 mg/kg une fois [Pigeons]   |                          | Carpenter J.W. – 2005                       |
|                    | 0,2 mg/kg  | Percutanée               | Stanford M. – 2002                          |
|                    | Au 1/10 dans du propylène glycol [Perruches]<br>2 fois à 15 j. d'intervalle        |                          | Bourdeau P. – 2007                          |
|                    | 0,2 mg/kg 2 fois à 15 j. d'intervalle [Passériformes]                              |                          | Andreu de Lapierre E. – 2000                |
|                    | 0,4 à 1 mg/kg [Passereaux] ;<br>0,2 mg/kg [Mainate]<br>2 fois à 15 j. d'intervalle |                          | Bourdeau P. – 2007                          |
|                    | 0,2 à 0,4 mg/kg une fois   | I.M./S.C.                | Carpenter J.W. – 2005                       |
|                    | 0,2 mg/kg [Perroquets]<br>2 fois à 15 j. d'intervalle                              |                          | Bourdeau P. – 2007                          |
|                    | 0,2 mg/kg [Pigeons]  |                          | Redrobe S. – 2002                           |
|                    | 0,5 à 1 mg/kg une fois [Pigeons]   |                          | Carpenter J.W. – 2005                       |
| <b>Lévamisole</b>  | 20 mg/kg (10 ml de solution à 7,5% dans 4,5 l) pendant 3 j.                        | P.O.<br>(Eau de boisson) | Stanford M. – 2002                          |
|                    | 20 mg/kg 2 fois à 15 j. d'intervalle [Psittacidés]                                 |                          | Andreu de Lapierre E. – 2000                |
|                    | 20 à 50 mg/kg (250 mg/l) [Perruches] ;<br>20 mg/kg (200 mg/l) [Perroquets]         |                          | Bourdeau P. – 2007                          |
|                    | 20 mg/oiseau sid (100 à 200mg/l) pendant 3 j. [Passériformes]                      |                          | Andreu de Lapierre E. – 2000                |
|                    | 200 ppm, 30 mg/kg [Pigeons]  |                          | Bourdeau P. – 2007                          |
|                    | 10 à 20 mg/kg une fois ou deux à 14 j. d'intervalle [Pigeons]                      |                          | Redrobe S. – 2002                           |
|                    | 5 mg/kg 3 fois à 2 semaines d'intervalle (immunostimulant)                         | S.C./I.M.                | Andreu de Lapierre E. – 2000                |

|   |   |                                      |                                 |
|---|---|--------------------------------------|---------------------------------|
| <b>Lévamisole/<br/>Niclosamide*</b><br>(Noms déposés :<br>Palmicaps <sup>®</sup> 0,5,<br>Téniverm <sup>®</sup> 0,5) | 1 capsule (8,5 à 10,2 mg de<br>lévamisole + 40 à 48 mg de<br>niclosamide)/500 g<br>2 fois à 15 j. d'intervalle puis tous les<br>1 à 3 mois              | P.O.                                 | DMV – 2007                      |
| <b>Mébéndazole</b>  | 15 mg/kg bid pendant 5 j.   | P.O.<br>(+/- sondage)                | Andreu de Lapierre<br>E. – 2000 |
|   | 25 mg/kg sid [Perruche] ;<br>10 mg/kg sid [Passereaux] pendant 5<br>j.  |                                      | Bourdeau P. – 2007              |
| <b>Métronidazole</b>  | 30 mg/kg bid pendant 5 j.   | P.O.                                 | Andreu de Lapierre<br>E. – 2000 |
| <b>Pipérazine*</b><br>(Noms déposés :<br>Océverm <sup>®</sup> ,<br>Soluverm <sup>®</sup> )                          | 87,5 mg (soit 25 gouttes)/100 g   | P.O.                                 | DMV – 2007                      |
|   | 600 mg (soit 15 ml)/90 ml eau ou 92,5<br>mg (soit 0,25 ml)/kg P.V.  | Eau de boisson de<br>la demi-journée |                                 |
| <b>Praziquantel</b>   | 10 à 20 mg/kg 2 fois à 15 j.<br>d'intervalle  | P.O.<br>(+/- sondage)                | Andreu de Lapierre<br>E. – 2000 |
|   | 10 à 20 mg/kg [Perroquets] ;<br>10 mg/kg [Passereaux, Pigeons]  |                                      | Bourdeau P. – 2007              |
|   | 7,5 mg/kg [Mainates] ;<br>10 à 20 mg/kg [Perroquets]  | I.M.                                 | Bourdeau P. – 2007              |
| <b>Sulfadiméthoxine</b>   | 50 mg/kg sid pendant 7 j.   | P.O.                                 | Andreu de Lapierre<br>E. – 2000 |
|   | 200 mg/15 ml de ringer, 3 séances de<br>15 min. par jour pendant 15 j.  | Aérosol                              |                                 |
|   | 500 mg/l pendant 5 à 7 j. [Pigeons]   | Eau de boisson                       | Redrobe S. – 2002               |
| <b>Sulfadiméthoxine/<br/>Pyriméthamine*</b><br>(Nom déposé :<br>Océcoxil <sup>®</sup> )                             | 6 mg de sulfadiméthoxine + 2 mg de<br>pyriméthamine (5 gouttes)/60 ml<br>pendant 5 à 10 j.  | Eau de boisson                       | DMV – 2007                      |
| <b>Sulfadimidine</b>  | 15 ml de solution à 33% dans 4,5l<br>pendant 4 j. [Pigeons]   | Eau de boisson                       | Redrobe S. – 2002               |
| <b>Sulfaméthoxy-<br/>pyridazine</b>   | 150 mg/l sid pendant 10 j.  | Eau de boisson                       | Andreu de Lapierre<br>E. – 2000 |
|   | 150 mg/l, 5 j. par semaine jusqu'à la<br>fin de la mue (atoplasiose) ;<br>300 mg/l, 5 j. par semaine pendant 2<br>semaines (coccidiose) [Passériformes] |                                      |                                 |
| <b>Thiabendazole</b>  | 500 mg/kg 2 fois à 15 j. d'intervalle   | P.O.                                 | Andreu de Lapierre<br>E. – 2000 |
| <b>Toltrazuril</b>  | 7 mg/kg pendant 2 j.  | P.O.                                 | Andreu de Lapierre<br>E. – 2000 |

## (2) Utilisation des antiparasitaires chez les reptiles

① Les parasites externes les plus fréquemment rencontrés chez les reptiles de compagnie sont les tiques (Ixodidés ou Argasidés) et les acariens (*Trombicula sp.* ou *Geckobiella sp.*).

Il existe plusieurs protocoles antiparasitaires afin de traiter l'animal et son environnement, mais certains produits peuvent s'avérer toxiques.

- Parmi les organophosphorés, le trichlorfon ou métrifonate est un composé peu toxique pour les reptiles. Il peut donc être appliqué directement sur l'animal, par vaporisation ou immersion, et pulvérisé dans son terrarium.

Le dichlorvos, par contre, peut être toxique pour les petits reptiles en provoquant une paralysie flasque. Il est donc plutôt réservé au traitement du terrarium vide.

- Les carbamates sont également utilisables. Le carbaryl est peu toxique pour les reptiles et il a été utilisé initialement pour le traitement des acariens chez les serpents.

Il peut être appliqué en topique sur l'animal et être saupoudré dans le terrarium. Il est toutefois conseillé de rincer après une à cinq minutes de pause et de rincer la cage.

L'ivermectine, quant à elle, présente une utilisation et une toxicité divergentes selon les ouvrages. Certains auteurs (Andreu de Lapierre E. – 2000) propose son utilisation dans le traitement des squamates et des chéloniens par voie systémique (I.M./S.C.), en précisant tout de même que, lors de surdosage (>0,4 mg/kg), des paralysies flasques peuvent se produire. Pour d'autres praticiens (Heard D. et al. – 2002, Rival F. – 2004b et Bourdeau P. – 2007), il faut complètement bannir l'utilisation de l'ivermectine chez les chéloniens. Sa marge thérapeutique est en fait très faible et certaines espèces y sont très sensibles. Des cas de mortalité importante lors de tels traitements ont été observés. Les antiparasitaires externes utilisables chez la tortue sont alors surtout représentés par le trichlorfon (Néguvon®), acaricide à usage externe.

Le Dr. Schilliger propose, à ce propos, une échelle de toxicité de ces antiparasitaires, par ordre de toxicité croissante : Trichlorfon < Dichlorvos < Carbaryl < Ivermectine.

En règle général, chez les reptiles et lors de traitements collectifs, il est vivement conseillé de respecter les indications parus dans la littérature [tableau 9] et de toujours tester la molécule sur quelques individus, avant de l'administrer à plus grande échelle. (Andreu de Lapierre E. – 2000 ; Heard D. et al. – 2002 ; Rival F. – 2004b)

② Les reptiles peuvent également être atteints de maladies parasitaires internes telles que des helminthoses (cestodes et nématodes essentiellement, trématodes plus rarement), des protozooses avec des coccidioses (*Isospora sp.*, *Eimeria sp.*, *Cryptosporidium sp.*), l'amibiase (*Entamoeba sp.*) et des entérites à flagellés (*Giardia*, *Trichomonas*), et enfin des hémoparasitoses dues à des protozoaires de type flagellés ou sporozoaires, ou à des filaires de la famille des onchocercidés. Ces dernières sont traitées à l'aide de nématodocides, de la même façon qu'une infestation digestive due à des nématodes.

Par conséquent, à l'instar des carnivores domestiques et des oiseaux, il est indispensable de faire des coproscopies avec enrichissement pour prescrire le traitement le plus adapté mais aussi afin de contrôler son efficacité. De nombreux protozoaires n'étant pas pathogènes pour les reptiles, il faut être particulièrement prudent lors de l'interprétation des résultats d'analyse.

Les antiparasitaires internes utilisables chez les reptiles [tableau 9] sont :

- l'albendazole, qui présente un large spectre anthelminthique (nématodes, trématodes, cestodes).

- le fenbendazole, efficace contre les nématodes et les cestodes. Il est recommandé de l'associer avec le métronidazole pour un maximum d'efficacité, en sortie d'hibernation, car ce dernier a une action complémentaire antiprotozoaire. Il est également conseillé d'administrer le fenbendazole par voie orale sous forme de petites doses répétées qu'on évitera de mélanger à de la nourriture.

- l'association imidaclopride-moxidectine pourrait être l'antiparasitaire révolutionnaire dans le traitement des ecto et endoparasites chez les reptiles. Elle est en effet facile d'utilisation (spot-on sur les zones peu épaisses, comme la base des membres, au lieu d'injection ou de sondage). De plus, des études expérimentales ont montré une très bonne innocuité, avec des posologies allant jusqu'à 160 mg/kg d'imidaclopride et 40 mg/kg de moxidectine sans effets secondaires, et une bonne efficacité de cette association sur les nématodoses de divers groupes de reptiles ainsi que sur les principales ectoparasitoses (*Ophionyssus natricis*, *Pterygosoma sp.*,...).

- l'ivermectine, efficace à très faible dose, donc à faible volume, contre les nématodes. Pour éviter les surdosages, il est possible de la diluer avec du sérum physiologique. Elle est largement utilisée chez les reptiles sauf chez les chéloniens, les scinques (une famille de lézards) et les serpents indigo, du fait de la sensibilité exacerbée de certaines espèces.



- le lévamisole, de même, actif contre les nématodes mais aussi contre les microfilaires. Il est surtout efficace sur les nématodes respiratoires. Sa marge thérapeutique est plutôt faible, ce qui expose facilement à des intoxications. Son utilisation I.M. serait moins efficace que par les autres voies d'administration.
- le mébendazole, l'oxfendazole, la pipérazine et le thiabendazole, également utilisés comme anthelminthiques contre les nématodes.
- le métronidazole, antiprotozoaire, utile dans le traitement de l'amibiase et des entérites à flagellés. Les iguanes y sont cependant particulièrement sensibles. Un surdosage (> 50mg/kg/j) peut conduire à des symptômes nerveux centraux et des paralysies.
- la milbémycine, pour le traitement des nématodoses chez les chéloniens mais le fenbendazole lui est préféré.
- la niclosamide, efficace contre les cestodes. Elle est normalement sans danger. Son inconvénient majeur réside dans les quantités à administrer qui sont très importantes.
- le praziquantel, prescrit dans le cas d'infection par des cestodes et/ou par des trématodes. Il est généralement bien toléré.
- la sulfadiméthoxine, la sulfaméthoxine (ou sulfamétoxydiazine) et l'association sulfaméthoxazole/triméthoprime, efficaces dans le traitement des coccidioses.
- la sulfadimidine, antiprotozoaire utilisé dans le traitement des entérites à flagellés. Elle est néphrotoxique et son administration nécessite donc une thérapie liquidienne concomitante. (Andreu de Lapierre E. – 2000 ; McArthur et al. – 2002 ; Heard D. et al. – 2002 ; Raiti P. – 2002 ; Rival F. – 2004b ; Carpenter J.W. – 2005 ; Vienet V. – 2005 ; Chai N. et al. – 2007)

**Tableau 9 : Principaux antiparasitaires utilisés chez les reptiles de compagnie**

| Principes actifs                              | Posologie et voie d'administration                                       | Espèces                     | Références  |
|---|--|-----------------------------|---|
| <b>Albendazole</b>                            | 50 mg/kg P.O.  | Toutes                      | Carpenter J.W. – 2005                                 |
|   | 50 à 75 mg/kg P.O.   | Sauriens                    | Heard D. et al. – 2002                                |
| <b>Carbaryl</b>                               | Poudre appliquée en topique (tous les 7 j.)                              | Toutes                      | Andreu de Lapierre E. – 2000                          |
|   | 1 g/10 l de substrat [environnement]                                     |                             | Carpenter J.W. – 2005<br>Andreu de Lapierre E. – 2000 |
| <b>Dichlorvos</b>                             | Traitement de l'environnement, terrarium vide                            | Toutes sauf petits reptiles | Andreu de Lapierre E. – 2000                          |
| <b>Fenbendazole</b>                           | 25 mg/kg P.O. tous les 7 j., jusqu'à 4 fois                              | Toutes                      | Carpenter J.W. – 2005                                 |
|   | 50 à 100 mg/kg P.O. tous les 14 j.                                       |                             | Goodman G. – 2006                                     |
|   | 25 à 100 mg/kg P.O. sid à répéter  |                             | Rival F. – 2004b                                      |
|   | 50 à 100 mg/kg P.O. 2 fois à 7 j. d'intervalle                           |                             | Carpenter J.W. – 2005                                 |
|   | 50 mg/kg P.O. sid pendant 3 à 5 j. (flagellés, nématodes et giardia)     | Chéloniens                  | McArthur S.D.J. et al. – 2002                         |
|   | 50 mg/kg P.O. 2 fois à 21 j. d'intervalle                                |                             | Andreu de Lapierre E. – 2000                          |
|   | 50 mg/kg P.O. 2 fois à 15 j. d'intervalle                                | terrestres                  | Carpenter J.W. – 2005                                 |
|   | 50 mg/kg P.O. tous les 14 à 21 j. ;<br>50 mg/kg P.O. sid pendant 3 j.    |                             |   |
|   | 25 à 100 mg/kg P.O. toutes les 48h trois fois, à répéter 21 j. plus tard | aquatiques                  |   |
|   | 50 à 100 mg/kg P.O. 2 fois à 14 j. d'intervalle                          | Sauriens                    | Heard D. et al. – 2002                                |
| 25 à 40 mg/kg P.O. sid pendant 3 à 5 jours    | Caméléon   | Vienet V. – 2005            |   |
| 50 mg/kg P.O. 3 fois à 1 semaine d'intervalle |  |                             |   |

|   |   |                         |   |
|---|---|-------------------------|---|
|   | 50 mg/kg P.O. sid pendant 3 j. tous les 7 à 10 j. (nématodes)   |                         | Carpenter J.W. – 2005                             |
|   | 100 mg/kg P.O. tous les 14 j. jusqu'à obtenir une coproscopie négative  | Ophidiens               | Raiti P. – 2002                                   |
|   | 10 mg/kg P.O. sid pendant 5 j.  |                         | Andreu de Lapierre E. – 2000                      |
|   | 10 à 50 mg/kg P.O. sid pendant 2 à 3 jours  |                         | Bourdeau P. – 2007                                |
|   | 25 mg/kg P.O. tous les 14 j. [Python royal]   |                         | Carpenter J.W. – 2005                             |
| <b>Imidaclopride / Moxidectine</b>  | 10 mg/kg d'imidaclopride + 2,5 mg/kg de moxidectine (soit 0,1 ml/kg) sid pendant 3 j. [ectoparasites]                                 | Toutes                  | Chai N. et al. – 2007                             |
|   | 40 mg/kg d'imidaclopride + 10 mg/kg de moxidectine (soit 0,4 ml/kg) une fois [nématodes]  |                         |   |
| <b>Ivermectine</b><br><br><sup>a</sup> certains auteurs proposent une posologie chez les chéloniens alors que d'autres en déconseillent totalement l'utilisation du fait de la sensibilité importante de certaines espèces aux avermectines | 200 µg/kg S.C. 2 fois à 7 jours d'intervalle  | Toutes sauf chéloniens  | Rival F. – 2004b                                  |
|   | 200 µg/kg P.O./S.C./I.M. 2 fois à 14 jours d'intervalle   |                         | Goodman G. – 2006                                 |
|   | 5 mg dans 1 ml de propylène glycol et 500 ml d'eau en topique   |                         | Goodman G. – 2006                                 |
|   | 50 µg/kg I.M./S.C. une fois <sup>a</sup>  | Chéloniens <sup>a</sup> | Andreu de Lapierre E. – 2000                      |
|   | 200 µg/kg I.M./S.C. 2 fois à 15 jours d'intervalle  | Squamates               | Andreu de Lapierre E. – 2000                      |
|   | 200 µg/kg I.M./P.O. 2 fois à 10 jours d'intervalle  |                         | Bourdeau P. – 2007                                |
|   | 200 (à 400 µg/kg) P.O./S.C./I.M. 2 fois à 14 jours d'intervalle   | Sauriens                | (Heard D. et al. – 2002)<br>Carpenter J.W. – 2005 |
|   | 5 à 10 mg/l d'eau en spray topique tous les 4 à 5 jours pendant 4 semaines maximum [ectoparasites]                                    |                         |   |
|   | 200 µg/kg I.M. tous les 14 j. jusqu'à obtenir une coproscopie négative [nématodes]  | Ophidiens               | Raiti P. – 2002                                   |
|   | 5 mg/l d'eau en spray une fois par semaine [animal et environnement] + 200 µg/kg I.M. tous les 14 jours pendant 8 semaines [acariens] |                         |   |
| 200 µg/kg I.M. une fois suivi 24 h plus tard du retrait manuel des parasites [tiques]   |   |                         |   |
| <b>Lévamisole</b>   | 100 à 300 mg/kg P.O.  | Toutes                  | Andreu de Lapierre E. – 2000                      |
|   | 30 mg/kg I.M./S.C. 2 fois à 15 jours d'intervalle   |                         |   |
|   | 5 à 10 mg/kg S.C. ou intracélorique 2 fois à 14 j. d'intervalle   |                         | Carpenter J.W. – 2005                             |
|   | 10 à 20 mg/kg S.C./I.M.   |                         |   |
|   | 5 mg/kg S.C. ou intracélorique 2 fois à 14 j. d'intervalle  | Chéloniens              | Carpenter J.W. – 2005                             |
|   | 50 mg/kg S.C./I.M. 2 fois à 15 j. d'intervalle  |                         | Bourdeau P. – 2007                                |
|   | 0,4 à 0,2 ml d'une solution à 2,5%  | Squamates               |   |
|   | 10 à 50 mg/kg P.O./S.C. 2 fois à 15 j. d'intervalle   |                         |   |
|   | 10 à 50 mg/kg S.C./I.M. 2 fois à 14 j. d'intervalle   | Sauriens                | Heard D. et al. – 2002                            |
|   | 10 mg/kg I.M. tous les 14 j. jusqu'à obtenir une coproscopie négative   | Ophidiens               | Raiti P. – 2002                                   |

|   |  |                            |   |
|---|--|----------------------------|---|
| <b>Mébéndazole</b>                            | 20 à 25 mg/kg P.O. sid pendant 3 j., à renouveler à 7 j. d'intervalle                      | Toutes                     | Rival F. – 2004b                                      |
|   | 20 à 100 mg/kg P.O. 2 fois à 14 j. d'intervalle  |                            | Carpenter J.W. – 2005                                 |
|   | 25 mg/kg P.O. 2 fois à 10 j. d'intervalle  | Chéloniens                 | Bourdeau P. – 2007                                    |
|   | 20 à 25 mg/kg P.O.   | Sauriens                   | Heard D. et al. – 2002                                |
|   | 20 à 25 mg/kg P.O. à 10 j. d'intervalle  |                            | Bourdeau P. – 2007                                    |
|   | 20 à 30 mg/kg 2 fois à 10 j. d'intervalle  | Ophidiens                  | Andreu de Lapierre E. – 2000                          |
| <b>Métronidazole</b>                          | 40 à 250 mg/kg P.O. 2 fois à 14 j. d'intervalle  | Toutes                     | Carpenter J.W. – 2005                                 |
|   | 100 mg/kg P.O. toutes les 72h pendant 14 à 28 j.   |                            |   |
|   | 40 à 125 mg/kg 5 à 7 fois toutes les 72h (amibes)  |                            |   |
|   | 100 mg/kg P.O. 2 fois à 14 (-21) j. d'intervalle ;<br>(50 mg/kg P.O. sid pendant 3 à 5 j.) | Chéloniens (terrestres)    | McArthur S.D.J. – 2002<br>(Carpenter J.W. – 2005)     |
|   | 100 mg/kg P.O. 2 fois à 10 j. d'intervalle   |                            | Andreu de Lapierre E. – 2000                          |
|   | 100 mg/kg P.O. tous les 8 j.   |                            | Rival F. – 2004b                                      |
|   | 50 à 100 mg/kg P.O. 2 fois à 14 j. d'intervalle  | Sauriens                   | Heard D. et al. – 2002<br>Carpenter J.W. – 2005       |
|   | 40 à 60 mg/kg P.O. 2-3 fois tous les 7 à 14 j.   | Caméléons                  | Carpenter J.W. – 2005                                 |
|   | 100 mg/kg P.O. 2 fois à 10 j. d'intervalle   | Iguanes<br>Autres reptiles | Andreu de Lapierre E. – 2000                          |
|   | 50 mg/kg P.O. sid pendant 10 j.<br>75 mg/kg P.O. sid pendant 10 j.                         |                            |   |
|   | 200 mg/kg P.O. 2 fois à 15 j. d'intervalle   |                            |   |
|   | 100 mg/kg P.O. tous les 14 j. jusqu'à obtenir une coproscopie négative (flagellés/amibes)  | Ophidiens                  | Raiti P. – 2002<br>Carpenter J.W. – 2005              |
| 50 mg/kg P.O. sid pendant 28 j. (amibes)      |  |                            |   |
| <b>Milbémycine</b>                            | 0,5 à 1 mg/kg P.O.   | Chéloniens                 | Carpenter J.W. – 2005                                 |
|   | 0,25 à 0,5 mg/kg S.C.  |                            |   |
| <b>Niclosamide</b>                            | 150 mg/kg 2 fois à 15 j. d'intervalle  | Toutes                     | Andreu de Lapierre E. – 2000                          |
|   | 150 à 200 mg/kg P.O.   | Chéloniens                 | Bourdeau P. – 2007                                    |
| <b>Oxfendazole</b>                            | 65 mg/kg P.O. 2 fois à 14 j. d'intervalle  | Chéloniens                 | McArthur S.D.J. et al. – 2002                         |
|   | 68 mg/kg P.O. 2 fois à 14-28 j. d'intervalle   | Sauriens                   | Heard D. et al. – 2002<br>Carpenter J.W. – 2005       |
|   | 65 mg/kg P.O.  |                            | Bourdeau P. – 2007                                    |
| <b>Pipérazine</b>                             | 40 à 60 mg/kg 2 fois à 15 j. d'intervalle  | Toutes                     | Andreu de Lapierre E. – 2000<br>Carpenter J.W. – 2005 |
| <b>Praziquantel</b>                           | 3 à 5 mg/kg P.O. une fois  | Toutes                     | Rival F. – 2004b                                      |
|   | 5 à 10 mg/kg 2 fois à 15 j. d'intervalle   |                            | Andreu de Lapierre E. – 2000                          |
|   | 8 mg/kg P.O./S.C./I.M. 2 fois à 15 j. d'intervalle   |                            | Carpenter J.W. – 2005                                 |
|   | 10 mg/kg P.O./I.M. une fois  | Chéloniens                 | McArthur S.D.J. et al. – 2002                         |
|   | 10 à 30 mg/kg P.O./S.C./I.M.) 2 fois à 14 j. d'intervalle                                  |                            | Bourdeau P. – 2007                                    |
|   | 25 mg/kg P.O. 3 fois toutes les 3h   | marins                     |   |
|   | 5 à 10 mg/kg 2 fois à 10 j. d'intervalle   | Squamates                  |   |
| 8 mg/kg I.M./S.C. 2 fois à 14 j. d'intervalle | Sauriens   | Heard D. et al. – 2002     |   |

|                                      |  |            |                              |
|--------------------------------------|--|------------|------------------------------|
|                                      | 5 à 10 mg/kg P.O. tous les 14 j.   | Caméléons  | Carpenter J.W. – 2005        |
|                                      | 10 mg/kg P.O./I.M. tous les 14 j.  | Ophidiens  | Raiti P. – 2002              |
| <b>Sulfadiméthoxine</b>              | 50 mg/kg P.O. sid pendant 3 à 5 j. puis toutes les 48h                                 | Toutes     | Carpenter J.W. – 2005        |
|                                      | 90 mg/kg P.O./I.M./I.V. une fois puis 45 mg/kg sid pendant 5 à 7 j.                    |            |                              |
|                                      | 50 mg/kg P.O. sid pendant 7 j.   | Chéloniens | McArthur S.D.J. – 2002       |
|                                      | 50 mg/kg P.O. sid pendant 3 à 5 j.   | Sauriens   | Heard D. et al. – 2002       |
|                                      | 90 mg/kg P.O. une fois puis 45 mg/kg P.O. sid pendant 7 j.                             | Ophidiens  | Raiti P. – 2002              |
| <b>Sulfadimidine</b>                 | 30 mg/kg P.O./I.M. le 1 <sup>er</sup> jour puis 15 mg/kg P.O. sid pendant 4 j.         | Toutes     | Andreu de Lapierre E. – 2000 |
|                                      | 0,3 à 0,6 ml/kg (solution à 33%) P.O. sid pendant 10 j.                                |            | Carpenter J.W. – 2005        |
| <b>Sulfaméthoxazole/Triméthoprim</b> | 30 mg/kg P.O. 2 fois à 24h d'intervalle puis toutes les 48h pendant 21 j.              | Toutes     | Carpenter J.W. – 2005        |
|                                      | 30 mg/kg P.O. sid (ou 15 mg/kg bid) pendant 7 j.                                       |            |                              |
|                                      | 30 mg/kg I.M. 2 fois à 24h d'intervalle puis toutes les 48h                            |            | Rival F. – 2004b             |
|                                      | 30 mg/kg I.M. 2 fois à 24h d'intervalle puis 15 mg/kg toutes les 48h pendant 5 à 14 j. |            | Carpenter J.W. – 2005        |
|                                      | 30 mg/kg I.M./P.O. sid   | Ophidiens  | Raiti P. – 2002              |
|                                      | 30 à 60 mg/kg P.O. sid pendant 2 mois  |            | Carpenter J.W. – 2005        |
| <b>Sulfaméthoxine</b>                | 90 mg/kg P.O. une fois puis 45 mg/kg sid pendant 5 j.                                  | Toutes     | Andreu de Lapierre E. – 2000 |
|                                      | 80 mg/kg S.C./I.M. une fois puis 40 mg/kg sid pendant 4 j.                             |            | Carpenter J.W. – 2005        |
| <b>Thiabendazole</b>                 | 50 mg/kg 2 fois à 15 j. d'intervalle   | Toutes     | Andreu de Lapierre E. – 2000 |
|                                      | 50 mg/kg P.O. 2 fois à 14 j. d'intervalle  | Sauriens   | Heard D. et al. – 2002       |
|                                      | 50 mg/kg P.O. tous les 14 j. jusqu'à obtenir une coproscopie négative                  | Ophidiens  | Raiti P. – 2002              |
| <b>Trichlorfon</b>                   | 2 g/l d'eau, application externe   | Toutes     | Rival F. – 2004b             |
|                                      | 2 g/l d'eau, vaporisé sur l'animal tous les mois                                       |            | Andreu de Lapierre E. – 2000 |
|                                      | Immersion pendant 10 sec. dans une solution à 0,1%                                     |            |                              |
|                                      | 3 heures dans un sac imprégné d'une solution à 0,2%, au chaud                          |            |                              |
|                                      | Pulvérisation d'une solution à 1,5% 2 fois à une semaine d'intervalle [environnement]  |            |                              |

## b) Les antifongiques

De même qu'avec les antiparasitaires, il faut rester prudent avec l'utilisation des antifongiques chez ces espèces.

### (1) Utilisation des antifongiques chez les oiseaux

Les mycoses chez les oiseaux sont souvent de véritables défis pour le vétérinaire : leur diagnostic est difficile, les oiseaux sont souvent présentés en phase terminale (dissémination dans tout l'organisme de la mycose), et les caractéristiques (pharmacocinétiques, posologies, toxicité) des antifongiques sont très mal connues en médecine aviaire.

Les antifongiques généralement utilisés chez les oiseaux [tableau 10] sont :

- l'amphotéricine B, active sur *Aspergillus sp.*, *Candida sp.*, *Histoplasma sp.*, *Sporothrix sp.* et *Blastomyces sp.*, et utile en traitement topique de lésions buccales causées par la candidose mais aussi lors de mycose systémique. Son élimination rapide chez les oiseaux conduit à répéter l'administration deux fois par jour.

Les effets indésirables rapportés sont des nausées, des vomissements et de la diarrhée. Elle est assez néphrotoxique chez les mammifères mais cette toxicité est peu signalée chez les oiseaux. Il convient donc de rester prudent, d'éviter son utilisation chez des individus déshydratés ou alors de l'administrer parallèlement à une bonne hydratation de l'oiseau, de surveiller une éventuelle PUPD (polyuro-polydipsie) et de doser l'acide urique sérique.

- l'énilconazole, qui est un bon traitement en topique pour les infections fongiques en général.

- la flucytosine, qui agit en synergie avec l'amphotéricine B et le kétoconazol grâce à des mécanismes d'action différents. Elle est presque totalement absorbée dans le tube digestif et pénètre le système nerveux central. Elle est indiquée lors d'affection à *Aspergillus sp.* mais de nombreuses résistances se développent.

Chez l'homme, son utilisation peut entraîner une dépression médullaire et des signes gastro-intestinaux. Chez les oiseaux, seuls des troubles digestifs ont été observés.

- l'itraconazole, qui est l'un des traitements de première intention de l'aspergillose, à utiliser sur une longue durée. Il est également efficace sur *Sporothrix sp.*, *Histoplasma sp.* et *Blastomyces sp.* Cet agent antifongique est disponible dans le commerce sous forme liquide, ce qui permet un dosage plus précis pour une administration orale. Il présente quelques spécificités : il existe une forte variabilité inter-individuelle des concentrations plasmatiques, il aurait un effet stimulant sur le système immunitaire, et les cellules épithéliales des poumons et des sacs aériens auraient tendance à concentrer l'itraconazole et ses métabolites actifs dans l'appareil respiratoire. Ce composé serait donc particulièrement efficace dans le traitement des affections mycosiques du tractus respiratoire. Son administration avec du jus d'orange, écrasé dans un morceau de fruit ou au cours d'un repas riche en lipide augmente sa solubilité et son absorption.

Cette molécule est peu toxique chez les oiseaux mais certains auteurs signalent une léthargie transitoire et de l'anorexie. Les perroquets gris du Gabon sembleraient mal tolérer cet antifongique azolé (certains articles parlent de mortalité), il faut donc se méfier de son utilisation dans cette espèce. On lui préférera l'antifongique suivant...

- le kétoconazole, uniquement fungistatique, utile dans le traitement de l'aspergillose, notamment chez les Gris du Gabon. Il existe cependant des résistances de *Candida sp.*, *Aspergillus sp.* et *Mucor sp.* Comme pour l'itraconazole, il est préférable de l'administrer avec du jus d'orange, écrasé dans un morceau de fruit ou au cours d'un repas riche en lipide. L'administration dans de l'eau est en revanche inefficace. Son utilité est remise en question du fait de son inefficacité chez les oiseaux immunodéprimés, individus les plus souvent concernés par les mycoses.

Les effets secondaires signalés sont des régurgitations et des nausées. Son utilisation doit malgré tout rester prudente, du fait de son hépatotoxicité potentielle.

- la nystatine, qui a une activité fungistatique et fongicide sur *Candida sp.* (sauf quelques résistances), *Blastomyces sp.*, *Cryptococcus sp.*, *Histoplasma sp.* et uniquement dans le tractus digestif ou sur la peau si l'épithélium est intact. Elle est active que si elle est en contact direct avec le champignon. Il convient donc de l'administrer *per os* une demi-heure avant le repas et sans utiliser de sonde de gavage, afin de permettre son action dans l'œsophage.

Lors de suspicion d'ulcères digestif, il est déconseillé de l'administrer par voie systémique. Les effets secondaires rapportés sont des régurgitations causées par son amertume. Enfin, elle peut être utilisée en prévention suite à un traitement anti-infectieux de longue durée (traitement d'une chlamydie ou d'une dermatite bactérienne par exemple). (Andreu de Lapierre E. – 2000 ; Stanford M. – 2002)

**Tableau 10 : Principaux antifongiques utilisés chez les oiseaux de compagnie**

| Principes actifs                     | Posologie  | Voie d'administration | Références                |
|--------------------------------------|--|-----------------------|---------------------------|
| <b>Amphotéricine B</b>               | 1 mg/kg bid pendant 5 j.   | P.O.                  | Stanford M. – 2002        |
|                                      | 100 à 109 mg/kg bid par gavage pendant 10 à 30 j. ;<br>1 mg/animal bid pendant 10 j. |                       | Carpenter J.W. – 2005     |
|                                      | 1 mg/ml pendant 10 j.  | Eau de boisson        |                           |
|                                      | 1 mg/kg bid pendant 5 à 7 j.   | Intratrachéale        | Andreu de Lapierre – 2000 |
|                                      | 1 mg/ml de ringer, 3 fois par jour pendant 15 min., pendant 15 j.                    | Nébulisation          | Andreu de Lapierre – 2000 |
|                                      | 1,5 mg/kg toutes les 8 heures pendant 3 à 7 j. [aspergillose]                        | I.V.                  | Carpenter J.W. – 2005     |
|                                      | 1,5 mg/kg bid pendant 5 à 7 j.   |                       | Andreu de Lapierre – 2000 |
| <b>Enilconazole</b>                  | Dilué au 1/50  | Topique               | Stanford M. – 2002        |
| <b>Flucytosine</b>                   | 75 à 120 mg/kg toutes les 6h pendant 3 semaines                                      | P.O.                  | Andreu de Lapierre – 2000 |
| <b>Flucytosine/<br/>Kétoconazole</b> | 65 mg/kg bid de flucytosine + 20 mg/kg bid de kétoconazole pendant 30 j.             | P.O.                  | Andreu de Lapierre – 2000 |
| <b>Itraconazole</b>                  | 10 mg/kg bid pendant 3 à 12 semaines   | P.O.                  | Stanford M. – 2002        |
|                                      | 10 mg/kg sid pendant 15 j.   |                       | Andreu de Lapierre – 2000 |
| <b>Kétoconazole</b>                  | 20 mg/kg bid   | P.O.                  | Stanford M. – 2002        |
|                                      | 30 mg/kg bid pendant 15 à 30 j.  |                       | Andreu de Lapierre – 2000 |
| <b>Nystatine</b>                     | 300 000 UI/kg pendant 7 à 10 j.  | P.O.                  | Stanford M. – 2002        |
|                                      | 100 000 à 300 000 UI/kg bid pendant 7 à 10 j.  |                       | Andreu de Lapierre – 2000 |

## (2) Utilisation des antifongiques chez les reptiles

Les affections fongiques sont également délicates à traiter chez les reptiles. La raison principale est qu'elles sont souvent secondaires à une immunodépression. Les mycoses cutanées (à *Mucor*, *Rhizopus*, *Geotrichum*, *Trichoderma* ou *Fusarium* le plus souvent) se développent à la faveur d'une plaie, d'une infection bactérienne, d'un stress ou d'un traitement mal adapté. Les mycoses systémiques, localisées initialement à un seul organe, disséminent rapidement dans l'organisme et sont alors de très mauvais pronostic. Les mycoses de l'appareil digestif (à *Fusarium*, *Aspergillus* et *Candida* notamment) sont plutôt rares et surviennent chez des animaux débilisés. Enfin, le diagnostic des mycoses respiratoires est souvent tardif, suite à l'observation d'une broncho-pneumonie chronique.

Les antifongiques les plus utilisés chez les reptiles [tableau 11] sont :

- l'amphotéricine B, en nébulisation, pour le traitement de mycoses respiratoires comme l'aspergillose, ou par voie intraveineuse dans le traitement des mycoses systémiques. Sa néphrotoxicité n'a pas été étudiée chez les reptiles mais il est important de l'administrer lentement, parallèlement à une hydratation de l'animal.
- le clotrimazole, en application locale, dans le traitement des dermatoses fongiques,
- l'éconazole, en traitement local de mycose cutanée,
- le fluconazole contre les levures et les dermatophytes,
- la griséofulvine, pour le traitement de mycoses cutanées mais dont l'emploi est déconseillé par rapport à une éventuelle toxicité chez les reptiles et le peu de succès de tels traitements,
- l'itraconazole en tant qu'antifongique systémique, au même titre que le kétoconazole,

- le kétoconazole, comme antifongique cutané et systémique à large spectre (mais son efficacité systémique est plutôt discutée),
- le miconazole, en traitement locale de mycoses cutanées,
- la nystatine, utile lors d'une infestation fongique massive du tube digestif ou de mycoses cutanées. A l'instar des oiseaux, elle est à proscrire en cas de suspicion d'ulcères digestifs. (Andreu de Lapierre E. – 2000 ; McArthur S.D.J. et al. – 2002 ; Raiti P. – 2002 ; Rival F. – 2004b ; Carpenter J.W. – 2005 ; Goodman G. – 2006)

**Tableau 11 : Principaux antifongiques utilisés chez les reptiles de compagnie**

| Principes actifs                                 | Posologie et voie d'administration   | Espèces  | Références   |
|--|--|--|--|
| <b>Amphotéricine B</b>                           | 5 mg/150 ml de solution saline pour des nébulisations d'une heure (bid pendant 7 j.)                 | Toutes   | Andreu de Lapierre – 2000<br>(Carpenter J.W. – 2005) |
|  | 0,5 à 1 mg/kg I.V./intracœlomique toutes les 24 à 72h  |  | Carpenter J.W. – 2005                                |
|  | 1 mg/kg intratrachéale sid pendant 14 à 28 j.<br>0,5 mg/kg I.V. toutes les 48 à 72h                  |  |  |
| <b>Clotrimazole</b>                              | Application topique bid, après un bain dans une solution iodée diluée                                | Toutes   | Carpenter J.W. – 2005                                |
|  | En application topique   | Ophidiens  | Raiti P. – 2002                                      |
| <b>Econazole</b>                                 | Traitement local bid (voie percutanée)   | Toutes   | Andreu de Lapierre – 2000                            |
| <b>Fluconazole</b>                               | 1 mg/kg P.O. sid   | Chéloniens   | McArthur S.D.J. et al. – 2002                        |
|  | 5 mg/kg P.O. sid   | Sauriens   | Carpenter J.W. – 2005                                |
| <b>Griséofulvine</b>                             | (20 à) 40 mg/kg P.O. toutes les 72h, à répéter 5 fois  | Toutes   | Andreu de Lapierre – 2000<br>(Carpenter J.W. – 2005) |
| <b>Itraconazole</b>                              | 23,5 mg/kg P.O. sid  | Sauriens   | Goodman G. – 2006                                    |
|  | 23,5 mg/kg P.O. sid<br>[Iguanes du genre <i>Sceloporus</i> ]   |  | Carpenter J.W. – 2005                                |
|  | 5 mg/kg P.O. sid [Caméléon panthère]   |  |  |
|  | 23,5 mg/kg P.O. sid  | Ophidiens  | Raiti P. – 2002                                      |
| <b>Kétoconazole</b>                              | 15 à 30 mg/kg P.O. sid pendant 14 à 30 j.  | Toutes   | Carpenter J.W. – 2005<br>Goodman G. – 2006           |
|  | 50 mg/kg P.O. sid pendant 15 à 30 j.   |  | Andreu de Lapierre – 2000                            |
|  | 20 mg/kg P.O. sid  | Chéloniens   | McArthur S.D.J. et al. – 2002                        |
|  | 15 à 25 mg/kg P.O. sid pendant 21 j.   |  | Rival F. – 2004b                                     |
|  | 15 à 30 mg/kg P.O. sid pendant 14 à 28 j.<br>25 mg/kg P.O. sid pendant 21 j.<br>[Tortues aquatiques] |  | Carpenter J.W. – 2005                                |
|  | 25 mg/kg P.O. sid (pendant 21 j.)  |  |  |
|  | <b>Miconazole</b>  | Traitement local bid (voie percutanée), après un bain dans une solution iodée diluée | Toutes   |
| Traitement local matin et soir (voie percutanée) |  | Toutes   | Andreu de Lapierre – 2000                            |
| 100 000 UI/kg P.O. sid pendant 10 j.             | Ophidiens  |  | Carpenter J.W. – 2005<br>Goodman G. – 2006           |
| 100 000 UI/kg P.O. sid pendant 7 j.              |  | Raiti P. – 2002  |  |
| <b>Polyvidone iodée</b>                          | Bain dans une solution diluée à 0,005% (voie percutanée)   | Toutes   | Andreu de Lapierre – 2000                            |

### c) Les antibiotiques

Les oiseaux comme les reptiles présentent une grande disparité dans leurs populations bactériennes physiologiques. Avant de prescrire un traitement anti-infectieux, il convient alors de connaître la population bactérienne de l'individu sain, un traitement inadapté pouvant fortement déséquilibrer la flore digestive de l'animal. La connaissance des bactéries pathogènes les plus fréquemment rencontrées est également importante dans la mise en place rapide d'un traitement de première intention ciblé.

Comme chez les carnivores domestiques, chaque fois que cela est possible, l'identification du germe et son antibiogramme doivent être réalisés, pour ajuster le traitement initialement prescrit et être plus efficace. Il ne faut pas oublier de demander au laboratoire de préciser les concentrations auxquelles les antibiotiques ont été testés, étant données les différences de concentrations utilisées en médecine humaine et en médecine vétérinaire. Les antibiotiques bactéricides sont généralement préférés aux antibiotiques bactériostatiques, une antibiothérapie prolongée étant susceptible de déclencher l'installation d'une mycose. Il est également nécessaire de tenir compte de la concentration de l'agent médicamenteux qui sera atteinte au niveau du foyer d'infection, selon la voie d'administration et les propriétés intrinsèques du médicaments prescrit.

Enfin, il faut faire attention à la toxicité importante de certains antibiotiques, telle que la gentamicine, lors de leur utilisation chez ces espèces. (André J.-P. – 1999d ; Andreu de Lapierre E. – 2000 ; Rival F. – 2004b)

#### (1) Utilisation des antibiotiques chez les oiseaux

Les maladies bactériennes sont très fréquentes chez les oiseaux. Malgré l'existence d'infections primaires, les surinfections secondaires à de mauvaises conditions d'entretien ou à des immunodépresseurs sont les plus communes. Face à une infection bactérienne chez un oiseau de compagnie, il est alors primordial d'en déterminer la cause sous-jacente.

Plusieurs difficultés se posent dans la mise en place du traitement antibiotique. De très nombreux agents pathogènes peuvent être responsables, par ordre de fréquence décroissante : *Escherichia coli*, *Pseudomonas sp.*, *Chlamydia psittaci*, *Klebsiella sp.* > *Staphylococcus aureus*, *Enterobacter faecalis*, *Salmonella sp.*, *proteus sp.*, *Citrobacter sp.* > *Pasteurella multocida*, *Bordetella sp.*, ou encore des mycobactéries et des mégabactéries. De plus, l'obtention d'une concentration stable d'anti-infectieux est difficilement réalisable, du fait de leur excrétion rapide, et la répétition d'administrations est très stressante pour l'oiseau malade. Enfin, certains antibiotiques doivent être utilisés avec précaution : la gentamicine, la doxycycline, l'association sulfamide-triméthoprime et les lactamines présentent des toxicités rénales, digestives ou nerveuses. Il faut également proscrire de l'arsenal antibiotique les produits contenant des dérivés de la procaine (anesthésique local), ceux-ci pouvant entraîner de graves troubles nerveux et la mort de l'animal traité.

Le traitement antibiotique idéal doit utiliser un produit peu toxique, ciblé (à l'aide de cytologies, cultures et antibiogrammes) et nécessitant un minimum de manipulations de l'oiseau malade. (Andreu de Lapierre E. – 2000 ; Chai N. et al. – 2007)

Plusieurs antibiotiques [tableau 14], énumérés ci-après par ordre alphabétique, sont utilisables, par voie orale ou par voie intramusculaire initialement, suivie d'un relais *per os* :

- l'amikacine, efficace dans le traitement des affections respiratoires, mais à action limitée sur les Gram +. Son injection est douloureuse et elle présente une toxicité rénale et hépatique.

- l'association ampicilline et érythromycine, indiquée dans le traitement des maladies infectieuses d'origine respiratoire chez les oiseaux de cage et de volière, avec une A.M.M. dans ces espèces (Océmycol<sup>®</sup>).

- l'amoxicilline, associée ou non à l'acide clavulanique, utile chez les jeunes oiseaux. Sa clairance (ou quantité hypothétique de plasma qui est complètement débarrassée de la substance en un temps donné) chez les oiseaux est beaucoup plus élevée que



chez les mammifères. L'allométrie n'est donc pas utilisable pour en calculer les posologies à administrer.

- la carbénicilline, qui peut être associée avec des aminoglycosides.
- la céfalexine, mais elle présente l'inconvénient majeur de devoir être administrée très souvent (4 à 8 fois par jour). Il en résulte un risque d'hypersensibilité, à ajouter à sa toxicité rénale et nerveuse.

- le chloramphénicol, qui peut être administré en utilisant différentes voies et qui possède une présentation orale à destination des oiseaux de cage et de volière (Mycolicine O.C.<sup>®</sup>).

- la clindamycine, dont les doses doivent être augmentées en cas d'ostéomyélite.

- la doxycycline, utile en traitement de longue durée (jusqu'à quarante-cinq jours) pour soigner les infections respiratoires à *Chlamydia* (psittacose) et les infections oculaires à germes sensibles. Lors d'effets secondaires (stase du jabot, vomissement), il est possible de réduire les posologies en augmentant la fréquence d'administration. Cette molécule est plutôt mal supportée par les Aras et les Inséparables.

- l'enrofloxacin qui est une des molécules les plus fréquemment utilisées chez les psittacins et en médecine aviaire plus généralement, du fait de sa très bonne tolérance et de son efficacité bactéricide sur les Gram -, les mycoplasmes et de nombreux Gram +. Cet antibiotique peut être très irritant et douloureux lors d'injections intramusculaires mais les pics de concentration plasmatique sont alors bien plus élevés que suite à l'administration *per os*. La présentation galénique de l'enrofloxacin I.M. peut également être administrée par voie orale et elle permet d'obtenir une concentration plasmatique thérapeutique. Il est conseillé d'y adjoindre du jus de fruits (comme du jus de cassis) afin d'en masquer le goût amer et d'éviter les régurgitations. Elle entraîne parfois des anomalies musculo-squelettiques, un retard du développement des plumes et de la PUPD chez les Gris du Gabon. La chondrotoxicité, observée avec l'utilisation de fluoroquinolones, serait possible sur les jeunes en croissance mais il n'y a pas de cas clairement décrits avec l'enrofloxacin et celle-ci semblerait être fonction de l'espèce et dose-dépendante.

- la lincomycine, de bonne efficacité sur les infections podales.

- le métronidazole, efficace contre les bactéries anaérobies et les protozoaires.

- la néomycine (avec une formulation à destination des oiseaux de cage et de volière : l'Océmycine<sup>®</sup>), antibiotique bactéricide appartenant à la famille des aminosides et qui est peu résorbée par voie orale. Elle est indiquée dans le traitement des gastro-entérites infectieuses, plus particulièrement causées par *E. coli*, *Proteus*, *Pseudomonas* ou des staphylocoques.

- l'oxytétracycline, dont la biodisponibilité est affectée par les graviers présents dans le gésier. Il est nécessaire d'acidifier légèrement l'eau de boisson pour palier ce phénomène.

- la pipéracilline, à conserver au froid et pouvant être associée à l'amikacine pour plus d'efficacité.

- la spiramycine, utile dans le traitement des mycoplasmoses.

- l'association sulfamide-triméthoprime, intéressante en pédiatrie aviaire dans le traitement des affections respiratoires et gastro-intestinales, mais aussi comme anticoccidien. Elle présente cependant une toxicité gastro-intestinale et rénale, et elle peut entraîner une aplasie médullaire et des kératites sèches.

- l'association tétracycline et furazolidone (Alasérine<sup>®</sup> avec une A.M.M. chez les oiseaux de cage et de volière) est particulièrement indiquée dans le traitement des infections à germes Gram + et Gram -, à *Chlamydia*, à rickettsie et à mycoplasmes.

- la tylosine pour traiter les affections respiratoires et lutter notamment contre les infections à mycoplasmes. L'aérosolthérapie est un bon complément du traitement systémique. Cette molécule est peu appétente et entraîne souvent des effets secondaires par

voie orale. La voie intramusculaire est à éviter à cause du risque de nécrose musculaire locale. (Andreu de Lapierre E. – 2000 ; Stanford M. – 2002 ; Redrobe S. – 2002 ; Chai N. et al. – 2007 ; DMV – 2007)

**Tableau 12 : Principaux antibiotiques utilisés chez les oiseaux de compagnie [\*formulations avec A.M.M. chez les oiseaux]**

| Principes actifs   | Posologie   | Voie d'administration        | Références                   |
|--|---|------------------------------|------------------------------|
| <b>Amikacine</b>   | 15 à 20 mg/kg bid   | I.M.                         | Andreu de Lapierre E. – 2000 |
|  | 10 à 20 mg/kg bid pendant 7 j.  | I.V.                         |                              |
| <b>Amoxicilline</b>  | 100 mg/kg bid   | P.O.                         | Stanford M. – 2002           |
|  | 150 à 175 mg/kg bid [Psittaciformes]  |                              | Andreu de Lapierre E. – 2000 |
|  | 200 à 300 mg/l sid [Passériformes]  | Eau de boisson               | Andreu de Lapierre E. – 2000 |
|  | 300 à 500 mg/kg sid pendant 7 j. [Passériformes]  | Pâtée                        |                              |
|  | 150 à 175 mg/kg 3 fois par jour pendant 7 j. [Psittaciformes]                             | I.M.                         |                              |
| <b>Amoxicilline/ acide clavulanique</b>                        | 100 mg/kg sid   | I.M./P.O.                    | Stanford M. – 2002           |
| <b>Ampicilline/ Érythromycine*</b><br>(Nom déposé : Océmicol®) | 4 mg d'ampicilline + 4 mg d'érythromycine (soit 1 mesure rase)/30 ml pendant plus de 8 j. | Eau de boisson               | DMV – 2007                   |
| <b>Carbénicilline</b>  | 100 mg/kg bid   | I.M.                         | Andreu de Lapierre E. – 2000 |
| <b>Céfalexine</b>  | 35 à 50 mg/kg 4 fois par jour pendant 7 j. [Psittaciformes]                               | P.O.                         | Andreu de Lapierre E. – 2000 |
|  | 35 mg/kg 8 fois par jour pendant 7 j. [Passériformes]                                     |                              |                              |
| <b>Chloramphénicol*</b><br>(Nom déposé : Mycolicine O.C.®)     | 15 mg/30 ml (soit 500 mg/l) sid pendant 6 à 7 j.  | Eau de boisson               | DMV – 2007                   |
|  | 500 à 1000 mg/l sid   |                              | Andreu de Lapierre E. – 2000 |
|  | 200 à 300 mg/kg sid pendant 7 j. [Passériformes]  | Pâtée                        | Andreu de Lapierre E. – 2000 |
|  | 200 mg/15 ml de ringer, 4 séances de 15 min. par jour pendant 15 j.                       | Aérosol                      |                              |
|  | 50 mg/kg bid [Perruches]  | I.M.                         |                              |
|  | 50 mg/kg 4 fois par jour [Aras]   |                              |                              |
| <b>Clindamycine</b>  | 100 mg/kg sid ;<br>150 mg/kg sid (ostéomyélite)   | P.O.                         | Stanford M. – 2002           |
|  | <b>Doxycycline</b>  | 20 à 50 mg/kg bid            | P.O.                         |
| 40 à 50 mg/kg bid [Psittaciformes]                             |   | Andreu de Lapierre E. – 2000 |                              |
| 250 mg/l sid pendant 15 à 30 j. [Passériformes]                |   | Eau de boisson               | Andreu de Lapierre E. – 2000 |
| 15 mg/kg soit 150 mg/l pendant 5 j. [Pigeons]                  |   |                              | Redrobe S. – 2002            |
| 50 à 100 mg/kg sid pendant 15 à 30 j. [Psittaciformes]         |   | Pâtée                        | Andreu de Lapierre E. – 2000 |
| 500 mg/kg sid pendant 15 à 30 j. [Passériformes]               |   |                              |                              |
| 60 à 100 mg/kg tous les 5-7 j.                                 |   | I.M.                         | Stanford M. – 2002           |
| 10 mg/kg sid   |   |                              |                              |

|  |   |                       |                              |                              |
|--|---|-----------------------|------------------------------|------------------------------|
|  | 75 à 100 mg/kg tous les 5 j. pendant 15 à 30 j. [Psittaciformes]    |                       | Andreu de Lapierre E. – 2000 |                              |
|  | 20 mg/kg le 1 <sup>er</sup> j. de traitement [Psittaciformes]       | I.V.                  | Andreu de Lapierre E. – 2000 |                              |
| <b>Enrofloxacin</b>  | 10 mg/kg bid  | P.O.                  | Stanford M. – 2002           |                              |
|  | 10 à 20 mg/kg sid pendant 7 à 10 j. [Psittacidés]                   |                       | Chai N. et al. – 2007        |                              |
|  | 15 à 30 mg/kg toutes les 12h [Gris du Gabon]                        |                       | Chai N. et al. – 2007        |                              |
|  | 5 à 10 mg/kg bid pendant 7 j. [Cacatoès]                            |                       | Chai N. et al. – 2007        |                              |
|  | 10 à 20 mg/kg sid pendant 5 à 7 j. [Pigeons]                        |                       | Chai N. et al. – 2007        |                              |
|  | 100 à 200 mg/l  |                       | Stanford M. – 2002           |                              |
|  | 100 à 200 mg/l/j pendant 7 à 10 j. [Psittacidés]                    | Eau de boisson        | Chai N. et al. – 2007        |                              |
|  | 25 à 75 mg/100 ml/j pendant 7 j. [Gris du Gabon]                    |                       | Chai N. et al. – 2007        |                              |
|  | 200 mg/l sid [Passériformes]  |                       | Andreu de Lapierre E. – 2000 |                              |
|  | 200 mg/l (1,5 ml de solution à 2,5 %/100 ml) pendant 7 j. [Canaris] |                       | Chai N. et al. – 2007        |                              |
|  | 200 mg/l/j pendant 5 à 7 j. [Pigeons]                               |                       | Chai N. et al. – 2007        |                              |
|  | 200 mg/kg sid pendant 21 j. [Passériformes]                         |                       | Aliment (pâtée)              | Andreu de Lapierre E. – 2000 |
|  | 200 mg/kg d'aliment [Canaris]                                       |                       |                              | Chai N. et al. – 2007        |
|  | 5-15 mg/kg bid  |                       | I.M.                         | Stanford M. – 2002           |
|  | 15 mg/kg bid pendant 15 j. [Psittaciformes]                         |                       |                              | Andreu de Lapierre E. – 2000 |
|  | 5 mg/kg bid pendant 15 j. [Cacatoès]                                |                       |                              | Chai N. et al. – 2005        |
|  | 10 mg/kg sid pendant 10 j. [Cacatoès]                               | Chai N. et al. – 2007 |                              |                              |
|  | 5 à 10 mg/kg bid pendant 7 j. [Cacatoès]                            | Chai N. et al. – 2007 |                              |                              |
|  | 10 à 20 mg/kg sid pendant 5 à 7 j. [Pigeons]                        | S.C.                  | Andreu de Lapierre E. – 2000 |                              |
|  | 5 mg/kg bid pendant 15 j. [Cacatoès]                                | Nébulisation          | Andreu de Lapierre E. – 2000 |                              |
| 100 mg/10 ml de ringer, 4 séances de 15 min. par jour pendant 15 j. [Psittaciformes]           | Aérosol   |                       | Chai N. et al. – 2007        |                              |
| 100 mg/100 ml de sérum phy., 3 à 4 séances de 15 min. par jour pendant 7 à 10 j. [Psittacidés] | Nettoyage des sinus   | Chai N. et al. – 2007 |                              |                              |
| 0,2 mg/ml de sérum phy. sid pendant 7 à 10 j. [Psittacidés]                                    |   |                       |                              |                              |
| <b>Lincomycine</b>   | 75 mg/kg bid  | P.O.                  | Stanford M. – 2002           |                              |
|  | 200 mg/l  | Eau de boisson        | Stanford M. – 2002           |                              |
|  | 100 mg/kg bid   | I.M.                  | Stanford M. – 2002           |                              |
| <b>Métronidazole</b>   | 50 mg/kg bid  | P.O.                  | Stanford M. – 2002           |                              |
|  | 40 mg/kg pendant 5 j. [Pigeons]                                     |                       | Redrobe S. – 2002            |                              |
| <b>Néomycine*</b><br>(Nom déposé : Océmicine®)   | 20 mg (1 c. à c.)/250 ml sid pendant une semaine                    | Eau de boisson        | DMV – 2007                   |                              |
| <b>Oxytétracycline</b>   | 50 mg/kg bid [Cacatoès]   | P.O.                  | Andreu de Lapierre E. – 2000 |                              |

|  |   |                         |  |
|--|---|-------------------------|--|
|  | 50 à 100 mg/kg tous les 3 j. pendant 7 j. [Cacatoès]                        | S.C.                    | Andreu de Lapierre E. – 2000                       |
|  | 50 à 100 mg/kg sid  |                         | Stanford M. – 2002                                 |
|  | 50 mg/kg sid ou 50 à 100 mg/kg tous les 3 j. pendant 7 j. [Cacatoès]        | I.M.                    | Andreu de Lapierre E. – 2000                       |
| <b>Pipéracilline</b>   | 100 mg/kg bid   | I.M.                    | Andreu de Lapierre E. – 2000                       |
| <b>Spiramycine</b>   | 200 à 400 mg/l sid ;<br>400 mg/kg sid pendant 7 j.<br>[Passériformes]       | Eau de boisson<br>Pâtée | Andreu de Lapierre E. – 2000                       |
|  | 100 mg/kg sid ;<br>100 à 200 mg/kg sid pendant 7 j.<br>[Psittaciformes]     | I.M.<br>P.O.            |  |
| <b>Sulfamide/<br/>Triméthoprime</b><br><br><sup>a</sup> on ne sait pas ici s’il s’agit de mg par animal, par kg de P.V. ou par kg d’aliment... | 20 à 50 mg/kg bid   | P.O.                    | Stanford M. – 2002                                 |
|  | 25 mg/kg sid pendant 7 j.<br>[Psittaciformes]                               |                         | Andreu de Lapierre E. – 2000                       |
|  | 1 g/l   | Eau de boisson          | Stanford M. – 2002                                 |
|  | 50 à 100 mg/l sid pendant 7 j.<br>[Passériformes]                           |                         | Andreu de Lapierre E. – 2000                       |
|  | 100 mg <sup>a</sup> sid pendant 7 j.<br>[Passériformes]                     |                         | Andreu de Lapierre E. – 2000                       |
|  | 10 mg/kg bid  | I.M.                    | Stanford M. – 2002                                 |
|  | 10 mg/kg sid pendant 7 j.<br>[Psittaciformes]                               |                         | Andreu de Lapierre E. – 2000                       |
| <b>Triméthoprime</b>   | 200 mg/l pendant 5 j. [Pigeons]   | Eau de boisson          | Redrobe S. – 2002                                  |
| <b>Tétracycline/<br/>Furazolidone*</b><br>(Nom déposé : Alasérine®)  | 2,5 mg de tétracycline + 0,25 mg de furazolidone (1 comprimé)/30 g P.V. sid | P.O./Pâtée              | DMV – 2007   |
| <b>Tylosine</b>  | 100 mg/kg sid pendant 7 j.<br>[Psittaciformes]                              | P.O.                    | Andreu de Lapierre E. – 2000                       |
|  | 2 c. à c.* dans 4,5 l   | Eau de boisson          | Stanford M. – 2002                                 |
|  | 250 à 400 mg/l sid pendant 7 j.<br>[Passériformes]                          |                         | Andreu de Lapierre E. – 2000                       |
|  | 400 mg/kg sid pendant 7 j.<br>[Passériformes]                               | Pâtée                   | Andreu de Lapierre E. – 2000                       |
|  | 100 mg/10 ml de ringer, 4 séances par jour pendant 15 j.                    | Aérosol                 | Andreu de Lapierre E. – 2000                       |
|  | 30 mg/kg bid<br>15 à 40 mg/kg bid pendant 7 j.<br>[Psittaciformes]          | I.M.                    | Stanford M. – 2002<br>Andreu de Lapierre E. – 2000 |

\* c. à c. : cuillère à café.

## (2) Utilisation des antibiotiques chez les reptiles

Les maladies bactériennes sont les plus grandes causes de morbidité et de mortalité chez les reptiles captifs. Une grande variété d’agents pathogènes peut être impliquée, directement ou secondairement. Néanmoins, le plus souvent, ce sont des Gram- qui sont rencontrées (94% des germes identifiés lors d’une étude rétrospective). Ces germes opportunistes, comme *Aeromonas hydrophila*, *Salmonella arizonae*, *Providencia sp. (P. rettgeri)*, *Morganella sp. (M. Morganii)*, *Klebsiella sp. (K. oxytoca)* et *Pseudomonas sp. (P. aeruginosa)* entre autres, sont naturellement présents chez les reptiles et proviennent la plupart du temps du tube digestif. Lors d’une modification de l’état général de l’animal (mauvaises conditions environnementales, immunodéficience, infection virale), ils deviennent invasifs et pathogènes. Des bactéries anaérobies peuvent également être impliquées, lors d’affections buccales, cutanées, digestives ou dans la formation d’abcès. Dans la très grande majorité des cas, des prélèvements pour culture suffisent à apporter un diagnostic. Les antibiogrammes,

quant à eux, sont très utiles pour la mise en place d'un traitement adéquat. Le choix de l'antibiotique privilégie alors la bonne rémanence de la molécule, sa faible toxicité et son efficacité contre les germes incriminés.

La majorité des anti-infectieux utilisés chez les reptiles ont une toxicité réduite, exception faite des aminosides dont la néphrotoxicité serait aggravée par leur système porte-rénal et une température ambiante trop basse. Enfin, des réactions locales lors d'injections sont fréquemment observées : irritation, douleur ou formation d'œdèmes. (Andreu de Lapierre E. – 2000 ; Rival F. – 2004b ; Chai N. et al. – 2007)

De même que chez les oiseaux, les anti-infectieux [tableau 15] peuvent être administrés *per os* ou en intramusculaire, quelquefois en sous-cutanée :

- l'aciclovir est un antiviral utilisé pour traiter les dermatites à herpès-virus chez les tortues terrestres. Son application en topique et sa nébulisation peuvent également aider à la guérison.

- l'amikacine est la molécule la plus sûre d'utilisation disponible dans la famille des aminosides. Elle présente cependant une néphrotoxicité potentielle, ce qui interdit son administration chez des individus déshydratés. Elle est, avec la ceftazidime, un antibiotique efficace contre les bactéries Gram – aérobies, avec peu de résistances.

- l'ampicilline a une activité antibiotique sur les bactéries Gram + et certaines anaérobies. Il existe cependant des résistances chez *Pseudomonas*, *Salmonella* et *Klebsiella*. Elle peut être utilisée en association avec un aminoside.

- la carbénicilline est un antibiotique à large spectre qui connaît un recyclage vésical chez les tortues, ce qui augmente d'autant sa rémanence. Elle entraîne souvent une irritation au point d'injection

- la ceftazidime est, comme l'amikacine, efficace contre les bactéries Gram – aérobies avec peu de résistances mais aussi contre certaines anaérobies. Elle est également peu néphrotoxique.

- le chloramphénicol est un antibiotique bactériostatique dont l'utilité est limitée chez les reptiles. Il est à éviter en cas de déshydratation. Il est également hépatotoxique et connaît quelques résistances. Il peut entraîner des modifications définitives de pigmentation chez les caméléons lors de son administration I.M. ainsi que la destruction de la moelle osseuse chez les serpents d'eau.

- la clarithromycine est efficace contre les bactéries du genre *Pasteurella*.

- la doxycycline est utilisée notamment lors d'infections respiratoires comme les mycoplasmoses, et elle doit être administrée conjointement à de la nystatine pour prévenir les infections secondaires par des levures. Elle connaît des résistances avec les genres *Pseudomonas* et *Salmonella*.

- l'enrofloxacin est un antibiotique très utilisé et très efficace, notamment chez les sauriens lors de plaies cutanées infectées (en complément du traitement local), de stomatite, d'abcès infra-orbitaires et de troubles respiratoires avec des traitements de plus trois semaines. Il possède une excellente activité sur les bactéries Gram - aérobies et les mycoplasmes, bactéries les plus rencontrées chez les reptiles, mais également sur certaines Gram +. Sa diffusion dans l'organisme des reptiles est large. [cf. également le tableau 7 sur sa pharmacocinétique chez les reptiles selon l'espèce] Selon l'antibiogramme et les organes cibles, l'enrofloxacin peut être associée à une  $\beta$ -lactamine ou au métronidazole pour lutter contre les germes anaérobies. L'administration intramusculaire ou sous-cutanée entraîne assez souvent une douleur, une nécrose tissulaire, voire la formation d'abcès stériles au point d'injection. L'injection sous-cutanée peut provoquer des décolorations de la peau ou une nécrose locale. Cependant, la pharmacocinétique du produit est encore plus variable lors d'administration *per os*. La voie I.M. lui est donc préférée.

- la gentamicine peut également être utilisée mais des cas de néphrotoxicité, en particulier chez les serpents, ont été rapportés. Il est donc important de veiller à la bonne hydratation de l'animal parallèlement à ce type de traitement.

- la marbofloxacin et la pipéracilline peuvent également être prescrites.

- le métronidazole est efficace contre les bactéries anaérobies telles que *Clostridium sp.* Il est aussi utile, associé au fenbendazole, pour vermifuger les individus anorexiques chez lesquels un parasitisme important est suspecté ou à la sortie d'hibernation.
- l'oxytétracycline a une action contre les aérobie et les bactéries du genre *Chlamydia* et *Salmonella*. Elle peut entraîner des lésions tissulaires et une inflammation au point d'injection.
- l'association sulfadiazine-triméthoprime est active sur les bactéries du genre *Pseudomonas* mais elle présente une hépatotoxicité non négligeable lors de traitements prolongés.
- la tylosine a une activité bactériostatique contre les bactéries du genre *Mycoplasma*. Son utilisation est recommandée notamment lors de pneumonie. (Andreu de Lapierre E. – 2000 ; McArthur S.D.J. – 2002 ; Heard D. et al. – 2002 ; Raiti P. – 2002 ; Rival F. – 2004b ; Vienet V. – 2005 ; Carpenter J.W. – 2005 ; Goodman G. – 2006 ; Chai N. et al. – 2005/2007)

L'association de plusieurs anti-infectieux est possible dans certaines situations mais il est plutôt conseillé d'alterner chaque traitement tous les trois jours. Lors de graves affections à bactéries Gram -, les aminosides (gentamicine ou amikacine) sont souvent prescrits en association avec des pénicillines (céphalosporines, ceftazidime ou ampicilline). En cas de traitements concomitants de carbénicilline et de gentamicine, ils doivent être administrés séparément car le mélange des deux molécules dans la même seringue les inactive. (Andreu de Lapierre E. – 2000 ; Carpenter J.W. – 2005)

**Tableau 13 : Principaux antibiotiques utilisés chez les reptiles de compagnie**

| Principes actifs   | Posologie et voie d'administration  | Espèces    | Références  |
|--|---|------------|---|
| <b>Aciclovir</b>   | 80 mg/kg P.O. sid (pendant 10 j.)   | Chéloniens | McArthur S.D.J. – 2002<br>(Carpenter J.W. – 2005<br>Goodman G. – 2006)                                |
| <b>Amikacine</b>   | 5 mg/kg I.M. une fois puis 2,5 mg/kg toutes les 72h                       | Toutes     | Goodman G. – 2006   |
|  | 50 à 75 mg/10 ml de solution saline pour des nébulisations de 30 min. bid |            | Carpenter J.W. – 2005   |
|  | 2,5 mg/7,5 ml DMSO en topique sid/bid pendant 21 à 28 j.                  |            | Carpenter J.W. – 2005   |
|  | 5 mg/kg I.M. une fois puis 2,5 mg/kg toutes les 72h                       | Chéloniens | Carpenter J.W. – 2005   |
|  | 5 mg/kg I.M. toutes les 48h (pendant 10 j.) [Tortues terrestres]          |            | McArthur S.D.J. – 2002<br>Rival F. – 2004b<br>Carpenter J.W. – 2005<br>(Andreu de Lapierre E. – 2000) |
|  | 2,5 à 3 mg/kg I.M. toutes les 72h pour 5 traitements [Tortues marines]    |            | Carpenter J.W. – 2005   |
|  | 5 mg/kg I.M. une fois puis 2,5 mg/kg toutes les 72h (pendant 10 j.)       | Sauriens   | Heard D. et al. – 2002<br>Carpenter J.W. – 2005<br>(Andreu de Lapierre E. – 2000)                     |
|  | 5 mg/kg I.M. sid  |            | Carpenter J.W. – 2005   |
|  | 50 mg/10 ml de NaCl en aérosol  | Caméléons  | Vienet V. – 2005  |
|  | 5 mg/kg I.M. une fois puis 2,5 mg/kg I.M. toutes les 72h (pendant 10 j.)  | Ophidiens  | Rival F. – 2004b<br>Carpenter J.W. – 2005<br>(Andreu de Lapierre E. – 2000)                           |
| 2,5 à 5 mg/kg I.M. toutes les 72h                              | Raiti P. – 2002   |            |   |
| 3 mg/kg S.C./I.M. toutes les 72h [Pythons]                     | Carpenter J.W. – 2005   |            |   |
| 3,48 mg/kg I.M. une fois puis tous les 4 à 5 j. [Python royal] | Raiti P. – 2002   |            |   |

|                                    |   |                            |   |
|------------------------------------|---|----------------------------|---|
|                                    | 1 mg/kg I.M. toutes les 72h<br>[Pythons sanguins]                   |                            | Carpenter J.W. – 2005   |
|                                    | 2 mg/kg I.M. toutes les 72h<br>[Pythons des roches et à tête noire] |                            |   |
| <b>Ampicilline</b>                 | 3 à 6 mg/kg P.O./S.C./I.M. toutes les 12 à 24h                      | Toutes                     | Carpenter J.W. – 2005   |
|                                    | 10 mg/kg S.C./I.M. bid ou 20 mg/kg sid                              |                            | Carpenter J.W. – 2005   |
|                                    | 6 mg/kg I.M. bid (ulcères du plastron)                              | Chéloniens                 | Carpenter J.W. – 2005   |
|                                    | 20 mg/kg I.M./S.C. sid (pendant 14 j.)                              |                            | Carpenter J.W. – 2005<br>(Andreu de Lapierre E. – 2000)                   |
|                                    | 50 mg/kg I.M. bid   |                            | McArthur S.D.J. – 2002  |
|                                    | 3 à 6 mg/kg I.M./S.C. sid   | Sauriens                   | Heard D. et al. – 2002  |
|                                    | 5 mg/kg I.M./S.C. bid pendant 14 j.                                 | Iguanés                    | Andreu de Lapierre E. – 2000  |
|                                    | 3 à 6 mg/kg S.C./I.M. sid   | Ophidiens                  | Raiti P. – 2002   |
|                                    | 10 à 30 mg/kg I.M./S.C. sid pendant 14 j.                           |                            | Andreu de Lapierre E. – 2000  |
| <b>Carbénicilline</b>              | 400 mg/kg I.M. toutes les 48h                                       | Chéloniens<br>(terrestres) | McArthur S.D.J. – 2002<br>Rival F. – 2004b<br>Carpenter J.W. – 2005       |
|                                    | 200 à 400 mg/kg I.M. sid pendant 7 à 14 j.                          |                            | Andreu de Lapierre E. – 2000  |
|                                    | 400 mg/kg S.C./I.M. sid   | Sauriens                   | Carpenter J.W. – 2005   |
|                                    | 200 à 400 mg/kg I.M. sid  |                            | Heard D. et al. – 2002  |
|                                    | 200 à 400 mg/kg P.O./I.M. sid pendant 7 à 14 j.                     | Iguanés                    | Andreu de Lapierre E. – 2000  |
|                                    | 400 mg/kg I.M./S.C. sid pendant 7 à 14 j.                           | Lézards                    | Andreu de Lapierre E. – 2000  |
|                                    | 200 à 400 mg/kg I.M. sid  | Ophidiens                  | Raiti P. – 2002<br>Rival F. – 2004b                                       |
|                                    | 400 mg/kg I.M. sid (pendant 7 à 14 j.)                              |                            | Carpenter J.W. – 2005<br>(Andreu de Lapierre E. – 2000)                   |
| 200 mg/kg I.M. sid [Pythons tapis] | Carpenter J.W. – 2005   |                            |   |
| <b>Céfaléxine</b>                  | 20 à 40 mg/kg I.M./P.O. sid   | Toutes                     | Rival F. – 2004b  |
|                                    | 20 à 40 mg/kg P.O. bid  |                            | Carpenter J.W. – 2005   |
|                                    | 20 à 40 mg/kg P.O. bid  | Iguanés                    | Andreu de Lapierre – 2000   |
| <b>Ceftazidime</b>                 | 20 mg/kg I.M./S.C./I.V.) toutes les 72h                             | Toutes                     | Andreu de Lapierre – 2000<br>(Carpenter J.W. – 2005<br>Goodman G. – 2006) |
|                                    | 20 mg/kg I.M./I.V.) toutes les 72h (Tortues marines)                | Chéloniens                 | McArthur S.D.J. – 2002<br>(Carpenter J.W. – 2005)                         |
|                                    | 20 mg/kg I.M./I.V. toutes les 72h                                   | Sauriens                   | Heard D. et al. – 2002  |
|                                    | 20 mg/kg I.M. toutes les 72h  | Ophidiens                  | Raiti P. – 2002   |
|                                    | 20 mg/kg I.M./I.V. toutes les 72h                                   |                            | Rival F. – 2004b  |
| <b>Chloramphénicol</b>             | 50 mg/kg P.O. sid   | Toutes                     | Goodman G. – 2006   |
|                                    | 20 mg/kg P.O./S.C./I.M. bid ou 40 mg/kg sid                         |                            | Carpenter J.W. – 2005   |
|                                    | 20 mg/kg I.V. bid pendant 15 j.                                     | Chéloniens                 | Andreu de Lapierre E. – 2000  |
|                                    | 40 à 50 mg/kg I.M./S.C. sid pendant 15 j.                           | Lézards                    | Andreu de Lapierre E. – 2000  |
|                                    | 20 mg/kg I.M./S.C. bid pendant 15 j.                                | Iguanés                    | Andreu de Lapierre E. – 2000  |
|                                    | 40 à 50 mg/kg S.C. toutes les 12 à 72h                              | Ophidiens                  | Carpenter J.W. – 2005<br>Goodman G. – 2006                                |
|                                    | 50 mg/kg I.M. toutes les 12 à 72h                                   |                            | Rival F. – 2004b  |

|                        |   |                         |   |
|------------------------|---|-------------------------|---|
|                        | 50 mg/kg I.M./P.O. toutes les 36h pendant 15 j.   |                         | Andreu de Lapierre E. – 2000  |
| <b>Clarithromycine</b> | 15 mg/kg P.O. toutes les 48h  | Chéloniens              | McArthur S.D.J. – 2002  |
|                        | 15 mg/kg P.O. toutes les 48 à 72h [Tortues terrestres]  |                         | Carpenter J.W. – 2005   |
| <b>Doxycycline</b>     | 5 à 10 mg/kg P.O. sid pendant 10 à 45 jours   | Toutes                  | Carpenter J.W. – 2005   |
|                        | 10 mg/kg P.O. sid   |                         | Carpenter J.W. – 2005   |
|                        | 50 mg/kg I.M. initialement ; puis 25 mg/kg sid  | Chéloniens (terrestres) | McArthur S.D.J. – 2002  |
|                        | 50 mg/kg I.M. une fois puis 25 mg/kg toutes les 72h   |                         | Andreu de Lapierre E. – 2000<br>Rival F. – 2004b<br>Carpenter J.W. – 2005 |
|                        | 10 mg/kg/j ou 50 mg/kg P.O. tous les 4 jours  | Caméléons               | Vienet V. – 2005  |
|                        | 5 à 10 mg/kg P.O. sid   | Ophidiens               | Andreu de Lapierre E. – 2000  |
|                        | 30 à 50 mg/kg I.M. sid  |                         | Andreu de Lapierre E. – 2000  |
| <b>Enrofloxacin</b>    | 10 mg/kg I.M./P.O. sid pendant 10 j.  | Toutes                  | Andreu de Lapierre E. – 2000  |
|                        | 5 à 10 mg/kg sid P.O./S.C./I.M.   |                         | Carpenter J.W. – 2005<br>Goodman G. – 2006<br>Chai N. et al. – 2007       |
|                        | 1 à 3 ml (50 mg/250 ml de sérum physiologique) en flushing nasal sid  |                         | Chai N. et al. – 2007   |
|                        | 10 mg/kg S.C./I.M. sid  | Chéloniens              | McArthur S.D.J. – 2002  |
|                        | 5 à 10 mg/kg I.M. toutes les 24 à 48h   |                         | Carpenter J.W. – 2005<br>Chai N. et al. – 2005/2007                       |
|                        | 10 mg/kg I.M. sid [Tortues d'Herman]  | Terrestres              | Carpenter J.W. – 2005<br>Chai N. et al. – 2005/2007                       |
|                        | 10 mg/kg I.M. toutes les 48h [Tortue mauresque]   |                         | Chai N. et al. – 2005/2007  |
|                        | 5 mg/kg I.M. toutes les 96h [Tortues boîtes]  |                         | Chai N. et al. – 2005/2007  |
|                        | 5 mg/kg I.M. toutes les 48h   | Marins                  | Carpenter J.W. – 2005<br>Chai N. et al. – 2005/2007                       |
|                        | 5 mg/kg P.O./I.M. sid   | Sauriens                | Carpenter J.W. – 2005   |
|                        | 5 à 10 mg/kg I.M./S.C./P.O. sid   |                         | Heard D. et al. – 2002  |
|                        | 5 à 10 mg/kg I.M./P.O. sid  | Caméléons               | Vienet V. – 2005  |
|                        | 10 mg/kg I.M. sid   |                         |   |
|                        | 5 mg/kg I.M./P.O. sid   | Iguanidés               | Chai N. et al. – 2007   |
|                        | 10 mg/kg I.M. toutes les 48h  | Varans                  |   |
|                        | 10 mg/kg I.M. tous les 5 j.   |                         | Carpenter J.W. – 2005   |
|                        | 5 mg/kg I.M. sid  | Ophidiens               | Raiti P. – 2002   |
|                        | 10 mg/kg I.M. puis 5 mg/kg I.M. toutes les 48h  |                         | Carpenter J.W. – 2005   |
|                        | 10 mg/kg I.M. toutes les 48h, jusqu'à 21 j. selon l'affection   |                         | Carpenter J.W. – 2005<br>Chai N. et al. – 2005/2007                       |
|                        | 6,6 mg/kg I.M. sid ou 11 mg/kg toutes les 48h [Pythons]   |                         | Carpenter J.W. – 2005   |
|                        |   |                         |   |
| <b>Gentamicine</b>     | 10 à 20 mg/15 ml de solution saline pour des nébulisations de 30 min. bid, associée à de la hyaluronidase (pneumonie) | Toutes                  | Carpenter J.W. – 2005   |
|                        | 10 mg/kg I.M. toutes les 48h pendant 10 j.  | Chéloniens              | Andreu de Lapierre E. – 2000  |



|                                  |   |                 |  |
|----------------------------------|---|-----------------|--|
|                                  | 5 mg/kg I.M. toutes les 72h   | terrestres      | Carpenter J.W. – 2005                                |
|                                  | 2 à 4 mg/kg I.M. toutes les 72h   |                 |  |
|                                  | 6 mg/kg I.M. toutes les 72 à 96h  |                 |  |
|                                  | 3 mg/kg I.M. > toutes les 96h [Tortues-boîtes de l'est]                 | aquatiques      | Rival F. – 2004b                                     |
|                                  | 3 à 5 mg/kg I.M. toutes les 48h   | Iguanes         | Andreu de Lapierre E. – 2000                         |
|                                  | 4 mg/kg I.M./S.C. 2 fois le 1 <sup>er</sup> jour puis sid pendant 10 j. |                 |  |
|                                  | 2,5 mg/kg S.C. toutes les 72h   | Ophidiens       | Raiti P. – 2002                                      |
|                                  | 2,5 mg/kg I.M. toutes les 72h   |                 | Rival F. – 2004b                                     |
|                                  | 2 à 5 mg/kg I.M. toutes les 72h pendant 10 j.                           |                 | Andreu de Lapierre E. – 2000                         |
|                                  | 2,5 mg/kg I.M. toutes les 72h [Serpents-taupes]                         |                 | Carpenter J.W. – 2005                                |
|                                  | 2,5 à 3 mg/kg I.M. puis 1,5 mg/kg toutes les 96h [Pythons sanguins]     |                 |  |
| <b>Marbofloxacine</b>            | 2 à 5 mg/kg P.O./I.M. toutes les 48h                                    | Chéloniens      | Rival F. – 2004b                                     |
|                                  | 2 mg/kg P.O./S.C. toutes les 48h  | Autres reptiles | Goodman G. – 2006                                    |
|                                  | 5 à 10 mg/kg P.O./I.M. sid  |                 | Rival F. – 2004b                                     |
|                                  | 2 à 10 mg/kg P.O./S.C. sid  | Caméléons       | Goodman G. – 2006                                    |
|                                  | 10 mg/kg P.O. sid   |                 | Vienet V. – 2005                                     |
|                                  | 10 mg/kg P.O. sid pendant 10 j.   | Ophidiens       | Andreu de Lapierre E. – 2000                         |
|                                  | 10 mg/kg P.O. toutes les 48h [Python royal]                             |                 | Carpenter J.W. – 2005                                |
| <b>Métronidazole</b>             | 12,5 à 40 mg/kg P.O. sid (pendant plus de 7 j.)                         | Toutes          | Goodman G. – 2006 (Carpenter J.W. – 2005)            |
|                                  | 50 mg/kg P.O. sid   | Chéloniens      | McArthur S.D.J. – 2002                               |
|                                  | 20 mg/kg P.O. toutes les 24 à 48h (Iguanes)                             | Sauriens        | Heard D. et al. – 2002 (Carpenter J.W. – 2005)       |
|                                  | 20 mg/kg P.O. toutes les 48h  | Ophidiens       | Raiti P. – 2002<br>Carpenter J.W. – 2005             |
|                                  | 20 à 50 mg/kg P.O. toutes les 48h                                       |                 | Rival F. – 2004b                                     |
| <b>Oxytétracycline</b>           | 5 à 10 mg/kg I.M. sid [Tortues terrestres]                              | Chéloniens      | Carpenter J.W. – 2005                                |
|                                  | 10 à 20 mg/kg I.M. tous les 2 à 4 j.                                    | Sauriens        | Heard D. et al. – 2002                               |
|                                  | 6 à 10 mg/kg I.M./I.V./P.O.) sid  | Iguanes         | Andreu de Lapierre E. – 2000 (Carpenter J.W. – 2005) |
|                                  | 25 mg/kg I.M./P.O. sid  | Ophidiens       | Andreu de Lapierre E. – 2000                         |
| <b>Pipéracilline</b>             | 50 à 100 mg/kg I.M. sid   | Toutes          | Carpenter J.W. – 2005                                |
|                                  | 100 à 200 mg/kg S.C./I.M. toutes les 24 à 48h                           |                 |  |
|                                  | 100 mg/10 ml de solution saline pour des nébulisations de 30 min. bid   |                 |  |
|                                  | 100 mg/kg I.M. toutes les 48h   | Chéloniens      | McArthur S.D.J. – 2002                               |
|                                  | 50 mg/kg I.M. puis 25 mg/kg sid   | Ophidiens       | Carpenter J.W. – 2005                                |
|                                  | 100 mg/kg I.M. toutes les 48h (Serpents sanguins)                       |                 | Raiti P. – 2002 (Carpenter J.W. – 2005)              |
|                                  | 100 mg/kg I.M. sid  |                 | Rival F. – 2004b                                     |
| 200 mg/kg I.M. sid pendant 10 j. | Andreu de Lapierre E. – 2000  |                 |  |
| <b>Sulfadiazine</b>              | 25 mg/kg P.O. sid (pendant 7 j.)  | Toutes          | Carpenter J.W. – 2005                                |
|                                  |   | Lézards         | (Andreu de Lapierre E. – 2000)                       |
|                                  |   | Ophidiens       |  |
| <b>Sulfadiazine crème</b>        | Application topique journalière   | Ophidiens       | Raiti P. – 2002                                      |

|  |   |                              |   |
|--|---|------------------------------|---|
| <b>Sulfadiazine/<br/>Triméthoprime</b> | 15 à 25 mg/kg P.O. sid                                    | Toutes                       | Carpenter J.W. – 2005                       |
|  | 20 à 30 mg/kg P.O./S.C./I.M. toutes les 24 à 48h          |                              |   |
|  | 30 mg/kg P.O./S.C./I.M. sid deux fois puis toutes les 48h |                              |   |
|  | 20 à 30 mg/kg P.O. sid 2 j. minimum                       | Sauriens                     | Heard D. et al. – 2002                      |
|  | 15 mg/kg S.C./I.M. sid pendant 10 j.                      | Lézards                      | Andreu de Lapierre E. – 2000                |
| 15 mg/kg S.C./I.M. sid pendant 10 j.   | Ophidiens   | Andreu de Lapierre E. – 2000 |   |
| <b>Tylosine</b>                        | 5 mg/kg I.M. sid (pendant 10 à 60 j.)                     | Toutes                       | Rival F. – 2004b<br>(Carpenter J.W. – 2005) |
|  | 25 mg/kg I.M. sid   | Sauriens                     | Heard D. et al. – 2002                      |
|  | 5 mg/kg I.M. sid pendant 10 j.                            | Lézards                      | Andreu de Lapierre E. – 2000                |
|  | 5 mg/kg I.M. sid  | Caméléons                    | Vienet V. – 2005                            |
|  | 25 mg/kg I.M. sid pendant 10 j.                           | Ophidiens                    | Andreu de Lapierre E. – 2000                |

#### **d) Les anti-inflammatoires et les analgésiques**

Les reptiles et les oiseaux manifestent beaucoup moins, ou différemment, la douleur et les diverses réactions inflammatoires par rapport aux animaux domestiques plus classiques. Le seuil de douleur chez ces espèces exotiques a ainsi longtemps été considéré comme beaucoup plus élevé que chez les mammifères. Mais une absence de signes attestant de la douleur ne signifie pas pour autant une absence de douleur.

On s'est alors rendu compte qu'une gestion de la douleur et des réactions inflammatoires pré-, per- et post-opératoire, lors de la réalisation d'examen complémentaire ou lors de processus pathologiques douloureux permettait d'obtenir de bien meilleurs résultats, que ce soit en taux de survie global mais également dans la vitesse de récupération de l'animal suite à l'intervention. Il a aussi été démontré que ces espèces perçoivent la douleur de manière similaire aux mammifères. Toutefois, le nombre et la distribution des récepteurs, aux analgésiques opioïdes notamment, varient d'une espèce à l'autre, entraînant des réponses spécifiques. Bien entendu, toutes les molécules utilisables chez les carnivores domestiques ne sont pas forcément aussi bien tolérées par ces espèces et les extrapolations de données doivent être effectuées avec beaucoup de prudence.

Plusieurs grandes familles d'analgésiques et d'anti-inflammatoires sont disponibles sur le marché : les opioïdes, analgésiques à action centrale, dont le butorphanol est le représentant le plus utilisé outre-atlantique chez les NAC, les glucocorticoïdes pour lesquels les effets secondaires (retard de cicatrisation et immunosuppression notamment) impliquent des traitements de moins de cinq jours et les A.I.N.S., actifs sur les médiateurs de l'inflammation surtout au niveau périphérique, tel que le méloxicam qui est la molécule entraînant actuellement le moins d'effets secondaires. L'idéal serait en fait d'associer plusieurs types d'analgésiques afin d'obtenir un effet synergique et ainsi de les utiliser à doses plus réduites, ce qui diminuerait leur toxicité. (Chai N. – 2005)

##### ***(1) Utilisation des anti-inflammatoires et des analgésiques chez les oiseaux***

La douleur chez les oiseaux se manifeste par de l'anorexie et de l'apathie, avec un oiseau en boule, le plumage ébouriffé, plus ou moins ataxique, les ailes pendantes, les yeux mi-clos à fermés, réalisant fréquemment des changements de posture pour une position plus antalgique. Il peut également présenter de la réticence à se percher et des modifications de son comportement comme de l'agressivité, de l'automutilation, un arrêt de son toilettage ou, au contraire, un toilettage excessif allant jusqu'au picage. Sur le plan clinique, une augmentation de la fréquence respiratoire est généralement observée ainsi que des surinfections, du fait de l'immunosuppression provoquée par la douleur. D'une manière générale, les espèces non

prédatrices, les plus fréquentes en clientèle classique, extériorisent beaucoup moins ces signes que les autres espèces. (Chai N. – 2005)

Les principaux principes actifs anti-inflammatoires et antalgiques utilisés chez les oiseaux sont donnés dans le tableau ci-dessous [tableau 12].

**Tableau 14 : Principaux anti-inflammatoires et analgésiques utilisés chez les oiseaux de compagnie**

| Principes actifs                     | Posologie   | Voie d'administration | Références                                 |
|--------------------------------------|---|-----------------------|--|
| <b>Acétate de méthylprednisolone</b> | 5 à 12 mg/kg une fois ou deux à 15 j. d'intervalle  | I.M.                  | Bellangeon M. – 1999                       |
| <b>Buprénorphine</b>                 | 0,01 à 0,05 mg/kg [pigeons]   | I.M.                  | Redrobe S. – 2002                          |
| <b>Butorphanol</b>                   | 2 à 4 mg/kg   | I.V./P.O.             | Stanford M. – 2002                         |
|                                      | 2 à 4 mg/kg<br>0,2 à 0,4 mg/kg (jusqu'à 10 fois cette dose) [Pigeons]   | I.M.                  | Stanford M. – 2002<br>Redrobe S. – 2002    |
| <b>Carprofène</b>                    | 5 à 10 mg/kg sid  | I.M.                  | Stanford M. – 2002                         |
| <b>Dexaméthasone</b>                 | 2 à 4 mg/kg sid pendant 3 à 5 j.  | I.M.                  | Bellangeon M. – 1999<br>Stanford M. – 2002 |
|                                      | 2 à 4 mg/kg toutes les 12h (choc)<br>0,6 à 6 mg/kg sid ;<br>0,3 à 3 mg/kg bid [Pigeons]   |                       | Roman Y. – 2004b<br>Redrobe S. – 2002      |
|                                      | 2 à 4 mg/kg toutes les 12h (choc)<br>0,6 à 6 mg/kg sid ;<br>0,3 à 3 mg/kg bid [Pigeons]   | I.V.                  | Roman Y. – 2004b<br>Redrobe S. – 2002      |
|                                      |   |                       |  |
| <b>Flunixin méglumine</b>            | 1 à 10mg/kg sid [Pigeons]   | I.M./I.V.             | Redrobe S. – 2002                          |
| <b>Kétoprofène</b>                   | 2 mg/kg   | I.M.                  | Stanford M. – 2002                         |
| <b>Méloxicam</b>                     | 0,1 mg/kg sid   | P.O.                  | Stanford M. – 2002                         |
|                                      | 0,5 à 1 mg/kg toutes les 12 à 24h<br>0,5 à 1 mg/kg bid<br>[perruche à collier]  |                       | Chai N. et al. – 2005<br>Roman Y. – 2005   |
|                                      | 0,2 mg/kg bid [Gris du Gabon]<br>0,2 mg/kg bid pendant 6 j.<br>[Diamant]  |                       | Chai N. et al. – 2005                      |
|                                      | 0,5 à 1 mg/kg toutes les 12 à 24h<br>0,1 à 0,2 mg/kg (relais P.O.)  |                       | S.C.<br>Stanford M. – 2002                 |
|                                      | 0,5 à 1 mg/kg toutes les 12 à 24h<br>0,1 à 0,5 mg/kg sid pendant 3 à 4 j.<br>[Cacatoès]<br>0,2 mg/kg (relais P.O.)<br>[Gris du Gabon] | I.M.                  | Chai N. et al. – 2005                      |
|                                      | 0,25 à 0,5 mg/kg toutes les 4h<br>[perruche à collier]  | I.V.                  | Roman Y. – 2005                            |
|                                      |   |                       |  |
|                                      |   |                       |  |
| <b>Méthylprednisolone</b>            | 5 à 20 mg/kg sid  | I.M.                  | Bellangeon M. – 1999                       |
| <b>Prednisolone</b>                  | 2 mg/kg bid   | P.O.                  | Stanford M. – 2002                         |
|                                      | 0,5 à 1 mg/kg/j. pendant 5 à 15 j.<br>[Granivores]  |                       | Bellangeon M. – 1999                       |
|                                      | 1 à 3 mg/kg/j. [Psittacidés]  |                       | Bellangeon M. – 1999                       |
|                                      | 10 à 20 mg/kg toutes les 15 min. à la demande (réanimation)   | I.M./I.V.             | Roman Y. – 2004b                           |

Le carprofène est un très bon anti-douleur pré-opératoire.

Le meloxicam, quant à lui, est facile à administrer, avec de très bons résultats et son utilisation à long terme semble relativement bien tolérée dans ces espèces. Il a une action à la fois anti-inflammatoire, analgésique et antipyrétique. Son administration par voie orale est préférée car sa biodisponibilité par cette voie est proche de 100%. Son élimination est toutefois beaucoup plus rapide chez les oiseaux (quelques minutes à quelques heures) que

chez les autres mammifères (une dizaine d'heures), avec des disparités importantes selon les espèces de destination et la voie d'administration, sans corrélation avec le poids de l'animal. Il est donc impossible d'appliquer le principe de l'échelle allométrique dans ce cas : il faut adapter le rythme d'administration à la manifestation de douleur chez l'animal. (Roman Y. – 2005)

Ensuite, le butorphanol, généralement plus difficile à se procurer, le kétoprofène et des corticoïdes sont également utilisables. Cependant, ces derniers doivent être prescrits avec parcimonie car leur administration prolongée favorise souvent l'émergence de maladies infectieuses latentes, notamment les infections fongiques telles que l'aspergillose. Ils ont toutefois des effets bénéfiques non négligeables dans de nombreuses indications : les traumatismes et tout syndrome inflammatoire violent pour la méthylprednisolone, les états de choc ou les traumatismes avec atteinte neurologique pour la dexaméthasone, les affections ostéo-articulaires pour l'acétate de méthylprednisolone (effet retard) et les affections néoplasiques pour la prednisolone. On peut également les utiliser dans le traitement des effets secondaires d'une antibiothérapie lors d'infections massives à Gram – (libération des endotoxines). (Bellangeon M. – 1999 ; Stanford M. – 2002 ; Redrobe S. – 2002 ; Roman Y. – 2004b ; Chai N. et al. – 2005)

## ***(2) Utilisation des anti-inflammatoires et des analgésiques chez les reptiles***

Chez les reptiles, la douleur s'exprime par de l'anorexie, de la prostration et de la léthargie avec des yeux mi-clos et des ataxies statique et dynamique, signes pas toujours évidents à distinguer d'un comportement reptilien habituel. Au niveau comportemental, les reptiles douloureux présentent parfois du prurit de la zone douloureuse, voire de l'automutilation, ils prennent également des postures antalgiques (le serpent évite de plier la partie du corps douloureuse), peuvent se montrer agressifs et les tortues entrent et sortent de manière intermittente la tête de leur carapace. Sur le plan clinique, de l'aérophagie, une dilatation oesophagienne, de la dysphagie, une diminution ou une absence d'émission de fèces, une douleur à la palpation et des surinfections sont constatées. (Chai N. – 2005)

Les anti-inflammatoires, et plus particulièrement les glucocorticoïdes, occupent une place encore négligeable au sein de l'arsenal des médicaments actuellement utilisés chez les reptiles et cela pour plusieurs raisons :

- aucune étude pharmacologique de ces molécules n'a encore été menée chez ces animaux,
- on ignore s'il existe, comme observée avec les antibiotiques, une relation entre la température, l'effet thérapeutique et l'innocuité du principe actif,
- les effets immunosuppresseurs éventuels et l'existence d'un rétrocontrôle négatif sur l'axe hypothalamo-hypophyso-surrénalien des glucocorticoïdes sont encore inexplorés,
- les maladies auto-immunes ou à médiation immune sont toujours pratiquement inconnues et ne disposent pas encore de test de dépistage.

Préalablement à l'utilisation d'anti-inflammatoires non stéroïdiens, il importe de s'assurer de leur adéquation avec la fonction rénale du reptile à traiter. Les corticoïdes, qui peuvent s'avérer très utiles lors de processus inflammatoires sévères (arthrite, brûlure, morsure) ou lors d'état de choc (septique ou traumatique), doivent être utilisés avec prudence. Il est préférable d'y avoir recours de manière ponctuelle, en privilégiant la méthylprednisolone par rapport à la dexaméthasone par exemple. (Schilliger L. – 1999a)

L'utilisation d'analgésiques, quant à elle, devrait aujourd'hui être un élément à part entière de toute procédure chirurgicale chez les reptiles, allant du simple débridement cutané à la laparotomie, même s'il est encore difficile d'évaluer la douleur chez ces animaux. Il a été en effet constaté que la prise en charge post-opératoire de la douleur augmente considérablement les chances de survie de l'animal. (Schilliger L. – 1999a ; McArthur S.D.J. et al. – 2002 ; Raiti P. – 2002 ; Rival F. – 2004b ; Chai N. et al. – 2005 ; Ferreira X. – 2006 ; Goodman G. – 2006)

Les différentes molécules anti-inflammatoires et analgésiques utilisables ainsi que leur posologie, souvent plutôt empiriques, sont indiquées dans le tableau ci-dessous [tableau 13].

**Tableau 15 : Anti-inflammatoires et analgésiques utilisés chez les reptiles de compagnie**

| Principes actifs          | Posologie et voie d'administration  | Espèces                               | Références                                |
|---------------------------|---|---------------------------------------|---|
| <b>Buprénorphine</b>      | 0,005 à 0,02 mg/kg I.M. toutes les 24 à 48h   | Toutes                                | Goodman G. – 2006                         |
|                           | 0,01 mg/kg I.M. [analgésie post-opératoire]   | Chéloniens                            | McArthur S.D.J. et al. – 2002             |
| <b>Butorphanol</b>        | 0,05 à 0,4 mg/kg I.M. (20 min. avant l'anesthésie)                                  | Chéloniens                            | McArthur S.D.J. et al. – 2002             |
|                           | 0,5 à 1 mg/kg I.M./I.V. sid/bid   | Ophidiens                             | Raiti P. – 2002                           |
| <b>Carprofène</b>         | 1 à 4 mg/kg P.O./S.C./I.M. sid  | Toutes                                | Goodman G. – 2006                         |
|                           | 2 à 4 mg/kg I.M./I.V. en dose d'attaque ; puis 1 à 2 mg/kg toutes les 24 à 72h      |                                       | Ferreira X. – 2006                        |
|                           | 2 à 4 mg/kg I.M./I.V./S.C./P.O. initialement ; puis 1 à 2 mg/kg toutes les 24 à 72h | Chéloniens                            | McArthur S.D.J. et al. – 2002             |
|                           | 1,5 mg/kg I.M./I.V./P.O. sid  | Ophidiens                             | Raiti P. – 2002                           |
| <b>Dexaméthasone</b>      | 0,06 à 0,15 mg/kg   | Toutes                                | Rival F. – 2004b                          |
|                           | 0,1 à 0,25 mg/kg I.M./I.V. une fois   |                                       | Schilliger L. – 1999a                     |
|                           | 1 mg/kg I.M. sid  | Ophidiens                             | Raiti P. – 2002                           |
| <b>Flunixin méglumine</b> | 0,1 à 0,5 mg/kg I.M. sid  | Toutes                                | Ferreira X. – 2006                        |
|                           | 0,1 à 0,5 mg/kg I.M. sid/bid  | Ophidiens                             | Raiti P. – 2002                           |
| <b>Kétoprofène</b>        | 2 mg/kg S.C. toutes les 24 à 48h  | Toutes                                | Ferreira X. – 2006                        |
| <b>Méloxicam</b>          | 0,1 mg/kg P.O.  | Toutes                                | Ferreira X. – 2006                        |
|                           | 0,1 à 0,3 mg/kg P.O./S.C./I.M. toutes les 24 à 48h                                  |                                       | Chai N. et al. – 2005                     |
|                           | 0,1 mg/kg S.C. sid  | Tortue mauresque<br>Tortue de Floride | Chai N. et al. – 2005                     |
|                           | 0,1 mg/kg I.M. sid pendant 7 j.   |                                       |   |
|                           | 0,2 mg/kg I.M. toutes les 48h 4 fois puis 0,2 mg/kg P.O. toutes les 72h             | Varan des Savanes                     | Chai N. – 2005                            |
|                           | 0,1 mg/kg I.M. sid pendant 7 j.   | Boa de Madagascar                     | Chai N. et al. – 2005                     |
| <b>Morphine</b>           | 0,3 à 0,4 mg/kg en intracœlomique   | Toutes                                | Ferreira X. – 2006                        |
| <b>Méthylprednisolone</b> | 5 à 10 mg/kg I.V./I.M. une fois (choc)  | Toutes                                | Schilliger L. – 1999a<br>Rival F. – 2004b |

### e) Les sédatifs et les anesthésiques

En médecine aviaire et herpétologique, les divers produits sédatifs et anesthésiques s'avèrent souvent nécessaires, que ce soit pour la contention, la réalisation d'examen complémentaires ou en chirurgie. Mais ces espèces présentent des sensibilités particulières que le vétérinaire se doit de connaître afin de réaliser une anesthésie dans les meilleures conditions possibles.

#### (1) Généralités sur l'anesthésie et les précautions à prendre

A l'instar de la médecine des carnivores, il est nécessaire de réaliser une évaluation de l'état physique du patient afin de mettre en place un plan d'anesthésie adapté.

Chez les oiseaux, l'association d'un métabolisme très rapide à une température corporelle élevée (39 à 43°C) implique des risques d'hypoglycémie et d'hypothermie non négligeables lors de l'anesthésie. Ainsi, même si une diète pré-opératoire est souvent préconisée, elle est relativement courte, voire nulle chez les individus de moins de 100 g : jeûne généralement de moins d'une heure pour les plus petits individus et de trois à six heures

au maximum pour les plus gros. Pour encore limiter les risques d'hypoglycémie, certains auteurs conseillent d'évaluer régulièrement la glycémie avec un glucomètre (hypoglycémie si glucose <2 g/l), voire de réaliser une perfusion de Ringer lactate mélangée à du glucose à 5%. La déperdition de chaleur, quant à elle, est assez rapide, et ce dès le début de l'anesthésie, et elle se poursuit jusqu'au réveil total de l'animal. Il est donc important d'apporter de la chaleur tout au long de la procédure, à l'aide de lampes ou de tapis chauffants ainsi qu'en maintenant l'oiseau dans une serviette épaisse au cours de son réveil. Cela évitera de plus qu'il ne se blesse lors de ce moment critique post-anesthésique.

Enfin, comme nous l'avons déjà abordé concernant la contention des oiseaux, leurs poumons étant inextensibles, le flux d'air est généré par les mouvements des sacs aériens qui fonctionnent comme des soufflets. Durant l'anesthésie, l'oiseau doit alors être préférentiellement positionné en décubitus sternal ou latéral, de manière à laisser l'abdomen libre, le décubitus dorsal, pourtant plus stable, diminuant l'efficacité de la respiration de 10 à 60% par la compression des sacs aériens par les viscères. (Stanford M. – 2002 ; Redrobe S. – 2002 ; Risi E. – 2006/2007a)

Chez les reptiles, il est tout d'abord important de faire une diagnose précise de l'espèce concernée car la sensibilité aux agents anesthésiques varie avec l'espèce.

L'efficacité et l'innocuité de l'anesthésie dépendent également de la préparation de l'animal à l'anesthésie (hydratation, réchauffement, embonpoint correct, diète de douze à vingt-quatre heures pour les lézards et tortues, diète de soixante-douze à quatre-vingt-seize heures pour les serpents, voire sept à dix jours chez les plus grands spécimens,...) et des conditions environnementales pré-, per- et post-opératoires avec notamment le respect de la température moyenne préférée (TMP), soit généralement des températures comprises entre 28 et 32°C.

Des difficultés spécifiques existent du fait de l'absence de diaphragme, des temps d'induction et de réveil parfois longs et du métabolisme température-dépendant. En effet, une respiration diaphragmatique ne peut pas compenser la disparition des mouvements costaux liée à l'anesthésie. De plus, le décubitus dorsal peut provoquer une compression des poumons par les viscères. Il est donc indispensable d'assurer une assistance respiratoire tout au long de l'anesthésie et au cours de la phase de réveil. Du fait de la lenteur du métabolisme des reptiles, des doses plus élevées sont pratiquées, les réponses aux produits sont très variables et les posologies sont souvent mal définies ou dans des fourchettes de valeur très larges. Il en résulte un risque de surdosage non négligeable en cas d'injections répétées. Enfin, il faut veiller au risque d'hypothermie : les reptiles étant poikilothermes, leur métabolisme dépend de la température, qui est alors en relation directe avec la rapidité de l'induction et du réveil. On préconise donc de maintenir l'animal à sa température optimale de préférence (ou au moins entre 24 et 27°C), température qui dépend de l'espèce.

Malgré toutes ces précautions, en règle générale, l'induction et le réveil sont nettement plus longs chez ces espèces que chez les carnivores domestiques et les oiseaux. (Vienet V. – 2003 ; Rival F. – 2004a ; Ferreira X. – 2006)

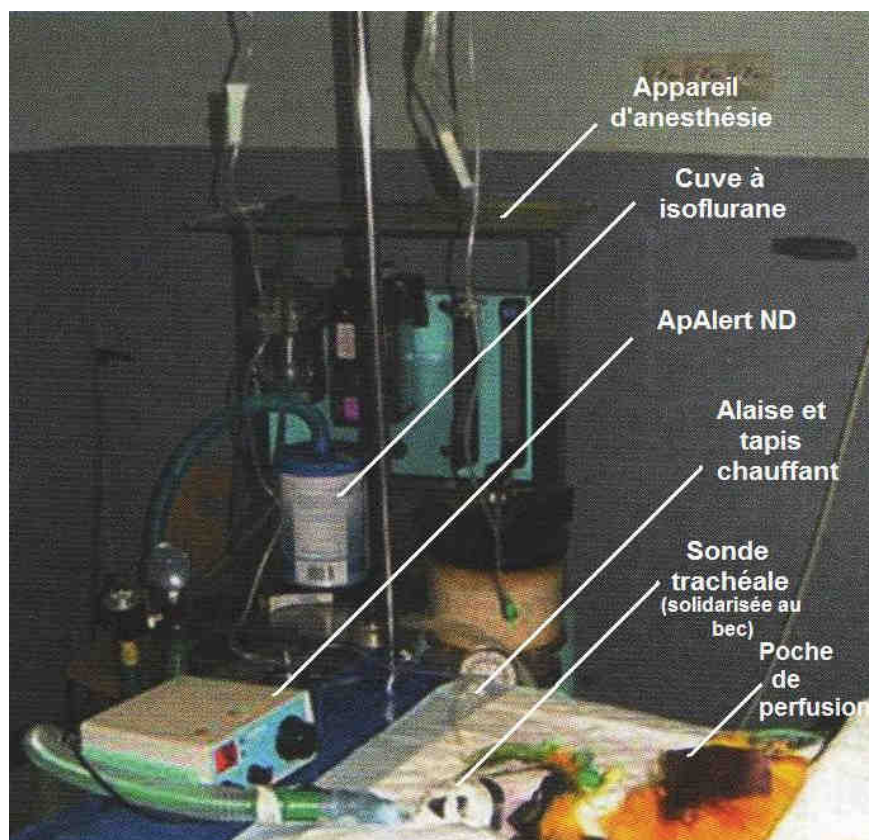
## **(2) Anesthésie gazeuse**

Généralement, l'anesthésie gazeuse est largement préférée chez les oiseaux à celle réalisée par voie parentérale, de par la facilité de sa mise en œuvre et une plus grande sécurité d'emploi. Chez les reptiles, elle est souvent combinée avec une induction par voie veineuse.

### **(i) Utilisation de l'anesthésie gazeuse chez les oiseaux**

Chez les oiseaux, l'anesthésie gazeuse est réalisée avec un circuit non réinhalatoire de bain à l'halothane ou à l'isoflurane. La technique de choix implique une induction avec une concentration progressivement croissante d'isoflurane (3 à 5%), insufflée à l'aide d'un masque correctement adapté à la tête de l'oiseau, avec un flux d'oxygène de deux à trois litres par minute. L'oiseau peut également être placé dans une boîte à induction si aucun masque n'est adapté à sa taille.

Lors d'interventions courtes, l'anesthésie peut être maintenue au masque. Dans les autres cas, il est nécessaire d'intuber l'oiseau avec une sonde trachéale de taille adaptée (sonde endotrachéale pédiatrique, sonde aviaire de 1,5 à 3 mm, modification d'une sonde urinaire ou d'un cathéter veineux) pour réaliser l'entretien de l'anesthésie volatile mais aussi pour permettre une ventilation mécanique en cas d'apnée (anesthésie trop profonde, laparotomie) [photographie n°41].



**Photographie n° 41: Anesthésie gazeuse d'un *Ara ararauna* (d'après E. Risi – 2007a)**

En effet, l'apnée est un problème assez fréquent lors de l'anesthésie des oiseaux, en partie due au rôle de « réservoir » d'anesthésique volatil tenu par les sacs aériens et leur prolongement osseux (os pneumatisés). L'anesthésiste doit alors pouvoir ventiler manuellement l'oiseau. Pour la réalisation de l'intubation, la langue est tirée à l'aide d'une pince à tissu mou pour permettre la visualisation de la glotte à la base de la langue, facilitée par sa position crâniale et superficielle et l'absence d'épiglotte, et la mise en place de la sonde. Les anneaux trachéaux étant complets chez les oiseaux et particulièrement fragiles, il est préférable d'employer des sondes sans ballonnet, mais d'un diamètre un peu plus important de ce fait, afin d'éviter les lésions ou déchirures provoquées par un surgonflage du ballonnet.

L'entretien de l'anesthésie se fait ensuite par voie volatile à l'aide de 1 à 3% d'isoflurane et d'un débit d'oxygène d'environ 3 ml/g/min. (jusqu'à 3 l/min.). Enfin, le réveil se déroule en maintenant l'animal sous oxygène, en décubitus ventral, au calme, dans l'obscurité et au chaud (environnement à 25-30°C).

L'observation du rythme et de la profondeur de la respiration ainsi que celle de certains réflexes (tremblement des ailes, réflexe podal de sensibilité profonde, réflexe palpébral et clignement des paupières absents, mais réflexe cornéen toujours présent, lent et intermittent avec mydriase) aident à adapter la profondeur de l'anesthésie. L'utilisation d'un oxymètre via une sonde cloacale peut être également utile dans la surveillance de l'anesthésie.

De nombreux auteurs déconseillent vivement l'utilisation d'un mélange gazeux d'oxyde nitreux en routine car cela diminue les concentrations d'oxygène inspirées chez des oiseaux qui présentent déjà souvent une fonction respiratoire altérée.

L'halothane est parfois également utilisé en anesthésie chez les oiseaux avec une induction à 1% que l'on augmente progressivement jusqu'à 3% puis l'entretien se fait entre 0,5 et 3%. Cependant, il provoque assez fréquemment des défaillances cardiaques, en général lors d'inductions trop rapides, qui conduisent à le déconseiller. (Stanford M. – 2002 ; Redrobe S. – 2002 ; Risi E. – 2006/2007a)

#### **(ii) Utilisation de l'anesthésie gazeuse chez les reptiles**

Chez les reptiles également, il s'agit de la méthode de choix. Elle présente trois principaux avantages par rapport aux anesthésiques fixes : elle permet de doser plus précisément la profondeur de l'anesthésie, d'exercer un contrôle permanent de la ventilation pulmonaire via la sonde d'intubation endotrachéale et elle assure un réveil plus rapide une fois que l'anesthésie est stoppée.

L'induction peut être réalisée dans une boîte à narcose ou au masque selon la taille de l'animal. Elle peut aussi être effectuée par injection intramusculaire ou intraveineuse d'un anesthésique fixe, ce qui est souvent la technique la plus efficace, du fait notamment des apnées respiratoires.

D'après certains auteurs (Schilliger L. – 2000b ; Vignet V. – 2003), une des difficultés de l'anesthésie gazeuse réside dans le fait que les reptiles supportent des arrêts respiratoires de longue durée et ils peuvent facilement se mettre en apnée lors de l'inhalation de l'anesthésique, ce qui augmente d'autant le temps d'induction. Dans ces cas-là, masser le cou de l'animal peut lui faire reprendre sa respiration. Si cela ne marche pas, il est possible d'utiliser en induction un anesthésique administré par voie parentérale. Ces apnées sont souvent également observées au cours de l'anesthésie. Il convient donc de réaliser une respiration artificielle, au moyen d'un ballon avec un à six cycles par minute, ou de relancer la respiration à l'aide de pressions manuelles répétées sur la partie thoracique de la cavité coelomique. En cas de dépression respiratoire, l'utilisation du doxapram (5 à 10 mg/kg S.C./I.M.) est également possible.

L'intubation endotrachéale est ensuite relativement simple, chez les ophidiens en particulier, puisque la trachée est en position très antérieure, le larynx faisant saillie sur le plancher buccal comme nous l'avons vu précédemment, et l'ouverture de la bouche est facilitée par l'induction préalable de l'anesthésie. Il est également possible d'appliquer un anesthésique local (de la lidocaïne à 2% pommade ou en S.C. par exemple) au niveau de la glotte afin de faciliter l'intubation. Les petites sondes trachéales de 2,5 à 10 mm de diamètre conviennent généralement mais, dans les plus petites espèces, il est possible d'utiliser comme pour les oiseaux des cathéters intraveineux ou des sondes urinaires pour chiens et chats. Cependant, il faut faire attention à la longueur de la sonde : si elle est trop longue, elle arrivera au niveau du sac aérien caudal des serpents qui est dénué de surface d'échanges ou bien dépassera la bifurcation de la trachée chez les tortues, ne cathétérisant qu'une seule des deux bronches principales.

Pour le choix de l'anesthésique gazeux, il faut considérer le fait que les reptiles présentent souvent une affection hépatique subclinique. L'isoflurane est alors préféré aux autres anesthésiques volatiles. En effet, celui-ci est très efficace chez ces espèces, avec une action puissante et rapide. Il est presque totalement et rapidement éliminé par les poumons, ce qui permet son utilisation chez des animaux très affaiblis. Son administration varie entre 3 et 4 % en induction, avec un flux d'oxygène de trois à quatre litres par minute, puis entre 1,5 et 4% en entretien de l'anesthésie (Firmin Y. – 2001). Pour des reptiles de moins de 5 kg, un système semi-fermé ou ouvert avec un débit de 300 à 500 ml/kg/min. d'oxygène semble le plus adapté. Pour les reptiles de plus grande taille, un système fermé avec recyclage des gaz expirés et un débit en oxygène de 1 à 2 l/min. doit être préféré (Ferreira X. – 2006).



L'halothane, quant à lui, est doté d'une faible activité myorelaxante, il provoque toujours une bradycardie et une assez forte dépression respiratoire, et certains serpents (les venimeux, en particulier les vipéridés) semblent y être assez résistants. L'induction dure environ une demi-heure avec une concentration gazeuse de 3 à 5 % puis elle doit être maintenue entre 0,5 à 2,5 % tout au long de l'anesthésie.

Enfin, les serpents venimeux exigeraient des concentrations gazeuses supérieures à celles des serpents non venimeux (Firmin Y. – 2001).

L'évaluation de la profondeur de l'anesthésie chez les reptiles passe par la prise en compte de plusieurs critères :

➤ le réflexe de retournement, lorsque l'animal est placé sur le dos, disparaissant progressivement lors de l'induction jusqu'à son inhibition totale lorsque le stade anesthésique est atteint,

➤ la myorésolution, évaluable par une ouverture facile de la gueule de l'animal, une tête et des pattes pendantes chez les chéloniens et l'absence de tonus musculaire, qui se propage de l'avant vers l'arrière de l'animal (et inversion au réveil),

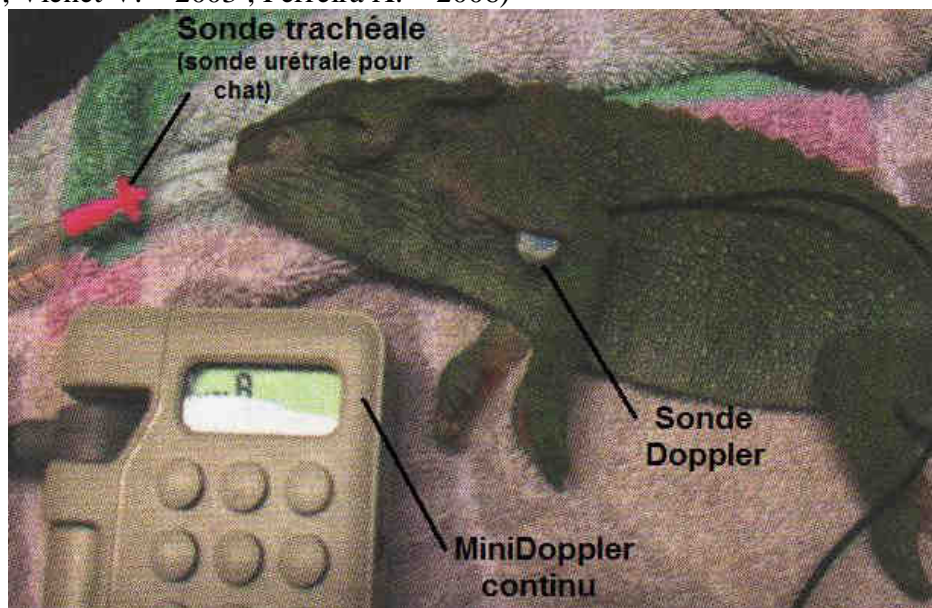
➤ la réponse à la douleur (pincement d'un doigt ou de la queue, stimulation du cloaque) qui disparaît au stade anesthésique,

➤ les réflexes de redressement de la tête (ou de rétraction de la tête et des membres chez la tortue) lorsque l'animal est maintenu la tête en bas, et celui de reptation (chez les lézards et les serpents, aussi appelé réflexe de Bauchstreich), normalement induit en frottant longitudinalement les écailles ventrales, qui disparaissent également quand le stade anesthésique est atteint,

➤ une phase d'excitation, avec des mouvements violents, qui apparaît en début d'induction. (Schilliger L. – 2000b ; Vienet V. – 2003 ; Ferreira X. – 2006).

Par contre, le réflexe cornéen et le réflexe de rétraction de la langue (chez le serpent) ne disparaissent qu'au stade toxique de l'anesthésie (Ferreira X. – 2006).

La surveillance peropératoire du rythme et de la fréquence cardiaque est très sécurisante mais, du fait de la barrière acoustique créée par les écailles, elle ne peut être effectuée qu'à l'aide d'un minidoppler continu de mesure de pression artérielle pour carnivores domestiques [photographie n°42], d'un stéthoscope oesophagien ou d'un électrocardiographe. Pour ce dernier, chez les ophidiens, deux électrodes sont placées crânialement et deux caudalement au cœur alors que, pour les autres reptiles, il est possible de procéder comme chez les carnivores domestiques. (Schilliger L. – 2000b ; Firmin Y. – 2001 ; McArthur S.D.J. et al. – 2002 ; Raiti P. – 2002 ; Vienet V. – 2003 ; Ferreira X. – 2006)



Photographie n° 42 : Monitoring cardiaque d'un caméléon (d'après X. Ferreira – 2006)

### (3) *Sédation et anesthésie fixe*

L'anesthésie fixe est en fait complémentaire à l'anesthésie gazeuse chez les reptiles. Elle est par contre beaucoup moins souvent utilisée en médecine aviaire. Il existe cependant certains cas où elle peut être employée, surtout si le praticien est habitué à ce genre de produits et leur utilisation chez ces espèces.

Afin de calculer les doses les plus adaptées, il faut au préalable peser l'animal avec précision. Une intubation endotrachéale est vivement conseillée afin de supplémenter l'animal en oxygène si cela s'avère nécessaire.

#### (i) **Utilisation de l'anesthésie fixe chez les oiseaux**

L'anesthésie fixe peut être utilisée chez les oiseaux mais elle présente des risques plus élevés que l'anesthésie gazeuse : une mortalité plus importante est observée, la profondeur de l'anesthésie est guère contrôlable, le réveil est plus long ce qui entraîne une hypothermie plus sévère et, surtout, les doses sont variables selon les espèces et moins bien connues.

Lorsque cette anesthésie est choisie, les injections sont réalisées par voie intraveineuse ou intramusculaire (muscles pectoraux). En dehors de la fragilité et de la superficialité des veines, une autre des difficultés rencontrées avec la voie veineuse est la tenue des cathéters : les plumes gênent l'application de bandes adhésives et ils présentent généralement une mauvaise tenue sur la veine alaire (battements d'aile, présence de la membrane alaire). Ceux-ci sont alors préférentiellement placés sur la veine jugulaire droite ou la veine métatarsienne médiale.

Pour le choix de l'anesthésique administré, certains sont à éviter et d'autres intéressants à utiliser :

↳ Chez les oiseaux, le propofol permet une induction douce et rapide mais, outre son prix élevé, il est métabolisé beaucoup trop rapidement, sa marge de sécurité thérapeutique est trop faible et il entraîne souvent des apnées ou des dépressions cardio-respiratoires pour en faire un anesthésique de choix.

On déconseille également les anesthésies locales du fait des problèmes de toxicité qu'elles engendrent.

↳ L'utilisation de kétamine seule permet une induction en cinq à dix minutes pour une anesthésie de cinq à vingt minutes seulement. Le réveil par contre est assez long (quarante à cent minutes). Elle est donc plutôt utilisée associée à d'autres molécules.

↳ La combinaison kétamine-médétomidine, quant à elle, est intéressante : elle assure une bonne sédation, une analgésie correcte et une myorelaxation, en plus d'être réversible (atipamézole à la dose de 250 à 380 µg/kg I.M., c'est-à-dire environ cinq fois la dose de médétomidine, chez les psittacidés). Généralement, les doses nécessaires sont inversement proportionnelles au poids. L'induction est douce mais rapide (en quelques secondes à une dizaine de minutes) pour une anesthésie de dix à vingt minutes.

↳ L'association kétamine-xylazine permet une bonne anesthésie chirurgicale pour les interventions de courte durée, avec une bonne myorelaxation, mais les doses sont très variables selon l'espèce et le poids et elle doit être réversée ou le réveil prolongé risque de devenir problématique.

↳ Enfin, utiliser la kétamine associée à du diazépam est une combinaison sédative intéressante pour des procédures mineures comme la réalisation de radiographies, mais il ne faut surtout pas mélanger les produits dans la même seringue car cela entraîne la formation de précipités.

↳ L'utilisation du mélange tilétamine-zolazépam est également décrit par certains auteurs.

Le tableau ci-dessous [tableau 16] regroupe les différents produits, leurs association et posologie associées ainsi que les voies d'administration, lesquels sont utilisés en routine par certains praticiens. (Stanford M. – 2002 ; Redrobe S. – 2002 ; Risi E. – 2006)

**Tableau 16 : Principes actifs et associations médicamenteuses classiquement utilisées pour l'anesthésie fixe des oiseaux de compagnie**

| Principes actifs  | Posologie  | Voie d'administration | Références         |
|---|--|-----------------------|--------------------|
| <b>Kétamine</b>   | 10 à 20 mg/kg [P.V.>1 kg]                                      | I.M.                  | Risi E. – 2006     |
|   | 50 à 80 mg/kg [P.V.<1 kg]                                      |                       | Risi E. – 2006     |
| <b>Kétamine (K) + Diazépam (D)</b>  | 25 mg/kg de (K) +<br>1 à 2 mg/kg de diazépam                   | I.M.                  | Stanford M. – 2002 |
|   | 10 à 50 mg/kg de (K) +<br>0,5 à 2 mg/kg de diazépam            |                       | Risi E. – 2006     |
|   | 25 mg/kg de (K) +<br>2,5 mg/kg de diazépam [Pigeons]           |                       | Redrobe S. – 2002  |
| <b>Kétamine (K) + Médétomidine (M)</b>  | 1,5 à 2 mg/kg de (K) +<br>60 à 85 µg/kg de (M)                 | I.M.                  | Stanford M. – 2002 |
|   | 3 à 7 mg/kg de (K) +<br>75 à 150 µg/kg de (M) [Psittacidés]    |                       | Risi E. – 2006     |
|   | 12 mg/kg de (K) +<br>200 µg/kg de (M)<br>[Gris du Gabon]       |                       | Risi E. – 2006     |
|   | 12 mg/kg de (K) +<br>200 µg/kg de (M) [Mainate]                |                       | Risi E. – 2006     |
|   | 3 à 7 mg/kg de (K) +<br>75 à 150 µg/kg de (M) [Pigeons]        |                       | Redrobe S. – 2002  |
|   | 12 mg/kg de (K) +<br>200 µg/kg de (M)<br>[Pigeons domestiques] |                       | Risi E. – 2006     |
|   | 4 à 28 (~8,2) mg/kg de (K) +<br>93 à 500 (~250) µg/kg de (M)   | I.V.                  | Risi E. – 2006     |
|   | 2 à 5 mg/kg de (K) +<br>50 à 100 µg/kg de (M) [Psittacidés]    |                       | Risi E. – 2006     |
| <b>Kétamine (K) + Midazolam (Mi)</b>  | 10 à 25 mg/kg de (K) +<br>0,5 à 1 mg/kg de (Mi)                | I.M.                  | Risi E. – 2006     |
|   | 25 mg/kg de (K) +<br>2,5 mg/kg de (Mi) [Pigeons]               |                       | Redrobe S. – 2002  |
| <b>Kétamine (K) + Xylazine (X)</b>  | 10 à 25 mg/kg de (K) +<br>2 à 10 mg/kg de (X)                  | I.M.                  | Risi E. – 2006     |
|   | 40 mg/kg de (K) +<br>10 mg/kg de (X) [Perruches]               |                       | Risi E. – 2006     |
|   | 4,4 mg/kg de (K) +<br>2,2 mg/kg de (X)                         | I.V.                  | Stanford M. – 2002 |
| <b>Propofol</b>   | 4 à 12 mg/kg (<2 mg/kg/30 s) et maintien à<br>0,5-1 mg/kg/min. | I.V.                  | Risi E. – 2006     |
|   | 3 à 5 mg/kg (puis relais gazeux) [Pigeons]                     |                       | Redrobe S. – 2002  |
| <b>Tilétamine/<br/>Zolazépam</b><br><sup>a</sup> ces posologies<br>simples sont sans<br>doute calculées<br>selon la quantité<br>de tilétamine à<br>administrer du<br>mélange<br>tilétamine-<br>zolazepam<br>disponible avec<br>A.M.M. chez les<br>carnivores<br>domestiques | 10 mg/kg <sup>a</sup> [Gris du Gabon]                          | I.M.                  | Risi E. – 2006     |
|   | 12 mg/kg <sup>a</sup> [Ara ararauna]                           |                       |                    |
|   | 7,5 mg/kg <sup>a</sup> [Ara macao]                             |                       |                    |
|   | 2,6 mg/kg <sup>a</sup> [Cacatoès à huppe jaune]                |                       |                    |
|   | 21 mg/kg <sup>a</sup> [Perruches ondulées]                     |                       |                    |
|   | 25 mg/kg <sup>a</sup> [Pigeons]                                |                       | Risi E. – 2006     |
| 60 mg/kg <sup>a</sup> [Tourterelle]   |  |                       |                    |

## (ii) Utilisation de l'anesthésie fixe chez les reptiles

Les anesthésiques fixes présentent l'avantage d'être faciles à administrer pour certains (I.M./S.C.) et de requérir très peu de matériel. Cependant, un des principaux inconvénients est qu'ils ont parfois une durée d'action très longue chez ces animaux dont le métabolisme est très lent.

Peu d'études font état de l'utilisation de prémédication chez les reptiles. Elle peut cependant être effectuée avec de l'acépromazine, de la chlorpromazine, du diazépam, du glycopyrrolate ou du sulfate d'atropine. Ces produits doivent être administrés dix minutes à une heure avant l'anesthésie générale. Le diazépam est potentialisé par l'ivermectine, dont l'usage doit être proscrit lors d'anesthésie. L'administration d'anticholinergiques (atropine ou glycopyrrolate) permet de diminuer les risques d'hypersécrétions bronchique et salivaire, et de bradycardie. L'utilisation de glycopyrrolate est plus sûre que celle d'atropine, en particulier chez les petits serpents, cette dernière pouvant traverser la barrière hémato-méningée. (Firmin Y. – 2001 ; Raiti P. – 2002 ; Rival F. – 2004a)

↳ Chez les reptiles, contrairement aux oiseaux, l'utilisation du propofol est intéressante, et il est même l'agent d'induction injectable privilégié en médecine herpétologique, idéal pour la réalisation d'examen tels que la radiographie, les biopsies cutanées, le lavage pulmonaire ou le débridement d'abcès. Il permet une induction rapide (moins d'une minute), douce et courte (vingt à quarante minutes), présente une accumulation minimale lors des injections répétées et une relative sécurité en cas de mouvements d'excitation. De plus, le réveil est rapide, avec peu d'effets secondaires. Cependant, la voie d'injection, intraveineuse ou intracardiaque, reste un inconvénient majeur car elle est peu pratique sur des espèces de très petite taille. On lui préfère alors les anesthésiques dissociatifs. De plus, d'après certains auteurs (Raiti P. – 2002), le propofol entraînerait de la bradycardie et des apnées.

↳ La kétamine peut être employée seule mais il est préférable de l'utiliser en association avec d'autres molécules. Son avantage principal est de pouvoir être injectée par voie sous-cutanée, intramusculaire ou intracœlomique. Ses effets sont dose-dépendants mais lorsque les posologies sont trop élevées, les risques d'apnée ainsi que la durée du réveil sont augmentés. Même à des doses voisines de 100 mg/kg, certains serpents conservent des contractions ondulatoires du corps en cours d'intervention et une dose supérieure à 110 mg/kg entraîne généralement une dépression respiratoire, une bradycardie et des risques de mortalité en absence d'une assistance respiratoire. Des doses intramusculaires de 10 mg/kg peuvent être renouvelées à des intervalles de trente minutes pour prolonger l'anesthésie. Il convient de rester prudent lors de son utilisation chez des animaux en mauvais état général et de l'éviter chez les insuffisants rénaux. De plus, son effet est variable selon les espèces et parfois même selon les individus d'une même espèce. Afin d'éviter les surdosages ou les sous-dosages par voie intramusculaire, il faut respecter des posologies variant avec le poids de l'individu [tableau 17]. Lors de son utilisation seule, l'induction a lieu entre dix et trente minutes par voie intraveineuse et intracœlomique et trente à soixante minutes par voie intramusculaire. La narcose dure une à trois heures puis le réveil peut varier entre vingt-quatre et quatre-vingt-seize heures, voire six jours dans le cas d'animaux moribonds.

**Tableau 17 : Doses de kétamine administrée par voie intramusculaire chez les reptiles en fonction des catégories de poids (d'après Firmin Y. - 2001)**

| Catégories d'individu            | Posologie |
|----------------------------------|-----------|
| Poids inférieur à 50 g           | 100 mg/kg |
| Poids compris entre 50 g et 1 kg | 50 mg/kg  |
| Tortues de 1 à 20 kg             | 12 mg/kg  |
| Poids supérieur à 50 kg          | 8 mg/kg   |

Lors de son association avec la xylazine, laquelle peut être administrée en prémédication (une demi-heure avant), la myorésolution est meilleure et la durée du sommeil prolongée, mais cela parallèlement à l'accroissement de la durée du réveil. Lors d'un surdosage en xylazine ou si le réveil tarde trop, son antagonisation peut être réalisée avec une injection de yohimbine (0,1 mg/kg) ou d'atipamézole (0,05 à 0,2 mg/kg).

On peut également l'associer à la médétomidine, avec une réversion possible par l'atipamézole (4 à 5 fois la dose de médétomidine), ou au midazolam. Cette association serait surtout efficace chez les petits ophidiens.

Enfin, il existe le mélange d'Hellabrun (M.H.), utilisé pour la faune sauvage, qui correspond à 4 ml de kétamine 1000 (soit 400 mg de kétamine) mélangé à 500 mg de xylazine lyophilisée. On a ainsi dans 1 ml de M.H. 125 mg de xylazine et 100 mg de kétamine. Ce mélange peut être conservé 10 à 12 mois au réfrigérateur. Il procure des inductions rapides par voie veineuse (I.V./I.C.), mais des réveils assez longs (parfois plus de 6 heures), que l'on peut accélérer en antagonisant la xylazine par 1 mg d'atipamézole pour 10 mg de xylazine.

↳ L'association tilétamine-zolazepam représente également un anesthésique de choix. Elle permet une induction rapide (en dix à vingt minutes en moyenne), une bonne myorésolution – avantage notoire sur la kétamine –, une narcose de 1 heure environ et fournit une marge de sécurité importante. Il faut savoir que les réflexes pharyngés et laryngés sont conservés lors de l'utilisation de ces anesthésiques.

L'inconvénient majeur de cette combinaison est un réveil prolongé (mais qui peut être accéléré par l'administration de doxapram), avec une sédation résiduelle pouvant durer 24 à 48 heures. De plus, elle ne semble pas très efficace chez les tortues et une mortalité importante a été observée chez certaines espèces d'ophidiens lors de posologies supérieure à 60 mg/kg (communication personnelle de F. Rival à Y. Firmin – 2001), voire dès 55 mg/kg (Carpenter J. W. – 2005). Enfin, cette anesthésie est à proscrire lors de traitements concomitants à l'ivermectine.

↳ Les barbituriques (thiopenthal sodique et pentobarbital) sont aujourd'hui abandonnés. Ils procuraient des anesthésies de trop longue durée et des effets indésirables non négligeables.

Les différentes posologies des principaux anesthésiques et sédatifs ainsi que les voies d'administration pratiquées chez les reptiles sont données dans le tableau suivant [tableau 18]. (Schilliger L. – 2000b ; Firmin Y. – 2001 ; McArthur S.D.J. et al. – 2002 ; Heard D. et al. – 2002 ; Raiti P. – 2002 ; Vienet V. – 2003 ; Rival F. – 2004a ; Chai N. et al. – 2005 ; Carpenter J. W. – 2005 ; Ferreira X. – 2006)

**Tableau 18 : Molécules classiquement utilisées pour la sédation et l'anesthésie fixe des reptiles de compagnie**

| Principes actifs                       | Posologie et Voie d'administration                               | Espèces                                     | Références  |
|--|--|---|---|
| <b>Acépromazine</b>                    | 0,1 à 1 mg/kg (prémédication)                                    | Toutes                                      | Firmin Y. – 2001  |
|  | 0,05 à 0,25 mg/kg I.M. (en prémédication de la kétamine)         |   | Carpenter J.W. – 2005   |
|  | 0,1 à 0,5 mg/kg I.M.   |   |   |
| <b>Atropine</b>                        | 0,01 à 0,04 mg/kg S.C./I.M./I.V./intracoelomique (prémédication) | Toutes                                      | Firmin Y. – 2001<br>Carpenter J.W. – 2005                       |
| <b>Chlorpromazine</b>                  | 0,1 à 0,5 mg/kg I.M. (prémédication)                             | Toutes                                      | Carpenter J.W. – 2005   |
|  | 10 mg/kg I.M. (prémédication)                                    | Chéloniens                                  | Firmin Y. – 2001<br>Carpenter J.W. – 2005                       |
| <b>Diazépam</b>                        | 0,2 à 0,6 mg/kg  | Toutes                                      | Firmin Y. – 2001  |
|  | 2,5 mg/kg I.M./I.V.  |   | Carpenter J.W. – 2005   |
|  | 0,2 à 1 mg/kg I.M.   | Chéloniens                                  | Carpenter J.W. – 2005   |
|  | 2,5 mg/kg P.O.   | Iguanes                                     | Carpenter J.W. – 2005   |
|  | 5 mg/kg I.M. (myorelaxant)                                       | Ophidiens                                   | Raiti P. – 2002   |
|  | 0,2 à 0,8 mg/kg I.M. (prémédication)                             |   | Carpenter J.W. – 2005   |
| <b>Glycopyrrolate</b>                  | 0,01 à 0,05 mg/kg I.M./S.C./I.V.                                 | Toutes                                      | Rival F. – 2004a<br>Carpenter J.W. – 2005                       |
|  | 0,01 mg/kg I.M./S.C.   |   | Firmin Y. – 2001  |
|  | 0,01 mg/kg I.M.  | Ophidiens                                   | Raiti P. – 2002   |
| <b>Kétamine</b>                        | 10 mg/kg S.C./I.M. toutes les 30 min.                            | Toutes                                      | Carpenter J.W. – 2005   |
|  | 10 à 50 mg/kg I.M.+ S.C.   |   | Vienet V. – 2003  |
|  | 20 à 60 mg/kg I.M.   |   | Carpenter J.W. – 2005   |
|  | 25 à 45 mg/kg I.M.<br>(petite sédation/induction)                |   | Schilliger L. – 2000b   |
|  | -----<br>22 à 44 mg/kg I.M./S.C.                                 |   | Carpenter J.W. – 2005   |
|  | 50 à 100 mg/kg I.M.  |   | Vienet V. – 2003  |
|  | 60 à 80 mg/kg I.M. (chirurgie)                                   |   | Schilliger L. – 2000b   |
|  | -----<br>55 à 88 mg/kg I.M./S.C.                                 |   | Carpenter J.W. – 2005   |
|  | 5 à 15 mg/kg I.V.  |   |   |
|  | 40 à 60 mg/kg S.C./I.M.  |   | Chéloniens  |
|  | 50 à 100 mg/kg S.C./I.M.   | Rival F. – 2004a                            |   |
|  | 40 à 80 mg/kg I.M.   | Schilliger L. – 2000b<br>Ferreira X. – 2006 |   |
|  | 20 à 60 mg/kg I.M. (sédation)                                    | Carpenter J.W. – 2005                       |   |
|  | 60 à 90 mg/kg I.M. (anesthésie légère)                           | McArthur S.D.J. et al. – 2002               |   |
|  | 5 à 30 mg/kg I.V.  |   |   |
|  | 10 à 50 mg/kg S.C./I.M.  | Sauriens                                    | Firmin Y. – 2001  |
|  | 5 à 10 mg/kg I.M.  |   | Carpenter J.W. – 2005   |
|  | 20 à 30 mg/kg I.M. (sédation)                                    |   | Schilliger L. – 2000b<br>Rival F. – 2004a<br>Ferreira X. – 2006 |
|  | 30 à 50 mg/kg I.M.   |   |   |
|  | 30 à 100 mg/kg S.C./I.M.   | Ophidiens                                   | Firmin Y. – 2001  |
| 20 à 60 mg/kg S.C./I.M. (sédation)     | Carpenter J.W. – 2005  |   |   |
| 10 à 30 mg/kg I.M. (sédation)          | Raiti P. – 2002  |   |   |
| 60 à 80 mg/kg I.M. (anesthésie légère) | Carpenter J.W. – 2005  |   |   |
| 30 à 100 mg/kg I.M.                    | Schilliger L. – 2000b<br>Rival F. – 2004a<br>Ferreira X. – 2006  |   |   |
| <b>Kétamine (K) + Médétomidine (M)</b> | 50 mg/kg I.M. de (K) +<br>100 µg/kg I.M. de (M)                  | Toutes                                      | Schilliger L. – 2000b   |
|  | 10 mg/kg I.M. de (K) +<br>100 à 300 µg/kg I.M. de (M)            |   | Carpenter J.W. – 2005   |

|   |   |                       |   |
|---|---|-----------------------|---|
|   | 7,5 mg/kg I.V. de (K) +<br>75 µg/kg I.V. de (M)   | Chéloniens            | McArthur S.D.J. et al. –<br>2002  |
|   | 5 mg/kg I.M./I.V. de (K) +<br>100 µg/kg I.M./I.V. de (M)<br>(300 µg/kg chez les aquatiques)     |                       | Ferreira X. – 2006  |
|   | 10 à 20 mg/kg I.M. de (K) +<br>150 à 300 µg/kg I.M./I.V. de (M)<br>[Tortues d'eau douce]        | aquatiques            | Carpenter J.W. – 2005   |
|   | 4 à 5 mg/kg I.M./I.V. de (K) +<br>40 à 50 µg/kg I.M./I.V. de (M)<br>[Tortues marines]           |                       |   |
|   | 5 à 10 mg/kg I.M. de (K) +<br>100 à 150 µg/kg I.M./I.V. de (M) [petites et<br>moyennes Tortues] | terrestres            |   |
|   | 3 à 8 mg/kg I.V. de (K) +<br>25 à 80 µg/kg I.V. de (M)<br>[Tortues géantes]                     |                       |   |
|   | 5 à 10 mg/kg I.M. de (K) +<br>100 à 150 µg/kg I.M./I.V. de (M)                                  | Sauriens<br>(Iguanes) | Carpenter J.W. – 2005   |
|   | 5 mg/kg I.M. de (K) +<br>100 µg/kg I.M. de (M)  | Ophidiens             | Raiti P. – 2002   |
|   | 50 mg/kg I.M. de (K) +<br>100 µg/kg I.M. de (M)   |                       | Firmin Y. – 2001<br>Ferreira X. – 2006  |
| <b>Kétamine (K) +<br/>Midazolam (Mi)</b>                                  | 20 à 40 mg/kg I.M. de (K) +<br>< 2 mg/kg de (Mi) (sédation)                                     | Chéloniens            | Carpenter J.W. – 2005   |
|   | 40 mg/kg I.M. de (K) +<br>2 mg/kg de (Mi)   |                       | Schilliger L. – 2000b<br>Ferreira X. – 2006   |
|   | 60 à 80 mg/kg I.M. de (K) +<br>< 2 mg/kg de (Mi) (anesthésie)                                   |                       | Carpenter J.W. – 2005   |
| <b>Kétamine (K) +<br/>Xylazine à 2%<br/>(X)</b>                           | 30 mg/kg I.M. de (K) +<br>0,1 à 1,25 mg/kg I.M. de (X)  | Toutes                | Vienet V. – 2003  |
|   | 25 à 75 mg/kg I.M./S.C. de (K) +<br>2,5 à 3 mg/kg I.M. de (X)                                   |                       | Firmin Y. – 2001  |
|   | 20 mg/kg I.M. de (K) +<br>1 mg/kg I.M. de (X)   |                       | Ferreira X. – 2006  |
|   | 25 à 50 mg/kg I.M./S.C. de (K) +<br>2 à 4 mg/kg I.M. de (X)                                     | Chéloniens            | Rival F. – 2004a  |
|   | 15 à 25 mg/kg I.M./S.C. de (K) +<br>2 mg/kg I.M. de (X)   | Sauriens              |   |
|   | 15 à 50 mg/kg I.M./S.C. de (K) +<br>0,8 mg/kg I.M. de (X)                                       | Ophidiens             |   |
| <b>M.H.</b><br>125 mg de xylazine<br>+ 100 mg de<br>kétamine<br>dans 1 ml | 0,08 ml/kg I.M./I.V. [Tortues d'Hermann]  | Chéloniens            | Chai N. et al. – 2007   |
|   | 0,15 à 0,2 ml/kg I.M. [Iguanes communs]   | Sauriens              |   |
|   | 0,15 ml/kg I.M. [Lézards ocellés]   |                       |   |
|   | 0,2ml/kg I.M. [Varans gris]   |                       |   |
|   | 0,15 ml/kg I.M./I.V./I.C.<br>[Pythons, Boas constricteurs]                                      | Ophidiens             |   |
| <b>Propofol</b>   | 5 à 15 mg/kg (~1ml/kg) I.V. stricte   | Toutes                | Vienet V. – 2003  |
|   | 5 à 10 mg/kg (0,5 à 1 ml/kg) I.V.   |                       | Firmin Y. – 2001  |
|   | 14 mg/kg I.V.   | Chéloniens            | Schilliger L. – 2000b<br>Firmin Y. – 2001<br>Rival F. – 2004a<br>Ferreira X. – 2006 |

|   |  |                       |   |
|---|--|-----------------------|---|
|   | 5 à 14 mg/kg I.V./I.O.   |                       | McArthur S.D.J. et al. – 2002   |
|   | 5 à 15 mg/kg I.V. +/- 1 mg/kg/min. (maintenance de l'anesthésie)         |                       | Carpenter J.W. – 2005   |
|   | 8 mg/kg intracardiaque   | Tortues de Floride    | Chai N. et al. – 2005   |
|   | 15 à 30 mg/kg I.O.   |                       | McArthur S.D.J. et al. – 2002   |
|   | 2 mg/kg I.V.   | Tortues géantes       | Carpenter J.W. – 2005   |
|   | 3 à 5 mg/kg I.V. (induction)   | Sauriens              | Heard D. et al. – 2002  |
|   | 10 mg/kg I.V.(I.O.) (+/- 0,25 mg/kg/min. en maintenance de l'anesthésie) |                       | Schilliger L. – 2000b<br>Rival F. – 2004a<br>(Carpenter J.W. – 2005)<br>Ferreira X. – 2006                  |
|   | 3 à 5 mg/kg I.V./I.O. (sédation légère)                                  |                       | Iguanes   |
|   | 5 à 10 mg/kg I.V./I.O. (intubation)                                      |                       |   |
|   | 5 à 10 mg/kg I.V./intracardiaque   | Ophidiens             | Schilliger L. – 2000b<br>Raiti P. – 2002<br>Rival F. – 2004a<br>Carpenter J.W. – 2005<br>Ferreira X. – 2006 |
| 8 mg/kg intracardiaque  | Boa de Madagascar  | Chai N. et al. – 2005 |   |
| <b>Tilétamine + Zolazépam</b><br><br><sup>a</sup> les posologies simples sont sans doute calculées selon la quantité de tilétamine à administrer du mélange tilétamine-zolazépam disponible avec A.M.M. chez les carnivores domestiques | 10 à 30 mg/kg I.M. de tilétamine + 4 à 5 mg/kg de zolazépam              | Toutes                | Vienet V. – 2003  |
|   | 5 à 30 mg/kg I.M. <sup>a</sup>   |                       | Schilliger L. – 2000b   |
|   | 4 à 10 mg/kg S.C./I.M. <sup>a</sup> (sédation)                           |                       | Carpenter J.W. – 2005   |
|   | 3,5 à 14 mg/kg I.M. <sup>a</sup> (4 à 8 mg/kg généralement)              | Chéloniens            | Carpenter J.W. – 2005   |
|   | 5 à 15 mg/kg I.M. <sup>a</sup>   |                       | Rival F. – 2004a  |
|   | 10 à 20 mg/kg I.M. <sup>a</sup>  |                       | Schilliger L. – 2000b<br>Ferreira X. – 2006   |
|   | 5 à 10 mg/kg I.M. <sup>a</sup>   | Squamates             | Schilliger L. – 2000b   |
|   | 4 à 8 mg/kg I.M. <sup>a</sup> (sédation légère)                          | Sauriens              | Heard D. et al. – 2002  |
|   | 5 à 10 mg/kg I.M. <sup>a</sup>   |                       | Ferreira X. – 2006  |
|   | 10 à 30 mg/kg I.M. <sup>a</sup> jusqu'à 20 à 40 mg/kg <sup>a</sup>       |                       | Carpenter J.W. – 2005   |
|   | 20 à 40 mg/kg I.M. <sup>a</sup>  |                       | Rival F. – 2004a  |
|   | 3 mg/kg I.M. <sup>a</sup> [Serpents de grande taille]                    | Ophidiens             | Carpenter J.W. – 2005   |
|   | 5 mg/kg I.M. <sup>a</sup> (sédation)                                     |                       | Raiti P. – 2002   |
|   | 10 à 30 mg/kg I.M. <sup>a</sup> jusqu'à 20 à 40 mg/kg <sup>a</sup>       |                       | Carpenter J.W. – 2005   |
|   | 15 à 20 mg/kg I.M. <sup>a</sup>  |                       | Ferreira X. – 2006  |
| 20 à 40 mg/kg I.M. <sup>a</sup>   | Rival F. – 2004a   |                       |   |
| <b>Xylazine à 2%</b>  | 0,1 à 1 ml S.C./I.M. (local)   | Toutes                | Firmin Y. – 2001  |
|   | 0,1 à 1,25 mg/kg I.M.  |                       | Carpenter J.W. – 2005   |
|   | 0,1 à 3 mg/kg I.M.   |                       | Ferreira X. – 2006  |
|   | 2 à 4 mg/kg I.M.   | Chéloniens            | Firmin Y. – 2001  |
|   | 2 mg/kg I.M.   | Sauriens              |   |
|   | 0,4 mg/kg I.M.   | Ophidiens             |   |

### f) Principes actifs divers

Nous avons classé ici les autres principes actifs qui n'entrent dans aucune des catégories précédentes et dont l'administration peut s'avérer utile, voire indispensable, en pratique courante.



### (I) Utilisation de principes actifs divers chez les oiseaux

Tout d'abord, l'administration d'hormones [partie supérieure du tableau 19] peut être nécessaire dans le traitement de différentes maladies :

- la médroxyprogestérone est utile dans le traitement de l'hyperovulation chez la perruche calopsitte ou chez les pigeons.
- l'ocytocine intervient en association avec le borogluconate de calcium pour traiter les rétentions d'œufs.
- l'acétate de mégestrol peut être utilisé dans des cas de picage si une influence hormonale est avérée. L'apparition d'effets secondaires pouvant être sévères (diabetes-like), il faut alors prendre des précautions et réaliser une surveillance attentive des symptômes.
- la thyroxine, enfin, peut être prescrite chez l'oiseau mais il faut penser à contrôler les taux hormonaux afin d'éviter une thyrotoxicose iatrogène.

D'autres molécules [partie inférieure du tableau 19] sont également utiles dans le traitement ou la prévention de maladies chez les oiseaux de cage et de volière :

- l'association d'acides aminés soufrés (acétyl-méthionine, lysine, arginine) et de vitamines (vitamines B<sub>1</sub> et d'autres du groupe B), contenue dans Océmue<sup>®</sup>, qui contribue à une bonne repousse du plumage et stimule le métabolisme des oiseaux en mue. Elle est utilisable également en complément d'un traitement contre le picage,
- un adjuvant respiratoire (Océrespirol<sup>®</sup> : essences végétales aromatiques et acétyl-cystéine), complément naturel au traitement des troubles respiratoires qui contribue à dégager les voies respiratoires,
- l'adrénaline, lors de bradycardie ou en réanimation,
- l'allopurinol contre l'hyperuricémie, aussi appelée « goutte »,
- l'atropine, en cours de réanimation,
- le gluconate de calcium, utilisé lors des problèmes de ponte, en association avec l'ocytocine, lors de tétanie hypocalcémique ou d'hyperkaliémie,
- le diazépam, comme anticonvulsivant ou bien en tant qu'anxiolytique lors des problèmes de picage, spécialement chez les petits psittacinés (perruches ondulées),
- le doxapram, lors de dépression respiratoire,
- l'EDTA calcique pour lutter contre les intoxications aux métaux lourds (zinc et plomb),
- l'association embrutamine (à action narcotique) /mébézonium (à effet curarisant) /tétracaïne (anesthésie locale au point d'injection) indiquée dans l'euthanasie des oiseaux de cage (T61<sup>®</sup>),
- le furosémide comme stimulant de la fonction rénale,
- le glycopyrrolate lors de bradycardie marquée,
- l'halopéridol, utilisé dans les cas de picage d'origine comportementale,
- l'iode, lors d'hyperplasie thyroïdienne chez les perruches ondulées,
- une lotion oculaire stérile, Ocryl<sup>®</sup>, qui possède une indication chez les oiseaux pour nettoyer l'œil et ses annexes, ou préparer la sphère oculaire avant l'utilisation d'un collyre ou d'une pommade,
- un protecteur hépatique (Océcholine<sup>®</sup> : choline, phosphore, calcium, sorbitol, bétaïne, etc... avec A.M.M. chez les oiseaux de cage et de volière) qui contribue à corriger les effets néfastes d'une alimentation trop riche et qui compense également les carences en minéraux et en oligo-éléments de l'alimentation à base de graines,
- un complément alimentaire régulateur de la flore digestive et du transit (Océproven<sup>®</sup> : colostrum, mannan-oligosaccharides,  $\beta$ -glucans, lactose), à donner parallèlement au traitement de troubles digestifs,
- le toltrazuril en cas de coccidiose réfractaire aux autres traitements,
- la vitamine A en traitement complémentaire des maladies respiratoires chroniques.

- la vitamine E contribue à une bonne préparation à la reproduction (ponte d'œufs fécondés, éclosabilité) et existe dans une formulation avec A.M.M. chez les oiseaux de cage et de volière (Océférol®).

Ces vitamines sont également présentes dans de nombreux produits avec une A.M.M. chez les oiseaux de cage et de volière tels que l'Aminergan®, le Floratonyl®, l'Océvit®, l'Océvital®, le Perrotonic® et le Tonivit®, pour n'en citer que quelques uns, qui sont des compléments polyvitaminés administrables par voie orale. Il peuvent être donnés pour lutter contre les éventuelles carences vitaminiques causées par un apport alimentaire déséquilibré en captivité, principalement lors de périodes difficiles (reproduction, gestation, croissance, périodes de stress, convalescence) ou simplement lors de "baisses de forme". (Stanford M. – 2002 ; Redrobe S. – 2002 ; Maddison J.E. et al. – 2002 ; Roman Y. – 2004b ; Fraser M. – 2006 ; DMV – 2007 ; Risi E. – 2007a/b)

**Tableau 19 : Autres molécules utilisées chez les oiseaux de compagnie [\* formulations avec A.M.M. chez les oiseaux]**

| Principes actifs   | Posologie  | Voie            | Références                          |
|--|--|-----------------|-------------------------------------|
| <b>Acétate de mégestrol</b>  | 2,5 mg/kg sid pendant 7 j. puis 2 fois par semaine                             | P.O.            | Stanford M. – 2002                  |
| <b>Médroxyprogestérone</b>   | 20 mg/kg toutes les 4 semaines   | I.M.            | Stanford M. – 2002                  |
| <b>Ocytocine</b>   | 2 UI/kg (0,2 ml)   | I.M./S.C.       | Stanford M. – 2002                  |
|  | 3 à 5 UI (jusqu'à 0,5 ml) une seule fois [Pigeons]                             | I.M.            | Redrobe S. – 2002                   |
| <b>Thyroxine</b>   | 20 à 100 µg/kg bid   | P.O.            | Stanford M. – 2002                  |
| <b>Acides aminés soufrés et vitamines*</b><br>(Nom déposé : Océmue®)       | 15 gouttes/60 ml sid pendant 1 mois et demi environ (mue)                      | Eau de boisson  | DMV – 2007                          |
| <b>Adjuvant respiratoire*</b><br>(Nom déposé : Océspirol®)                 | 8 gouttes/45 ml sid jusqu'à guérison   | Eau de boisson  | DMV – 2007                          |
| <b>Adrénaline</b><br>(solution à 1:1000)                                   | 0,5 à 1 ml/kg (réanimation, bradycardie)                                       | I.M./I.V./I.O.  | Roman Y. – 2004b                    |
|  | 0,5 à 1 mg/kg  |                 | Risi E. – 2007b                     |
| <b>Allopurinol</b>   | 10 mg/kg bid   | P.O.            | Stanford M. – 2002                  |
|  | 10 mg dans 30 ml   | Eau de boisson  | Stanford M. – 2002                  |
| <b>Atropine</b>  | 0,5 mg/kg (réanimation)  | I.M./I.V./I.O.  | Roman Y. – 2004b                    |
|  | 0,02 à 0,5 mg/kg   |                 | Risi E. – 2007b                     |
| <b>Gluconate de calcium</b>  | 1 ml/kg de solution à 20%  | I.V. lente/I.M. | Stanford M. – 2002                  |
|  | 50 à 100 mg/kg   |                 | Roman Y. – 2004b<br>Risi E. – 2007b |
|  | 1 à 5 ml/kg de solution à 10% [Pigeons]  | I.M./S.C.       | Redrobe S. – 2002                   |
| <b>Diazépam</b>  | 0,5 mg/kg bid ;<br>2 à 4 mg/kg bid   | I.M.<br>P.O.    | Stanford M. – 2002                  |
|  | 0,5 à 1 mg/kg à la demande   | I.M./I.V.       | Roman Y. – 2004b                    |
| <b>Doxapram</b>  | 20 mg/kg   | I.M./I.V./I.O.  | Roman Y. – 2004b                    |
|  | 5 à 20 mg/kg   |                 | Risi E. – 2007b                     |
| <b>EDTA calcique</b>   | 30 mg/kg sid pendant 5 j.  | I.V.            | Stanford M. – 2002                  |
|  | 35 mg/kg toutes les 8 heures pendant 4 j., arrêt 2 j., renouvelable            | I.M.            | Roman Y. – 2004b                    |
| <b>Embutramine/<br/>Mébézonium/<br/>Tétracaïne*</b><br>(Nom déposé : T61®) | 100 à 400 mg d'embutramine +<br>25 à 100 mg de mébézonium<br>(soit 0,5 à 2 ml) | Intrapulmonaire | DMV – 2007                          |
| <b>Furosémide</b>  | 0,1 à 0,2 mg/kg bid  | I.M.            | Stanford M. – 2002                  |
|  | 0,15 à 2 mg/kg   | I.M./I.V.       | Risi E. – 2007b                     |

|  |   |                           |                             |
|--|---|---------------------------|-----------------------------|
|  | 1 à 6 mg/kg (brûlure, œdème aigu du poumon)   | I.M./I.V./I.O.            | Roman Y. – 2004b            |
| <b>Glycopyrrolate</b>  | 0,01 à 0,02 mg/kg   | I.M./I.V.                 | Risi E. – 2007b             |
| <b>Halopéridol</b>   | 0,2 à 0,4 mg/kg sid   | P.O.                      | Stanford M. – 2002          |
|  | 0,1 à 0,2 mg/kg sid/bid   |                           | Fraser M. – 2006            |
|  | 0,1 à 0,4 mg/kg sid [Psittacins]  |                           | Carpenter J.W. – 2005       |
|  | 0,05 à 0,2 mg par oiseau bid [Perroquets]   |                           | Maddison J.E. et al. – 2002 |
|  | 1 à 2 mg/kg tous les 14-21 j.   | I.M.                      | Stanford M. – 2002          |
|  | 31,25 mg (décanoate d'halopéridol) par oiseau tous les 21 j. [Perroquets]                 |                           | Maddison J.E. et al. – 2002 |
| <b>Iode</b>  | 1 goutte dans 250 ml sid  | Eau de boisson            | Stanford M. – 2002          |
| <b>Lotion oculaire stérile*</b><br>(Nom déposé : Ocryl®)   | 2 à 3 fois par semaine  | Topique                   | DMV – 2007                  |
| <b>Protecteur hépatique*</b><br>(Nom déposé : Océcoline®)  | 13 gouttes/60 ml 2 j. par semaine   | Eau de boisson            | DMV – 2007                  |
| <b>Régulateur digestif*</b><br>(Nom déposé : Océproven®)   | 3 mesurette/45 ml sid pendant le traitement des troubles digestifs puis 3 j. par semaine  | Eau de boisson            | DMV – 2007                  |
| <b>Toltrazuril</b>   | 7 mg/kg sid pendant 2 à 3 j. pendant 4 à 6 semaines                                       | P.O.                      | Stanford M. – 2002          |
|  | 75 mg/l 2 j. par semaine pendant 4 à 6 semaines   | Eau de boisson            | Stanford M. – 2002          |
| <b>Vitamine A</b>  | 20 000 UI par semaine   | I.M.                      | Stanford M. – 2002          |
| <b>Vitamine E*</b><br>(Nom déposé : Océférol®)   | 12 g (6 gouttes)/45 ml sid pendant 15 j. avant mise à la reproduction puis 2 j.           | Eau de boisson            | DMV – 2007                  |
| <b>Complément vitaminé*</b><br><br>(Noms déposés : Tonivit®, Aminergan®, Floratonyl®, Océvit®, Océvital®, Perrotonic®) | 2 à 5 gouttes sid pendant 10 j.   | P.O.                      | DMV – 2007                  |
|  | 0,5 ml 2 j. par semaine pendant 2 semaines  | P.O./Eau de boisson/Pâtée | DMV – 2007                  |
|  | 20 gouttes/litre 1 à 2 fois par semaine   | Eau de boisson            | DMV – 2007                  |
|  | 8 gouttes/45 ml 2 j. par semaine  |                           | DMV – 2007                  |
|  | 1 mesure/45 ml 2 j. par semaine   |                           | DMV – 2007                  |
|  | 1 mesure de poudre et 4 gouttes de solution minérale/45 ml 2 j. par semaine [Psittacidés] |                           | DMV – 2007                  |

## (2) Utilisation de principes actifs divers chez les reptiles

▫ De même que chez les oiseaux, en cas de rétention d'œufs ou de dystocies, il est possible d'injecter de l'ocytocine, associée à un apport parentéral de calcium (gluconate ou lactate de calcium). Son efficacité serait augmentée par l'administration concomitante d'un  $\beta$ -bloquant comme le propranolol. Cependant, l'ocytocine serait plutôt à éviter chez les serpents (Rival F. – 2004b), malgré son action stimulante sur l'utérus.

▫ La proligestone peut être administrée lors de stase folliculaire.

▫ L'adrénaline est indiquée, comme chez les carnivores domestiques, lors de défaillance cardiaque.

▫ L'allopurinol est également utilisé, comme chez les oiseaux, lors de goutte ou d'hyperuricémie.

▫ Le gluconate de calcium est intéressant lors d'ostéofibrose nutritionnelle, en parallèle à la distribution de végétaux riches en calcium chez les espèces phytophages. Il existe d'ailleurs une présentation avec une A.M.M. chez les reptiles (tortues et lézards), le Calcium Reptile®, qui constitue un apport en calcium et en phosphore avec un bon équilibre phosphocalcique, important dans la prévention des carences en calcium chez ces espèces.

▫ Le doxapram est un analeptique respiratoire couramment utilisé chez les carnivores domestiques. Son utilisation peut être élargie aux reptiles, en cas de dépression respiratoire.

▫ Le furosémide de même peut être administré aux reptiles, comme stimulant de la fonction rénale.

▫ La lotion oculaire stérile, Ocryl®, possède à l'instar des oiseaux une indication chez les reptiles. Elle est utile pour nettoyer l'œil et ses annexes mais aussi afin de préparer la sphère oculaire avant l'utilisation d'un collyre ou d'une pommade oculaire.

▫ La vitamine A est utile lors des affections respiratoires, parallèlement à la mise en place d'une antibiothérapie large spectre et d'une aérosolthérapie, ou lors d'hypovitaminose A. Pour certains auteurs, elle doit être préférentiellement utilisée sous forme injectable afin d'obtenir de bons résultats mais il faut à tout prix éviter un surdosage, tout aussi néfaste que la carence. Dans cette optique, la supplémentation orale serait moins risquée. Il est d'ailleurs possible, et même conseillé, d'enrichir en vitamine A l'alimentation des insectes qui seront donnés aux espèces insectivores et de vérifier l'apport nutritionnel correct de l'aliment des autres espèces (>37,5 UI/j).

▫ La vitamine D3, quant à elle, peut être administrée lors de maladies métaboliques osseuses.

Ces deux types de vitamines notamment sont présentes dans le Vita Reptile® et Tonivit® qui sont des compléments vitaminés pour reptiles. Ils peuvent être donnés à titre préventif pour lutter contre les éventuelles carences vitaminiques causées par un apport alimentaire déséquilibré en captivité.

L'ensemble de ces molécules et leur posologie sont répertoriées dans le tableau suivant [tableau 20]. (McArthur S.D.J. et al. – 2002 ; Heard D. et al. – 2002 ; Raiti P. – 2002 ; Rival F. – 2004b ; Vienet V. – 2003/2005 ; DMV – 2007)

**Tableau 20 : Autres molécules utilisées chez les reptiles de compagnie [\* formulations avec A.M.M. chez les reptiles]**

| Principes actifs  | Posologie et voie d'administration                    | Espèces    | Références                                |
|---|---|------------|---|
| <b>Ocytocine</b>  | 1 à 10 UI/kg I.M. x 1 à 3                             | Chéloniens | McArthur S.D.J. et al. – 2002             |
|   | 10 à 20 UI/kg I.M.                                    |            | Rival F. – 2004b                          |
|   | 2 UI/100g I.M.  | Caméléon   | Vienet V. – 2005                          |
|   | 20 à 40 UI/kg I.M./I.V. sid/bid                       | Ophidiens  | Raiti P. – 2002                           |
| <b>Proligestone</b>   | 20 mg/kg S.C. une fois ou plus                        | Chéloniens | McArthur S.D.J. et al. – 2002             |
| <b>Adrénaline</b>   | 0,02 mg/kg I.V./intracardiaque                        | Ophidiens  | Raiti P. – 2002                           |
| <b>Allopurinol</b>  | 20 à 50 mg/kg P.O. sid                                | Chéloniens | McArthur S.D.J. – 2002                    |
|   | 20 mg/kg P.O.   | Ophidiens  | Raiti P. – 2002                           |
| <b>Gluconate de calcium*</b><br>(Nom déposé : Calcium Reptile®) | 500 mg/kg I.V. à répartir sur 24h                     | Toutes     | Rival F. – 2004b                          |
|   | 10 mg/kg I.M. sid                                     | Chéloniens | McArthur S.D.J. – 2002                    |
|   | 50 mg/kg de P.V. sid sur la nourriture 10 j. par mois |            | DMV – 2007                                |
|   | 100 à 200 mg/kg I.V./S.C./I.M.                        | Sauriens   | Heard D. et al. – 2002                    |
|   | 50 mg/kg de P.V. sid sur la nourriture 10 j. par mois |            | DMV – 2007                                |
|   | 100 mg/kg I.M./S.C./P.O.                              | Caméléon   | Vienet V. – 2005                          |
| <b>Lactate de calcium</b>                                       | 10 à 25 mg/kg I.M.                                    | Ophidiens  | Raiti P. – 2002                           |
| <b>Diazépam</b>   | 5mg/kg I.M. [myorelaxant]                             | Ophidiens  | Raiti P. – 2002                           |
| <b>Doxapram</b>   | 5 mg/kg S.C./I.M.                                     | Toutes     | Schilliger L. – 2000b<br>Vienet V. – 2003 |
|   | 0,25 ml (~2 mg)/ kg I.V.                              |            | Firmin Y. – 2001<br>Rival F. – 2002       |
|   | 1 goutte (~0,4 mg) dans la bouche                     |            | Firmin Y. – 2001<br>Rival F. – 2002       |
|   | 5 mg/kg I.V./I.M.                                     |            | Raiti P. – 2002                           |
| <b>Furosémide</b>   | 5 mg/kg I.M. toutes les 12h                           | Toutes     | Rival F. – 2004b                          |

|   |  |                        |                        |
|---|--|------------------------|------------------------|
| <b>Lotion oculaire stérile*</b><br>(Nom déposé : Ocryl®)              | 2 à 3 fois par semaine en topique  | Toutes                 | DMV – 2007             |
| <b>Vitamine A</b>   | 500 à 10 000 UI/kg I.M. répétée à 15 j.  | Toutes                 | Rival F. – 2004b       |
|   | 2 000 UI/kg S.C. répétée à 7 j.  | Chéloniens             | McArthur S.D.J. – 2002 |
|   | 2 000 UI/30g P.O. répétée à 7 j.   | Caméléon               | Heard D. et al. – 2002 |
|   | 200 à 300 UI répétée à 7 j.  |                        | Vienet V. – 2005       |
| <b>Vitamine D3</b>  | 100 à 1 000 UI/kg I.M. une fois  | Toutes                 | Rival F. – 2004b       |
|   | 4 UI/kg P.O. sid   | Chéloniens             | McArthur S.D.J. – 2002 |
| <b>Complément vitaminé*</b><br>(Nom déposé : Vita Reptile®, Tonivit®) | 1 mesure/100g de P.V. sur les aliments ou dans l'eau de boisson 2 j. par semaine | Chéloniens et Sauriens | DMV – 2007             |
|   | 1 goutte/100g de P.V. dans la nourriture 1 à 2 fois par semaine                  | Chéloniens             | DMV – 2007             |

Comme nous le constatons à travers ces différents tableaux, les vétérinaires se retrouvent souvent ennuyés face aux posologies à destination des oiseaux et des reptiles qu'il est possible de trouver dans la littérature spécialisée :

- certaines ne sont pas très précises, avec des fourchettes de valeur assez larges comme le fenbendazole chez les reptiles recommandé à la posologie de 25 à 100 mg/kg P.O. ou le métronidazole à raison de 40 à 250 mg/kg P.O.
- d'autres présentent des indications dans des espèces très précises.
- d'autres encore connaissent des variations d'un auteur à l'autre pouvant aller du simple au quintuple, voire à un multiple de dix, des doses.

Par exemple, l'amphotéricine B est recommandée chez les oiseaux, d'une part, à la posologie de 1 mg/kg deux fois par jour pendant cinq jours (Stanford M. – 2002) et, d'autre part, à raison de 1 mg/animal deux fois par jour pendant dix jours, mais aussi par gavage deux fois par jour à la dose de 100 à 109 mg/kg pendant dix à trente jours (Carpenter J.W. – 2005). On a donc ici des recommandations bien différentes. De plus, avec l'avant-dernière indication, il est certain qu'il y aura surdosage chez un oiseau de petite taille.

De la même manière, pour l'anesthésie des ophidiens, l'association kétamine et médétomidine est indiquée à raison de 5 mg/kg I.M. de kétamine et 100 µg/kg I.M. de médétomidine (Raiti P. – 2002) par un auteur et à la posologie de 50 mg/kg I.M. de kétamine et 100 µg/kg I.M. de médétomidine (Firmin Y. – 2001 ; Ferreira X. – 2006) par d'autres auteurs, soit une dose avec dix fois plus de kétamine que la dose précédente.

Ces différences de posologies peuvent s'expliquer du fait que les espèces chez lesquelles elles ont été utilisées sont très différentes ou que les indications de ces traitements ne sont pas les mêmes (simple contention pour la réalisation d'examen complémentaires ou intervention chirurgicale nécessitant une anesthésie plus profonde et durable). Mais il arrive aussi qu'il y ait des erreurs lors de la saisie informatique des données dans les ouvrages ou les articles.

Pour toutes ces raisons, les ouvrages ne remplaceront jamais l'évaluation raisonnée faite par le vétérinaire : il s'assure de la compatibilité des doses indiquées avec ses connaissances générales de thérapeutique vétérinaire et celles des particularités physiologiques et métaboliques de l'espèce à traiter. Au besoin, il peut ainsi les adapter à son « patient », en tenant compte également de l'état général de ce dernier (abattement, embonpoint, déshydratation, stade physiologique) et des résultats des examens clinique et complémentaires.

En dernier lieu, lorsqu'un traitement est finalement prescrit, il est malheureusement rare, avec ce genre d'espèces, que le vétérinaire sache ce que celui-ci a donné :

- soit l'animal meurt et les propriétaires ne vont pas, par conséquent, repasser à la clinique ;
- soit il ne guérit pas dans les jours suivants le début du traitement et les propriétaires vont consulter un second vétérinaire pour un autre avis et un autre traitement ;
- soit il guérit et les propriétaires n'ont alors plus de raison d'aller consulter.

Quelque soit l'issue du traitement, généralement le résultat est le même pour le praticien. Chez les carnivores domestiques, la consultation annuelle pour la vaccination, notamment, est un bon moyen de connaître les résultats d'un traitement et de réaliser ainsi un minimum de suivi de l'animal.

Ce suivi des cas est pourtant très important, que ce soit pour l'expérience personnelle du vétérinaire ou, à plus grande échelle, pour l'ensemble de la profession. Il est donc très profitable pour le vétérinaire, et par là même pour sa clientèle, d'obtenir ce suivi.

Dans cet optique, il serait bon, par exemple, d'appeler les propriétaires de ce genre d'espèces en leur demandant des nouvelles de leur animal et en leur proposant éventuellement une consultation gratuite de contrôle, afin de connaître l'efficacité du traitement qui leur a été prescrit.

Cette deuxième partie nous a permis de présenter certaines des difficultés les plus fréquemment rencontrées lors de la mise en place d'un traitement chez les oiseaux et les reptiles de compagnie et les quelques solutions qui peuvent être proposées au vétérinaire de clientèle canine et féline classique.

En effet, la prescription d'un traitement chez ces espèces suppose de s'adapter à leurs particularités, comportementales et physiologiques principalement lors de l'examen clinique et des examens complémentaires, auxquelles viennent s'ajouter les particularités métaboliques et les différences de sensibilité au moment du choix du principe actif, de la voie et du rythme d'administration.

Pour aider le vétérinaire dans ce choix souvent difficile, il existe des valeurs de référence publiées dans la presse spécialisée, dont certaines ont été regroupées ici sous forme de tableau. Le praticien doit tout de même garder un regard critique sur ces différentes valeurs et ne pas les appliquer telles quelles, au risque d'aller vers un échec thérapeutique. Il est nécessaire d'adapter les posologies et voies d'administration au patient, autrement dit à son état clinique, à l'affection qu'il présente, aux conditions dans lesquelles le traitement sera effectué et aux moyens financiers de ses propriétaires notamment. Le suivi d'un tel traitement est ensuite fondamental, pour l'animal soigné mais aussi pour l'expérience personnelle du vétérinaire dans ce domaine.

Ces difficultés dans le choix d'un traitement sont quelquefois révélées par l'apparition d'effets délétères chez l'animal traité. Lorsqu'un médicament entraîne de tels effets nocifs, il est alors possible de consulter un centre de pharmacovigilance et de toxicovigilance vétérinaire à ce sujet, comme nous allons le voir dans la troisième partie de cet exposé, à travers la présentation d'un de ces centres et de l'étude de cas extraits de ses bases de données.





## **TROISIÈME PARTIE :**

**Apports de la pharmacovigilance et étude de cas  
chez les oiseaux et les reptiles de compagnie.**



## **TROISIEME PARTIE :**

# **Apports de la pharmacovigilance et étude de cas chez les oiseaux et les reptiles de compagnie.**

Des questions reviennent assez souvent quand il est question des médicaments à usage vétérinaire : existe-t-il une pharmacovigilance et une toxicovigilance à leur sujet ? Et si oui, qu'en est-il de leur évolution ?

La pharmacovigilance est une notion qui existe depuis 1963 dans le cadre des médicaments à usage humain avec la fondation de Centres Nationaux de Pharmacovigilance. Elle « a pour objet la surveillance du risque d'effet indésirable résultant de l'utilisation des médicaments et produits à usage humain » (article R. 5144-1 du Code de la Santé Publique), suite à leur mise sur le marché. Cette surveillance est nécessaire pour pallier les limites des études expérimentales et des essais cliniques. En effet, lorsqu'un médicament est mis sur le marché, ses effets ont été au préalable observés sur une population restreinte et plutôt homogène. Les risques encourus lors d'une utilisation à plus large échelle ne peuvent être entièrement prévus et nécessitent cette surveillance.

La déclaration des effets indésirables est devenue obligatoire à partir de 1984. Elle est aujourd'hui réalisée via 31 Centres Régionaux de Pharmacovigilance (C.R.P.V.), situés dans des structures hospitalières et placés sous tutelle de l'Agence française de sécurité sanitaire des produits de santé (Afssaps).

Cette discipline n'est apparue réglementairement dans le domaine vétérinaire en France que suite au décret du 2 juillet 1999, application de la directive 1981/851 CEE. Mais elle ne fut réellement effective qu'à partir de janvier 2001, voire 2002, avec la création de l'Unité de Pharmacovigilance et de la Commission Nationale de Pharmacovigilance au sein de l'Agence Nationale du Médicament Vétérinaire (A.N.M.V.) et de celle des Centres de Pharmacovigilance Vétérinaire. Au niveau européen, c'est l'Agence Européenne du Médicament (European Agency for the Evaluation of Medicinal Products - E.M.E.A.) qui réalise dans une base spécifique, Eudravigilance<sup>®</sup>, la centralisation de l'ensemble des informations provenant des pays européens ayant un système de pharmacovigilance. Elle fonctionne plus particulièrement pour les médicaments à A.M.M. centralisée, ce qui concerne aujourd'hui seulement une quarantaine de spécialités vétérinaires, et permet de prévenir l'ensemble des pays concernés par cette A.M.M. grâce à un système d'alerte lors de problèmes graves rencontrés dans un des pays membres. Les autres médicaments sont gérés par les Etats membres. La pharmacovigilance vétérinaire au niveau européen évolue donc plutôt parallèlement à la mise en place sur le plan national des systèmes de pharmacovigilance.

Dans le cadre de notre thèse, il est important de se demander ce qu'il en est des effets indésirables observés lors de l'utilisation de médicaments chez les reptiles et les oiseaux de compagnie.

Nous allons donc, dans cette dernière partie, présenter le fonctionnement et le rôle des structures de pharmacovigilance et toxicovigilance vétérinaire en France. Nous étudierons ensuite les différentes bases pharmacologiques et toxicologiques qui ont été mises à notre disposition, en en extrayant les données concernant les oiseaux et les reptiles de compagnie. Enfin, nous présenterons des cas de pharmacovigilance choisis pour illustrer certaines difficultés rencontrées par les vétérinaires lors de la mise en place de traitements dans ces espèces.

## I. La pharmacovigilance et la toxicovigilance vétérinaire en France :

La pharmacovigilance vétérinaire est organisée de façon très comparable à la pharmacovigilance humaine, mais à plus petite échelle : elle comprend deux Centres de Pharmacovigilance Vétérinaire (l'un à l'École Nationale Vétérinaire de Lyon [figure n° 31] et l'autre à celle de Nantes [figure n° 32]), ainsi qu'une Commission Nationale de Pharmacovigilance Vétérinaire. Leur rôle principal est la surveillance des effets indésirables observés chez les animaux et/ou chez les personnes en contact avec un médicament vétérinaire.



Figure n° 31 : Logo du Centre de Pharmacovigilance Vétérinaire de Lyon (C.P.V.L.)



Figure n° 32 : Logo du Centre de Pharmacovigilance Vétérinaire de l'Ouest (C.P.V.O.)

Lorsque les médicaments incriminés sont à usage humain et non vétérinaire, comme c'est souvent le cas lors d'ingestion accidentelle par un animal ou d'automédication pratiquée par les propriétaires, cela ne dépend alors plus de la pharmacovigilance vétérinaire mais de la toxicovigilance vétérinaire. Celle-ci est réalisée par deux Centres AntiPoisons vétérinaires dont l'un est situé en région lyonnaise [figure n° 33] et l'autre à Nantes [figure n° 34]. Ces derniers étaient également responsables de la pharmacovigilance vétérinaire, avant la création des Centres de Pharmacovigilance Vétérinaire à proprement parler.



Figure n° 33 : Logo du Centre National d'Information Toxicologique Vétérinaire (C.N.I.T.V.)



Figure n° 34 : Logo du Centre AntiPoison Animal de l'Ouest (CAPA-Ouest)

Ces quatre centres, d'une part, réalisent le recueil d'informations toxicologiques sur le cas (médicament concerné, posologie, voie d'administration, circonstance, profil de l'animal ou de la personne atteinte, symptômes observés, qualité du demandeur,...) et, de l'autre, apportent une aide précieuse et documentée aux personnes confrontées à des problèmes liés à l'utilisation d'un médicament (aide au diagnostic, conduite à suivre et traitement envisageable, avis pronostic, évaluation du risque, analyse réalisable,...).

## I.A. Les Centres de Pharmacovigilance Vétérinaire

La pharmacovigilance vétérinaire officielle est récente en France, puisqu'elle a été introduite par un décret datant du 2 septembre 1999 (décret 99-553), dont la mise en application effective ne s'est faite qu'en 2001. Un décret du 1<sup>er</sup> août 2003 (décret 2003-760) puis celui du 29 juillet 2004 (décret 2004-802) élargissent encore ses champs de compétence. Au niveau européen, il s'agit de l'application des Directives 2001/82 CEE, 2004/28 CEE et 2004/726 CEE.

Les Centres de Pharmacovigilance Vétérinaire ressemblent à ceux de pharmacovigilance humaine à la différence notable, dans l'objet même de la pharmacovigilance, que celle-ci se rapporte non seulement aux effets indésirables des médicaments vétérinaires chez l'animal, mais aussi chez l'homme pouvant être en contact avec le produit (en tant qu'utilisateur du produit, voire quelque fois comme consommateur accidentel), et elle s'étend même au défaut d'efficacité, au suivi des résidus chez les animaux destinés à la consommation humaine et aux risques pour l'environnement.

Les Écoles Nationales Vétérinaires de Lyon et de Nantes hébergent ces centres : le Centre de Pharmacovigilance Vétérinaire de Lyon (C.P.V.L.) et le Centre de Pharmacovigilance Vétérinaire de l'Ouest (C.P.V.O.) à Nantes.

Ces deux centres traitent les notifications des professionnels de la santé (les vétérinaires mais aussi les pharmaciens et les médecins) concernant les médicaments vétérinaires mais aussi les appels des particuliers. Sous l'égide de l'Agence Française de Sécurité Sanitaire des Aliments (AFSSA) par l'intermédiaire de l'A.N.M.V. [figure n° 35], ils participent à la collecte, dans une base de données, des informations concernant les effets indésirables des médicaments vétérinaires qu'ils surviennent chez l'animal ou chez l'homme susceptible d'y être exposé.

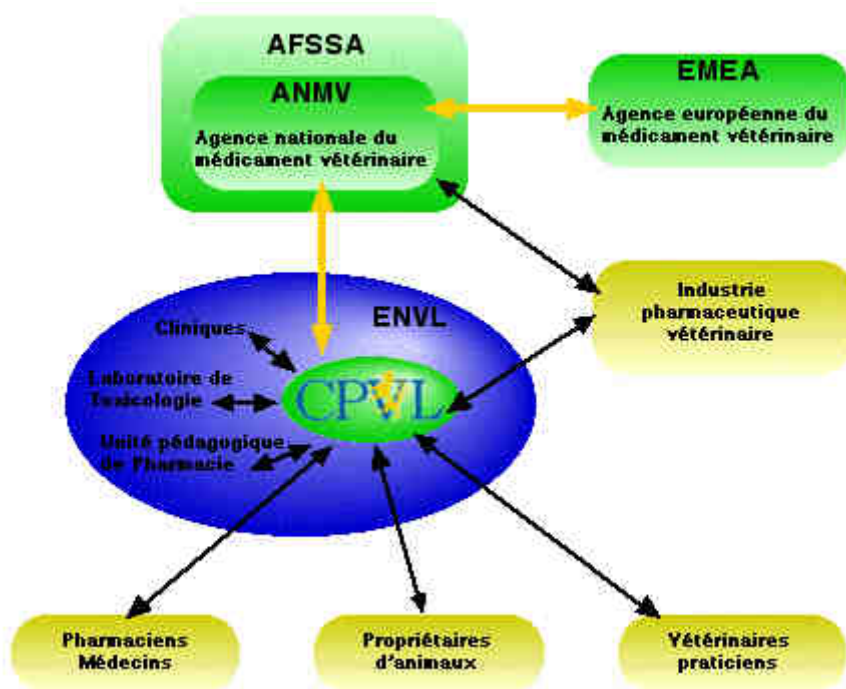


Figure n° 35 : Place du C.P.V.L. au centre de la pharmacovigilance vétérinaire en France (page internet de l'E.N.V.L. sur le C.P.V.L.)

Au cours de l'appel, le demandeur est conseillé sur la conduite à tenir devant l'effet indésirable auquel il est confronté (évaluation rapide, soins à mettre en oeuvre, pronostic...). Ces centres ont ainsi à la fois une mission d'évaluation et d'expertise mais également un rôle de conseiller et d'assistance.

Le traitement global des notifications permet ensuite de réaliser une exploitation statistique des données, avec l'ensemble des effets indésirables observés et leur fréquence de survenue. Les centres transmettent les déclarations aux exploitants concernés (les établissements pharmaceutiques) et au département de pharmacovigilance de l'A.N.M.V. La Commission de Pharmacovigilance procède alors à l'évaluation des informations afin de donner son avis sur les mesures à prendre pour faire cesser les incidents ou accidents liés à l'emploi de médicaments vétérinaires, ce qui peut, entre autres, conduire à la réévaluation de l'innocuité ou de l'efficacité d'un médicament, voire à son retrait du marché. Ces dispositions permettent également la rédaction par l'AFSSA d'une « lettre de la pharmacovigilance vétérinaire », qui existe maintenant depuis 2005 afin d'informer les professionnels de la santé. (Gogny M. – 2002 ; Rossi S. – 2006 ; page internet de l'E.N.V.L. ; page internet de l'AFSSA-A.N.M.V.)

### **I.B. Les Centres de Toxicovigilance vétérinaire**

L'École Nationale Vétérinaire de Lyon et celle de Nantes abritent ces structures bien particulières : le Centre Nationale d'Informations Toxicologiques Vétérinaires (C.N.I.T.V.) à Lyon et le Centre AntiPoison Animal de l'Ouest (CAPA-Ouest) à Nantes. Dans le cas du C.N.I.T.V., il s'agit d'une association à but non lucratif, créée en 1976 par le Professeur Guy Lorgue. Son financement est uniquement assuré par les cotisations de vétérinaires adhérents, sans aucune subvention publique, contrairement aux structures de pharmacovigilance vétérinaire et humaine. Le CAPA-Ouest, quant à lui, est une structure dépendante de l'École Nationale Vétérinaire de Nantes. Il est ainsi rattaché à l'Unité de Pharmacologie et Toxicologie de l'E.N.V.N., dans laquelle travaillent des enseignants-chercheurs et des vétérinaires spécialisés.

Les centres anti-poisons, comme ceux de pharmacovigilance vétérinaire, répondent 24h/24, tout au long de l'année, à tout appel, vers deux numéros : le 04-78-87-10-40 pour le C.N.I.T.V./C.P.V.L. et le 02-40-68-77-40 pour le CAPA-Ouest/C.P.V.O.

L'activité de ces centres, tout comme ceux de pharmacovigilance vétérinaire mais dans leur domaine respectif, se développe sur trois axes classiques en matière de risque : son identification, son évaluation, et une aide à sa gestion.

Le C.N.I.T.V. et le CAPA-Ouest répondent ainsi gratuitement à tout appel, qu'il provienne d'un particulier ou d'un professionnel de la santé humaine ou animale, concernant une intoxication ou une suspicion d'intoxication chez l'animal. Leur principale mission relève de l'aide au diagnostic et du conseil sur la conduite à tenir. Mais il permet aussi de collecter des informations statistiques sur les causes d'intoxication et de mieux communiquer ensuite sur leur prévention et sur leur gestion. (Gogny M. – 2002 ; le site internet de l'École Nationale Vétérinaire de Lyon)

Ainsi, les Centres de Pharmacovigilance Vétérinaire et les Centres AntiPoison Vétérinaires tiennent en premier lieu un rôle de conseiller et d'expertise mais ils recueillent également dans des bases de données les informations pharmacologiques et toxicologiques qui leur sont communiquées. Celles-ci sont ensuite exploitées afin d'informer le public via les professionnels de la santé et de prévenir les accidents pharmacologiques et toxicologiques.

## **II. Les bases de données pharmacologiques et toxicologiques :**

Comme nous l'avons vu dans la deuxième partie de cet exposé, il est souvent assez difficile de prescrire un traitement chez les oiseaux et les reptiles de compagnie, en partie du fait d'un manque flagrant d'études pharmacologiques et d'A.M.M. déposées dans ces espèces.

Ces animaux, tout comme les carnivores domestiques, sont alors susceptibles d'être intoxiqués par des médicaments vétérinaires, voire même par des médicaments humains.

Certains cas sont rapportés auprès des centres anti-poison ou de pharmacovigilance vétérinaire.

Il nous a été possible de consulter les bases de données des centres de Lyon, que nous allons présenter et étudier ici.

## **II.A. Présentation générale des bases de données**

### **a) La base du C.P.V.L. : Sentinel-Vet<sup>®</sup>**

Cette première base de données, qu'ils nous a été possible de consulter par l'intermédiaire d'un pharmacovigilant, est celle d'un logiciel développé initialement pour le C.N.I.T.V. : Sentinel-Vet<sup>®</sup>.

Elle est basée principalement sur l'enregistrement des appels spontanés de vétérinaires ou d'autres professionnels de la santé (pharmaciens, médecins, centres anti-poison humains,...), mais aussi de particuliers, confrontés à des suspicions d'effets indésirables ou d'intoxication en relation avec un médicament à usage vétérinaire.

Cette base de données de Sentinel-Vet<sup>®</sup> débute dès 1994, mais le système n'était pas encore officialisé et uniformisé. Il faut alors la consulter à partir de 2001, suite aux différents décrets instaurant les fondements de la pharmacovigilance vétérinaire en France, pour y trouver des fiches plus complètes, plus fiables et donc plus exploitables.

Sentinel-Vet<sup>®</sup> est un logiciel spécialement développé et adapté à la Pharmacovigilance vétérinaire. Il offre des outils spécifiques au pharmacovigilant, dans le respect de la confidentialité et la sécurisation des données : un thesaurus de symptômes performant et adapté aux informations cliniques, une comparaison du cas à la notice d'utilisation du médicament, une assistance à l'imputation (méthode standardisée – système ABON [tableau 21]– et objective), des recoupements, des recherches et des statistiques puissantes, une édition automatique des formulaires les plus importants, une alerte automatique sur des suspicions d'effets indésirables nouveaux.

Cette base de données regroupe l'ensemble des notifications qui sont remplies par les permanents du C.P.V.L. (ou par les étudiants de garde au C.N.I.T.V. en dehors des heures ouvrables) à chaque appel que reçoit le centre. Elles comprennent le motif d'appel, des informations sur le notificateur (coordonnées et qualité), des renseignements sur les animaux (leur identification, les raisons du traitement et leur état avant traitement) ou sur les êtres humains concernés, et les traitements impliqués (nom déposé et/ou principe actif du médicament, voie et site d'administration, posologie, durée du traitement,...), ainsi que les symptômes observés (délai d'apparition, description complète du tableau clinique).

Ces fiches, initialement rédigées sur support papier par le pharmacovigilant [annexe 7], font l'objet d'une première évaluation afin de conseiller le notificateur (aussi appelé « déclarant »).

Une confirmation et un suivi du cas sont ensuite nécessaires avant la saisie informatique de la fiche, grâce à un courrier adressé au déclarant. Celui-ci reçoit une fiche de déclaration d'effet indésirable chez l'animal [annexe 8] et/ou chez l'homme [annexe 9] qu'il doit remplir et renvoyer au C.P.V.L.

A la réception de la fiche de déclaration d'effet indésirable dûment remplie, les vétérinaires du centre, experts en pharmacovigilance, assurent le traitement du cas : ils le valident puis le saisissent dans la base de données. C'est alors un programme automatique de Sentinel-Vet<sup>®</sup> qui détermine l'imputabilité du tableau clinique à chaque médicament (système ABON [tableau 21]), en fonction du lien de causalité entre l'effet indésirable observé et le médicament administré.

**Tableau 21 : Système européen ABON (d'après Rossi S. – 2006 ; Pineau X., Buronfosse F. – 2006)**

| <b>Symbole</b> | <b>Signification</b>                                 | <b>Explication</b>  |
|----------------|--|---|
| <b>A</b>       | Probable   | * Corrélation chronologique (apparition, durée) entre administration et signes cliniques,<br>* Signes cliniques et propriétés pharmaco-toxicologiques connues compatibles,<br>* Absence d'autres explications (maladies intercurrentes, interactions),<br>* Informations de la déclaration suffisantes et fiables |
| <b>B</b>       | Possible   | * Corrélation chronologique (apparition, durée) entre administration et signes cliniques,<br>* Signes cliniques et propriétés pharmaco-toxicologiques connues compatibles,<br>* Autre explication plausible (maladies intercurrentes, interactions),<br>* Informations de la déclaration suffisantes et fiables   |
| <b>O</b>       | Non classifiable<br>( <i>Unclassified</i> )          | * Données non fiables (O <sub>1</sub> : non concluant - <i>inconclusive</i> ), indisponibles ou insuffisantes (O <sub>2</sub> : <i>unclassified</i> ) pour établir ou infirmer un lien de causalité entre médicament et signes cliniques  |
| <b>N</b>       | Improbable<br>( <i>Unlikely to be drug related</i> ) | * Information suffisante pour établir que le médicament n'est pas en cause  |
| <b>R</b>       | Renseignement  | * Simple demande de renseignement concernant un médicament vétérinaire  |

Ce lien de causalité est donc déterminé en prenant en considération plusieurs critères :

- la corrélation chronologique entre l'administration et les signes cliniques observés (incluant ré-administration et arrêt du traitement) ou sa corrélation anatomique,
- la compatibilité des signes cliniques observés avec la pharmacologie (pharmacocinétique et pharmacodynamie) de la molécule,
- la présence de phénomènes clinico-pathologiques caractéristiques,
- la connaissance de cas similaires, décrits dans la bibliographie, dans le Résumé des Caractéristiques du Produit ou R.C.P. (notice d'utilisation) ou dans la base de données du centre avec une imputation A ou B,
- l'exclusion d'autres causes,
- l'informativité et la fiabilité des données recueillies,
- la relation dose-effet.

Ce système permet une uniformisation des imputations et limite ainsi le biais lié aux différences d'appréciation entre répondants.

Le déclarant reçoit ensuite une réponse écrite sur la suite donnée à sa déclaration par le centre de pharmacovigilance.

Au niveau national, les centres de pharmacovigilance transmettent les cas à l'A.N.M.V., immédiatement ou tous les trimestres selon leur gravité. Cett dernière leur communique en retour les avis rendus par la Commission Nationale de Pharmacovigilance. (Rossi S. – 2006 ; Pineau X., Buronfosse F. – 2006)



## **b) La base du C.N.I.T.V. : V-Tox<sup>®</sup>**

La deuxième base de données que nous avons exploitées dans ce travail a été celle du C.N.I.T.V. : V-Tox<sup>®</sup>. Elle est également basée sur des appels spontanés de vétérinaires ou d'autres professionnels de la santé, mais aussi de particuliers, confrontés à des intoxications ou des suspicions d'intoxication.

Elle regroupe sous forme informatisée l'ensemble des fiches qui sont remplies par les permanents ou les étudiants de garde à chaque appel que reçoit le centre.

Elles comprennent le motif d'appel, le lieu et les circonstances d'intoxication, la qualité du demandeur, des renseignements sur les animaux et les toxiques concernés, ainsi que les symptômes.

Ces fiches, d'abord rédigées sur support papier [annexe 10], sont ensuite saisies après vérification par un permanent du centre. C'est alors un programme automatique de V-Tox<sup>®</sup> qui détermine l'imputabilité du tableau clinique à chaque toxique (improbable, peu probable, probable ou certaine), en fonction d'indices graduels (ou scores) attribués à différents critères : l'exposition, la dose, le délai d'apparition des symptômes, le tableau clinique et les autres explications envisageables. Ce système permet, de même qu'au C.P.V.L., une uniformisation des imputations et limite le biais lié aux différences d'appréciation entre répondants.

Les fiches n'ont néanmoins pas toujours été présentées sous cette forme depuis la création de la base de données en 1984. Elles ont en fait été remaniées en 1998, et informatisées par la suite. Toutes les fiches antérieures à cette année sont alors moins détaillées. De plus, les cas de pharmacovigilance vétérinaire étaient également rapportés dans cette base avant la création du C.P.V.L.

## **II.B. Les données concernant les oiseaux et les reptiles de compagnie**

Nous avons considéré uniquement les cas entrés dans ces bases de données à partir de l'année 2000, car il s'agit de la période d'uniformisation des bases de données, de la création du C.P.V.L. et, enfin, du fait de l'émergence relativement récente des oiseaux et des reptiles comme animaux de compagnie en France.

La base du C.P.V.L. nous apporte ainsi les cas concernant les médicaments à usage vétérinaire et celle du C.N.I.T.V. uniquement ceux impliquant des médicaments à usage humain.

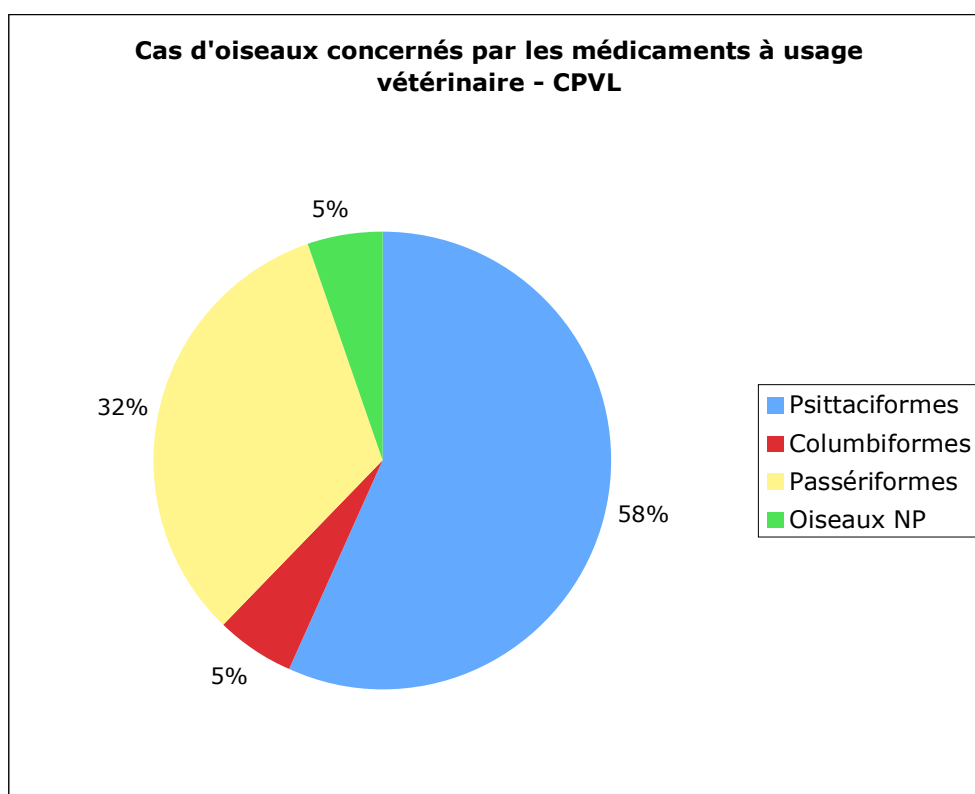
### **a) Les appels au sujet des médicaments à usage vétérinaire**

La base de Sentinel-Vet<sup>®</sup> comprend depuis sa création plus de 20 000 cas de pharmacovigilance (21 709), auxquels il convient d'ajouter 8 500 cas enregistrés dans le logiciel V-Tox<sup>®</sup> avant la mise en service de Sentinel-Vet<sup>®</sup>. Parmi celles-ci seulement 0,6% se rapportent aux oiseaux, sauvages comme domestiques, (135 notifications) et moins de 0,2% aux reptiles de toute sorte (32 notifications) alors qu'elles concernent à 44% les chats et à 40% les chiens.

Du 1<sup>er</sup> janvier 2000 au 1<sup>er</sup> janvier 2007, ce sont 13 945 fiches informatisées qui concernent toutes les espèces animales mais aussi l'homme, et tous les médicaments à usage vétérinaire. Les notifications chez les oiseaux et les reptiles représentent moins de 0,3% pour les oiseaux de compagnie (37 notifications) et à peine plus de 0,1% pour les reptiles (18 notifications). De même que sur l'ensemble de la base de données, les chiens et les chats arrivent en tête des appels concernant l'utilisation de médicaments vétérinaires, avec respectivement 39% et 44% des notifications.

L'étude plus en détail des notifications concernant les problèmes thérapeutiques rencontrés chez les oiseaux et les reptiles de compagnie doit être pondérée par la quantité de cas rapportés. Leur nombre est en effet assez restreint (37 chez les oiseaux et 18 chez les reptiles). Ainsi, l'exploitation statistique de ces données est peu significative et il sera difficile de généraliser à l'échelle de la population reptilienne et aviaire de compagnie sans commettre des erreurs. Sachant cela, il est possible malgré tout d'en retirer des informations intéressantes, en considérant les espèces concernées, le profil des notificateurs, la raison de leurs appels et les catégories de médicaments impliqués dans l'observation d'intoxications ou d'effets indésirables.

**(1) Les oiseaux et les reptiles exposés :**

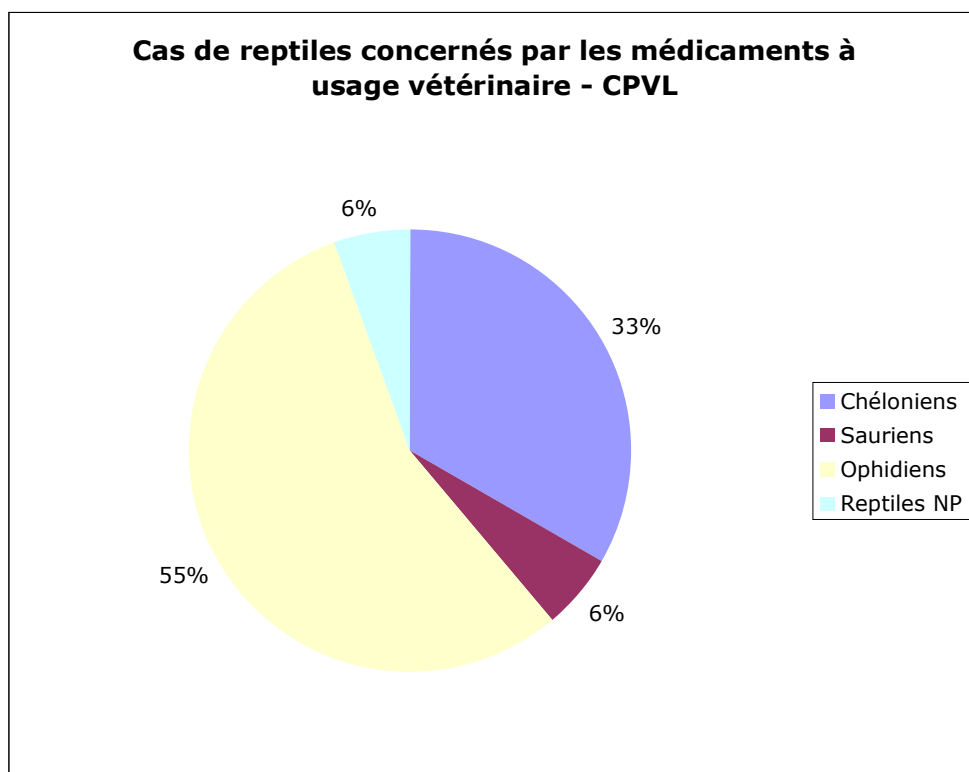


**Figure n° 36 : Proportion des différents groupes d'oiseaux de compagnie concernés par l'utilisation de médicaments à usage vétérinaire (d'après les données du C.P.V.L.) [n=37]**

Les notifications d'effets indésirables au C.P.V.L. concernent en majorité les Psittaciformes (21 notifications) [figure n° 36] avec principalement des perruches (12 notifications) et des perroquets (8 notifications).

Il s'agit ici des espèces les plus souvent présentées en consultation et les plus médicalisées, tout simplement du fait de leur valeur financière et de l'implication affective des propriétaires à leur encontre. Cela explique sans aucun doute ces proportions, par rapport notamment aux Passériformes. Ces derniers sont surtout représentés par le canari (9 notifications), qui est un passériforme souvent possédé, mais qui présente une faible valeur commerciale et qui est, de ce fait, rarement amené chez le vétérinaire. Cet oiseau est aussi très fragile et souvent victime de mort subite avant tout traitement.

Enfin, les Columbiformes sont peu représentés, avec seulement 2 notifications concernant des tourterelles, les pigeons ayant été retirés des cas considérés puisqu'ils sont rarement possédés comme oiseaux de compagnie. De même que pour les Passériformes, leur valeur financière et affective est moindre, comparée à celle des Psittaciformes, ce qui induit moins de traitements et moins d'appels au centre de pharmacovigilance.



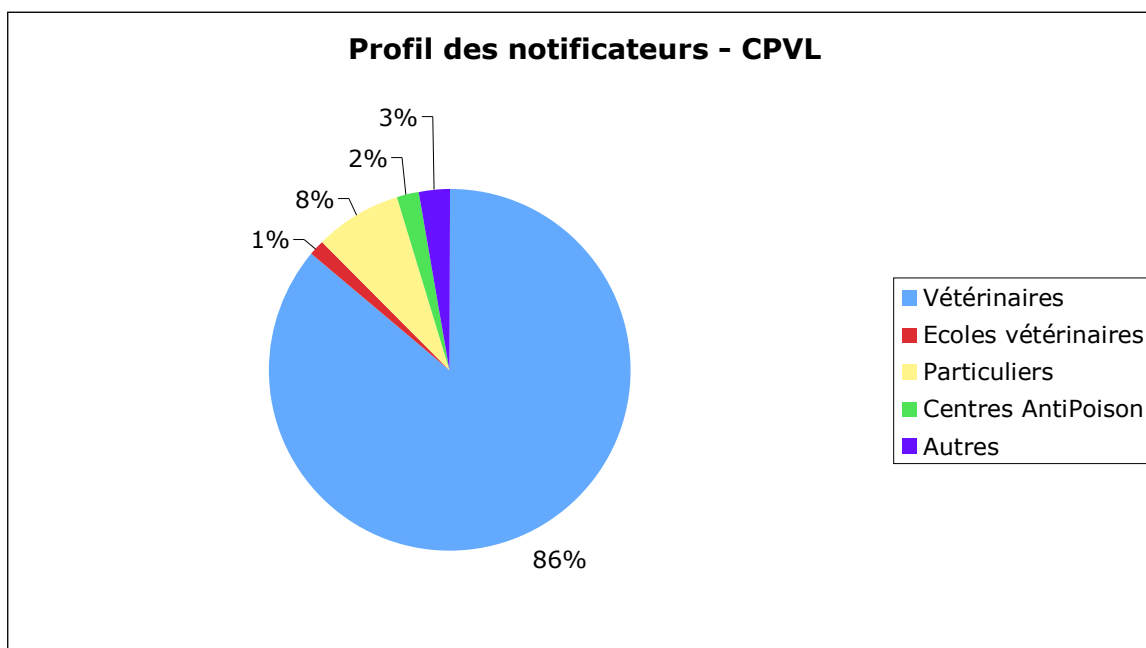
**Figure n° 37 : Proportion des différents groupes de reptiles concernés par l'utilisation de médicaments à usage vétérinaire (d'après les données du C.P.V.L.) [n=18]**

Chez les reptiles [figure n° 37], une majorité des cas notifiés concerne les ophidiens, avec principalement des boas. Il s'agit ici, à l'instar des psittaciformes chez les oiseaux, de la catégorie de reptiles la plus souvent rencontrée en clientèle, avec les chéloniens. Pour ces derniers, les espèces de tortues sont rarement spécifiées (seulement 2 cas sur 6) mais, lorsqu'elles le sont, il s'agit de tortues mauresques.

Le peu de notifications chez les tortues, comparées à celles des serpents, peut être mis en parallèle avec celles parvenant au C.N.I.T.V. : les tortues sont plus faiblement médicalisées à l'aide de produits à usage vétérinaire mais un nombre plus important de cas est rapporté concernant les médicaments à usage humain [cf. figure n° 43]. Cela peut être expliqué par le fait qu'une tortue est souvent considérée par ses propriétaires au même titre qu'un chien ou un chat, en plus "robuste", ce qui favorise l'automédication chez ces espèces.

Enfin, une seule notification est rapportée chez les sauriens, concernant des lézards. Ces derniers sont en fait assez peu médicalisés. Cependant, nous ne pouvons pas vraiment exploiter ces résultats et en tirer des conclusions plus générales étant donné le faible nombre de cas notifiés (18 reptiles en tout et pour tout).

## (2) Le profil des notificateurs :



**Figure n° 38 : Qualité des notificateurs auprès du C.P.V.L. concernant l'utilisation de médicaments à usage vétérinaires (d'après les données du C.P.V.L.) [n=21 709]**

Sur l'ensemble de la base de données du C.P.V.L. [figure n° 38], il apparaît que la grande majorité des notifications proviennent des professionnels de la santé (Centre AntiPoison, Écoles Vétérinaires et Vétérinaires), avec une dominance des vétérinaires, du fait même de leur rôle central dans la pharmacovigilance vétérinaire.

Les appels de particuliers sont plus rares, cependant ils sont en augmentation ces dernières années, surtout concernant les animaux domestique plus "conventionnels". On peut rapprocher cela de la campagne d'information entreprise par les centres de pharmacovigilance qui signalent leur existence et soulignent l'importance de l'implication de tous dans leur fonctionnement. Enfin, l'exigence de plus en plus importante des propriétaires vis à vis des traitements entrepris chez leurs animaux intervient sûrement également dans cette recrudescence d'appels de leur part.

Chez les oiseaux et les reptiles, cette augmentation est moins observée par les pharmacovigilants. Les particuliers possesseurs d'oiseaux ou de reptiles se sentent en fait souvent isolés : soit ils ont une totale confiance dans les soins prodigués par leur vétérinaire donc ils ne signaleront ni effet indésirable ni intoxication ; soit leur vétérinaire est plutôt "généraliste" car il soigne un peu toutes les espèces animales et ne semble pas très à l'aise avec leur animal. Dans ce dernier cas, lors d'un problème rencontré avec le traitement, ils privilégieront l'obtention d'un second avis, autrement dit celui d'un vétérinaire plus spécialisé.

### (3) Les motifs d'appel :

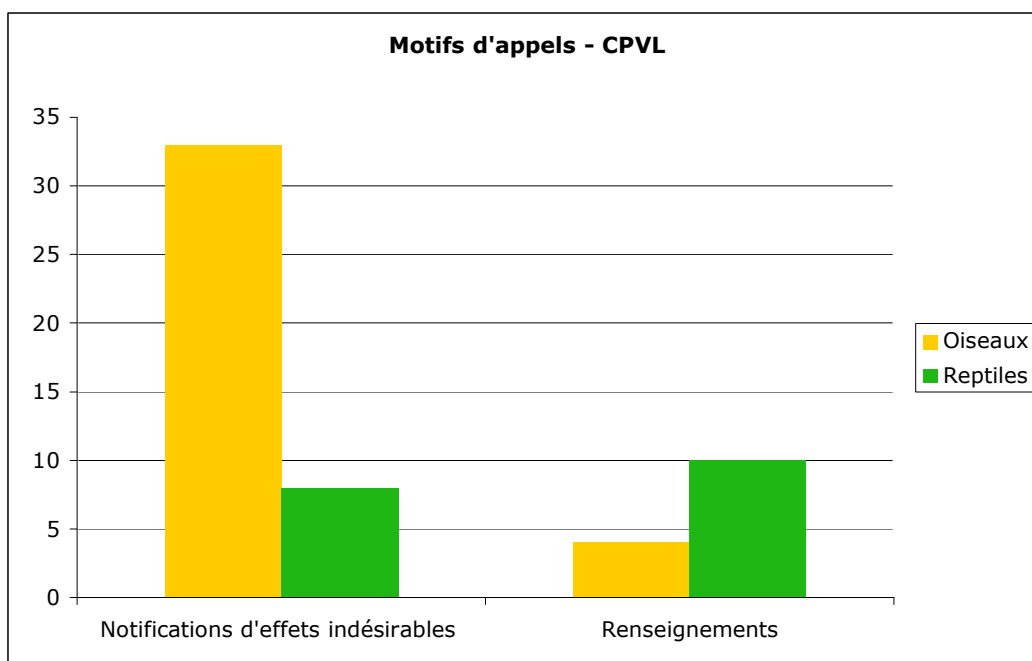


Figure n° 39 : Motifs des appels concernant l'utilisation de médicaments à usage humain chez les oiseaux et chez les reptiles de compagnie (d'après les données du C.P.V.L.) [ $n_o=37$  ;  $n_R=18$ ]

On constate ici [figure n° 39] que les tendances sont inversées entre les oiseaux et les reptiles. Chez les premiers, il s'agit principalement de notifications d'effets indésirables, donc de pharmacovigilance pure, alors que, chez les seconds, les appels concernent plus souvent une demande de renseignements sur l'utilisation possible d'un médicament vétérinaire chez ces espèces.

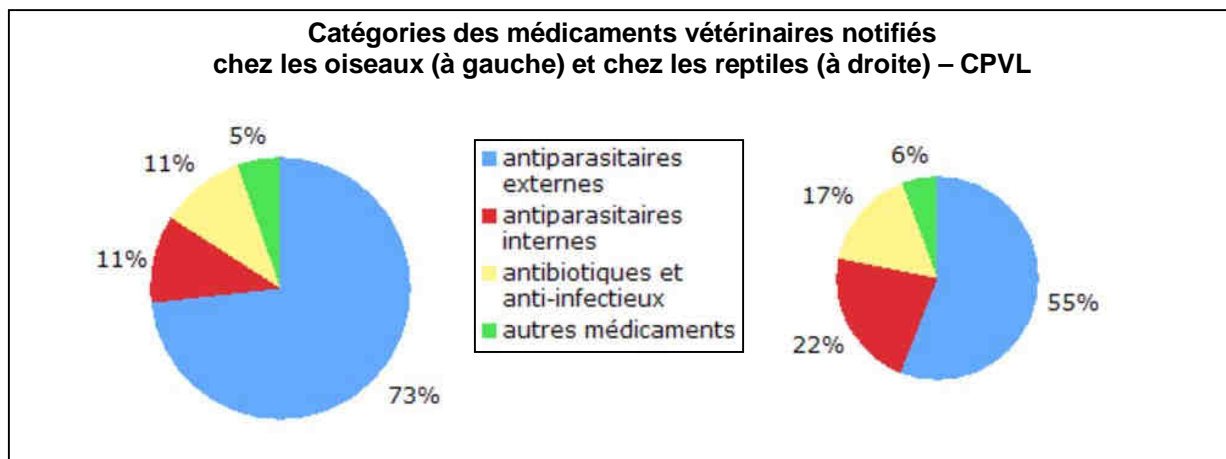
Cela peut être expliqué du fait des meilleures connaissances pharmacologiques et thérapeutiques chez les oiseaux, notamment grâce au progrès de l'élevage aviaire et aux A.M.M. déposées pour certaines espèces, alors que la médecine herpétologique est plus récente, avec moins de références bibliographiques, souvent plus vagues, et aussi moins de produits à destination des reptiles. Les vétérinaires comptent alors davantage sur les cas de terrain rapportés au C.P.V.L. pour utiliser tel ou tel médicament.

### (4) Les catégories des médicaments impliqués :

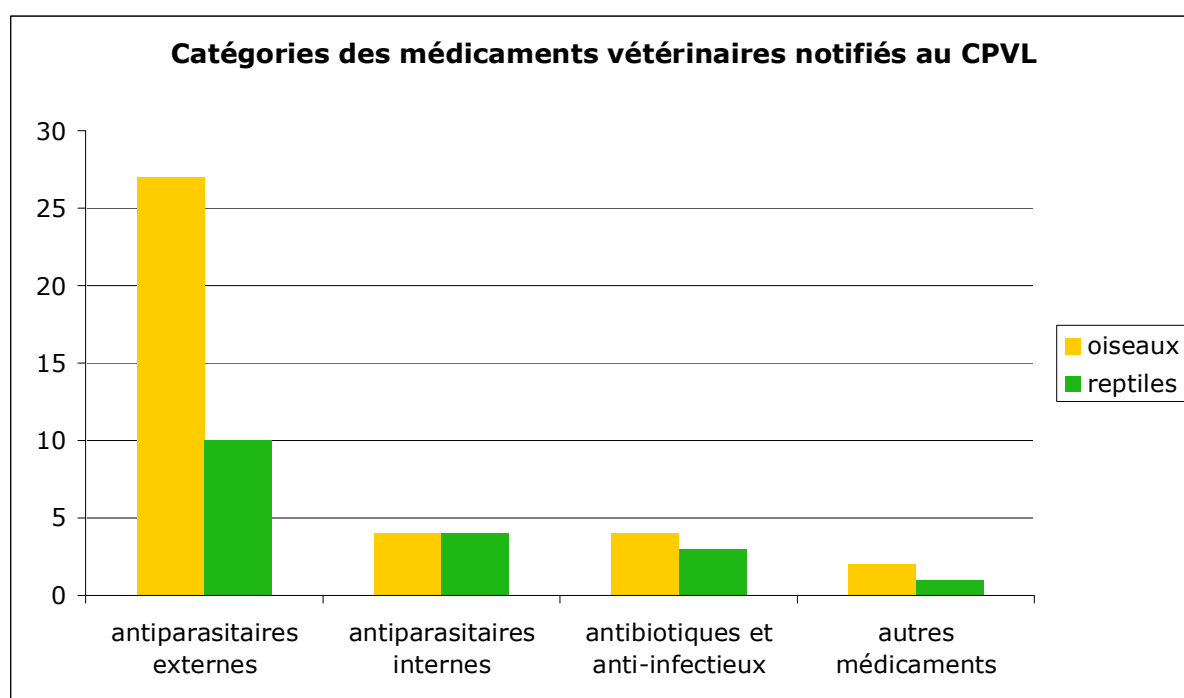
Les classes thérapeutiques le plus souvent impliquées dans les notifications parvenant au C.P.V.L., toute espèce confondue, sont celles des antiparasitaires externes à 48% environ (6763 notifications), des antiparasitaires internes à 18% (2558 notifications), puis les antibiotiques et anti-infectieux à 10% (1470 notifications), et les médicaments du SNC (Système Nerveux Central) avec un peu moins de 10% des notifications (1388 cas). Cette dernière catégorie regroupe notamment les anesthésiques et les anxiolytiques.

Il s'agit ici des traitements généralement les plus souvent administrés aux animaux, sachant qu'un antiparasitaire externe doit être appliqué généralement tous les mois et qu'un antiparasitaire interne est donné au moins 2 fois par an chez les carnivores domestiques.

Ce sont aussi les classes thérapeutiques qui posent le plus de problèmes aux propriétaires (avec les antiparasitaires externes en particulier, comme la perméthrine de certaines pipettes pour chien appliquées sur le chat) et aux vétérinaires (avec principalement les traitements antibiotiques, inefficaces ou de longue durée, et les anesthésiques très utilisés en pratique courante). On peut donc s'attendre à observer le même phénomène chez les NAC, comme les oiseaux et les reptiles de compagnie.



**Figure n° 40 : Catégories des médicaments à usage vétérinaire notifiés chez les oiseaux et chez les reptiles de compagnie (d'après les données du C.PV.L.) [n<sub>O</sub>=37 ; n<sub>R</sub>=18]**



**Figure n° 41 : Catégories des médicaments à usage vétérinaire impliqués chez les oiseaux et les reptiles de compagnie (d'après les données du C.PV.L.) [n<sub>O</sub>=37 ; n<sub>R</sub>=18]**

En effet, que ce soit chez les oiseaux ou chez les reptiles [figure n° 40], une bonne majorité des appels à propos des médicaments vétérinaires concernent les antiparasitaires externes [figure n° 41]. Il s'agit en effet des traitements les plus fréquemment réalisés également chez ces espèces, notamment les oiseaux, car les symptômes d'un parasitisme externe sont facilement repérables. De plus, les gales sont fréquentes chez les oiseaux et l'on craint l'apparition de picage ou du Syndrome de Mutilation du Quaker (QMS), ce qui motive la mise en place rapide de ce genre de traitement. Enfin, les principes actifs constitutifs de ce genre de produits ne sont pas anodins, contrairement à l'image communément répandue d'une utilisation sans risque favorisant leur administration, parfois sans prescription ou du moins sans avis médical d'un vétérinaire, à l'origine d'intoxications.

Les antibiotiques et anti-infectieux arrivent en deuxième position, suivis de près par les antiparasitaires internes. Ces deux catégories de médicaments vétérinaires interviennent souvent dans les traitements de 1<sup>ère</sup> intention d'un animal "patraque", et ne sont donc pas toujours adaptés à l'affection présentée par l'animal. Ils nécessitent, de plus, des traitements

suivis, soit de longue durée (plusieurs jours à plusieurs semaines) soit avec un renouvellement de l'administration à intervalle régulier (tous les sept, quinze ou vingt et un jours). Il y a ainsi plus de risque de provoquer un surdosage ou de faire apparaître des effets indésirables. Enfin, les antiparasitaires internes présentent un peu la même réputation que les antiparasitaires externes du fait de leur administration devenue anodine suite à leur administration fréquente chez nos carnivores domestiques.

En conclusion, l'étude des données fournies par la base du C.P.V.L. permet de souligner la place importante qu'occupent les antiparasitaires, internes comme externes, et les antibiotiques dans l'apparition d'effets indésirables ou d'intoxication chez les oiseaux et les reptiles de compagnie.

Il semble alors fondamental de rappeler aux propriétaires que ces médicaments ne sont pas sans danger, plus particulièrement chez ces espèces, bien que leur utilisation ait été banalisée chez les carnivores domestiques. Il apparaît également nécessaire d'inciter les vétérinaires à mettre en place le plus rapidement et le plus fréquemment possible des traitements spécifiques de la maladie, après l'instauration d'un traitement de 1<sup>ère</sup> intention et après avoir vérifié (grâce à une recherche bibliographique ou en consultant un centre de pharmacovigilance vétérinaire) qu'il n'existe pas de contre-indications formelles de telle molécule chez telle espèce.

#### **b) Les appels au sujet des médicaments à usage humain**

La base de V-Tox® regroupe depuis sa création plus de 163 000 fiches informatisées. Du 1<sup>er</sup> janvier 2000 au 1<sup>er</sup> janvier 2007, ce sont 64 857 fiches informatisées qui concernent toutes les espèces et tous les toxiques possibles, exception faite des médicaments à usage vétérinaire.

Parmi celles-ci seulement 2% se rapportent aux oiseaux (1 227 appels), sauvages et apprivoisés, et moins de 0,2% aux reptiles de toutes sortes (108 appels) alors qu'elles concernent à plus de 65% les chiens et à presque 20% les chats.

Au sujet des appels à propos de médicaments à usage humain, ceux-ci représentent environ 19,5% des appels (12 647 appels) depuis 2000, dont seulement 0,4% concernent les oiseaux toutes espèces confondues (53 appels), environ 0,2% les oiseaux de compagnie (25 appels) et moins de 0,05% les reptiles (6 appels). De manière encore plus marquée que sur l'ensemble de la base de données, les chiens et les chats arrivent en tête des appels concernant l'utilisation de médicaments humains, avec respectivement plus de 82% et 14% des appels. Ainsi, le nombre de cas chez les oiseaux et les reptiles rapportés au C.N.I.T.V. et leur proportion par rapport aux autres espèces sont encore plus faibles que ce qui est observé dans la base du C.P.V.L. Il faudra donc de même rester prudent dans leur interprétation.

L'étude plus précise des problèmes rencontrés chez les oiseaux et les reptiles de compagnie avec des médicaments à usage humain doit être rapportée au nombre de cas notifiés au centre. Leur nombre est en effet de nouveau assez faible (25 chez les oiseaux et 6 chez les reptiles). Ainsi, l'exploitation statistique de ces données est peu significative et il sera difficile de les généraliser sans commettre des erreurs. Il est malgré tout possible d'en retirer des informations intéressantes, en considérant les espèces concernées par les appels, la qualité des demandeurs, les raisons motivant leurs appels, les circonstances d'intoxication et les catégories de médicaments impliqués.

(1) *Les oiseaux et les reptiles concernés par les appels :*

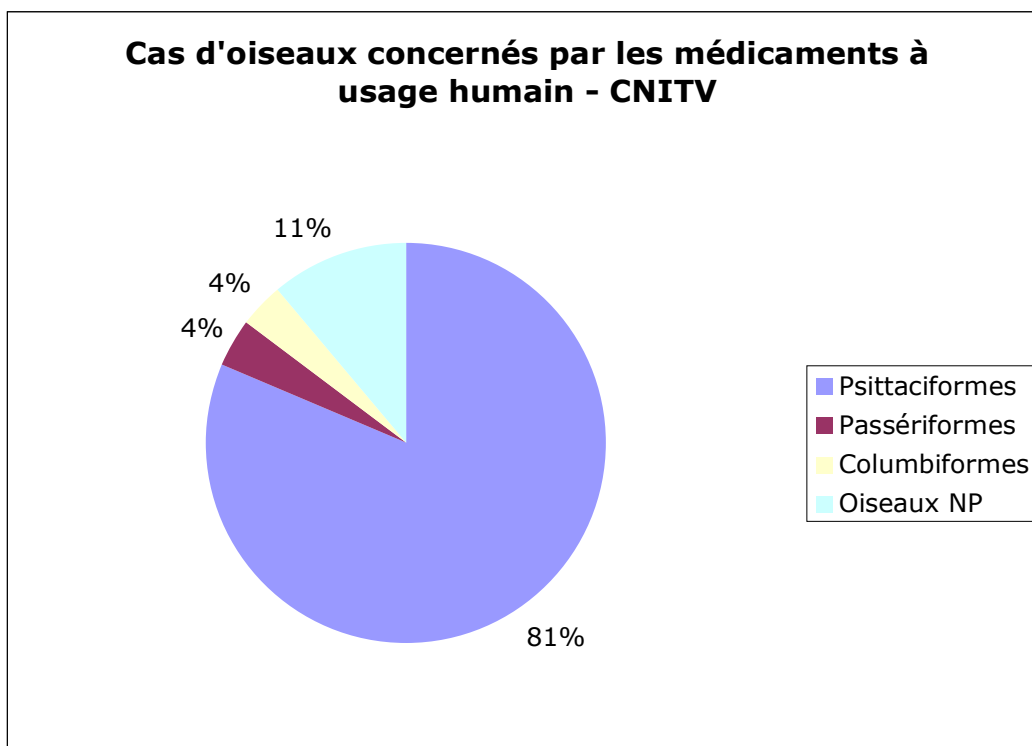


Figure n° 42 : Proportion des différents groupes d'oiseaux de compagnie concernés par l'utilisation de médicaments à usage humain (d'après les données du C.N.I.T.V.) [n=25]

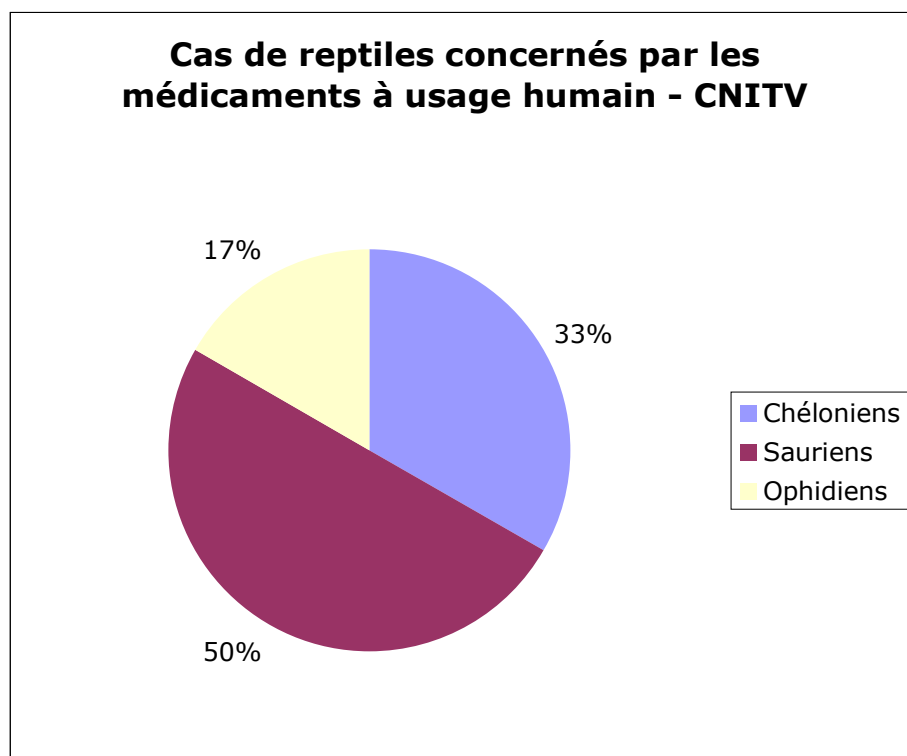
On observe sur ce graphique [figure n° 42] la même répartition globale des différents groupes d'oiseaux que celle constatée pour les médicaments à usage vétérinaire, avec une majorité encore plus marquée chez les psittaciformes.

Outre les explications déjà avancées concernant les médicaments vétérinaires, on peut signaler le fait que les psittaciformes sont plus volontiers assimilés à un animal domestique "classique" que les passériformes ou les columbiformes. Ainsi, à l'instar du chien et du chat, les propriétaires sont plus enclins à pratiquer l'automédication. Des problèmes d'intoxication se présentent alors, puisqu'au même titre que nos carnivores domestiques, les oiseaux ne sont pas des humains miniatures : ils présentent une sensibilité particulière aux médicaments, comme nous l'avons abordé dans la deuxième partie de ce travail.

A cela s'ajoute le fait que leur donner un médicament est souvent facile (pour les individus élevés à la main) et les propriétaires font bien souvent des erreurs de poids, à l'origine de surdosages non négligeables : lors d'un appel au centre, un permanent demande à un particulier de lui donner le poids approximatif de son perroquet et celui-ci répond « à peu près comme mon chat, 5 à 6 kg » (alors qu'un *Ara ararauna* par exemple pèse environ 850g et un Gris du Gabon 650g) !

Enfin, il s'agit également des oiseaux les plus exposés aux médicaments de leur propriétaire de par leur nature très curieuse et gourmande. Il est possible de les lâcher dans une maison ou un appartement et rien n'est alors plus tentant pour eux qu'une plaquette de comprimés qui traîne à portée de bec.





**Figure n° 43 : Proportion des différents groupes de reptiles de compagnie concernés par l'utilisation de médicaments à usage humain (d'après les données du C.N.I.T.V.) [n=6]**

Chez les reptiles [figure n° 43], les sauriens sont majoritaires, suivis des chéloniens puis des ophidiens. On constate donc une inversion de la répartition des cas par rapport aux données du C.P.V.L.

Ce phénomène peut-être expliqué par la symptomatologie des maladies (qui incite à pratiquer de l'automédication) et des intoxications (qui pousse le particulier à appeler les centres anti-poison) qui est souvent plus facilement décelables chez des individus plus vifs que la moyenne des reptiles, ce qui est le cas notamment des lézards.

Les sauriens et les chéloniens sont, de plus, souvent laissés en liberté, même si cela est déconseillé, et donc exposés aux médicaments de leur propriétaire. Ces deux groupes de reptiles sont ainsi également considérés quasiment sur le même plan relationnel qu'un chien ou un chat et, de ce fait, plus souvent traités que les ophidiens avec des médicaments à usage humain s'ils semblent "moins en forme" ou stressés.

Cependant, les données qui ont été recueillies ici sont très limitées, avec seulement 6 cas répertoriés. Il convient donc de rester prudent quant à leur interprétation.

(2) *La qualité des demandeurs :*

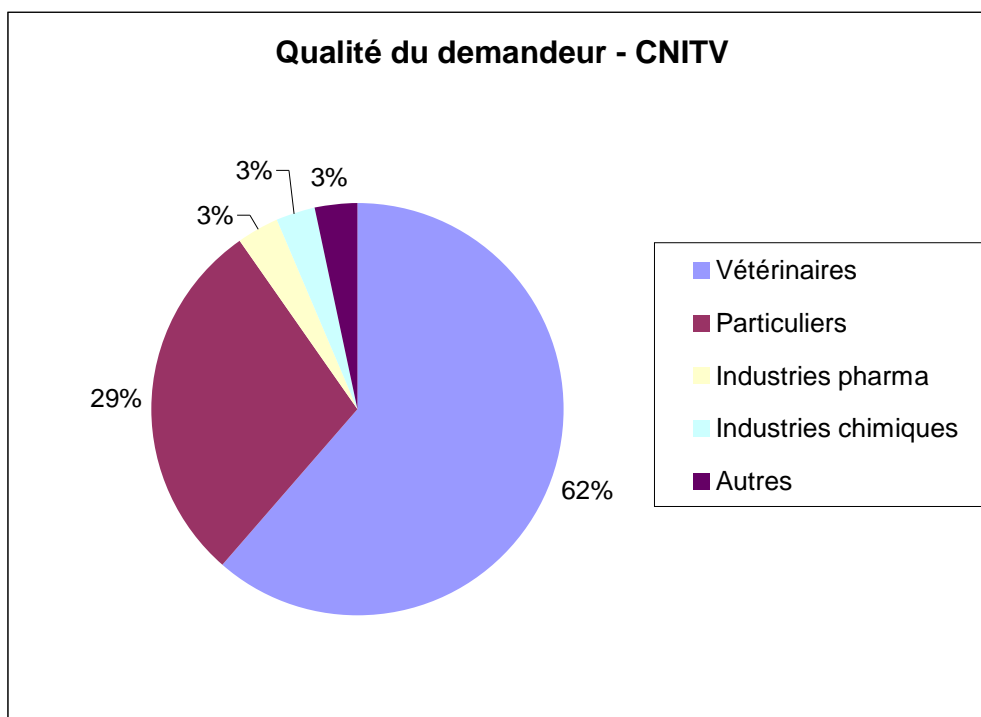


Figure n° 44 : Qualité des demandeurs auprès du C.N.I.T.V. concernant l'utilisation de médicaments à usage humain chez les oiseaux et les reptiles de compagnie [n=31]

Nous avons regroupé au sein d'un même graphique [figure n° 44] les demandeurs chez les oiseaux et ceux chez les reptiles, étant donné que le même phénomène est observé dans les deux cas.

En effet, de même qu'au C.P.V.L., la majorité des appels passés au C.N.I.T.V. provient de vétérinaires.

La proportion des appels de particuliers est toutefois un peu plus importante pour les médicaments à usage humain que pour les médicaments à usage vétérinaire. En fait, les médicaments humains sont plus volontiers utilisés en automédication que les médicaments vétérinaires. A cela s'ajoute le fait que peu d'A.M.M. sont déposées chez les oiseaux et les reptiles, ce qui entraîne parfois chez ces espèces la prescription de médicaments à usage humain par les vétérinaires. De plus, concernant les médicaments vétérinaires, les propriétaires consultent en priorité leur vétérinaire, surtout lorsque c'est ce dernier qui en a réalisé la prescription, alors que lorsqu'il s'agit de médicaments humains, ils osent moins lui en parler car ils se sentent coupables. Ils contactent alors plus volontiers les centres anti-poison.

(3) *Les motifs d'appel et les circonstances d'intoxication :*

(i) **Les motifs d'appel**

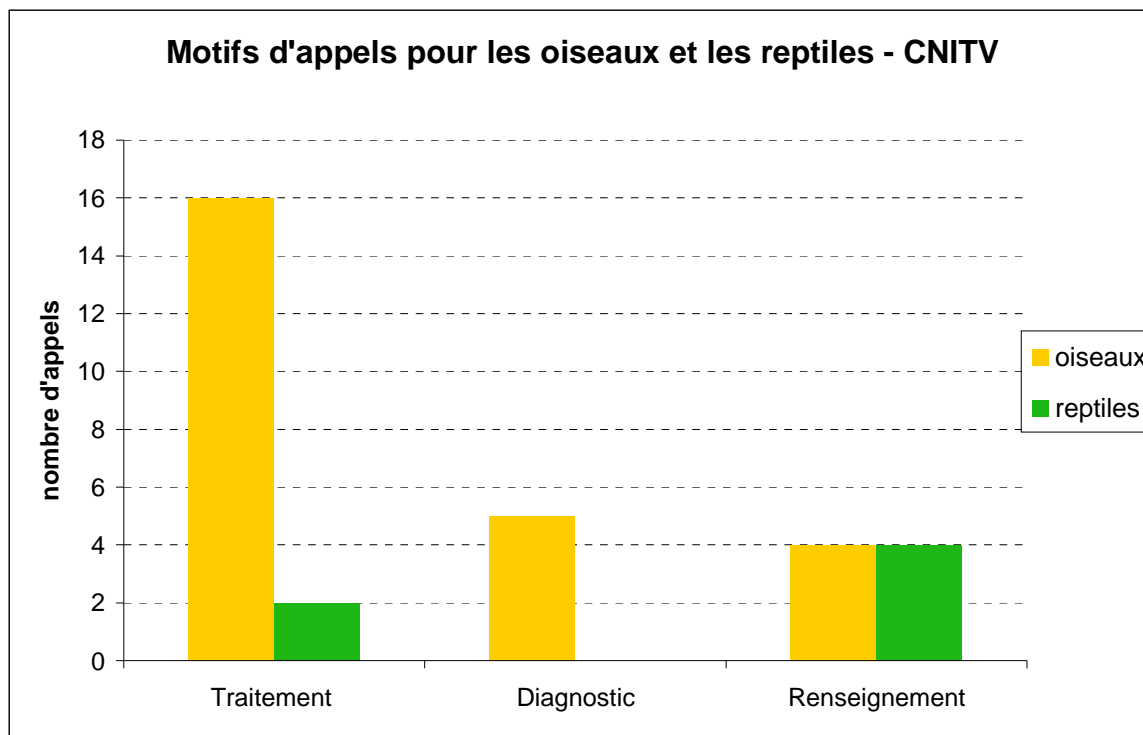


Figure n° 45 : Motifs des appels concernant l'utilisation de médicaments à usage humain chez les oiseaux et chez les reptiles de compagnie (d'après les données du C.N.I.T.V.) [ $n_o=25$  ;  $n_R=6$ ]

De même qu'avec les médicaments à usage vétérinaire, on constate chez les reptiles [figure n° 45] que les appels ont le plus souvent pour motif une demande de renseignement. La raison semble être en partie la même que pour les médicaments humains : les reptiles sont moins associés aux animaux de compagnie plus classiques, donc l'automédication est moins importante que chez les oiseaux.

Chez ces derniers, la demande d'aide au traitement lors d'une intoxication reste prioritaire, sûrement du fait du vol de comprimés plus facile et de l'automédication plus pratiquée chez les psittaciformes notamment [cf. l'interprétation de la figure n° 43]. Ainsi, les oiseaux viennent tout juste d'ingérer le médicament, voire présentent déjà des troubles, au moment de l'appel.

(ii) Les circonstances d'intoxication

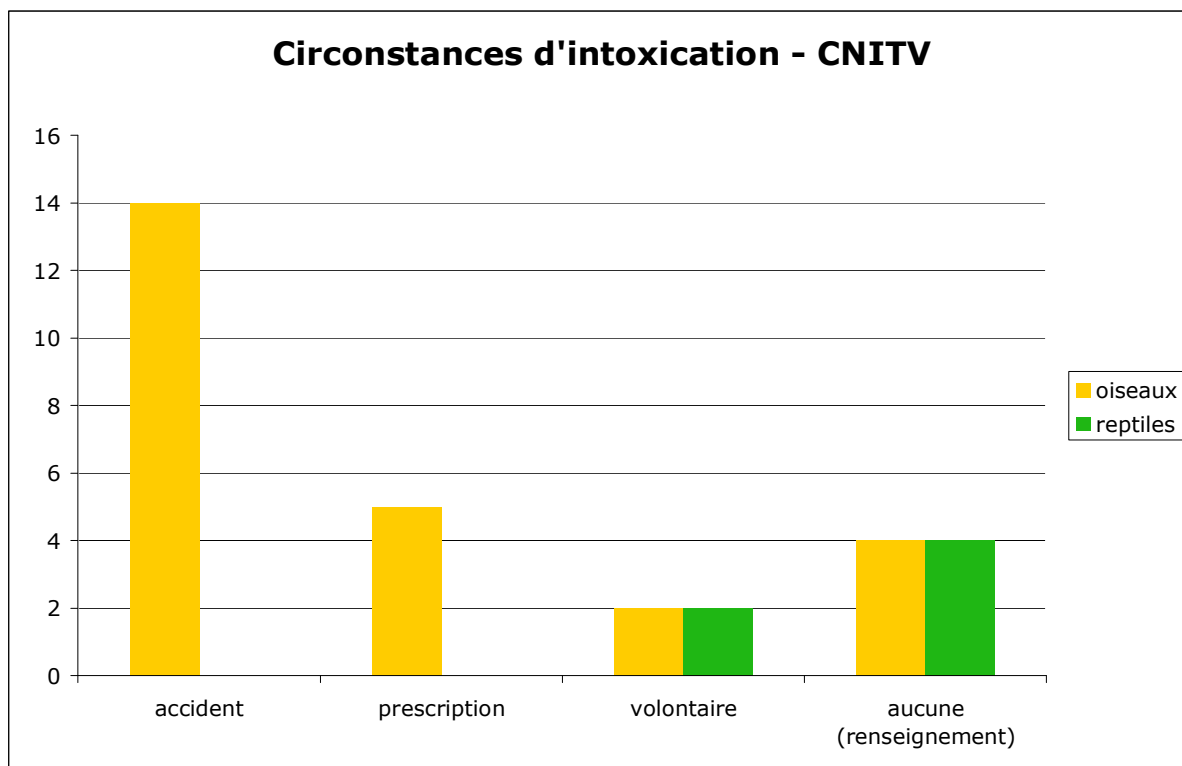


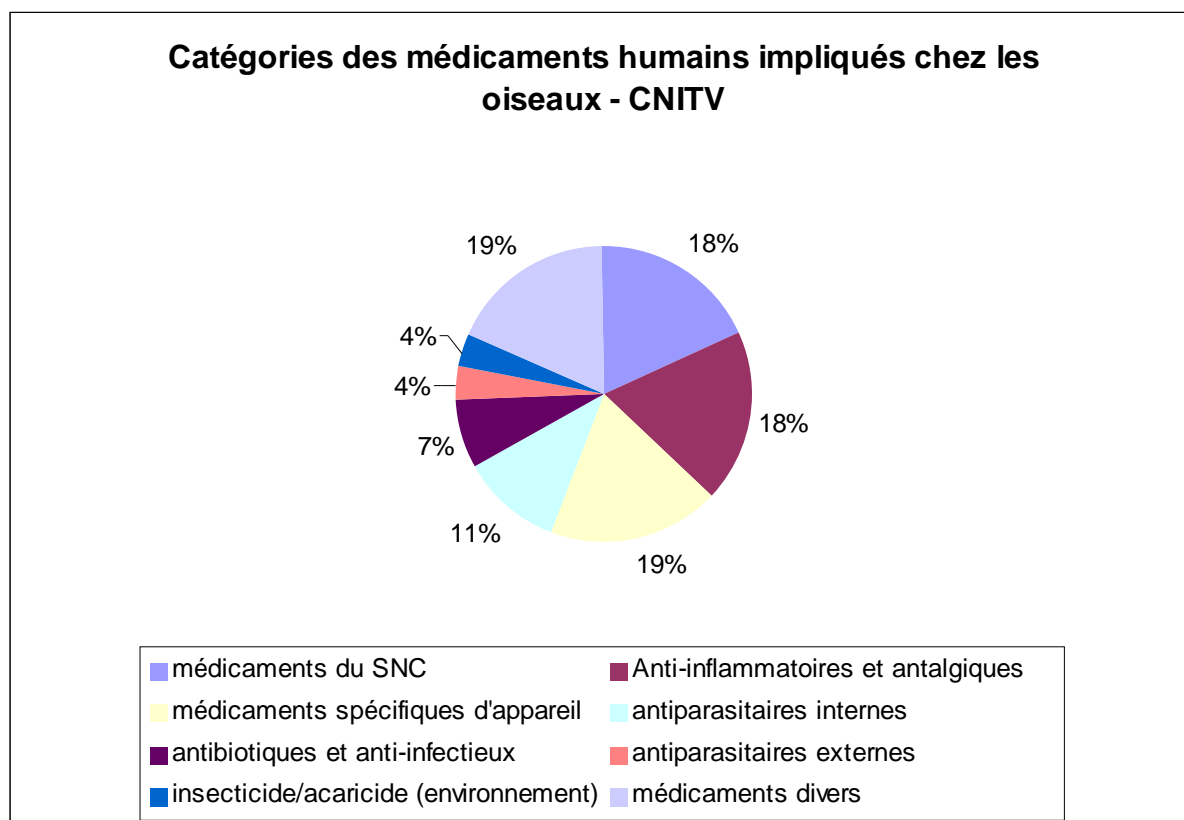
Figure n° 46 : Circonstances d'intoxication par des médicaments à usage humain chez les oiseaux et les reptiles de compagnie (d'après les données du C.N.I.T.V.) [ $n_1=25$  ;  $n_2=6$ ]

On remarque ici [figure n° 46] qu'il s'agit le plus souvent d'accidents chez les oiseaux, puis de prescription, plus que d'intoxication volontaire (automédication ou malveillance).

Chez les reptiles, aucun accident n'est déclaré et c'est plutôt de l'automédication volontaire qui est constatée. Cependant, le nombre de cas rapportés étant très faible, une généralisation de cette observation serait malvenue.

On peut néanmoins mettre cette répartition des circonstances d'intoxication en parallèle avec les conditions de détention de ces animaux ainsi que leur comportement : comme nous l'avons vu, les oiseaux de compagnie sont plus fréquemment lâchés hors de leur cage et donc exposés aux médicaments que leurs propriétaires peuvent laisser traîner. Etant de nature curieuse, ils sont alors également plus enclins à les consommer, surtout que la décortication des boîtes de médicaments est une activité plutôt intéressante. Les reptiles, au contraire, sont plus souvent gardés dans leur terrarium mais également moins vifs et moins intéressés par ce qui ne ressemble pas à leur régime alimentaire habituel. Ils sont ainsi moins exposés aux intoxications accidentelles.

#### (4) Les catégories des médicaments impliqués :



**Figure n° 47 : Catégories de médicaments à usage humain impliqués chez les oiseaux de compagnie (d'après les données du C.N.I.T.V.) [n=27 : 25 appels concernant 27 médicaments]**

Chez les oiseaux [figure n° 47], trois catégories de médicaments humains se détachent davantage des autres:

- ceux du Système Nerveux Central (SNC) avec quatre anxiolytiques-neuroleptiques et un psychodysléptique,
- ceux dits "spécifiques d'appareil" qui concernent deux médicaments de l'appareil reproducteur (pilules contraceptives), deux de l'appareil cardiovasculaire et un de l'appareil digestif (laxatif),
- des anti-inflammatoires (3 cas) et des antalgiques/antipyrétiques (2 cas).

Il s'agit en réalité des différents médicaments les plus fréquemment présents dans les foyers ou ceux qui entraînent des intoxications plus visibles. Par exemple, les anxiolytiques provoquent de l'abattement intense, ce qui inquiète fortement le propriétaire.

En effet, les catégories de médicaments à usage humain les plus souvent incriminés dans des intoxications, toute espèce confondue, sont ceux dits "spécifiques d'appareil" (médicaments de la peau et des muqueuses, médicaments de l'appareil digestif, médicaments du système cardiovasculaire,...) avec plus de 32% des appels (4220 cas), puis les anti-inflammatoires à plus de 28% (soit 3629 cas), les médicaments du SNC à 23,5% (3029 cas), et les antibiotiques et anti-infectieux à presque 5% (soit 625 cas). Ces trois premières catégories ne sont autres que les médicaments les plus souvent possédés par les particuliers dans leur pharmacie personnelle. Les antibiotiques et anti-infectieux, de même, sont souvent conservés par les particuliers pour leur utilisation propre mais aussi prescrits pour leurs animaux domestiques, lorsque la présentation n'existe pas en pharmacologie vétérinaire ou qu'elle est moins cher sous cette forme. Ces derniers représentent d'ailleurs 7% des cas chez les oiseaux de compagnie.

Un autre phénomène est celui de l'apparente « innocuité » de certains médicaments : les anti-inflammatoires et antalgiques sont disponibles pour l'homme sans ordonnance et constituent une des catégories toujours présentes dans la 'pharmacie-maison'. On constate

alors plus d'automédication avec ce genre de médicaments, que les propriétaires considèrent sans danger (« ça ne peut pas lui faire de mal »).

Chez les reptiles, nous n'avons pas réalisé de graphique car les données sont trop disparates pour être représentées sous cette forme (6 cas). Ainsi, même si on constate une apparente dominance des médicaments du SNC (2 cas), celle-ci n'est pas significative statistiquement parlant. Cependant, pour la même raison que précédemment, on peut s'attendre à une plus grande importance de cas avec les médicaments les plus souvent utilisés par les propriétaires, que ce soit pour leur usage personnel ou pour de l'automédication chez leur animal de compagnie.

En conclusion, l'exploitation des données fournies par le C.N.I.T.V. nous apprend que les intoxications impliquant des médicaments à usage humain sont étroitement liées aux pratiques et aux traitements des propriétaires d'oiseaux et de reptiles, qui entraînent une exposition plus ou moins importante de l'animal aux xénobiotiques, volontaire lors d'automédication et accidentelle lorsque les médicaments sont laissés par négligence à portée de l'animal.

Le vétérinaire tient alors un rôle important auprès de ces propriétaires d'animaux exotiques (comme auprès de sa clientèle canine et féline plus classique, bien entendu), en leur rappelant de ne pas pratiquer l'automédication qui peut parfois être fatale pour l'animal mais aussi de ne pas laisser des produits potentiellement toxiques accessibles à leurs animaux.

## **II.C. Les limites des bases de données**

Les bases de données que nous avons étudiées présentent des limites, qu'il est important de connaître. Il est possible d'en distinguer deux types : quantitatifs et qualitatifs.

### **a) Des limites quantitatives**

En chiffre absolu, tout d'abord, l'échantillon représenté par les oiseaux et les reptiles de compagnie dans ces bases est en effet réduit (moins de 0,5%), comparé à celui des autres espèces animales. A cela s'ajoute le fait que nous avons accès uniquement aux bases de données des Centres de Lyon, il manque donc un certain nombre de cas. Leur exploitation statistique est donc peu à pas significative.

De plus, ces informations sont obtenues sur déclarations spontanées, ce qui implique une perte d'information non négligeable : tout le monde ne connaît pas l'existence de ces centres de pharmacovigilance et de toxicovigilance et, parmi ceux qui la connaissent, tous n'appellent pas, que ce soit pour des raisons financières ou affectives.

Chez les oiseaux et les reptiles, il existe peu de données bibliographiques ainsi que peu de cas de terrain rapportés aux Centres. Il n'est donc pas toujours possible de fournir de réponses précises aux demandeurs, ce qui n'encourage pas les appels ultérieurs concernant ces espèces. Ils sont aussi parfois orientés vers des spécialistes de ces espèces qui seront les premiers contactés lors de nouveaux problèmes rencontrés.

Les vétérinaires soignant les oiseaux et les reptiles se spécialisent souvent dans ce domaine, en créant une sorte de réseau interne des "spécialistes des oiseaux/reptiles". Lors de problèmes de pharmacovigilance, ils informent en priorité ce « réseau ».

Enfin, à l'inverse, certains vétérinaires ont pris l'habitude de consulter les Centres pour discuter de leur cas, ce qu'ils font alors pour une grande partie d'entre eux, qui ne sont pas forcément les plus préoccupants et les plus fréquents.

### **b) Des limites qualitatives**

Selon le demandeur (ou le notificateur), se pose le problème de fiabilité des informations données : tout d'abord, le contact est téléphonique et donc plus ou moins anonyme, ce qui facilite la falsification ou le passage sous silence de certains éléments. Ensuite, il est plus facile pour un professionnel de la santé d'observer et de décrire les

événements par rapport à une personne d'une toute autre profession. Enfin, lors du recueil des informations, il peut y avoir une déformation des événements, voire une perte de certaines données. Il en résulte des informations plus ou moins fiables et précises, voire parfois incomplètes.

Le répondeur et son expérience interviennent alors pour essayer de réduire ce phénomène. Suite à une formation en pharmacovigilance et à son application pratique aux Centres, le recueil des informations est meilleur et les questions posées au demandeur sont plus pertinentes afin d'obtenir le maximum d'informations fiables et précises, qui seront ensuite exploitables par les Centres.

Ainsi, à la vue des données fournies par les Centres de Pharmacovigilance et de Toxicovigilance vétérinaires, et des limites de leur exploitation (seulement 62 cas en tout chez les oiseaux de compagnie et 24 cas chez les reptiles de compagnie), il est difficile de généraliser les cas rapportés à l'ensemble des problèmes rencontrés chez les oiseaux et les reptiles de compagnie en France. Malgré tout, il en ressort que les psittaciformes et les tortues sont les espèces généralement les plus concernées, du fait de leur « proximité » (matérielle ou affective) plus importante avec leurs propriétaires, et que les catégories de médicaments les plus souvent incriminés sont les antiparasitaires, les antibiotiques et les médicaments du SNC, traitements les plus souvent effectués sous prescription ou lors d'automédication.

L'étude plus en détail de certains de ces cas peut être également riche en informations sur l'utilisation de certains médicaments chez ces espèces.

### **III. Des exemples détaillés de problèmes pharmacologiques rencontrés et rapportés aux Centres :**

Il est important de préciser, tout d'abord, les deux principales catégories de problèmes pharmacologiques qu'il est possible de rencontrer lors de l'utilisation d'un médicament.

- L'"effet indésirable" est une « *réaction nocive et non voulue à un médicament, se produisant aux posologies normalement utilisées chez l'homme pour la prophylaxie, le diagnostic ou le traitement d'une maladie ou pour le rétablissement, la rectification ou la modification d'une fonction physiologique* » d'après la définition de l'O.M.S. Il en est de même avec un médicament vétérinaire : l'effet indésirable est un effet secondaire néfaste ou inattendu observé lors de l'administration normale (c'est-à-dire selon la notice d'utilisation) du produit.

- Lorsque le médicament est administré d'une manière différente à celle préconisée par sa notice (dosage ou fréquence d'administration différents, autre espèce que celle de destination, etc...), autrement dit hors A.M.M., on parle d'"erreur médicamenteuse" chez l'homme, pouvant entraîner des "E.I.G." (Évènements Indésirables Graves), ce que l'on qualifie d'"intoxication", tout simplement, chez l'animal.

Le "défaut d'efficacité" est une autre catégorie des problèmes pharmacologiques rencontrés. Celle-ci est cependant rarement rapportée aux Centres de Pharmacovigilance, étant moins marquante pour les propriétaires que des effets indésirables ou des intoxications mais aussi plus difficile à imputer car plusieurs facteurs délicats à vérifier interviennent (diagnostic clair et incontestable, absence de maladies intercurrentes, observance du traitement,...).

Plusieurs cas de pharmacovigilance et de toxicovigilance chez les oiseaux et les reptiles de compagnie pourraient être décrits et étudiés plus en détail. Nous avons choisi de traiter ceux qui nous semblaient les plus importants et les plus intéressants, de par leur gravité (pronostic vital engagé, voire mortalité ou effetif important concerné), leur fréquence de survenue et/ou, enfin, leur représentativité des phénomènes présentés précédemment (dans le II.), c'est-à-dire la prescription hors A.M.M. de médicaments vétérinaires dont des données

existent ou non sur leur utilisation chez l'espèce traitée et l'administration accidentelle ou suite à automédication de médicaments à usage humain.

Nous allons donc étudier ici :

- des cas d'effets indésirables et d'intoxication chez des oiseaux suite à l'utilisation d'un antiparasitaire externe à usage vétérinaire, le carbaryl, mis en cause dans de nombreux cas rapportés chez les oiseaux et engageant le pronostic vital des animaux,
- un cas d'intoxication chez la tortue avec un antiparasitaire interne à usage vétérinaire, la moxidectine, pour lequel aucune donnée n'est disponible sur son administration dans cette espèce, entraînant une forte mortalité dans un effectif de taille importante,
- un cas d'intoxication chez un oiseau avec un antifongique systémique à usage humain, l'amphotricine B, suite à sa prescription par un vétérinaire et pour lequel des posologies ont été publiées pour son administration chez l'oiseau,
- deux cas d'intoxication par des anxiolytiques humains, concernant l'halopéridol chez un oiseau, par accident, et du bromazépam chez un reptile, suite à de l'automédication.

### III.A. Effets indésirables et intoxications observés lors de l'utilisation d'un médicament à usage vétérinaire : le carbaryl chez des oiseaux.

Vingt cas d'effets indésirables (produit utilisé selon la notice) ou d'intoxication (utilisation différente de la notice) ont été rapportés au C.P.V.L. concernant l'utilisation de carbaryl, sur vingt-sept cas notifiés au sujet des antiparasitaires externes (soit 74% des cas) chez des oiseaux. On est alors en droit de se demander si cette proportion de cas concernant le carbaryl est due à son utilisation chez les oiseaux de compagnie plus importante que celle d'autres antiparasitaires externes ou bien à une toxicité plus marquée.

Nous avons choisi d'exposer ceux qui portent les références 01 CPVL 00099, 05 CPVL 00134, 05 CPVL 01622 et 06 CPVL 00390, que nous avons respectivement repérés par les chiffres 1 à 4.

#### a) Commémoratifs et anamnèse

Les commémoratifs concernant les oiseaux intoxiqués sont résumés dans le tableau suivant [tableau 22].

Le nombre d'exposés correspond au nombre d'individus traités et le nombre d'affectés indique le nombre d'individus présentant des symptômes.

**Tableau 22 : Commémoratifs des oiseaux intoxiqués au carbaryl (d'après les données du C.P.V.L.)**

| Cas | Espèce    | Age                | Sexe            | Poids     | Nombre d'exposés | Nombre d'affectés | Nombre de morts |
|-----|-----------|--------------------|-----------------|-----------|------------------|-------------------|-----------------|
| 1   | Canari    | Adulte             | NP*             | NP*       | 1                | 1                 | 1               |
| 2   | Perruche  | Adulte (2 ans)     | Femelle         | 135 g     | 1                | 1                 | 1               |
| 3   | Canari    | NP*                | Mâle et Femelle | 15 à 30 g | 100              | 100               | 93              |
| 4   | Perroquet | Adulte (6 à 7 ans) | Femelle         | NP*       | 2                | 1                 | 0               |

\*NP : non précisé

Ainsi des psittaciformes comme des passériformes sont concernés, que ce soit des mâles ou des femelles, avec des traitements individuels mais aussi un traitement collectif.

La raison du traitement n'a pas été donnée dans le cas 1.



Dans les trois notifications suivantes, du parasitisme externe était observé (cas 3 avec une gale et d'autres parasites externes) ou du moins suspecté du fait d'un prurit important (cas 2) ou d'un picage marqué (cas 4).

Enfin, aucun de ces oiseaux n'avaient été traités au préalable avec ce genre de produit.

#### **b) Traitement en cause**

Le carbaryl est un antiparasitaire externe de la famille des carbamates, qui se présente dans le commerce sous forme de poudre ou de solution cutanée.

Dans les 4 notifications, le traitement a été administré par les propriétaires, suite à sa prescription par un vétérinaire (cas 1) ou de leur propre initiative (les 3 autres cas).

Cas 1 : La molécule a été appliquée sur la peau du canari sous forme de poudre, pendant quatre jours d'affilé chaque mois, pendant trois mois. Il s'agissait d'une erreur de compréhension entre les propriétaires et le vétérinaire, qui avait fait une prescription de carbaryl à appliquer tous les quatre jours pendant trois mois.

Cas 2 : Le produit a été déposé une seule fois à l'aide d'un coton-tige imbibé de solution pure sur la peau mais la perruche a saisi du coton qu'il a également avalé.

Cas 3 : Chaque canari a eu une pulvérisation de solution cutanée sur le corps (traitement d'un grand effectif).

Cas 4 : Les deux perroquets ont eu des pulvérisations de solution sur l'ensemble du corps, exceptée la tête.

#### **c) Description et chronologie des symptômes**

Cas 1 : Lors du troisième mois de traitement, les propriétaires constatent de la faiblesse chez leur canari avec de la somnolence, des tremblements et des pertes d'équilibre (ataxie et chutes). Ils cessent alors l'application du produit mais leur oiseau décède.

Cas 2 : Quinze minutes après l'application par voie cutanée et l'ingestion du coton imbibé, les propriétaires observent de la dépression chez leur perruche puis des difficultés respiratoires (dyspnée), une paralysie flasque des membres et un coma. Le vétérinaire met alors en place un traitement éliminatoire (nettoyage de la peau), spécifique (une goutte d'atropine) et de soutien (réchauffement). Malgré le traitement, la perruche meurt dans les quatre à cinq heures qui suivent l'administration du produit.

Cas 3 : L'éleveur a traité cent de ses canaris avec la solution cutanée. Dans les cinq minutes qui suivent, il constate les premiers signes (difficultés respiratoires) puis, cinq minutes plus tard, des canaris commencent à mourir avec un œdème pulmonaire. En quelques heures, quatre-vingt-treize des cent canaris meurent. Les sept survivants récupèrent grâce au nettoyage de leurs plumes et à des mesures de réchauffement.

Cas 4 : Suite à la pulvérisation, le soir-même, un des deux perroquets a de la mousse au niveau du bec, des tremblements et de la diarrhée très liquide. Le lendemain, il a les yeux clos et semble déprimé. Il refuse de s'alimenter et présente des tremblements et de la polydipsie. L'autre oiseau ne présente aucun symptôme. Les propriétaires décident alors d'appeler le C.P.V.L.

#### **d) Diagnostic et imputation**

Afin de déterminer si le traitement est responsable des effets indésirables ou toxiques observés, il est nécessaire de vérifier tout d'abord si son administration suit bien les recommandations données dans la notice d'utilisation mais aussi de connaître l'action pharmacologique du principe actif, dont découle la toxicité éventuelle du xénobiotique. Il est alors possible de réaliser son imputation, c'est-à-dire de déterminer le lien de causalité entre l'administration du médicament et la survenue des symptômes.

##### ***(1) Conditions d'administration du produit d'après la notice***

Comme nous l'avons vu dans la partie sur les antiparasitaires disponibles chez les oiseaux de compagnie, le carbaryl est indiqué dans l'élimination des acariens mallophages

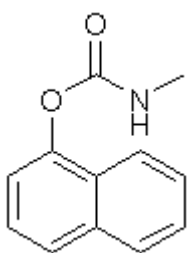
ainsi que dans le traitement de la gale des pattes, chez le canari notamment, et de la gale de la tête et du bec chez les perruches et autres exotiques. Il présente plusieurs formulations et noms déposés avec une indication chez les oiseaux de cage et de volière.

Il est précisé dans les notices d'utilisation de ne pas l'appliquer sur la peau saine ni dans les baignoires et les buvettes. Les conditions d'utilisation selon l'A.M.M. des présentations vétérinaires sont résumées dans le tableau ci-dessous [tableau 23]. (DMV – 2007)

**Tableau 23 : Conditions d'utilisation de médicaments à usage vétérinaire contenant du carbaryl (d'après le DMV 2007)**

| Présentation galénique                 | Posologie et fréquence d'administration   | Voie d'administration   |
|--|---|---|
| Poudre cutanée (Cas 1)                 | Saupoudrer avec le produit le corps de l'animal 1 à 2 fois par semaine, à renouveler tous les jours au besoin jusqu'à disparition des parasites | Cutanée   |
| Solution cutanée (Cas 2)               | Appliquer la solution sur les lésions une fois par semaine jusqu'à disparition des lésions  | Topique (coton-tige imbibé)   |
| Solution cutanée en spray (Cas 3 et 4) | Appliquer la solution sur les lésions 2 fois à 5-6 jours d'intervalle   | Topique (à l'aide d'un pinceau ou d'un coton imbibé)<br>Pulvérisation (à quelques cm) |

## (2) Toxicité du carbaryl



**Figure n° 48 : Structure chimique du carbaryl**

Le carbaryl [figure n° 48] est un insecticide et plus généralement un antiparasitaire externe de la famille des carbamates. Il s'agit d'un inhibiteur des cholinestérases.

C'est une molécule ancienne, qui a été très étudiée et sur laquelle on possède donc de nombreuses données, notamment chez les oiseaux avec le dépôt d'une A.M.M. les concernant.

Cette molécule est de faible poids moléculaire et hydrosoluble. Son absorption cutanée est faible mais elle est très importante par voie orale ou respiratoire. Sa biodisponibilité est proche de 100% et le pic plasmatique très rapide. Elle pénètre facilement dans les tissus et les graisses. Elle subit alors de multiples réactions de biotransformations avant d'être éliminée en quelques heures à quelques jours par voie urinaire, sous forme de métabolites inactifs essentiellement.

Le carbaryl agit au niveau des synapses des neurones par inhibition de l'acétylcholinestérase, enzyme qui catabolise l'acétylcholine, en affectant en premier les effecteurs muscariniques puis les effecteurs nicotiniques. L'acétylcholine s'accumule alors dans les synapses, ce qui est à l'origine des symptômes observés.

Cette molécule est de toxicité moyenne, avec des DL<sub>50</sub> (Dose Léthale 50%) comprises entre 300 (chez les Ruminants) et 2500 mg/kg (Caille) chez les espèces pour lesquelles elle a été testée. On considère généralement qu'elle présente une faible toxicité chez les animaux homéothermes (DL<sub>50</sub> = 500 mg/kg chez la poule) avec une bonne marge thérapeutique.

Lors d'intoxications suraiguës, on observe en quelques minutes à quelques heures une mort rapide après une détresse respiratoire brève.

Lors d'intoxications aiguës, il est possible d'observer d'abord une phase muscarinique avec une augmentation des sécrétions (salivation, larmes, diarrhée glaireuse, sécrétions bronchiques) et une contraction des muscles lisses (bronchoconstriction, hyperpéristaltisme entraînant de la diarrhée, vomissement, myosis) puis une phase nicotinique avec une tachycardie et des troubles nerveux (tremblements, pédalage, convulsions cloniques). Enfin,

une phase centrale peut survenir avec des troubles du comportement (agitation, anxiété), des convulsions pouvant aller jusqu'au coma. L'animal peut alors mourir de détresse respiratoire ou récupérer avec une phase d'épuisement physiologique de 48h à une semaine. Lors d'ingestion *per os*, il est fréquent de retrouver des résidus dans les tissus mous des oiseaux. En conclusion, le fait d'observer de la salivation, de la diarrhée glaireuse, des tremblements et des troubles respiratoires est très évocateur de ce type d'intoxication.

Le diagnostic est alors clinique et étiologique. Une bonne réponse à l'administration d'atropine est également suggestif. Il est aussi possible de réaliser un test d'inhibition des cholinestérases érythrocytaires sur un prélèvement de sang total mais il existe des « faux négatifs » avec les carbamates. (Humphreys D. J. – 1988 ; page internet de Berny P. – 2005)

### (3) *Imputation*

Cas 1 : Un surdosage de la molécule suite à des administrations répétées est évident. Les symptômes et le délai d'apparition sont compatibles avec ce type d'intoxication même s'ils sont non spécifiques. Le rôle du carbaryl dans cette intoxication est alors possible (rang B du système ABON – [cf. **tableau 21**]) mais l'innocuité du médicament n'est pas remise en cause du fait de son utilisation hors A.M.M. (surdosage).

Cas 2 : La chronologie des événements est hautement suggestive d'une réaction à un médicament. Les signes cliniques, respiratoires et nerveux, sont évocateurs de l'action du carbaryl, compte tenu de l'action toxique de cette molécule et des autres cas recensés au C.P.V.L. chez cette espèce. Il devait s'agir d'un surdosage initial (substance appliquée pure) qui a été aggravé par une administration accidentelle par voie orale. Le rôle du carbaryl dans cette intoxication est alors probable (rang A) mais l'innocuité du médicament n'est pas non plus remise en cause du fait de son utilisation hors A.M.M. (surdosage et mauvaise voie d'administration).

Cas 3 : Il serait nécessaire de réaliser d'autres investigations afin de vérifier que la contention lors du traitement n'était pas trop brusque, que celui-ci n'a pas été effectué dans une pièce close ni dans de mauvaises conditions de température et/ou de ventilation, facteurs aggravants de ce genre d'intoxication.

La chronologie est cependant suggestive d'un effet indésirable du traitement. Si le carbaryl est habituellement considéré comme sans danger pour les oiseaux de cage et de volière, d'autres cas de morts subites ont été rapportés au C.P.V.L. chez des oiseaux de petite taille (tels que des canaris, cf. cas 1) lors de l'utilisation de solution contenant du carbaryl. L'œdème pulmonaire est compatible avec l'inhibition des cholinestérases. Étant donné la récupération de certains des individus traités grâce à des mesures de soutien uniquement, il n'existe pas d'autre explication possible à la mort d'un nombre aussi important d'animaux traités. Le rôle du carbaryl dans cette intoxication est alors probable (rang A) et la responsabilité du médicament est ici engagée, du fait de son administration suivant la notice d'utilisation.

Cas 4 : La chronologie et les troubles observés sont également très évocateurs d'un effet du carbaryl. De plus, l'administration ici peut être considérée comme un surdosage (la notice mentionne un traitement uniquement des lésions et non de la peau saine) et donc hors A.M.M. Le rôle du carbaryl dans cette intoxication est alors probable (rang A) sans remettre en cause l'innocuité du médicament.

### e) **Recommandations**

Confronté à ce genre d'intoxication, il est possible de conseiller un traitement, à mettre en place le plus rapidement possible :

- un traitement éliminatoire avec un nettoyage de la peau et des phanères à grandes eaux et à l'aide de savon, et l'administration de charbon végétal activé, relativement facile chez les psittaciformes, pour limiter l'absorption digestive,
- un traitement de soutien (perfusion lorsqu'elle est possible avec une correction des désordres hydroélectrolytiques, réchauffement),

- un traitement symptomatique avec celui des convulsions principalement (diazépam, pentobarbital),
- un traitement spécifique à l'aide d'atropine ou de glycopyrrolate lors de la phase muscarinique.

On peut retenir de ces cas qu'il est important d'informer les propriétaires de la toxicité non négligeable de cette molécule chez les oiseaux, en particulier lorsqu'elle est mal administrée (surdosage ou mauvaise voie d'administration). L'existence de 20 cas impliquant le carbaryl, dont 12 (60%) imputés A (5 = 25%) ou B (7 cas = 35%), sur 37 cas rapportés au Centre entre 2000 et 2007 concernant les oiseaux (soit 54% des cas) et sur 27 cas d'antiparasitaires externes chez les oiseaux (soit 74% des antiparasitaires externes) confirme que l'utilisation de cette molécule n'est vraiment pas anodine, même lorsqu'elle est utilisée selon la notice.

Il faudrait également éviter de prescrire le carbaryl sous forme de spray chez les oiseaux de petite taille : un canari faisant en moyenne 15 à 20 g, une pulvérisation directe serait éventuellement à l'origine d'un surdosage.

Ce genre de cas est en fait par la suite rapporté à l'exploitant par l'A.N.M.V. en lui suggérant de modifier la notice d'utilisation de son produit (ou R.C.P. : Résumés des Caractéristiques du Produit) par exemple, si de nombreux autres cas viennent enrichir la base de données des Centres de Pharmacovigilance Vétérinaire. Si les accidents de ce type sont trop nombreux et/ou graves, il peut arriver que des lots soient retirés de la vente ou que l'A.M.M. soit suspendue, voire retirée, par l'A.N.M.V. afin d'en sécuriser l'emploi, autrement dit le temps que l'exploitant modifie les notices et l'étiquetage de ses produits avec l'ajout de nouveaux effets secondaires, de nouvelles contre-indications et/ou de nouvelles informations pour l'utilisateur ainsi que l'amélioration de la lisibilité du conditionnement extérieur (la contre-indication bien en évidence des produits à base de perméthrine chez le chat par exemple). (Rossi S. – 2006)

Le carbaryl ne va cependant plus être disponible sur le marché. L'A.M.M. de plusieurs présentations (les poudres principalement) contenant ce principe actif vient en effet de leur être retirée, le 16 avril 2007, suite à l'application du « principe de précaution », car il s'agit d'une ancienne molécule, pour laquelle le dossier d'A.M.M. ne correspond plus aux exigences actuelles. Des tests de toxicité, menés chez la souris, concernant notamment une éventuelle action cancérogène de ce principe actif, n'ont toutefois pas été concluants concernant d'éventuels risques que ce soit pour l'homme ou pour l'animal. Les produits sont donc retirés du marché en raison de doutes sur le potentiel cancérogène du carbaryl.

Une certaine inquiétude, parfaitement légitime, peut alors être ressentie par les vétérinaires : si un tel principe était appliqué à toutes les anciennes molécules encore sur le marché, l'arsenal thérapeutique vétérinaire s'en trouverait grandement affaibli.

L'étude de ces cas illustre les effets indésirables et les risques d'intoxication rencontrés lors de l'administration d'un médicament vétérinaire, en suivant ou non les indications de sa notice d'utilisation. Il est ainsi possible de constater l'importance de l'existence de la pharmacovigilance dans la sécurisation de l'emploi des médicaments.

Le cas suivant va nous permettre d'illustrer les risques auxquels le vétérinaire s'expose en administrant un médicament vétérinaire hors A.M.M.

### **III.B. Intoxication observée lors de l'utilisation d'un médicament à usage vétérinaire hors A.M.M. : la moxidectine chez des reptiles.**

Un cas de mortalité importante chez des tortues a été rapporté au C.P.V.L. suite à un traitement à base de moxidectine : le cas 06 CPVL 00038.

#### **a) Commémoratif et anamnèse**

Cette notification concerne trente tortues mauresques, dont le sexe et l'âge ne sont pas précisés. Elles pèsent entre 200 g et 3 kg.

Elles ont toutes été traitées avec le produit vétérinaire (30 exposés) et ont toutes présenté des symptômes d'intoxication (30 affectés). Le nombre exact de tortues mortes n'a pas été donné avec précision mais il semblerait qu'il y en ait eu au moins une dizaine (10 morts).

#### **b) Traitement en cause**

La moxidectine est une molécule endectocide utilisée dans le traitement des nématodoses.

La solution sous forme injectable (pour bovin ou pour ovin) a été administrée par voie sous-cutanée, une seule fois, à toutes les tortues. La quantité injectée n'a toutefois pas été précisée, d'autant plus que l'injection chez de si petits individus nécessite souvent une dilution préalable du produit.

#### **c) Description et chronologie des symptômes**

Le lendemain du traitement, les plus petits individus sont morts (une dizaine environ) et les autres tortues présentent de l'abattement, de la faiblesse et sont anorexiques.

#### **d) Diagnostic et imputation**

##### ***(1) Conditions d'administration du produit d'après la notice***

Il n'existe pas de formulation à base de moxidectine disponible pour son utilisation chez les NAC.

La présentation vétérinaire utilisée, dans ce cas, est une solution injectable à base de moxidectine à 1% indiquée chez les bovins et les ovins dans le traitement des nématodes gastro-intestinaux, pulmonaires, des agents de la gale, des poux, des larves migrantes de varrons et d'oestres.

Elle doit être administrée par voie sous-cutanée, en avant ou en arrière de l'épaule, à raison de 0,2 mg de moxidectine/kg de P.V. chez les bovins et les ovins, avec une seule injection ou deux à dix jours d'intervalle.

##### ***(2) Toxicité de la moxidectine***

La moxidectine est une lactone macrocyclique de seconde génération de la famille des milbémycines. Il s'agit d'un antiparasitaire agissant par libération du GABA (acide  $\gamma$ -aminobutyrique) au niveau présynaptique et en augmentant sa fixation aux récepteurs post-synaptiques. Cela entraîne une ouverture des canaux chlore avec une entrée massive des ions chlores qui résulte en une inhibition dans la transmission neuromusculaire et la mort des parasites suite à une paralysie flasque.

Elle est indiquée dans le traitement des parasitoses internes et externes du bétail et des chevaux en administration sous-cutanée, pour-on ou par voie orale. Elle possède également une indication dans le traitement des infestations parasitaires mixtes des carnivores domestiques, en concentration plus faible et en association avec un autre antiparasitaire, appliquée en spot-on uniquement.

Chez les bovins et les ovins, la moxidectine est rapidement et complètement absorbée après injection sous-cutanée. Le pic plasmatique est obtenu huit à douze heures après injection. Elle diffuse alors dans l'ensemble des tissus corporels mais, en raison de sa liposolubilité, son tissu-cible est la graisse avec des concentrations 10 à 20 fois supérieures aux autres tissus. La demi-vie d'élimination dans la graisse est de sept jours chez les ovins et de vingt-trois à vingt-huit jours chez les bovins. (DMV – 2007)

L'emploi de la moxidectine est réputé sûr, à la posologie recommandée, quels que soient l'âge et la race des bovins et des ovins, y compris pour les vaches et brebis en gestation et les taureaux et bœliers reproducteurs (DMV – 2007). Généralement, les lactones macrocycliques sont très sûres d'utilisation, même à des doses élevées, chez les carnivores domestiques (Maddison J. E. et al. – 2002). L'utilisation de la moxidectine est néanmoins contre-indiquée chez les animaux particulièrement sensibles, comme les chatons, les colleys et les races apparentées, au risque d'observer de la léthargie, des vomissements, de l'ataxie, de l'anorexie, de la diarrhée, de l'agitation, de la faiblesse et une augmentation de la soif (Maddison J. E. et al. – 2002 ; Plumb D.C. – 2002). De plus, les accidents survenus suite à l'utilisation hors A.M.M. de produits à base de moxidectine chez des carnivores domestiques ont entraîné une expertise de pharmacovigilance au sujet « *des effets indésirables des avermectines et des milbémycines chez les carnivores* », demandée par la Commission Nationale de Pharmacovigilance Vétérinaire et dont le rapport a été présenté le 29 juin 2005 (consultable sur le site de l'A.N.M.V.). La conclusion de cette étude a été qu'il était nécessaire d'ajouter la mention "*L'administration de ce médicament à des chiens ou à des chats peut entraîner l'apparition de troubles neurologiques parfois mortels, accompagnés ou non de symptômes digestifs ou cardio-respiratoires*" dans la notice des médicaments vétérinaires à base de moxidectine destinés aux bovins, aux ovins et aux équins et de mettre en place une campagne d'information des vétérinaires et des pharmaciens pour rappeler la sensibilité des carnivores à la moxidectine.

Cette molécule, à la différence du carbaryl, est assez récente et ses effets secondaires sont encore peu décrits et étudiés. Elle n'a pas d'utilisation préconisée chez les NAC, pour lesquels il existe par conséquent un manque de données évident. Un article rapporte son utilisation en topique chez des reptiles, mais il n'est mentionné ni utilisation ni toxicité de la moxidectine par injection.

Compte tenu du manque de données concernant la toxicité exacte (marge thérapeutique,  $DL_{50}$ ,...) de la moxidectine et à titre de comparaison (qui doit néanmoins rester prudente), la milbémycine oxime, molécule de la même famille, est réputée sûre d'utilisation, chez le chien notamment : sa  $DL_{50}$  est de 200 mg/kg chez le Beagle, ce qui correspond à 200 fois la dose thérapeutique, et de 12,5 mg/kg, soit 25 fois la dose, chez le Colley, race particulièrement sensible. La marge thérapeutique de cette molécule plus ancienne est donc importante chez le chien. La moxidectine étant une molécule plus récente, celle-ci est soit plus sûre d'utilisation avec une marge thérapeutique plus importante, soit plus efficace ce qui entraînerait des posologies plus faibles. Or les posologies recommandées chez le chien sont de 0,003 mg/kg de moxidectine contre 0,5 mg/kg de milbémycine oxime (Maddison J. E. et al. – 2002). Ainsi, la moxidectine doit être employée à plus faible dose (plus de 150 fois moins) que ce qui est pratiqué avec la milbémycine oxime.

Lors d'intoxication chez le chien causée par de la milbémycine oxime (surdosage ou mauvaise voie d'administration), de l'ataxie, des tremblements, de l'hyperthermie et des périodes d'abattement intense (animal couché) sont observés (Plumb D.C. – 2002).

Enfin, les posologies de la milbémycine oxime chez les chéloniens, proposées par certains auteurs, sont de 0,25 à 0,5 mg/kg en S.C. et de 0,5 à 1 mg/kg P.O. (Carpenter J.W. – 2005).

### **(3) Imputation**

Malgré l'absence d'informations concernant les doses administrées et le fait qu'aucune posologie n'a été enregistrée pour l'utilisation de la moxidectine chez les tortues, on peut déduire, de la comparaison avec la milbémycine oxime, qu'une dose similaire dans ce cas reviendrait à 0,004 à 0,01 ml de produit chez les plus petits individus, ce qui serait sûrement déjà un surdosage. Or, même avec une seringue à insuline, les doses réellement injectées ont de fortes chances d'être supérieures. Un surdosage est donc éventuellement possible, sauf si le produit a été dilué au préalable et que la dose administrée a été nettement inférieure à celle habituellement délivrée de milbémycine oxime.

De plus, la chronologie et les signes cliniques rapportés sont compatibles avec l'action de lactones macrocycliques. Le rôle de la moxidectine dans cette intoxication est alors probable (rang A) sans remettre en cause l'innocuité du médicament, vu son utilisation hors A.M.M.

#### **e) Recommandations**

Lors d'intoxication avec ce genre de produits, de même qu'avec la plupart des médicaments, seul un traitement non spécifique est possible, en favorisant l'élimination du principe actif, en soutenant les grandes fonctions et en traitant les principaux symptômes.

Cet incident et sa gravité (100% de morbidité, environ 33% de mortalité) permettent de souligner qu'il est risqué d'essayer chez les reptiles des molécules pour lesquelles aucune étude de toxicité n'a été réalisée et d'autant plus lorsque aucune référence bibliographique n'a été publiée au sujet de leur utilisation chez ces espèces.

Il convient donc, dans ce genre de cas, de suivre avec soin le principe « de la cascade », en l'étendant à ce qui est publié dans la littérature, afin de pratiquer dans les meilleures conditions possibles : préférer une molécule avec indication chez cette espèce puis, à défaut, privilégier les molécules dont des posologies moyennes sont proposées, à défaut d'être établies avec certitude, chez l'espèce à traiter.

### **III.C. Intoxications observées lors de l'utilisation de médicaments à usage humain**

La majorité des cas rapportés au C.N.I.T.V. chez les oiseaux, en dehors des appels pour renseignement, correspondent à des accidents [cf. graphique n°14] puis à des prescriptions. Nous avons donc choisi d'exposer un cas de prescription d'un médicament humain dont la littérature rapporte l'utilisation chez les oiseaux.

Puis, du fait de leur fréquence et afin d'en montrer les conséquences, nous étudierons deux cas d'intoxication par des anxiolytiques, chez un oiseau et chez un reptile.

#### **a) Intoxication d'un oiseau par un antifongique : amphotéricine B**

Un cas (00 ENVL 04074) a été rapporté concernant l'administration d'amphotéricine B, un antifongique systémique, chez une perruche. Cette molécule est indiquée, sans avoir d'A.M.M. chez les oiseaux, dans le traitement des mycoses chez ces espèces.

##### **(1) Commémoratif et anamnèse**

L'oiseau concerné par le traitement est une perruche adulte qui présentait depuis des mois de la diarrhée très liquide avec des fientes verdâtres. Le vétérinaire, non spécialisé en médecine aviaire, lui a alors prescrit un traitement à base d'amphotéricine B, à raison d'une goutte par jour à administrer par voie orale.

## (2) Traitement en cause

L'amphotéricine B est un antifongique systémique indiqué dans le traitement de certaines mycoses comme l'aspergillose ou la candidose.

Suite à une prescription de leur vétérinaire, les propriétaires administrent trois à quatre gouttes par jour de la suspension buvable à 10%, ce qui correspond à une dose de 15 à 20 mg par jour, soit 150 à 250 mg/kg (en prenant le poids moyen d'une perruche callopsite qui est de 80 à 100 g).

## (3) Description et chronologie des symptômes

Moins de trois jours après le début du traitement, l'oiseau présente des difficultés respiratoires (dyspnée), il semble très abattu, est anorexique et sa diarrhée est encore plus marquée.

Les propriétaires, n'ayant pas respecté les doses prescrites par leur vétérinaire, n'osent pas le contacter à ce sujet et préfèrent appeler le C.N.I.T.V. pour des conseils sur un traitement.

## (4) Diagnostic et imputation

### (i) Conditions d'utilisation du produit d'après la notice

Ce principe actif n'existe que dans des présentations à usage humain, sous forme buvable pour le traitement des candidoses digestives, sous forme de lotion pour celui des candidoses cutanées et sous forme injectable pour celui des mycoses systémiques. Il n'est pas vraiment informatif d'étudier les prescriptions faites chez l'homme afin de les comparer à celles pratiquées chez l'animal, des recommandations chez ces espèces étant disponibles dans la littérature spécialisée.

### (ii) Toxicité de l'amphotéricine B

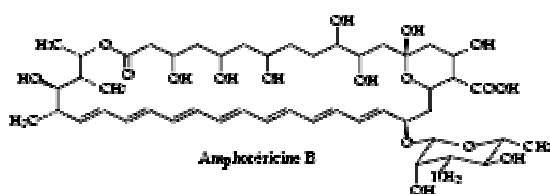


Figure n° 49 : Structure chimique de l'amphotéricine B

L'amphotéricine B [figure n° 49] est un antibiotique antifongique de la famille des polyènes (macrolides particuliers), extrait de *Streptomyces nodosus* et qui présente une néphrotoxicité cumulative importante. Cette toxicité est cependant diminuée dans les présentations contenant des bases lipidiques (complexe lipidique ou liposome).

Cette molécule interagit avec l'ergostérol présent dans la membrane des levures et des champignons sensibles (*Candida*, *Streptococcus neoformans*, *Blastomyces*, *Histoplasma capsulatum*, *Aspergillus*) provoquant une instabilité membranaire en formant des pores, canaux perméables aux cations comme le potassium qui sort alors du cytoplasme et entraîne ainsi la mort des parasites (Maddison J. E. et al. – 2002).

Chez l'homme, elle est peu absorbée dans le tube digestif d'où son injection par voie intra-veineuse lors du traitement de mycose systémique, mais elle est aussi utilisée par voie orale dans le traitement des candidoses. Sa demi-vie est de 24 à 48 heures mais son élimination peut parfois prendre plus de quinze jours.

Chez les carnivores domestiques, les chats semblent plus sensibles à sa toxicité. Il est alors indispensable d'en diminuer les doses, de diluer ce principe actif dans une poche de perfusion et d'en faire une administration I.V. très lente, sur dix minutes à quatre-cinq heures selon les doses administrées (Maddison J. E. et al. – 2002). Lors d'intoxication, il est possible d'observer des vomissements, des désordres hydroélectrolytiques (hypokaliémie, acidose rénale), des troubles cardiovasculaires (dysrythmies, anémie arégénérative) et une insuffisance rénale. Chez le cheval, l'intoxication se manifestent par de la tachycardie, de la



tachypnée, de l'abattement ou de l'agitation, de l'hyperthermie, de l'anorexie, de l'anémie, de la polyurie,... (Plumb D.C. – 2002)

Quinze cas d'intoxication mettant en cause de l'amphotéricine B ont été rapportés au C.N.I.T.V. (9 chiens, 3 chats et 2 oiseaux). Les symptômes observés sont peu nombreux : des vomissements et des morts subites (base V-Tox<sup>®</sup>), des nausées, des vomissements et de la diarrhée (Andreu de Lapierre E. – 2000 ; Stanford M. – 2002).

Chez les carnivores domestiques, les posologies recommandées par voie intraveineuse sont de 0,25 à 0,75 mg/kg administré trois fois par semaine sans dépasser la dose cumulative de 4 à 8 mg/kg pour le chien et de 0,1 à 0,25 mg/kg trois fois par semaine sans dépasser 4 à 6 mg/kg pour le chat. (Maddison J. E. et al. – 2002)

D'autres auteurs proposent des posologies chez les N.A.C., dont l'oiseau, notamment pour le traitement de la mégabactériose (ou proventriculite) [tableau 24]. L'élimination rapide de la molécule chez ce dernier conduit généralement à en répéter l'administration deux fois par jour, ce qui peut exposer à un surdosage. Sa toxicité rénale est cependant peu signalée chez les oiseaux. Il convient toutefois de rester prudent, en évitant son utilisation chez des individus déshydratés ou bien en l'administrant parallèlement à une bonne hydratation de l'oiseau, si possible commencée avant le traitement, et en surveillant les signes de souffrance rénale. (Andreu de Lapierre E. – 2000 ; Stanford M. – 2002)

**Tableau 24 : Principales recommandations parues sur l'utilisation de l'Amphotéricine B chez les NAC**

| Espèces              | Posologie (indication)   | Voie d'administration | Références   |
|----------------------|--|-----------------------|--|
| N.A.C.<br>Mammifères | 1 mg/kg sid  | I.V.                  | Plumb D.C. – 2002                                  |
| Oiseaux              | 1 mg/kg bid pendant 5 j. (candidose buccale)   | P.O.<br>[Perruches]   | Stanford M. – 2002                                 |
|                      | 100 à 109 mg/kg bid par gavage pendant 10 à 30 j. (mégabactéries, levures digestives) ;<br>1 mg/animal bid pendant 10 j. (levures digestives) ;<br>1 mg/ml d'eau de boisson pendant 10 j. (levures digestives) |                       | Carpenter J.W. – 2005                              |
|                      | 1,5 mg/kg toutes les 8 heures pendant 3 à 7 j. (aspergillose)  | I.V.                  | Carpenter J.W. – 2005                              |
|                      | 1,5 mg/kg bid pendant 5 à 7 j.   |                       | Andreu de Lapierre – 2000                          |
|                      | 1 mg/ml de ringer, 3 fois par jour pendant 15 min., pendant 15 j.  | Nébulisation          | Andreu de Lapierre – 2000                          |
|                      | 1 mg/kg bid pendant 5 à 7 j.   | Intratrachéale        | Andreu de Lapierre – 2000                          |
|                      | 1 mg/kg toutes les 8 heures pendant 3 à 7 j. [Psittacins]  |                       | Carpenter J.W. – 2005                              |
| Reptiles             | 0,5 à 1 mg/kg toutes les 24 à 72 heures pendant 14 à 28 j.   | I.V.                  | Carpenter J.W. – 2005                              |
|                      | 5 mg/150 ml de solution saline pendant 1h bid pendant 7 j.   | Nébulisation          | Andreu de Lapierre – 2000<br>Carpenter J.W. – 2005 |
|                      | 1 mg/kg dilué dans une solution saline sid pendant 14 à 28 j.  | Intratrachéale        | Plumb D.C. – 2002<br>Carpenter J.W. – 2005         |

### **(iii) Imputation**

Dans ce cas, l'exposition est certaine. La compatibilité de la dose (apparemment en surdosage – 150 mg/kg minimum au lieu de 1 mg/kg préconisé généralement dans la littérature) et celle du tableau clinique avec une intoxication par l'amphotéricine B sont peu connues mais elles semblent possibles. Le délai d'apparition est compatible mais au moins une autre explication est possible : l'aggravation de la maladie de l'oiseau qui est différente de celle suspectée par le vétérinaire. En définitive, le rôle de l'amphotéricine B dans cette intoxication est probable, sans être certaine.

### **(5) Recommandations**

L'appel provenant d'un particulier, il lui est conseillé de ne pas tarder à consulter son vétérinaire afin de ré-examiner l'oiseau et d'adapter, voire de changer, son traitement. Le propriétaire pourra également lui demander de lui indiquer un vétérinaire ayant plus de connaissance en médecine aviaire.

La toxicité de l'amphotéricine B chez l'oiseau reste peu connue et peu de cas ont été rapportés au C.N.I.T.V. mais, dans le doute, comme il est possible de le constater dans cet exemple, il convient au vétérinaire d'utiliser ce genre de molécules avec un maximum de précautions, si possible suite à un diagnostic plus précis de l'affection, en suivant les indications parues dans des revues ou des ouvrages spécialisés, et en les adaptant à l'état de santé de l'animal.

### **b) Intoxication d'un oiseau et d'un reptile par des anxiolytiques**

Les intoxications domestiques par des médicaments du SNC, en majorité des anxiolytiques, sont très fréquentes chez l'animal. Chez les oiseaux, elles représentent 20% des cas d'intoxication par un médicament à usage humain (5 cas sur les 25 appels) et, chez les reptiles, deux cas sur les six appels passés au C.N.I.T.V. entre 2000 et 2007.

Nous avons sélectionné deux de ces cas (01 ENVL 06051 et 02 ENVL 05732), chez un oiseau (①) et chez un reptile (②), impliquant respectivement de l'halopéridol et du bromazépam. Il s'agit des cas pour lesquels sont rapportés un maximum de renseignements, dont notamment des symptômes.

#### **(1) Commémoratif et anamnèse**

① Dans le premier cas, un cacatoès présente du picage. Son vétérinaire lui prescrit de l'halopéridol pour essayer de soigner son anxiété, sans doute à l'origine de ce trouble du comportement.

② Dans le second, un caméléon de 200 g reçoit, sur l'initiative de ses propriétaires, du bromazépam. La raison de ce "traitement" n'a pas été précisée.

#### **(2) Traitement en cause**

① L'halopéridol est un anxiolytique qui peut être prescrit lors de picage chez l'oiseau. Le traitement prescrit ici est de 0,4 ml de la solution buvable à 0,05%, matin et soir, soit 0,4 mg d'halopéridol par jour. Un cacatoès pesant en moyenne 300 à 700 g selon l'espèce, il a reçu entre 0,25 et 0,35 mg/kg lors de la première administration.

② Le bromazépam est également un anxiolytique. Les propriétaires ont donné un comprimé pour enfant (6 mg) par voie orale à leur caméléon, autrement dit une posologie de 30 mg/kg.

### (3) Description et chronologie des symptômes

① Dans le premier cas, le cacatoès, suite à la première administration, entre 6 à 12 heures plus tard, est prostré. Les propriétaires, inquiets, appellent alors le C.N.I.T.V. pour savoir ce qu'ils doivent faire.

② Dans le second cas, dans l'heure qui a suivi l'administration, les propriétaires constatent également que leur caméléon est très prostré.

### (4) Diagnostic et imputation

#### (i) Conditions d'utilisation des produits d'après la notice

① L'halopéridol est un neuroleptique utilisé chez l'homme dans le traitement de quelques troubles psychiques (schizophrénie, certains types de psychoses, troubles graves du comportement chez l'enfant...), de certains mouvements anormaux ou manifestations d'anxiété (à faible posologie) et des nausées et vomissements dus aux chimiothérapies anticancéreuses.

Chez l'adulte, il est prescrit à raison de 1 mg/j. pour un traitement de quatre semaines maximum. Chez l'enfant, la posologie est de 0,02 à 0,2 mg/kg/j. (Vidal – 2007)

② Le bromazépam, quant à lui, est un anxiolytique de la famille des benzodiazépines. Il est utilisé chez l'homme dans le traitement de l'anxiété lorsque celle-ci s'accompagne de troubles gênants (anxiété généralisée, crise d'angoisse...) et dans le cadre d'un sevrage alcoolique. Il est plutôt contre-indiqué chez l'enfant, du fait de l'absence d'études chez de plus jeunes individus. La posologie chez l'adulte est de 6 mg/j. en trois administrations pour des traitements pouvant atteindre huit à douze semaines. Chez l'enfant, il est conseillé de diviser la dose de moitié. (Vidal – 2007)

#### (ii) Toxicité de l'halopéridol et du bromazépam

① L'halopéridol [figure n° 50] est un neuroleptique qui appartient à la famille chimique des butyrophénones, dont l'activité est similaire au phénothiazines dérivées de la pipérazine. Son mécanisme d'action n'est pas très clair mais il semblerait que cette molécule inhibe le système réticulé ascendant par blocage compétitif des récepteurs postsynaptiques dopaminergique. (Maddison J. E. – 2002)

Chez l'homme, la concentration plasmatique maximale en halopéridol est obtenue en deux à six heures. Sa biodisponibilité est de 60% et il est lié à 90% aux

protéines. Son temps de demi-vie ( $t_{1/2}$ ) est de vingt-quatre heures. Ainsi, son action est rapide et sa biodisponibilité plutôt bonne. Son élimination est, quant à elle, assez lente et ne sera favorisée ni par la perfusion ni par l'utilisation de diurétiques, du fait de sa liaison avec les protéines.

Les effets indésirables de l'halopéridol rapportés chez l'homme sont neuropsychiques (sédation, somnolence, baisse de l'attention), cardiovasculaires (bradycardie, hypotension), gastro-intestinaux (nausées, anorexie, vomissements,...) et neuromusculaires (hypertonie, tremblements, coma). Lors de surdosage, de la rigidité musculaire, des tremblements, de l'hypotension ou au contraire de l'hypertension, une sédation pouvant aller jusqu'au coma avec parfois une dépression respiratoire peuvent être observés. (Vidal – 2007)

Chez l'animal, la base V-Tox recense 58 cas dont 52 chez le chien et 4 chez le chat. Les symptômes observés sont de la prostration, de l'agitation, des tremblements, de la polypnée, de l'hypertonie et des cas de coma essentiellement (V-Tox<sup>®</sup>). Des auteurs rapportent l'apparition d'anorexie, de dépression, voire de mortalités (chez des Aras notamment) lors de l'utilisation d'une telle molécule chez les oiseaux. (Maddison J. E. – 2002 ; Carpenter J.W. – 2005)

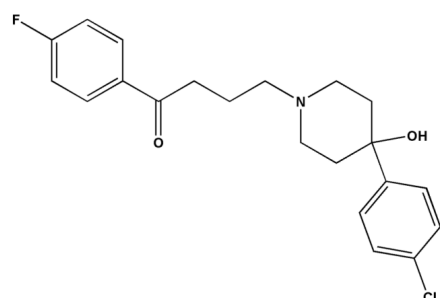


Figure n° 50 : Structure chimique de l'halopéridol

L'utilisation expérimentale de l'halopéridol chez les animaux (chiens, rats, singes,...) a montré qu'il participe au contrôle du stress et qu'il prévient les agressions et les blessures entre différentes espèces d'herbivores sauvages africains lorsqu'ils sont placés dans le même enclos d'un parc animalier. Il est maintenant utilisé depuis plus de quatorze ans dans la gestion des automutilations et du picage chez les oiseaux avec quelques succès. (Maddison J.E. et al. – 2002)

Des auteurs proposent donc son utilisation dans le traitement du picage d'origine comportementale chez l'oiseau, à la posologie de 0,05 à 0,2 mg par oiseau donné deux fois par jour chez les perroquets (Maddison J.E. et al. – 2002), de 0,1 à 0,2 mg/kg une à deux fois par jour par voie orale (Fraser M. – 2006), de 0,1 à 0,4 mg/kg une fois par jour chez les psittacins, en augmentant la dose par tranche de 0,01 mg/kg si aucune réponse n'est observée au bout d'une semaine (Carpenter J.W. – 2005). Une forme retard peut également être utilisée, le décanoate d'halopéridol, par voie intramusculaire à la dose de 31,25 mg par oiseau administré toutes les trois semaines chez le perroquet (Maddison J. E. – 2002).

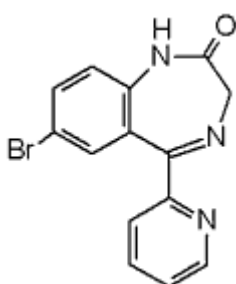


Figure n° 51 : Structure chimique du bromazépam

② Le bromazépam [figure n° 51], quant à lui, est un anxiolytique de la famille des benzodiazépines.

Chez l'homme, la concentration maximale de bromazépam administré par voie orale est obtenue en trente minutes à quatre heures après l'administration et il est lié à 75% aux protéines. Un équilibre des concentrations plasmatiques est obtenu en quatre jours et son  $t_{1/2}$  est de vingt heures. Les caractéristiques de cette molécule chez l'homme sont ainsi sensiblement du même ordre que celles de l'halopéridol.

Les effets indésirables du bromazépam chez l'homme sont des troubles du comportement tel que de l'agressivité, de l'irritabilité, de l'agitation, mais aussi de la somnolence et de l'hypotonie musculaire. Un surdosage peut entraîner une grave hypotension, de l'ataxie et une dépression du SNC pouvant aller jusqu'au coma. (Vidal – 2007)

Des intoxications par du bromazépam ont été signalées au C.N.I.T.V. (plus de 2 000 cas dont 94% chez le chien et 5% chez le chat) avec principalement de l'ataxie, de la prostration ou au contraire de l'agitation, voire de l'agressivité, des vomissements, des tremblements, de l'hyperesthésie et de la polyphagie. (V-Tox<sup>®</sup>)

Les symptômes observés lors d'intoxication au diazépam, principalement chez le chien, sont de la sédation, de l'ataxie, de l'excitation, des cas d'insuffisance hépatique et un changement de comportement (agressivité ou abattement). (Plumb D.C. – 2002)

Le bromazépam ne présente pas, à notre connaissance, d'indication chez nos carnivores domestiques, encore moins chez un reptile.

Le diazépam, molécule de la même famille, est par contre utilisé chez les animaux, comme myorelaxant en prémédication anesthésique ou dans le traitement des convulsions, mais aussi chez les iguanes à raison de 2,5 mg/kg par voie orale afin de réduire leur anxiété pouvant être à l'origine d'agressivité (Carpenter J.W. – 2005) et chez les serpents à la dose de 2,5 (Carpenter J.W. – 2005) à 5 mg/kg (Raiti P. – 2002) I.M. ou I.V. pour obtenir une myorelaxation, surtout lors de tremblements. Malheureusement, même si ces deux molécules sont de la même famille, on ne peut rien avancer concernant leurs marges de sécurité respectives, qui peuvent être bien différentes, en plus de leur variation avec l'espèce de destination et leur voie d'administration.

Devant le peu, voire l'absence, de données concernant ces molécules, leurs effets et leur toxicité chez les oiseaux et les reptiles, on peut supposer que l'intoxication se manifesterait sensiblement de la même manière que dans les autres espèces animales.

### (iii) **Imputation**

① Dans le premier cas, l'exposition au médicament est certaine. La dose et le délai sont compatibles, étant donné qu'on est en présence d'un dosage assez important (0,25 à 0,35 mg/kg en une seule fois avec deux administrations de prévues, au lieu de 0,1 à 0,4 mg/kg/j recommandé) et que les symptômes sont apparus dans les 12 heures suivant l'administration du traitement. Enfin, le tableau clinique (assez limité) est plutôt suggestif de ce que l'on observe chez les autres espèces et de ce que rapportent certains auteurs chez les oiseaux. Le rôle de l'halopéridol dans cette intoxication est donc très probable.

② Dans le second cas, l'exposition est également certaine, le comprimé ayant été administré par le propriétaire. La dose est plutôt compatible avec l'intoxication (30 mg/kg administré alors que chez l'homme la dose est de 6mg/j. de bromazépan et que le diazépam est donné chez les iguanes à raison de 2,5 mg/kg). Enfin, le délai d'apparition des symptômes et le tableau clinique sont suggestifs d'une intoxication aux benzodiazépines. Le rôle du bromazépan dans cette intoxication est ici également très probable.

### (5) **Recommandations**

Dans les deux cas, le traitement est principalement du nursing avec des mesures de réchauffement et une surveillance. Les perfusions et les diurétiques sont inutiles pour favoriser l'élimination, étant donné que ces molécules sont fortement liées aux protéines plasmatiques. Une perfusion peut néanmoins être mise en place lors de signes d'hypotension.

Dans le premier cas (halopéridol chez un oiseau), la même remarque que dans le cas de l'amphotéricine B peut être faite, au sujet des posologies sur lesquelles il faut savoir rester prudent lors de leur prescription.

Le second cas (bromazépan chez un caméléon) témoigne des effets néfastes de l'automédication parfois pratiquée par les propriétaires.



L'existence d'un système de pharmacovigilance vétérinaire en France est aujourd'hui une réalité dont le but principal est de générer des informations importantes sur la sécurité d'emploi des médicaments vétérinaires. Ce système contribue ainsi à la sécurisation de la filière du médicament vétérinaire. Le vétérinaire praticien y occupe une place importante, en tant que déclarant.

Cependant, ce dispositif présente encore des lacunes, comme celles que nous avons constatées avec les oiseaux et les reptiles de compagnie : les bases de données manquent encore cruellement de cas rapportés (et ainsi de données) pour ces espèces. Ces cas sont en effet encore trop rarement déclarés et/ou suivis, avec souvent des données manquantes ou trop approximatives (poids et âge des animaux, quantités réellement administrées,...), pour être correctement exploitables.

C'est justement chez ces espèces singulières qu'un recensement plus important des cas, suivi de leur exploitation dans les bases de données, pourront être des plus intéressants et très utiles, pour les praticiens notamment, sur le long terme et à moindre frais, lorsqu'on considère le nombre encore trop réduit de médicaments vétérinaires avec une A.M.M. pour ce type d'animaux. Malgré tout, la pharmacovigilance ne remplacera jamais les études pharmacologiques des divers principes actifs, entreprises chez les espèces animales de destination. Elle n'est en quelque sorte qu'un complément de ces études, en permettant une surveillance de l'effet de ces médicaments sur une population plus importante et à plus long terme. Toutefois, lorsque ces études ne sont pas réalisables, l'appui des centres de pharmacovigilance nous semble être une aide non négligeable dans ce domaine.

Ainsi, la pharmacovigilance vétérinaire, et par là même les données qu'elle apporte, peuvent encore se développer et s'améliorer, à condition que les principaux acteurs (vétérinaires et professionnels de la santé) collaborent plus activement, à travers la déclaration et le suivi de tous leurs cas. Pour les mêmes raisons qu'en pharmacovigilance des médicaments destinés à l'homme, il est donc particulièrement important que tous les professionnels de la santé humaine et animale y soient sensibilisés.





# CONCLUSION

La diversité des espèces chez les oiseaux et les reptiles laisse supposer des affections les concernant de nature très variées et souvent mal étudiées. De plus, ces maladies sont généralement polyfactorielles et il est difficile d'en déterminer une étiologie précise, en particulier dans le cas des maladies chroniques, qui sont malheureusement les plus fréquentes.

Les particularités physiologiques, métaboliques et comportementales de ces espèces exotiques font que celles-ci ne peuvent pas être abordées de la même manière que les mammifères domestiques, que ce soit lors de l'examen clinique, de la contention, de la réalisation d'examen complémentaires ou de l'administration de médicaments. Le diagnostic des maladies et la mise en place de traitements sont plus délicats en médecine aviaire et herpétologique. De nombreuses molécules thérapeutiques sont cependant à la disposition des vétérinaires mais celles-ci ont été principalement étudiées et commercialisées pour leur utilisation chez les carnivores domestiques. Même s'il existe des ouvrages de référence publiés par des confrères, issus de leur propre expérience ou de recherches bibliographiques, les données proposées sont souvent empiriques et peu précises, voire contradictoires d'un auteur à l'autre. Le praticien se retrouve alors assez démuné face au choix d'un traitement, s'exposant à des risques non négligeables de toxicité ou d'inefficacité lors de l'utilisation de médicaments, souvent hors A.M.M.

La prise en charge clinique et thérapeutique de ces animaux exotiques nécessite donc d'être encore améliorée. Dans l'idéal, il faudrait que l'industrie pharmaceutique s'intéresse à ces espèces et réalise des études expérimentales et des essais cliniques de ses molécules dans le domaine aviaire et herpétologique. Malheureusement, cela n'est pas encore réalisable, du fait du nombre d'espèces non négligeable et des coûts engendrés non rentables au regard de la clientèle concernée encore bien trop modeste.

Le partage des informations et des expériences de chacun apparaît alors comme une solution plus envisageable. Pour cela, les données devraient être centralisées puis diffusées aux professionnels concernés. Il s'agit justement du principe de fonctionnement des Centres de Pharmacovigilance Vétérinaire. Ceux-ci peuvent ainsi, à moindre coût, faire progresser la connaissance pharmacologique chez ces espèces à partir des problèmes rencontrés en pratique par les vétérinaires. Néanmoins, ceci n'est possible qu'au prix d'une collaboration active des professionnels de la santé, que ce soit les vétérinaires, les médecins ou les pharmaciens, et des Centres de Pharmacovigilance.

**Le Professeur responsable  
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon**



**Le Président de la thèse**



**Vu et permis d'imprimer  
Lyon, le 20 NOV. 2007**

**Pour le Président de l'Université,  
Le Président du Comité de Coordination des Etudes Médicales,  
Professeur F. N. Grilly**



**Vu : Le Directeur  
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon**

Pour le Directeur et par délégation,  
LA DIRECTRICE DE L'ENSEIGNEMENT



**Professeur Françoise GRAIN**



# BIBLIOGRAPHIE

**André J.-P. (1998)**

Cours de base sur les oiseaux : la Thérapeutique chez les oiseaux de cage et de volière.  
In : GENAC (ed) ; Conférences nationales des vétérinaires spécialisés en petits animaux : 3<sup>ème</sup>  
cours de base du GENAC, Paris, CNVSPA, congrès du 24-27 septembre 1998, Imperial  
Palace, Annecy, 227-230

**André J.-P. (1999a)**

Particularités anatomiques et physiologiques des oiseaux.  
Le Point Vétérinaire, vol.30, numéro spécial NAC, 99-100

**André J.-P. (1999b)**

Geste de base : Endoscopie et électrocardiographie.  
Le Point Vétérinaire, vol.30, numéro spécial NAC, 141-142

**André J.-P. (1999c)**

Geste de base : Laboratoire.  
Le Point Vétérinaire, vol.30, numéro spécial NAC, 143

**André J.-P. (1999d)**

Geste de base : Thérapeutique.  
Le Point Vétérinaire, vol.30, numéro spécial NAC, 144-148

**André J.-P. (2005)**

Guide pratique des maladies des oiseaux de cages et de volières.  
Editions Méd'com, Paris, 256 p.

**Andreu de Lapierre E. (2000)**

Les NAC : guide thérapeutique.  
Dépêche Vétérinaire, Dépêche Technique Suppl. 72, 26 p.

**Anonyme (2007a)**

Quelques particularités des reptiles et leurs implications.  
In : Cours optionnels de T1 pro sur les NAC – Reptiles et Oiseaux, cours du 8 février 2007,  
Ecole Nationale Vétérinaire, Toulouse, 10 p.

**Anonyme (2007b)**

Population d'animaux de compagnie : le chat en hausse, l'oiseau en baisse.  
Animalerie Magazine, vol.176, 20-23

**Aulio R., Daoues K., Gérard P., Hussard N., Moret P., Rosselle S., Schilliger L. (2003)**

Atlas de la terrariophilie. Volume 3 - Les lézards.  
Animalia Editions, Paris, 189 p.

**Barlerin L. (2003)**

Les Français et leurs Animaux.  
FACCO Magazine, vol.30, 1-3

**Bellangeon M. (1995)**

Médicalisation récente des nouveaux animaux de compagnie.  
Bulletin Académique Vétérinaire de France, 68, 309-312

**Bellangeon M. (1998)**

Cours de base sur les oiseaux : Origine et Population des oiseaux.

In : GENAC (ed) ; Conférences nationales des vétérinaires spécialisés en petits animaux : 3<sup>ème</sup> cours de base du GENAC, Paris, CNVSPA, congrès du 24-27 septembre 1998, Imperial Palace, Annecy, 132-135

**Bellangeon M. (1999)**

Corticothérapie chez les NAC : Corticothérapie chez les oiseaux.

Lettre Informative Vétérinaire, vol.5, 4

**Bour R., Cadi A., Guyot G., Louchart M., Maran J., Magnan P., Métrailler S., Mosimann D., Schilliger L. (2002)**

Atlas de la terrariophilie. Volume 2 - Les tortues terrestres et aquatiques.

Animalia Editions, Paris, 188 p.

**Bourdeau P. (2007)**

Anthelminthiques chez les Nouveaux Animaux de Compagnie.

Pratique Vétérinaire de l'Animal de Compagnie, supplément au n°41-2007, 13-14

**Boussarie D. (1992)**

Les reptiles en consultation – 1<sup>ère</sup> partie.

Pratique Médicale et Chirurgicale de l'Animal de Compagnie, supplément au n°27-1992, vol.4, 4-14

**Boussarie D. (1993)**

Les reptiles en consultation – 2<sup>ème</sup> partie.

Pratique Médicale et Chirurgicale de l'Animal de Compagnie, supplément au n°28-1992, vol.5, 4-15

**Boussarie D. (2007)**

NAC – Les hémoparasites chez les oiseaux.

Le Nouveau Praticien Vétérinaire, vol.33, 70-72

**Bulliot C. (2004)**

Guide Pratique ASV : Nouveaux Animaux de Compagnie – Aide aux soins.

Editions du Point Vétérinaire, Maisons-Alfort, 183 p.

**Carpenter J. W. (2005)**

Exotic Animal Formulary – 3<sup>rd</sup> Edition.

Elsevier Saunders Inc., St. Louis, 566 p.

**Chai N. (2005)**

La douleur chez les NAC et les animaux sauvages – Signes cliniques et traitement.

In : Gestion de la douleur chez les NAC et les animaux sauvages – Recueil d'expériences et cas cliniques avec Métacam<sup>®</sup>, Paris, Editions Yaboumba, 2005, 6-10

**Chai N., Bulliot C., Rival F., Cavignaux R., Boussarie D., Roman Y., Lecu A., Hébert F. (2005)**

Gestion de la douleur chez les NAC et les animaux sauvages – Recueil d'expériences et cas cliniques avec Métacam<sup>®</sup>.

Editions Yaboumba, Paris, 64 p.

**Chai N., Rival F., Alves C., Boussarie D., Lecu A., Bulliot C. (2007)**

Carnet Thérapeutique pour NAC et Animaux Sauvages.

Editions Yaboumba, Paris, 64 p.

**Danede D. (2007)**

La Convention de Washington et la CITES.

In : Cours optionnels de T1 pro sur les NAC – Reptiles et Oiseaux, cours du 6 février 2007, Ecole Nationale Vétérinaire, Toulouse.

**DMV (2007) – Petit S.**

Dictionnaire des Médicaments Vétérinaires et des produits de santé animale commercialisés en France – 14<sup>ème</sup> Édition.

Éditions du Point Vétérinaire, Maisons-Alfort, 1807 p.

**Dossenbach M., Dossenbach J. D. (1981)**

Le Monde merveilleux des Oiseaux.

Bibliothèque des Arts, Paris, 240 p.

**Ducos de Lahitte J. (2007a)**

Les tortues.

In : Cours optionnels de T1 pro sur les NAC – Reptiles et Oiseaux, cours du 5 février 2007, Ecole Nationale Vétérinaire, Toulouse, 16 p.

**Ducos de Lahitte J. (2007b)**

Les Serpents.

In : Cours optionnels de T1 pro sur les NAC – Reptiles et Oiseaux, cours du 6 février 2007, Ecole Nationale Vétérinaire, Toulouse, 13 p.

**Ducos de Lahitte J. (2007c)**

Les lézards.

In : Cours optionnels de T1 pro sur les NAC – Reptiles et Oiseaux, cours du 6 février 2007, Ecole Nationale Vétérinaire, Toulouse, 7 p.

**Ferreira X. (2006)**

NAC – L'anesthésie des reptiles.

Le Nouveau Praticien Vétérinaire, vol.26, 75-78

**Firmin Y. (1986)**

La consultation des reptiles.

Recueil de Médecine Vétérinaire, vol.3, 267-280

**Firmin Y. (1996)**

La consultation des tortues.

Le Point Vétérinaire, vol.28, 31-40

**Firmin Y. (1999)**

Spécificités des reptiles et conséquences sur leur détention.

Le Point Vétérinaire, vol. 30, numéro spécial NAC, 151-155

**Firmin Y. (2001)**

Chirurgie des reptiles - L'anesthésie : particularités d'espèce.

Le Point Vétérinaire, vol.32, 40-43

**Fraser M. (2006)**

Skin diseases and treatment of caged birds.

In : Paterson S. (ed) ; Skin diseases of Exotic Pets, Ames, Blackwell Publishing, 2006, 22-47

**Gérard P., Hussard N., Rosselle S., Savarin P., Schilliger L. (2003)**

Atlas de la terrariophilie. Volume 1. Les serpents : Boïdés – Colubridés.

Animalia Editions, Paris, 189 p.

**Girling S. (2006)**

Examination of Avian Skin and Diagnostic Tests.

In : Paterson S. (ed) ; Skin diseases of Exotic Pets, Ames, Blackwell Publishing, 2006, 14-21

**Goodman G. (2006)**

Examination of Reptile Skin and Diagnostic Tests.

In : Paterson S. (ed) ; Skin diseases of Exotic Pets, Ames, Blackwell Publishing, 2006, 80-89

**Greenacre C. B. (2003)**

The Avian Patient.

In : Ballard B., Cheek R. (eds) ; Exotic Animal Medicine for the Veterinary Technician, Iowa, Blackwell Publishing, 2003, 5-30

**Guibé J. (1970)**

La systématique des Reptiles actuels.

In : Grassé P.-P., Traité de Zoologie, Tome XIV : Reptiles, Fascicule III : Glandes endocrines – Embryologie – Systématique – Paléontologie, Paris, Masson et C<sup>ie</sup>, 1970, 1054-1160

**Heard D., Fleming G., Lock B., Jacobson E. (2002)**

Lizards.

In : Meredith A., Redrobe S. (eds) ; B.S.A.V.A. Manual of Exotic Pets – 4<sup>th</sup> edition, Gloucester, British Small Animal Veterinary Association, 2002, 223-240

**Hochleithner C., Hochleithner M., Artmann A. (2002)**

Avian Imaging.

In : Meredith A., Redrobe S. (eds) ; B.S.A.V.A. Manual of Exotic Pets – 4<sup>th</sup> edition, Gloucester, British Small Animal Veterinary Association, 2002, 149-156

**Humphreys D. J. (1988)**

Veterinary Toxicology – Third Edition.

Baillière Tindall, London, 356 p.

**Jacobson E. R. (1999)**

Use of antimicrobial drugs in Reptiles.

In : Fowler M. E., Miller R. E. (eds) ; Zoo and Wild Animal Medicine - Current Therapy, 4<sup>th</sup> edition, Philadelphia, WB Saunders, 1999, 190-200

**Jenkins J. R. (1996)**

Diagnostic and clinical techniques.

In : Mader D. R. (ed) ; Reptile Medicine and Surgery – 1<sup>st</sup> edition, Philadelphia, WB Saunders Company, 1996, 264-276

**Klingenberg R. J. (1996)**

Therapeutics.

In : Mader D. R. (ed) ; Reptile Medicine and Surgery – 1<sup>st</sup> edition, Philadelphia, WB Saunders Company, 1996, 299-321

**Krautwald M.-E., Tellhelm B., Hummel G., Kotska V., Kaleta E. F. (1992)**

Atlas of Radiographic Anatomy and Diagnosis of Cage Birds.

Paul Parey Scientific Publishers, Berlin & Hamburg, 1992, 216 p.

**Leforestier E. (2007)**

Marchés oisellerie et petits mammifères, les pistes de croissance existent : Oisellerie – Ouvrez la cage aux oiseaux...

Animalerie Magazine, vol.177, 26-33

**Maddison J. E., Page S. W., Church D. (2002)**

Small Animal Clinical Pharmacology.

W.B. Saunders Company, London, 575 p.

**Mc Cracken H. (1993)**

Avian and Reptilian Haematology and Biochemistry.

In : Vernau B. (ed) ; The JD Stewart Memorial refresher course for veterinarians – Clinical Pathology, Sydney, Post-Graduate Committee in Veterinary Science, Proceedings 207, 1993, 239-314

**McArthur S. D. J., Wilkinson R. J., Barrows M. G. (2002)**

Tortoises and turtles.

In : Meredith A., Redrobe S. (eds) ; B.S.A.V.A. Manual of Exotic Pets – 4<sup>th</sup> edition, Gloucester, British Small Animal Veterinary Association, 2002, 208-222

**Mitchell M. A. (2006)**

Therapeutics.

In : Mader DR. (ed) ; Reptile Medicine and Surgery – 2<sup>nd</sup> edition, St Louis, Elsevier Saunders, 2006, 631- 664

**Murray M. J. (2006)**

Pneumonia and lower respiratory tract disease.

In : Mader D. R. ; Reptile Medicine and Surgery – 2<sup>nd</sup> edition, St Louis, Elsevier Saunders, 2006, 865-877

**Paré J. A., Sigler L., Rosenthal K. L., Mader D. R. (2006)**

Microbiology : Fungal and Bacterial Diseases of Reptiles.

In : Mader D. R. (ed) ; Reptile Medicine and Surgery – 2<sup>nd</sup> edition, St Louis, Elsevier Saunders, 2006, 217-238

**Pineau X., Buronfosse F. (2006)**

Pharmacovigilance Vétérinaire : réglementation et présentation du système français.

In : Cours de T1 pro Pharmacovigilance-Toxicovigilance, cours du 13 octobre 2006, Ecole Nationale Vétérinaire, Lyon, 6 p.

**Planche A. (2007)**

Pathologie urinaire des oiseaux exotiques de compagnie.

Thèse de doctorat vétérinaire, Université Claude Bernard, Lyon, 92 p.

**Plumb D. C. (2002)**

Veterinary Drug Handbook – Fourth Edition.  
Iowa State University Press, Ames, 960 p.

**Raiti P. (2002)**

Snakes.

In : Meredith A., Redrobe S. (eds) ; B.S.A.V.A. Manual of Exotic Pets – 4<sup>th</sup> edition,  
Gloucester, British Small Animal Veterinary Association, 2002, 241-256

**Redrobe S. (2002)**

Pigeons.

In : Meredith A., Redrobe S. (eds) ; B.S.A.V.A. Manual of Exotic Pets – 4<sup>th</sup> edition,  
Gloucester, British Small Animal Veterinary Association, 2002, 168-178

**Redrobe S., Wilkinson R. J. (2002)**

Reptile and amphibian anatomy and imaging.

In : Meredith A., Redrobe S. (eds) ; B.S.A.V.A. Manual of Exotic Pets – 4<sup>th</sup> edition,  
Gloucester, British Small Animal Veterinary Association, 2002, 193-207

**Risi E. (2006)**

NAC – Comment anesthésier les oiseaux.

Le Nouveau Praticien Vétérinaire, vol.29, 72-74

**Risi E. (2007a)**

NAC – Les techniques de monitoring chez les oiseaux de compagnie.

Le Nouveau Praticien Vétérinaire, vol.31, 70-73

**Risi E. (2007b)**

NAC – Les techniques de réanimation cardio-respiratoires chez les oiseaux de compagnie.

Le Nouveau Praticien Vétérinaire, vol.32, 61-63

**Rival F. (1998)**

Anesthésie des oiseaux.

In : GENAC (ed) ; Conférences nationales des vétérinaires spécialisés en petits animaux : 3<sup>ème</sup>  
cours de base du GENAC, Paris, CNVSPA, congrès du 24-27 septembre 1998, Imperial  
Palace, Annecy, 231-238

**Rival F. (1999a)**

Geste de base : Sexage des reptiles.

Le Point Vétérinaire, vol.30, numéro spécial NAC, 229-230

**Rival F. (1999b)**

Geste de base : Technique de radiographie chez les reptiles.

Le Point Vétérinaire, vol.30, numéro spécial NAC, 239-240

**Rival F. (1999c)**

Boïdés.

Le Point Vétérinaire, vol.30, numéro spécial NAC, 161-162



**Rival F. (2004a)**

Approche pratique de l'anesthésie des reptiles.

In : Association Yaboumba (ed) ; Pratique des animaux sauvages et exotiques : Premier congrès international et francophone, Paris, Editions Yaboumba, congrès du 2-12 février 2004, Siem Reap, Cambodge, 67-71

**Rival F. (2004b)**

Thérapeutique chez les reptiles.

In : Association Yaboumba (ed) ; Pratique des animaux sauvages et exotiques : Premier congrès international et francophone, Paris, Editions Yaboumba, congrès du 2-12 février 2004, Siem Reap, Cambodge, 91-93

**Rival F. (2007)**

Consultation des Reptiles : Pièges et Particularités.

Pratique Vétérinaire de l'Animal de Compagnie, vol.34, 29-30

**Roman Y. (2004a)**

Particularités de la fonction respiratoire chez les oiseaux : applications cliniques.

In : Association Yaboumba (ed) ; Pratique des animaux sauvages et exotiques : Premier congrès international et francophone, Paris, Editions Yaboumba, congrès du 2-12 février 2004, Siem Reap, Cambodge, 35-39

**Roman Y. (2004b)**

Gestes d'urgence chez les oiseaux.

In : Association Yaboumba (ed) ; Pratique des animaux sauvages et exotiques : Premier congrès international et francophone, Paris, Editions Yaboumba, congrès du 2-12 février 2004, Siem Reap, Cambodge, 49-51

**Roman Y. (2004c)**

Thérapeutique chez les oiseaux.

In : Association Yaboumba (ed) ; Pratique des animaux sauvages et exotiques : Premier congrès international et francophone, Paris, Editions Yaboumba, congrès du 2-12 février 2004, Siem Reap, Cambodge, 52-57

**Roman Y. (2005)**

Synthèse : utilisation de Métacam<sup>®</sup> dans la gestion de la douleur chez les Oiseaux.

In : Gestion de la douleur chez les NAC et les animaux sauvages – Recueil d'expériences et cas cliniques avec Métacam<sup>®</sup>, Paris, Editions Yaboumba, 2005, 38-39

**Roman Y. (2007a)**

Particularités de la fonction respiratoire des oiseaux.

In : Cours optionnels de T1 pro sur les NAC – Reptiles et Oiseaux, cours du 8 février 2007, Ecole Nationale Vétérinaire, Toulouse.

**Roman Y. (2007b)**

Endoscopie chez les oiseaux.

In : Cours optionnels de T1 pro sur les NAC – Reptiles et Oiseaux, cours du 8 février 2007, Ecole Nationale Vétérinaire, Toulouse.

**Roman Y. (2007c)**

Les examens complémentaires appliqués aux oiseaux : hématologie, cytologie, biochimie, radiologie.

In : Cours optionnels de T1 pro sur les NAC – Reptiles et Oiseaux, cours du 8 février 2007, Ecole Nationale Vétérinaire, Toulouse.

**Roman Y. (2007d)**

La thérapeutique chez les oiseaux.

In : Cours optionnels de T1 pro sur les NAC – Reptiles et Oiseaux, cours du 8 février 2007, Ecole Nationale Vétérinaire, Toulouse.

**Rossi S. (2006)**

Pharmacovigilance Vétérinaire : réglementation et présentation du système français.

In : Cours de T1 pro Pharmacovigilance-Toxicovigilance, cours du 10 octobre 2006, Ecole Nationale Vétérinaire, Lyon, 27 p.

**Schilliger L. (1999a)**

Corticothérapie chez les NAC : Corticothérapie chez les reptiles.

Lettre Informative Vétérinaire, vol.5, 2-3

**Schilliger L. (1999b)**

Principes généraux de thérapeutique chez les reptiles.

Le Point Vétérinaire, vol.30, numéro spécial NAC, 156-160

**Schilliger L. (1999c)**

Geste de base. Ponctions sanguines chez les reptiles.

Le Point Vétérinaire, vol.30, numéro spécial NAC, 225-227

**Schilliger L. (1999d)**

Geste de base. Prélèvement de selles par lavage du côlon chez les reptiles.

Le Point Vétérinaire, vol.30, numéro spécial NAC, 228

**Schilliger L. (1999e)**

Geste de base. Voies d'administration des médicaments chez les reptiles.

Le Point Vétérinaire, vol.30, numéro spécial NAC, 229-230

**Schilliger L. (1999f)**

Geste de base. Lavage trachéo-pulmonaire chez les reptiles.

Le Point Vétérinaire, 1999, vol.30, numéro spécial NAC, 235-236

**Schilliger L. (1999g)**

Caméléons.

Le Point Vétérinaire, 1999, vol.30, numéro spécial NAC, 181-182

**Schilliger L. (2000a)**

Consultation et chirurgie des reptiles.

Le Point Vétérinaire, vol.31, 49-51

**Schilliger L. (2000b)**

Anesthésie des reptiles.

In : Elsevier SAS (ed) ; Encyclopédie Vétérinaire – Anesthésie-Réanimation, Paris, 0600, 6 p.

**Schilliger L. (2004)**

Guide pratique des maladies des reptiles en captivité.  
Editions Méd'com, Paris, 224 p.

**Schilliger L. (2005a)**

La réglementation change pour plusieurs reptiles – De nouvelles mesures fixent les conditions de détention de nombreuses espèces.  
La Semaine Vétérinaire, 1178, 14

**Schilliger L. (2005b)**

Le certificat de capacité est délivré pour des espèces précises de reptiles.  
La Semaine Vétérinaire, 1179, 14

**Silverman S. (2006)**

Diagnostic imaging.  
In : Mader DR., Reptile Medicine and Surgery – 2<sup>nd</sup> edition, St Louis, Elsevier Saunders, 2006, 471-489

**Stanford M. (2002)**

Cage and aviary birds.  
In : Meredith A., Redrobe S. (eds) ; B.S.A.V.A. Manual of Exotic Pets – 4<sup>th</sup> edition, Gloucester, British Small Animal Veterinary Association, 2002, 157-167

**Vidal (2007)**

Dictionnaire Vidal – 83<sup>ème</sup> édition.  
Editions du Vidal, Issy les Moulineaux, 2556 p.

**Vienet V. (1999)**

Carte d'Identité : Iguane vert.  
Le Point Vétérinaire, vol.30, numéro spécial NAC, 173-174

**Vienet V. (2000)**

La consultation des Chéloniens.  
L'Action Vétérinaire – Cahier clinique, (1538 Cahier clinique n°69), II-VIII

**Vienet V. (2002)**

Conduite à tenir : les affections respiratoires chez les reptiles.  
L'Action Vétérinaire, vol.1603, 26-29

**Vienet V. (2003)**

L'anesthésie des reptiles s'effectue de 24 à 27°C – L'anesthésie gazeuse est la méthode de choix chez ces animaux.  
La Semaine Vétérinaire, 1111, 20

**Vienet V. (2005)**

Nouveaux Animaux de Compagnie : Les caméléons.  
L'Action Vétérinaire, vol.0, 19-21

## **Sites internet :**

**AFIRAC** (Page consultée le 5 décembre 2007)

Bienvenue sur le site de l'AFIRAC - Association Française d'Information et de Recherche sur l'Animal de Compagnie, [en ligne]

Adresse URL : <http://www.afirac.org/>

**AFSSA-A.N.M.V.** (Page consultée le 5 décembre 2007)

Agence Nationale du Médicament Vétérinaire, [en ligne]

Adresse URL : <http://www.anmv.afssa.fr/>

**Berny P. (2005)** (Page consultée le 5 décembre 2007)

Les Insecticides Inhibiteurs des Cholinestérasés.

In : Cours de Toxicologie Clinique de D3 – Année 2005/2006, École Nationale Vétérinaire, Lyon, 36 p.

Adresse URL : <http://www.vet-lyon.fr/ens/pharmatox/courspharmatox.html>

**École Nationale Vétérinaire de Lyon** (Page consultée le 5 décembre 2007)

École Nationale Vétérinaire de Lyon – Services – C.N.I.T.V. et Pharmacovigilance, [en ligne].

Adresse URL : <http://www.vet-lyon.fr>

**FACCO** (Pages consultées le 5 décembre 2007)

FACCO - Syndicat des Fabricants d'Aliments préparés pour Chiens, Chats, Oiseaux et autres animaux familiers, [en ligne].

Adresse URL : <http://www.facco.fr/>

FACCO Magazine 30 : [http://www.facco.fr/pdf/facco\\_MAGAZINE\\_30.pdf](http://www.facco.fr/pdf/facco_MAGAZINE_30.pdf)

FACCO Magazine 31 : [http://www.facco.fr/pdf/facco\\_MAGAZINE\\_31.pdf](http://www.facco.fr/pdf/facco_MAGAZINE_31.pdf)

**Gogny M. (2002)** (Page consultée le 5 décembre 2007)

Pharmacorama – Connaissance des médicaments – Pharmacologie, [en ligne].

Le médicament vétérinaire – Questions à Marc Gogny, professeur à l'E.N.V.N.

Adresse URL : <http://www.pharmacorama.com/index.php>

(<http://www.pharmacorama.com/ezine/veterinaire.php>)

## Références des textes réglementaires

- Code de l'Environnement – Partie Législative

Annexe à l'ordonnance n° 2000-914 du 18 septembre 2000

Livre IV : Faune et flore

Titre Ier : Protection de la faune et de la flore

Chapitre Ier : Préservation et surveillance du patrimoine biologique

Section 1 : Préservation du patrimoine biologique

**Articles L. 411-1 et L. 411-2**, modifiés par la Loi n° 2005-157 du 23 février 2005 art. 129 I

Journal Officiel du 24 février 2005, puis par la Loi n° 2006-11 du 5 janvier 2006 art. 86

Journal Officiel du 6 janvier 2006 sur les espèces protégées sur le territoire français.

Adresse URL : <http://www.legifrance.gouv.fr/> (en ligne, consultée le 5 décembre 2007)

<http://www.legifrance.gouv.fr/WAspad/UnArticleDeCode?commun=CENVIR&art=L411-1>

<http://www.legifrance.gouv.fr/WAspad/UnArticleDeCode?commun=CENVIR&art=L411-2>

- Code de l'Environnement – Partie Législative

Annexe à l'ordonnance n° 2000-914 du 18 septembre 2000

Livre IV : Faune et flore

Titre Ier : Protection de la faune et de la flore

Chapitre III : Etablissements détenant des animaux d'espèces non domestiques

**Article L. 413-2** sur l'obligation d'obtention d'un certificat de capacité pour les établissements détenant des animaux d'espèces non domestiques.

Adresse URL : <http://www.legifrance.gouv.fr/> (en ligne, consultée le 5 décembre 2007)

<http://www.legifrance.gouv.fr/WAspad/UnArticleDeCode?commun=CENVIR&art=L413-2>

- J.O. « Lois et Décrets » n° 224 du 25 septembre 2004, page 16570, texte n° 26,

Abrogation de l'arrêté du 30-07-1981,

Rectificatif au J.O. du 01-01-2005 page 145,

Vu le règlement 338/97 modifié du Conseil du 9 décembre 1996 relatif à la protection des espèces de faune et de flore sauvages par le contrôle de leur commerce ;

Vu le règlement 1808/2001 de la Commission du 30 août 2001 portant modalités d'application du règlement 338/97 du Conseil du 9 décembre 1996 relatif à la protection des espèces de faune et de flore sauvages par le contrôle de leur commerce ;

Vu le code de l'environnement, et notamment ses articles L. 411-1, L. 411-2, L. 411-3, L. 412-1, L. 413-2 à L. 413-4, R. 212-1 à R. 212-5, R. 212-7 et R. 213-6 ;

Vu le code rural, notamment ses articles L. 214-1 à L. 214-3, L. 214-5 et R. 214-17 ;

Vu l'arrêté du 25 octobre 1982 modifié relatif à l'élevage, la garde et la détention des animaux ;

Vu l'arrêté du 21 novembre 1997 définissant deux catégories d'établissements autres que les établissements d'élevage, de vente et de transit des espèces de gibier dont la chasse est autorisée, détenant des animaux d'espèces non domestiques ;

**Arrêté du 10 août 2004** du Ministère de l'écologie et du développement durable, fixant les règles générales de fonctionnement des installations d'élevage d'agrément d'animaux d'espèces non domestiques.

Adresse URL : <http://www.legifrance.gouv.fr/> (en ligne, consultée le 5 décembre 2007)

<http://www.legifrance.gouv.fr/WAspad/UnTexteDeJorf?numjo=DEVN0430297A#>

- Code de la Santé Publique – Nouvelle Partie Législative

Cinquième partie : Produits de santé

Livre Ier : Produits pharmaceutiques

Titre IV : Médicaments vétérinaires

Chapitre III : Préparation extemporanée et vente au détail

**Article L. 5143-4**, modifié par l'Ordonnance n° 2001-313 du 11 avril 2001 art. 12 du J.O. du 14 avril 2001, puis par l'Ordonnance n° 2007-613 du 26 avril 2007 art. 45 du J.O. du 27 avril 2007, transposition des dispositions de la directive 81/851 CEE sur la prescription des médicaments vétérinaires et le principe de la Cascade.

Adresse URL : <http://www.legifrance.gouv.fr/> (en ligne, consultée le 5 décembre 2007)

<http://www.legifrance.gouv.fr/WAspad/UnArticleDeCode?commun=CSANPU&art=L5143-4>

## **ANNEXES**





**Annexe 1 : Classification des Oiseaux** (d'après Bellangeon M. – 1998 ; Bulliot C. – 2004 ; Dossenbach M. et J. D. – 1981)

| <b>Classe</b>  | <b>Ordre</b>  | <b>Exemples de Famille</b>              | <b>Exemples d'espèces</b>   |
|--|---|---|---|
| <b>Oiseaux</b><br>(Aves)<br><br>(Linné, 1758)              | <b>Ansériformes</b><br>(~ 150 espèces)<br>(Wagler, 1831)      | Anatidés                                | Canard, oie, cygne, ...   |
|  | <b>Columbiformes</b><br>(~ 300 espèces)<br>(Latham, 1790)     | Colombidés                              | Pigeon, colombe, tourterelle,...  |
|  | <b>Coraciiformes</b><br>(~ 200 espèces)                       | Bucerotidés                             | Calaos,...  |
|  |   | Alcédinidés                             | Martins pêcheurs,...  |
|  | <b>Cuculiformes</b><br>(~ 150 espèces)                        | Musophagidés                            | Touracos,...  |
|  | <b>Galliformes</b><br>(~ 250 espèces)                         | Phasiamidés                             | Caille de Chine, faisan, paon, poule,...  |
|  | <b>Laprimulgiformes</b>                                       | Trochilidés                             | Colibris,...  |
|  | <b>Passériformes *</b><br>(~ 4000 espèces)<br>(Linné, 1758)   | Fringilidés                             | Sous-famille des Pitylinés (Cardinaux, Evêques,...) ;<br>Fringillinés (Canaris, Tarins,...) ; Emberizinés (Bruants,...) |
|  |   | Estrilidés                              | Padda, bec d'argent, diamants bungali, moineau du Japon,...   |
|  |   | Sturnidés                               | Sous-famille des Graculinés (Mainates, Merles métalliques) ;<br>Sturninés (Mainate commun, Martins)                     |
|  | <b>Piciformes</b><br>(~ 400 espèces)<br>(Meyer et Wolf, 1810) | Picidés                                 | Pics,...  |
|  |   | Capitonidés                             | Barbus,...  |
| Ramphastidés   |   | Toucans,...                             |   |
| <b>Psittaciformes</b><br>(~ 350 espèces)<br>(Wagler, 1830) | Psittacidés   | Perroquets, perruches, inséparables,... |   |

**\* Autres familles de l'Ordre des Passériformes :**

- Pipridés (ex. : les Manakins) ;
- Cotingidés (ex. : le Coq de Roche) ;
- Muscicapidés (ex. : les Gobe-mouches) ;
- Sylvidés (ex. : le Rossignol d'Amérique) ;
- Turdidés (ex. : le Shamah) ;
- Mimidés (ex. : les Moqueurs) ;
- Timalidés (ex. : le Rossignol du Japon) ;
- Pycnonotidés (ex. : les Bulbuls) ;
- Nectariniidés (ex. : les Soui-Mangas) ;
- Zosteropidés (ex. : les Zosterops) ;
- Coerebidés (ex. : les Guits-Guits) ;
- Tanagridés (ex. : les Tangaras) ;
- Plocéidés (Sous famille des Bubalornithinés dont l'Alecto ; Passérinés dont les Moineaux Dorés ; Plocéinés dont les Tisserins ; Euplectinés dont les Travailleurs et les Fausses-veuves ; Viduinés dont les Vraies Veuves ; Estrildinés dont les Estrildés comme le bengalis et les Diamants) ;
- Ictéridés (ex. : les Cassiques, Carouges, Troupiales) ;
- Paradisidés (ex. : les Paradisiers) ;
- Corvidés.

**Annexe 2 : Classification des Reptiles (d'après Schilliger L. – 2004 ; Bour R. et al. – 2002 ; Guibé J. – 1970)**

\* Source : EMBL Reptile Database

| CLASSE                      |  | REPTILIA (ou Sauropsida)<br>(Lyonnet, 1745)                 |  |  |  |  |   |  |   |   |  |                                   |  |                         |  |                                |
|-----------------------------|--|---|--|--|--|--|---|--|---|---|--|-----------------------------------|--|-------------------------|--|--------------------------------|
| SOUS-CLASSES                |  | ARCHOSAURIA   |  |  |  |  | LEPIDOSAURIA  |  |   |   |  |                                   |  |                         |  |                                |
| ORDRES                      |  | CHELONIA<br>(Brongniart, 1800)                              |  |  |  |  | SQUAMATA<br>(Oppel, 1811)                                     |  |   |   |  | RYNCHOCEPHALIA<br>(Günther, 1867) |  |                         |  |                                |
| Sous-ordres                 |  | Pleurodira<br>(Cope, 1864)                                  |  | Cryptodira<br>(Cope, 1868)   |  |  | Sauria<br>(Brongniart, 1800)                                  |  | Ophidia<br>(Brongniart, 1800)   |   |  | Amphisbaenia<br>(Gray, 1844)      |  |                         |  |                                |
| Infra-ordres                |  |   |  | Geomydidae<br>(Theobald, 1868)<br>Testudinidae<br>(Batsch, 1788)<br>Chelydridae<br>(Gray, 1831)<br>Dermatemydidae<br>(Gray, 1870)<br>Trionychidae<br>(Fitzinger, 1826)<br>Carettochelydidae<br>(Boulenger, 1887)<br>Cheloniidae<br>(Oppel, 1811)<br>Dermochelydidae<br>(Fitzinger, 1843)<br>Emydidae<br>(Rafinesque, 1815)<br>Kinosternidae<br>(Agassiz, 1857)<br>Platysternidae<br>(Gray, 1869) |  |  | Iguania<br>(Latreille, 1825)                                  |  | Gekkota   |   | Anguimorpha  |                                   | Caenophidia<br>(Colubroidea)   | Henophidia<br>(Booidea) | Scoleophidia<br>(Cope, 1864)                 |                                |
| Familles                    |  | Alligatorinae<br>Crocodylinae<br>Gavialinae<br>Tomistaminae |  | Pelomedusidae<br>(Cope, 1868)<br>Chelidae<br>(Gray, 1825)<br>Podocnemididae<br>(Cope, 1868)  |  |  | Lacertidae<br>Cordylidae<br>Teiidae<br>Scincidae<br>Dibamidae |  | Anguidae<br>Anniellidae<br>Xenosauridae<br>Helodermatidae<br>Lanthanotidae<br>Varanidae |   | Viperidae<br>(Oppel, 1811)<br>Hydrophiidae<br>(Smith, 1926)<br>Elapidae<br>(Boie, 1827)<br>Colubridae<br>(Oppel, 1811)<br>Acrochordidae<br>(Bonaparte, 1831) |                                   | Boïdae<br>(Gray, 1825)<br>Xénopeptidae<br>(Bonaparte, 1845)<br>Aniliidae<br>(Stejneger, 1907)<br>Uropeltidae<br>(Müller, 1832) |                         | Amphisbaenidae<br>Trogonophidae<br>Bipedidae | Sphenodontidae<br>(Cope, 1870) |
| Nombres d'espèces connues * |  | 23  |  | 305  |  |  | 4713  |  | 2955  |   | 165  | 2                                 |  |                         |  |                                |
| Noms communs                |  | Tortues pleurodirées<br>Tortues cryptodirées                |  | Lézards  |  |  | Serpents  |  | Amphibesténiens<br>(Lézards vermiformes)  | Tuatara des Mooris<br>( <i>Sphenodon punctatus</i> )<br>de Nouvelle-Zélande |  |                                   |  |                         |  |                                |

**Annexe 3 : Espèces domestiques et espèces non domestiques –  
Circulaire de la Direction de la Nature et du Paysage du 28 octobre 1994**

**INSTRUCTION NP/94/6 DU 28 OCTOBRE 1994**

Le MINISTRE DE L'ENVIRONNEMENT  
à  
Mesdames et Messieurs les PREFETS

Objet : Mise en oeuvre des mesures d'application des dispositions du titre 1er du livre II (Protection de la Nature) du code rural

Le titre 1er du livre II du code rural prévoit diverses mesures applicables aux animaux d'espèces non domestiques.

Les articles R.211-5 et R.213-5 du code rural considèrent comme appartenant à des espèces non domestiques, les animaux n'ayant pas subi de modification par sélection de la part de l'homme.

A l'opposé les espèces domestiques ont fait l'objet d'une pression de sélection continue et constante. Cette pression a abouti à la formation d'un groupe d'animaux qui a acquis des caractères stables, génétiquement héréditaires.

Le fait qu'un animal d'espèce non domestique soit né libre ou captif et le temps qu'il a passé en captivité sont sans influence sur son caractère non domestique : tout au plus peut-on parler d'un animal d'espèce sauvage, apprivoisé ou tenu en captivité (article 276 du code rural et articles 511-1 et R.653-1, R.654-1 et R.655-1 du code pénal).

Sur le fondement des critères rappelés ci-dessus, doivent être considérées comme domestiques les espèces, races et variétés énumérées dans l'annexe jointe à la présente instruction ainsi que les métis et hybrides obtenus entre elles. Elles sont donc exclues du champ d'application des articles du titre 1er du livre II du code rural.

En conséquence :

- les procédures relatives aux espèces protégées, à quelque titre que ce soit, ne leur sont pas applicables,
- lorsqu'un établissement d'élevage, de location, de transit et de vente, ou de présentation au public ne détient que des spécimens de ces espèces, races ou variétés, il n'est pas soumis à autorisation d'ouverture et son responsable n'a pas à être titulaire d'un certificat de capacité pour l'entretien de ces animaux.

Vous voudrez bien me rendre compte de toute difficulté d'application de la présente instruction.

Pour le Directeur de la Nature et des Paysages  
L'Ingénieur du Génie Rural des Eaux et des Forêts  
J.J. LAFFITTE

**Annexe 4 : Espèces domestiques et espèces non domestiques –  
Extrait de l'Annexe à la Circulaire de la Direction de la Nature et du Paysage du  
28 octobre 1994**

**ANNEXE  
DE L'INSTRUCTION NP/94/6 DU 28 OCTOBRE 1994**

Espèces races et variétés d'animaux domestiques au sens des articles R.211-5 et R.213-5 du code rural

Oiseaux -

ANSERIFORMES

ANATIDES

- le Cygne dit "polonais" (*Cygnus "immutabilis"*), variété de couleur du Cygne tuberculé ou Cygne muet (*Cygnus olor*).
- la variété argentée du Cygne noir (*Cygnus atratus*)
- les Oies de Chine et de "Guinée", variétés domestiques de l'Oie cygnoïde (*Anser cygnoides*)
- les races et variétés domestiques de l'Oie cendrée (*Anser anser*)
- les variétés blanche et blonde de l'Oie d'Egypte (*Alopochen aegyptiacus*)
- les races et variétés domestiques du Canard colvert (*Anas platyrhynchos*)
- les variétés bleue et noire du Canard ou Sarcelle de Laysan (*Anas platyrhynchos laysanensis*)
- la variété argentée du Canard ou Pilet des Bahamas (*Anas bahamensis*)
- les variétés blonde et blanche du Canard carolin (*Aix sponsa*)
- la variété blanche du Canard mandarin (*Aix galericulata*)
- les races et variétés domestiques dites Canards de Barbarie, du Canard musqué (*Cairina moschata*)

GALLIFORMES

PHASIANIDES

- les variétés domestiques de la Caille du Japon (*Coturnix coturnix japonica*)
- les variétés domestiques de la Caille peinte de Chine (*Excalfactoria chinensis*)
- les races et variétés domestiques du Coq bankiva (*Gallus gallus*)
- la variété lavande du Coq de Sonnerat (*Gallus sonnerati*)
- les variétés domestiques du Paon ordinaire au Paon bleu (*Pavo cristatus*) :
  - le Paon blanc
  - le Paon panaché ou pie
  - le Paon nigripenne (= mutation "nigripennis")
- la variété blanche. du Paon spicifère (*Pavo muticus*)
- le Paon de Spalding, hybride entre le Paon nigripenne et le Paon spicifère
- les variétés domestiques du Faisan ordinaire (*Phasianus colchicus*) notamment :
  - le Faisan obscur (= mutation "tenebrosus")
  - le Faisan blanc
  - le Faisan pie ou panaché
  - le Faisan de Bohême
  - les variétés gris cendré, fauve, isabelle, diluée, etc...
  - les formes géantes
- les variétés domestiques du Faisan doré (*Chrysolophus pictus*) :
  - le Faisan doré charbonnier (= mutation "obscurus")
  - le Faisan doré jaune (= mutation "luteus")
  - le Faisan doré saumoné ou isabelle (= forme "infuscatus")
  - le Faisan doré cannelle

## NUMIDIDES

- les races et variétés domestiques de la Pintade à casque d'Afrique occidentale (*Numida meleagris galeata*)

## MELEAGRIDIDES

- les races et variétés domestiques du Dindon mexicain (*Meleagris gallopavo gallopavo*)

## COLUMBIFORMES

### COLUMBIDES

- les races et variétés domestiques du Pigeon biset (*Columba livia*)
- les variétés domestiques, constituant la Tourterelle domestique au Tourterelle rieuse (*Streptopelia "risoria"*), de la Tourterelle rose et grise (*Streptopelia roseogrisea*)
- les variétés domestiques de la Colombe diamant (*Geopelia cuneata*)

## PSITTACIFORMES

### PSITTACIDES

- les variétés domestiques de la Perruche ondulée (*Melopsittacus undulatus*)
- les variétés domestiques des espèces suivantes :
- la Perruche calopsitte (*Nymphicus hollandicus*)
- la Perruche omnicolore (*Platycercus e. eximius*)
- la Perruche de Pennant (*Platycercus elegans*)
- la Perruche de Stanley (*Platycercus icterotis*)
- la Perruche paliceps (*Platycercus adscitus*)
- la Perruche à croupion rouge (*Psephotus h. haematonotus*)
- la Perruche à bandeau rouge ou Kakariki à front rouge (*Cyanoramphus n. novaezelandiae*) • la Perruche à tête d'or au Kakariki à front jaune (*Cyanoramphus auriceps*)
- la Perruche de Bourke (*Neophema bourkii*)
- la Perruche élégante (*Neophema elegans*)
- la Perruche d'Edwards ou Perruche turquoise (*Neophema pulchella*)
- la Perruche splendide (*Neophema splendida*)
- l'Inséparable à face rose (*Agapornis roseicollis*)
- l'Inséparable de Fischer (*Agapornis fischeri*)
- l'Inséparable masquée ou à tête noire (*Agapornis personata*)
- l'Inséparable de Liliane (*Agapornis lilianae*)
- l'Inséparable nigrigenis (*Agapornis nigrigenis*)
- la Perruche à collier d'Afrique (*Psittacula K. krameri*)
- la Perruche à collier de l'Inde (*Psittacula K. manillensis*)
- la Perruche tête de prune (*Psittacula cyanocephala*)
- la Perruche grande alexandre (*Psittacula eupatria*)
- la Perruche moustache (*Psittacula alexandri*)
- la Perruche souris (*Myopsitta m. monachus*)
- la Perruche rayée ou Perruche Catherine (*Bolborhynchus l. lineola*)
- la Perruche à calotte bleue ou Perruche princesse de Galles (*Polytelis alexandrae*)
- la Perruche mélanure (*Polytelis anthopeplus*)
- la Perruche Barnard (*Barnardius banardi*)
- la Perruche Port-Lincoln (*Barnardius zonarius*)
- la Perruche à collier jaune ou Perruche vingt-huit (*Barnardius zonarius semitorquatus*)
- la Perruche à croupion bleu ou Perruche royale australienne (*Alisterus scapularis*)
- la Perruche céleste (*Forpus coelestis*)

## PASSERIFORMES

### FRINGILIDES

- les races et variétés domestiques, dites Canaris, du Serin des Canaries (*Serinus canaria*)

#### ESTRELIDES

- les variétés domestiques, constituant le Moineau du Japon (*Lonchura "domestica"*) du Domino (*Lonchura striata*)
- les variétés domestiques des espèces suivantes :
  - le Diamant mandarin d'Australie (*Poephila (Taeniopygia) guttata castanotis*)
  - le Diamant de Gould (*Chloebia (Poephila) gouldiae*)
  - le Diamant modeste (*Aidemosyne modesta*)
  - le Diamant à gouttelettes (*Emblema (Staganopleura) guttata*)
  - le Diamant à queue rousse (*Neochima (Poephila) ruficauda*)
  - le Diamant à longue queue (*Poephila acuticauda*)
  - le Diamant à bavette (*Poephila cincta*)
  - le Diamant de Kittlitz ou Diamant tricolore (*Erythrura trichroa*)
  - le Diamant psittaculaire ou Pape de Noumea (*Erythrura psittacea*)
  - le Bec de plomb (*Lonchura m. malabarica*)
  - le Bec d'argent (*Lonchura m. cantans*)
  - le Padda ou Calfat (*Padda orysivora*)
  - le Cou-coupé (*Amadina fasciata*)

#### PLOCEIDES

- les variétés domestiques des espèces suivantes :
  - Moineau domestique (*Passer domesticus*)
  - le Moineau friquet (*Passer montanus*)

#### STURNIDES

- les variétés domestiques de l'Etourneau vulgaire ou Etourneau sansonnet (*Sturnus vulgaris*)

## **Annexe 5 : Espèces domestiques et espèces non domestiques – Arrêté du 11 août 2006**

### **Décrets, arrêtés, circulaires Textes généraux Ministère de l'écologie et du développement durable**

Arrêté du 11 août 2006, paru au J.O. n° 233 du 7 octobre 2006 page 14920 texte n° 45,  
fixant la liste des espèces, races ou variétés d'animaux domestiques.

NOR: DEVN0650509A

Le ministre de l'agriculture et de la pêche et la ministre de l'écologie et du développement durable,

Vu le code de l'environnement, et notamment ses articles L. 411-1 à L. 413-5, R. 411-5 et R. 413-8 ;

Vu l'avis du Conseil national de la protection de la nature en date du 15 juin 2006, Arrêtent :

#### Article 1

Pour l'application des articles R. 411-5 et R. 413-8 susvisés du code de l'environnement, sont considérés comme des animaux domestiques les animaux appartenant à des populations animales sélectionnées ou dont les deux parents appartiennent à des populations animales sélectionnées.

On appelle population animale sélectionnée une population d'animaux qui se différencie des populations génétiquement les plus proches par un ensemble de caractéristiques identifiables et héréditaires qui sont la conséquence d'une politique de gestion spécifique et raisonnée des accouplements.

Une espèce domestique est une espèce dont tous les représentants appartiennent à des populations animales sélectionnées ou sont issus de parents appartenant à des populations animales sélectionnées.

Une race domestique est une population animale sélectionnée constituée d'un ensemble d'animaux d'une même espèce présentant entre eux suffisamment de caractères héréditaires communs dont l'énumération et l'indication de leur intensité moyenne d'expression dans l'ensemble considéré définit le modèle.

Une variété domestique est une population animale sélectionnée constituée d'une fraction des animaux d'une espèce ou d'une race que des traitements particuliers de sélection ont eu pour effet de distinguer des autres animaux de l'espèce ou de la race par un petit nombre de caractères dont l'énumération définit le modèle.

#### Article 2

Les espèces, races et variétés domestiques visées à l'article 1er sont énumérées en annexe au présent arrêté.

#### Article 3

Le directeur de la nature et des paysages et le directeur général de l'alimentation sont chargés, chacun en ce qui le concerne, de l'exécution du présent arrêté, qui sera publié au Journal officiel de la République française.

Fait à Paris, le 11 août 2006.

La ministre de l'écologie et du développement durable,

Pour la ministre et par délégation :

Le directeur de la nature et des paysages, J.-M. Michel

Le ministre de l'agriculture et de la pêche,

Pour le ministre et par délégation :

Le directeur général de l'alimentation, J.-M. Bournigal

## **Annexe 6 : Espèces domestiques et espèces non domestiques – Extrait de l'Annexe à l'Arrêté du 11 août 2006**

### ESPÈCES, RACES ET VARIÉTÉS D'ANIMAUX DOMESTIQUES AU SENS DES ARTICLES R. 411-5 ET R. 413-8 DU CODE DE L'ENVIRONNEMENT

#### Avertissement

Pour la taxonomie, les références bibliographiques sont :

- pour les mammifères : Mammal Species of the World de Wilson et Reeder, édition de 1993 ;
- pour les oiseaux : The Howard and Moore complete Checklist of the Birds of the World de Howard et Moore, édition de 2003 ;
- pour les amphibiens : The completely illustrated Atlas of Reptiles and Amphibians for the Terrarium de Obst, Richter et Jacob, édition de 1988 ;
- pour les poissons : Encyclopédie illustrée des poissons de Frank, édition de 1979 ;
- pour les insectes : Les Insectes d'Europe de Chinery, édition de 1976.

Lorsqu'une espèce, dans sa totalité, est domestique, celle-ci est citée sans préciser le nom de ses diverses races et variétés. Lorsque, au sein d'une espèce dont il existe des représentants non domestiques, les races et variétés domestiques sont nombreuses celles-ci ne sont pas énumérées. Seules sont énumérées, lorsqu'elles sont peu nombreuses, les races et variétés domestiques sélectionnées au sein d'une espèce dont il existe des représentants non domestiques.

[...]

### **Oiseaux**

#### **Galliformes :**

##### Phasianidés :

- les variétés domestiques de la caille du Japon (*Coturnix japonica*) ;
- les variétés domestiques de la caille peinte de Chine (*Coturnix chinensis*) ;
- les races et variétés domestiques du coq bankiva (*Gallus gallus*) ;
- la variété lavande du coq de Sonnerat (*Gallus sonneratii*) ;
- les variétés domestiques du paon ordinaire ou paon bleu (*Pavo cristatus*) :
  - le paon blanc ;
  - le paon panaché ou pie ;
  - le paon nigripenne ;
  - la variété blanche du paon spicifère (*Pavo muticus*) ;
- les variétés domestiques du faisan ordinaire (*Phasianus colchicus*) notamment :
  - le faisan blanc ;
  - le faisan pie ou panaché ;
  - le faisan de Bohême ;
  - les variétés gris cendré, fauve, isabelle, diluée ;
  - les formes géantes ;
- les variétés domestiques du faisan doré (*Chrysolophus pictus*) :
  - le faisan doré charbonnier (mutation « *obscurus* ») ;
  - le faisan doré jaune (mutation « *luteus* ») ;
  - le faisan doré saumoné ou isabelle (forme « *infuscatus* ») ;
  - le faisan doré cannelle ;



- les races et variétés domestiques de la pintade à casque d'Afrique occidentale (*Numida meleagris galeatus*) ;
- les races et variétés domestiques du dindon mexicain (*Meleagris gallopavo gallopavo*).

### **Ansériformes :**

#### Anatidés :

- le cygne dit « polonais » (*Cygnus « immutabilis »*), variété de couleur du cygne tuberculé ou cygne muet (*Cygnus olor*) ;
- la variété argentée du cygne noir (*Cygnus atratus*) ;
- les oies de Chine et de « Guinée », variétés domestiques de l'oie cygnoïde (*Anser cygnoides*) ;
- les races et variétés domestiques de l'oie cendrée (*Anser anser*) ;
- les variétés blanche et blonde de l'oie d'Égypte (*Alopochen aegyptiaca*) ;
- les races et variétés domestiques du canard colvert (*Anas platyrhynchos*) ;
- les variétés bleue et noire du canard ou sarcelle de Laysan (*Anas laysanensis*) ;
- la variété argentée du canard ou pilet des Bahamas (*Anas bahamensis*) ;
- les variétés blonde et blanche du canard carolin (*Aix sponsa*) ;
- la variété blanche du canard mandarin (*Aix galericulata*) ;
- les races et variétés domestiques dites canards de Barbarie, du canard musqué (*Cairina moschata*).

### **Columbiformes :**

#### Columbidés :

- les races et variétés domestiques du pigeon biset (*Columba livia*) ; - les variétés domestiques, constituant la tourterelle domestique ou tourterelle rieuse (*Streptopelia « risoria »*), de la tourterelle rose et grise (*Streptopelia roseogrisea*) ;
- les variétés domestiques de la colombe diamant (*Geopelia cuneata*).

### **Psittaciformes :**

#### Psittacidés :

- les variétés domestiques de la perruche ondulée (*Melopsittacus undulatus*) ;
- les variétés pastel, cinnamon, lutino, opaline de la perruche omnicolore (*Platyercus eximius eximius*) ;
- les variétés bleue, jaune, cinnamon de la perruche de Pennant (*Platyercus elegans*) ;
- la variété cinnamon de la perruche pallicept (*Platyercus adscitus*) ;
- les variétés cinnamon, lutino, vert de mer, opaline de la perruche à croupion rouge (*Psephotus haematonotus haematonotus*) ;
- les variétés cinnamon, panaché, jaune aux yeux noirs, lutino, ailes en dentelles (lacewing) de la perruche à bandeau rouge ou kakariki à front rouge (*Cyanoramphus novaezelandiae novaezelandiae*) ;
- les variétés cinnamon, panaché, lutino, ailes en dentelles (lacewing) de la perruche à tête d'or ou kakariki à front jaune (*Cyanoramphus auriceps*) ;
- les variétés opaline (rose), jaune, fallow, ino, isabelle de la perruche de Bourke (*Neopsephotus bourkii*) ;
- les variétés foncée, lutino, panaché, cinnamon de la perruche élégante (*Neophema elegans*) ;
- les variétés foncée, ventre rouge, poitrine et ventre rouges, jaune, opaline, grise de la perruche d'Edwards ou perruche turquoisine (*Neophema pulchella*) ;

- les variétés bleu de mer, bleue à poitrine blanche, ino, ventre rouge, cinnamon, grise de la perruche splendide (*Neophema splendida*) ;
- les variétés domestiques de l'inséparable à face rose (*Agapornis roseicollis*) ;
- les variétés domestiques de l'inséparable de Fischer (*Agapornis fischeri*) ;
- les variétés domestiques de l'inséparable masqué ou à tête noire (*Agapornis personatus*) ;
- la variété lutino de l'inséparable de Liliane (*Agapornis lilianae*) ;
- les variétés foncée, bleue, violet de l'inséparable nigrigenis (*Agapornis nigrigenis*) ;
- les variétés domestiques de la perruche à collier d'Asie (*Psittacula krameri manillensis*) ;
- les variétés foncée et panachée de la perruche tête de prune (*Psittacula cyanocephala*) ;
- les variétés grise, lutino, albino de la perruche grande alexandre (*Psittacula eupatria*) ;
- les variétés bleue, lutino, albino de la perruche souris (*Myiopsitta monachus monachus*) ;
- les variétés vert foncé, bleue, foncé bleue, lutino, albino de la perruche rayée ou perruche catherine (*Bolborhynchus lineola lineola*) ;
- les variétés bleue, lutino, albino (bleue et lutino) de la perruche à calotte bleue ou perruche princesse de Galles (*Polytelis alexandrae*) ;
- les variétés bleue et ino de la perruche de Barnard (*Barnardius zonarius barnardi*) ;
- la variété bleue de la perruche à collier jaune ou perruche vingt-huit (*Barnardius zonarius semitorquatus*) ;
- les variétés bleue, fallow, lutino, albino, cinnamon de la perruche céleste (*Forpus coelestis*) ;
- les variétés bleue et cinnamon de la conure de molina (*Pyrrhura molinae*) ;
- les variétés domestiques de la perruche calopsitte (*Nymphicus hollandicus*).

## **Passériformes :**

### Corvidés :

- la variété opale du geai des chênes (*Garrulus glandarius*).

### Sturnidés :

- la variété brune de l'étourneau sansonnet (*Sturnus vulgaris*).

### Turdidés :

- les variétés albino, blanche du merle noir (*Turdus merula*) ;
- les variétés brune, albino, satinée de la grive musicienne (*Turdus philomelos*).

### Passeridés :

- les variétés brune, phaeo, agate, opale, blanche, albino, lutino ivoire, satinée, brune pastel du moineau domestique (*Passer domesticus*) ;
- les variétés brune, opale, brune opale du moineau friquet (*Passer montanus*).

### Estrildidés :

- les variétés domestiques constituant le moineau du Japon (*Lonchura « domestica »*) du domino (*Lonchura striata*) ;
- les variétés domestiques du diamant mandarin (*Taeniopygia guttata castanotis*) ;
- les variétés domestiques du diamant de Gould (*Erythrura gouldiae*) ;
- les variétés brune et isabelle du diamant modeste (*Neochemia modesta*) ;
- les variétés brune, à bec jaune, pastel et argenté du diamant à goutelettes (*Stagonopleura guttata*) ;


- les variétés à masque jaune et pastel du diamant à queue rousse (*Neochmia ruficauda*) ;
- les variétés brune, isabelle, crème ino du diamant à longue queue (*Poephila acuticauda*) ;
- la variété crème ino du diamant à bavette (*Poephila cincta*) ;
- la variété lutino du diamant de Kittlitz (*Erythrura trichroa*) ;
- la variété bleue du diamant psittaculaire ou pape de Nouméa (*Erythrura psittacea*) ;
- les variétés brune, opale, et grise du bec de plomb (*Lonchura malabarica*) ;
- les variétés brune, pastel, ventre noir et crème ino du bec d'argent (*Lonchura cantans*) ;
- les variétés blanche, brune, opale et pastel du padda ou calfat (*Lonchura oryzivora*) ;
- les variétés blanche, brune, collier jaune du cou-coupé (*Amadina fasciata*).

#### Fringillidés :

- les races et variétés domestiques, dites « canaris » du serin des Canaries (*Serinus canaria*) ;
- les variétés brune et phéo du roselin du Mexique (*Carpodacus mexicanus*) ;
- les variétés brune, agate et lutino du verdier de Chine (*Carduelis sinica*) ;
- les variétés brune, agate et lutino du verdier de l'Himalaya (*Carduelis spinoïdes*) ;
- les variétés brune et pastel du tarin rouge du Venezuela (*Carduelis cucullata*) ;
- les variétés brune, agate, isabelle, vert dilué, vert double dilué, brune diluée, brune double diluée, agate diluée, agate double diluée, isabelle diluée et isabelle double diluée du tarin des aulnes (*Carduelis spinus*) ;
- les variétés brune, agate, isabelle, pastel, brun pastel du sizerin flammé (*Carduelis flammea*) ;
- les variétés blanche, brune, agate, pastel, isabelle et satiné du chardonneret élégant (*Carduelis carduelis*) ;
- les variétés isabelle, agate, brune, isabelle satiné, lutino du verdier (*Carduelis chloris*) ;
- les variétés pastel, brune, brun pastel du bouvreuil (*Pyrrhula pyrrhula*) ;
- les variétés brune, agate, opale du pinson des arbres (*Fringilla coelebs*).



**Annexe 7 : Formulaire de notification téléphonique d'effet indésirable de médicament vétérinaire (C.P.V.L.)**

|   |   |                                  |
|---|---|----------------------------------|
| <b>Formulaire de notification téléphonique d'effet indésirable de médicament vétérinaire</b>                                    | <b>N° dossier</b>   | <b>CPVL</b>                      |
| CPVL<br>1 av Bourgelat 69280 MARCY L'ETOILE<br>tél : 04-78-87-10-40<br>fax : 04-78-87-45-85<br>cpvl@vet-lyon.fr<br><br>01/02/07 |  | Nom du répondeur<br>Signature    |
|   |   | Date et heure de la notification |

| Réservé aux permanents du CPVL   |                                 |  |                                |
|--|---------------------------------|--|--------------------------------|
| <input type="checkbox"/> EI animal <input type="checkbox"/> EI homme <input type="checkbox"/> Manque efficacité <input type="checkbox"/> Résidus <input type="checkbox"/> Environnement <input type="checkbox"/> Autre (ACS/R) |                                 |  |                                |
| <input type="checkbox"/> Cas grave   |                                 | <input type="checkbox"/> Cas humain avec symptômes |                                |
| AQ : date  |                                 | visa   |                                |
| Informativité  | <input type="checkbox"/> faible | <input type="checkbox"/> moyenne                   | <input type="checkbox"/> bonne |
| Date envoi notification écrite   |                                 | Nom  | Visa                           |
| Date retour notification écrite  |                                 | Nom  | Visa                           |
| Date de la saisie  |                                 | Nom  | Visa                           |
| Date de conclusion   |                                 | Nom  | Visa                           |
| Date de validation   |                                 | Nom  | Visa                           |
| Date envoi firme(s)  |                                 | Nom  | Visa                           |
| Date envoi ANMV  |                                 | Nom  | Visa                           |
| Date envoi courrier conclusion   |                                 | Nom  | Visa                           |

| Notificateur   |   |
|--|---|
| <input type="checkbox"/> vétérinaire <input type="checkbox"/> pharmacien <input type="checkbox"/> propriétaire <input type="checkbox"/> CAP humain <input type="checkbox"/> autres : |   |
| nom :  |   |
| adresse :  |   |
| CP / ville :   |   |
| téléphone :  | fax :                                       |
| mail :   |   |
| Propriétaire   |   |
| nom(3 premières lettres)                    [ ][ ]   | code postal                    [ ][ ][ ][ ] |
| Autres intervenants (nom, ville, qualité)  |   |
| LDV, DSV, autre vétérinaire, expert...   |   |

| Récapitulatif |   |   |   |   |
|---------------|---|---|---|---|
| Espèce        |   |   |   |   |
| Médicaments   | 1 | 2 | 3 | 4 |
| Commentaires  |   |   |   |   |

N° dossier CPVL

**Animaux ou lot montrant des effets indésirables**

| espèce | race | sexe | âge | poids | nb traités | nb atteints | nb morts |
|--------|------|------|-----|-------|------------|-------------|----------|
|        |      |      |     |       |            |             |          |

observations (élevage, alimentation, entretien)

**Personne exposée**nom (3 lettres)    département   âge : sexe : poids :

N° dossier profession (si en rapport avec animal) :

Circonstances d'exposition  accidentel  tentative de suicide  contact avec animal traité  autres:

Observations (traitement en cours, état de santé...)

**Médicaments suspectés**

Diagnostic, symptômes de la maladie avant traitement

Traitement  accidentel  préventif  curatif :Etat de santé avant administration  inconnu  bon  correct  moyen  mauvais

| Médicaments administrés   | 1 | 2 | 3 | 4 |
|---|---|---|---|---|
| nom déposé  |   |   |   |   |
| présentation  |   |   |   |   |
| firme   |   |   |   |   |
| composition (si pas dans DMV)                                   |   |   |   |   |
| n° AMM  |   |   |   |   |
| n°lot / date de péremption                                      |   |   |   |   |
| administrés par ?   |   |   |   |   |
| voie/site d'administration                                      |   |   |   |   |
| posologie (dose, fréquence)                                     |   |   |   |   |
| date (heure) début traitement                                   |   |   |   |   |
| date (heure) fin traitement ou durée traitement                 |   |   |   |   |
| arrêt du médicament?(oui/non)<br>si oui, régression des signes? |   |   |   |   |
| administré auparavant ? date?<br>effet indésirable noté :       |   |   |   |   |

**Réservé aux permanents du CPVL**

Date d'imputation :

Nom :

Visa :

|  |  |  |  |  |
|--|--|--|--|--|
| type of use  |  |  |  |  |
| dose (O/C/L/?)   |  |  |  |  |
| délai  |  |  |  |  |
| chronologie (H/C/P/?)  |  |  |  |  |
| clinique (H/C/P/?)   |  |  |  |  |
| réadministration (+/N/-)   |  |  |  |  |
| bibliographie (L/C/S/N)  |  |  |  |  |
| autre explication (N/P/S/C)  |  |  |  |  |
| imputation Sentinel (A/B/O/N)  |  |  |  |  |
| Commentaires<br>E : espèce non indiquée<br>V : voie non indiquée<br>U : usage non indiqué<br>O : surdosage/facteur de risque |  |  |  |  |

N° dossier

CPVL

**Effet indésirable**

Brouillon :

**Date**, heure d'apparition de l'effet indésirable :

Description

Codage des symptômes (réservé  
au personnel du CPVL)

Réponse donnée au notificateur (source) :

Main symptom

Traitement mis en oeuvre à l'apparition des signes inattendus

Investigation concernant d'autres hypothèses

**Rappel téléphonique**

Date

Nom



**Evolution****Si réaction animale :**Uniquement si évolution connue :  favorable  non favorable **durée de la réaction :**

|              | morts | euthanasiés | vivants avec<br>séquelles | guéris<br>spontanément | guéris avec traitement |
|--------------|-------|-------------|---------------------------|------------------------|------------------------|
| nb d'animaux |       |             |                           |                        |                        |
| date         |       |             |                           |                        |                        |

**Si réaction humaine :** **durée :** guérison sans séquelles  guérison avec séquelles  décès  sujet non encore rétabli**Cadre réservé aux permanents du CPVL****Réimputation et interprétation après réception de la fiche de notification écrite****Date de réimputation :**

Nom :

Visa :

| Médicament                   | 1 | 2 | 3 | 4 |
|------------------------------|---|---|---|---|
| Nom déposé                   |   |   |   |   |
| type of use                  |   |   |   |   |
| dose (O,C,L,?)               |   |   |   |   |
| délai                        |   |   |   |   |
| chronologie (H,C,P,?)        |   |   |   |   |
| clinique (H,C,P,?)           |   |   |   |   |
| réadministration (+,N,-)     |   |   |   |   |
| bibliographie (L,C,S,N)      |   |   |   |   |
| autre explication (N,P,S,C)  |   |   |   |   |
| imputation interne (A,B,O,N) |   |   |   |   |
| commentaires                 |   |   |   |   |

**Date d'interprétation :**

Nom :

Visa :

*Source* *Page*

- Plumb  
 Adams 8e  
 Maddison  
 Booth (Small Anim)  
 Martindale 32e  
 Meyler's 14e  
 Davies's 5e  
 Drug interaction 5e  
 Autre



# Annexe 8 : Fiche de déclaration d'effet indésirable chez l'animal susceptible d'être dû à un médicament vétérinaire (C.P.VL.)



AGENCE  
NATIONALE  
DU  
MÉDICAMENT  
VÉTÉRINAIRE  
PHARMACOVIGILANCE

RÉPUBLIQUE FRANÇAISE

## DÉCLARATION D'EFFET INDÉSIRABLE CHEZ L'ANIMAL SUSCEPTIBLE D'ÊTRE DÛ À UN MÉDICAMENT VÉTÉRINAIRE

Art. R. 5146-41-19 et 20 du Code de la Santé Publique

*Les informations recueillies seront, dans le respect du secret médical, informatisées et communiquées au centre de pharmacovigilance vétérinaire, à l'agence nationale du médicament vétérinaire et à l'exploitant du médicament. Conformément à l'article 27 de la loi n° 78-17 du 6 janvier 1978 relative à l'informatique, aux fichiers et aux libertés, le titulaire de l'autorisation de mise sur le marché s'il est une personne physique, le déclarant et le propriétaire de l'animal disposent d'un droit d'accès et de rectification des données les concernant. Le droit d'accès du propriétaire de l'animal s'exerce auprès du centre de pharmacovigilance vétérinaire auquel a été notifié l'effet indésirable, par l'intermédiaire du déclarant ou de tout vétérinaire ou de tout pharmacien désigné par lui. Le droit d'accès du déclarant s'exerce auprès du centre de pharmacovigilance vétérinaire auquel a été notifié l'effet indésirable, conformément aux dispositions de la loi précitée.*

### RÉFÉRENCES

N° de dossier :  
Date :  
Rapport :

DÉCLARATION A ADRESSER AU  
CENTRE DE  
PHARMACOVIGILANCE  
VÉTÉRINAIRE DE LYON  
ÉCOLE NATIONALE  
VÉTÉRINAIRE  
BP 83  
69280 MARCY L'ÉTOILE

| PROPRIÉTAIRE DE L'ANIMAL TRAITÉ |
|---------------------------------|
| Nom (3 premières lettres)       |
| Prénom (première lettre)        |
| Département de résidence        |

CACHET DU DÉCLARANT

| COORDONNÉES DU DÉCLARANT             |  |
|--------------------------------------|--|
| Nom :                                | Prénom :   |
| Adresse                              |  |
| N° téléphone :                       |  |
| Vétérinaire <input type="checkbox"/> | Pharmacien <input type="checkbox"/> Autre <input type="checkbox"/> |

| ANIMAL(AUX) TRAITÉ(S)  | Nb. d'animaux traités :       | Nb. d'animaux avec signes :      | Nb. d'animaux morts :   |
|--|-------------------------------|----------------------------------|---|
| Espèce :   | Race / type d'élevage :       | Identification / Tatouage :      |   |
| Sexe / physiologie   | Mâle <input type="checkbox"/> | Femelle <input type="checkbox"/> | Gestation <input type="checkbox"/> Castration <input type="checkbox"/> Allaitement <input type="checkbox"/> Autre : |
| Poids (kilos) :  | Age :                         |                                  |   |
| État de santé au moment de l'administration: Bon <input type="checkbox"/> Correct <input type="checkbox"/> Mauvais <input type="checkbox"/> Critique <input type="checkbox"/> Non connu <input type="checkbox"/> |                               |                                  |   |
| Administration à titre: Curatif <input type="checkbox"/> Préventif <input type="checkbox"/> Autres <input type="checkbox"/>  |                               |                                  |   |
| Motif de l'administration (diagnostic / symptômes traités):  |                               |                                  |   |

| MÉDICAMENT(S) ADMINISTRÉ(S)<br>avant effet indésirable | 1 | 2 | 3 | 4 |
|--|---|---|---|---|
| Nom de spécialité                                      |   |   |   |   |
| Forme pharmaceutique                                   |   |   |   |   |
| Principe(s) actif(s)                                   |   |   |   |   |
| Dosage   |   |   |   |   |
| Société (titulaire et/ou exploitant)                   |   |   |   |   |
| Voie/site d'administration                             |   |   |   |   |
| Posologie / schéma vaccinal                            |   |   |   |   |
| Début du traitement (date et heure)                    |   |   |   |   |
| Durée du traitement (ou date de fin)                   |   |   |   |   |
| N° d'AMM   |   |   |   |   |
| N° de lot  |   |   |   |   |
| Date de péremption                                     |   |   |   |   |
| Administré par (vétérinaire, propriétaire, autre)      |   |   |   |   |
| Déjà administré auparavant ? *                         |   |   |   |   |
| Y a-t-il eu réadministration ultérieure ? *            |   |   |   |   |
| Si oui, la réaction est-elle réapparue ? *             |   |   |   |   |

\* (oui, non, ne sait pas)

tsvp

tsvp

| EFFET INDÉSIRABLE       |  | ÉVOLUTION               | Nombre d'animaux | Date |
|-------------------------|--|-------------------------|------------------|------|
| Département de survenue |  | Mort                    |                  |      |
| Date de survenue        |  | Euthanasie              |                  |      |
|                         |  | Guérison sans séquelles |                  |      |
| Durée de la réaction    |  | Guérison avec séquelles |                  |      |
|                         |  | Inconnue                |                  |      |

**DESCRIPTION DE L'EFFET INDÉSIRABLE**

Description de la séquence des événements y compris l'administration de médicaments, des signes cliniques, de leur sévérité, des examens complémentaires (laboratoire, nécropsie, ...) et toute autre information utile :

**TRAITEMENT ENTREPRIS A L'APPARITION DE L'EFFET INDÉSIRABLE :**

Arrêt du(des) médicament(s) : oui  N°

non  N°

Ne sait pas

Autres mesures :

**INVESTIGATIONS D'AUTRES HYPOTHÈSES :**

**AVIS SUR LE CAS :**

rôle du(des) médicament(s)

Commentaires

|          | 1 | 2 | 3 | 4 |
|----------|---|---|---|---|
| probable |   |   |   |   |
| possible |   |   |   |   |
| douteux  |   |   |   |   |

**NOM DU DÉCLARANT, DATE ET SIGNATURE :**

# Annexe 9 : Fiche de déclaration d'effet indésirable chez l'homme susceptible d'être dû à un médicament vétérinaire (C.P.VL.)

RÉPUBLIQUE FRANÇAISE



AGENCE  
NATIONALE  
DU MÉDICAMENT  
VÉTÉRINAIRE  
  
PHARMACOVIGILANCE

## DÉCLARATION D'EFFET INDÉSIRABLE CHEZ L'HOMME SUSCEPTIBLE D'ÊTRE DÛ À UN MÉDICAMENT VÉTÉRINAIRE

Art. R. 5146-41-19 et 20 du Code de la Santé Publique

*Les informations recueillies seront, dans le respect du secret médical, informatisées et communiquées au centre de pharmacovigilance vétérinaire, à l'agence nationale du médicament vétérinaire et à l'exploitant du médicament. Conformément à l'article 27 de la loi n° 78-17 du 6 janvier 1978 relative à l'informatique, aux fichiers et aux libertés, le titulaire de l'autorisation de mise sur le marché s'il est une personne physique, le déclarant et la personne exposée disposent d'un droit d'accès et de rectification des données les concernant. Le droit d'accès de la personne exposée s'exerce auprès du centre de pharmacovigilance vétérinaire auquel a été notifié l'effet indésirable, par l'intermédiaire du déclarant ou de tout médecin désigné par lui. Le droit d'accès du titulaire de l'autorisation de mise sur le marché et du déclarant s'exerce auprès du centre de pharmacovigilance vétérinaire auquel a été notifié l'effet indésirable, conformément aux dispositions de la loi précitée.*

|                   |
|-------------------|
| <b>RÉFÉRENCES</b> |
| N° de dossier :   |
| Date :            |

DÉCLARATION A ADRESSER AU  
CENTRE DE  
PHARMACOVIGILANCE  
VÉTÉRINAIRE DE LYON  
ÉCOLE NATIONALE  
VÉTÉRINAIRE  
BP 83  
69280 MARCY L'ÉTOILE

CACHET DU DÉCLARANT

|  |
|--|
| <b>COORDONNÉES DU DÉCLARANT</b>  |
| Nom <span style="float: right;">Prénom</span>  |
| Adresse  |
| N° de téléphone :  |
| Médecin <input type="checkbox"/> Vétérinaire <input type="checkbox"/> Pharmacien <input type="checkbox"/> Autre <input type="checkbox"/> |

|   |                                    |                                       |
|---|------------------------------------|---------------------------------------|
| <b>DONNÉES SUR LA PERSONNE EXPOSÉE</b>  |                                    |                                       |
| Nom (3 premières lettres) :   | Prénom (1 <sup>ère</sup> lettre) : | Département de résidence :            |
| Sexe :  | Age :                              | Profession (si liée à l'exposition) : |
| Nature de l'exposition (contact avec animal traité, accident/erreur, dopage, tentative de suicide, toxicomanie, .....): |                                    |                                       |
| Nature et description de l'effet : utiliser le cadre au verso   |                                    |                                       |
| Prise en charge médicale : utiliser le cadre au verso   |                                    |                                       |
| Évolution : utiliser le cadre au verso  |                                    |                                       |

| MÉDICAMENT(S) AU(X)QUEL(S)<br>LA PERSONNE A ÉTÉ EXPOSÉE      | 1 | 2 | 3 | 4 |
|--|---|---|---|---|
| Nom de spécialité  |   |   |   |   |
| Forme pharmaceutique   |   |   |   |   |
| Principe(s) actif(s)   |   |   |   |   |
| Dosage   |   |   |   |   |
| Société (titulaire et/ou exploitant)                         |   |   |   |   |
| Voie d'exposition  |   |   |   |   |
| Si injection accidentelle, préciser le site (doigt, main...) |   |   |   |   |
| Dose d'exposition  |   |   |   |   |
| Date d'exposition  |   |   |   |   |
| Durée d'exposition   |   |   |   |   |
| N° d'AMM   |   |   |   |   |
| N° de lot  |   |   |   |   |
| Date de péremption   |   |   |   |   |

tsvp

tsvp

| EFFET INDÉSIRABLE       |  | ÉVOLUTION               | Date |
|-------------------------|--|-------------------------|------|
| Département de survenue |  | Guérison sans séquelles |      |
| Date de survenue        |  | Guérison avec séquelles |      |
|                         |  | Mort                    |      |
| Durée de la réaction    |  | Inconnue                |      |

**DESCRIPTION DE L'EFFET INDÉSIRABLE**

Description de la séquence des événements y compris les modalités d'exposition aux médicaments, des signes cliniques, de leur sévérité, des examens complémentaires (laboratoire,...) et toute autre information utile :

**TRAITEMENT ENTREPRIS A L'APPARITION DE L'EFFET INDÉSIRABLE :**

**INVESTIGATIONS D'AUTRES HYPOTHÈSES :**

**AVIS SUR LE CAS :**

**NOM DU DÉCLARANT, DATE ET SIGNATURE :**



# Annexe 10 : Formulaire de notification téléphonique d'intoxication chez l'animal (C.N.I.T.V.)



Centre National d'Informations Toxicologiques Vétérinaires  
**Centre Antipoison Animal de Lyon**

Ecole Nationale Vétérinaire 1 av Bourgelat - 69280 Marcy l'Etoile

Tél : 04 78 87 10 40, 24h/24 ; fax 04 78 87 45 85 cnitv@vet-lyon.fr version du 01/02/2007

|                                  |  |  |   |
|----------------------------------|--|--|---|
| Référence                        | Date   | Heure                                    | Visa  |
| Répondeur                        | Appel avant consult. <input type="radio"/> Courrier <input type="radio"/> Ancien cas <input type="radio"/> Ancien N° |  |   |
| <b>Motif appel</b>               | <b>Lieu d'intoxication</b>   |  | <b>Circonstances</b>                              |
| <input type="radio"/> Analyse    | <input type="radio"/> ?  | <input type="radio"/> Lieu Travail       | <input type="radio"/> ?                           |
| <input type="radio"/> Autre      | <input type="radio"/> Renseignement  | <input type="radio"/> Maison             | <input type="radio"/> Malveillance                |
| <input type="radio"/> Diagnostic | <input type="radio"/> Résidus  | <input type="radio"/> Bâtiment d'élevage | <input type="radio"/> Accident                    |
| <input type="radio"/> Expertise  | <input type="radio"/> Traitement   | <input type="radio"/> Milieu naturel     | <input type="radio"/> Environnement               |
|                                  | <input type="radio"/> Cabinet véto   | <input type="radio"/> Pré                | <input type="radio"/> Culture                     |
|                                  | <input type="radio"/> Jardin   | <input type="radio"/> Promenade          | <input type="radio"/> Volontaire / Automédication |

| DEMANDEUR |             |
|-----------|-------------|
| Qualité   | Nom         |
| Adresse   | Code postal |
|           | Téléphone   |

| ESPECES                       |        |      |      |     |       | EXPOSES | ATTEINTS | MORTS | GUERIS |
|-------------------------------|--------|------|------|-----|-------|---------|----------|-------|--------|
| sauvage <input type="radio"/> | espèce | race | sexe | age | poids | à       | à        | à     | à      |
| <input type="radio"/>         |        |      |      |     |       | à       | à        | à     | à      |

| TOXIQUES            |                                      | IMPUTABILITE                                 |  |
|---------------------|--------------------------------------|--|--|
| ND=                 | exposition                           | dose <input type="radio"/> inconnue          | délai apparition sympt.  |
| rubrique            | <input type="radio"/> certaine       | <input type="radio"/> compatible             | <input type="radio"/> très suggestif                           |
| voie                | <input type="radio"/> possible       | <input type="radio"/> peu compatible         | <input type="radio"/> compatible <input type="radio"/> inconnu |
| dose                | <input type="radio"/> inconnue       | <input type="radio"/> compat. inconnue       | <input type="radio"/> non compat. <input type="radio"/> absent |
| délais : apparition | tableau clinique                     |  | autre explication  |
| évolution           | <input type="radio"/> suggestif      | <input type="radio"/> compatibilité inconnue | <input type="radio"/> probable                                 |
|                     | <input type="radio"/> incomplet      | <input type="radio"/> non observé            | <input type="radio"/> possible                                 |
|                     | <input type="radio"/> peu compatible | <input type="radio"/> absent                 | <input type="radio"/> absente                                  |
|                     | Cas particulier                      |  | <input type="radio"/> proposition CNITV                        |
| ND=                 | exposition                           | dose <input type="radio"/> inconnue          | délai apparition sympt.  |
| rubrique            | <input type="radio"/> certaine       | <input type="radio"/> compatible             | <input type="radio"/> très suggestif                           |
| voie                | <input type="radio"/> possible       | <input type="radio"/> peu compatible         | <input type="radio"/> compatible <input type="radio"/> inconnu |
| dose                | <input type="radio"/> inconnue       | <input type="radio"/> compat. inconnue       | <input type="radio"/> non compat. <input type="radio"/> absent |
| délais : apparition | tableau clinique                     |  | autre explication  |
| évolution           | <input type="radio"/> suggestif      | <input type="radio"/> compatibilité inconnue | <input type="radio"/> probable                                 |
|                     | <input type="radio"/> incomplet      | <input type="radio"/> non observé            | <input type="radio"/> possible                                 |
|                     | <input type="radio"/> peu compatible | <input type="radio"/> absent                 | <input type="radio"/> absente                                  |
|                     | Cas particulier                      |  | <input type="radio"/> proposition CNITV                        |
| ND=                 | exposition                           | dose <input type="radio"/> inconnue          | délai apparition sympt.  |
| rubrique            | <input type="radio"/> certaine       | <input type="radio"/> compatible             | <input type="radio"/> très suggestif                           |
| voie                | <input type="radio"/> possible       | <input type="radio"/> peu compatible         | <input type="radio"/> compatible <input type="radio"/> inconnu |
| dose                | <input type="radio"/> inconnue       | <input type="radio"/> compat. inconnue       | <input type="radio"/> non compat. <input type="radio"/> absent |
| délais : apparition | tableau clinique                     |  | autre explication  |
| évolution           | <input type="radio"/> suggestif      | <input type="radio"/> compatibilité inconnue | <input type="radio"/> probable                                 |
|                     | <input type="radio"/> incomplet      | <input type="radio"/> non observé            | <input type="radio"/> possible                                 |
|                     | <input type="radio"/> peu compatible | <input type="radio"/> absent                 | <input type="radio"/> absente                                  |
|                     | Cas particulier                      |  | <input type="radio"/> proposition CNITV                        |

**DESCRIPTION DU CAS**

Chronologie

date/heure exposition au(x) toxique(s)

date/heure début des symptômes :

Description du cas :

Réponse donnée et source (le cas échéant) :

**Evolution / Rappel**

**SYMPTÔMES / LÉSIONS**

Codage des symptômes et lésions à enregistrer dans Vtox

Point(s) particulier(s) à saisir dans Vtox :

**Fiabilité des renseignements**

- Moyennement fiable    Peu fiable    Très fiable

**Traitement conseillé**

- Complété    Conforté    Conseillé totalement  
 Corrigé    Non donné

**Evolution de l'intoxication**

- Favorable    Inconnue    Non favorable

**Gravité du cas**

- Absence de symptômes    Bénin    Modéré    Sévère

Liaison labo/  
CPVL



**TOUZET Claire**

**PARTICULARITÉS CLINIQUES ET DIFFICULTÉS THÉRAPEUTIQUES  
RENCONTRÉES CHEZ LES OISEAUX ET LES REPTILES DE COMPAGNIE –  
APPORTS DE LA PHARMACOVIGILANCE ET ÉTUDE DE CAS**

**Thèse Vétérinaire : Lyon, 2007**

**RESUME :** Les oiseaux et les reptiles sont des animaux encore peu représentés dans la clientèle classique des vétérinaires et la formation dans ce domaine, au cours du cursus actuel, est très limitée. Il arrive alors que des praticiens se retrouvent confrontés à divers problèmes lors de la consultation de telles espèces, notamment au moment de leur prescrire un traitement. Nous avons donc essayé, dans ce travail, de présenter les différentes difficultés cliniques et thérapeutiques rencontrées avec ces animaux bien particuliers et les solutions qui peuvent y être apportées. Enfin, à travers l'étude de cas de pharmacovigilance, nous avons voulu souligner l'importance de la notification des effets indésirables ou toxiques dans l'avancée des connaissances concernant les traitements utilisables dans ces espèces.

**MOTS CLES :**

- Recommandations pour la pratique clinique
- Thérapeutique
- Système de pharmacovigilance
- NAC
- Oiseaux
- Reptiles

**JURY :**

|                  |                                    |
|------------------|------------------------------------|
| Président :      | Monsieur le Professeur J. DESCOTES |
| 1er Assesseur :  | Monsieur le Professeur L. ZENNER   |
| 2ème Assesseur : | Monsieur le Professeur P. BERNY    |

**DATE DE SOUTENANCE :**

Vendredi 21 décembre 2007

**ADRESSE DE L'AUTEUR :**

51 avenue de Lattre de Tassigny  
13009 MARSEILLE