

**VETAGRO SUP
CAMPUS VETERINAIRE DE LYON**

Année 2016 - Thèse n°

***ELABORATION D'UN GUIDE PRATIQUE A LA
CONSULTATION DES PSITTACIDES ET PRESENTATION DES
EXAMENS COMPLEMENTAIRES DISPONIBLES CHEZ
CETTE FAMILLE***

THESE

Présentée à l'UNIVERSITE CLAUDE-BERNARD - LYON I
(Médecine - Pharmacie)
et soutenue publiquement le 09 Décembre 2016
pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire

par

GRENTZINGER Pauline
Née le 25 Avril 1992
à AVIGNON (84)



VetAgro Sup



**VETAGRO SUP
CAMPUS VETERINAIRE DE LYON**

Année 2016 - Thèse n°

***ELABORATION D'UN GUIDE PRATIQUE A LA
CONSULTATION DES PSITTACIDES ET PRESENTATION DES
EXAMENS COMPLEMENTAIRES DISPONIBLES CHEZ
CETTE FAMILLE***

THESE

Présentée à l'UNIVERSITE CLAUDE-BERNARD - LYON I
(Médecine - Pharmacie)
et soutenue publiquement le 09 Décembre 2016
pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire

par

GRENTZINGER Pauline
Née le 25 Avril 1992
à AVIGNON (84)



VetAgro Sup



LISTE DES ENSEIGNANTS DU CAMPUS VÉTÉRIINAIRE DE LYON

Mise à jour le 09 juin 2015

Civilité	Nom	Prénom	Unités pédagogiques	Grade
M.	ALOGNINOUIWA	Théodore	UP Pathologie du bétail	Professeur
M.	ALVES-DE-OLIVEIRA	Laurent	UP Gestion des élevages	Maître de conférences
Mme	ARCANGIOLI	Marie-Anne	UP Pathologie du bétail	Maître de conférences
M.	ARTOIS	Marc	UP Santé Publique et Vétérinaire	Professeur
M.	BARTHELEMY	Anthony	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Maître de conférences Contractuel
Mme	BECKER	Claire	UP Pathologie du bétail	Maître de conférences
Mme	BELLUCO	Sara	UP Pathologie morphologique et clinique des animaux de compagnie	Maître de conférences
Mme	BENAMOU-SMITH	Agnès	UP Equine	Maître de conférences
M.	BENOIT	Etienne	UP Biologie fonctionnelle	Professeur
M.	BERNY	Philippe	UP Biologie fonctionnelle	Professeur
Mme	BERTHELET	Marie-Anne	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Maître de conférences
Mme	BONNET-GARIN	Jeanne-Marie	UP Biologie fonctionnelle	Professeur
Mme	BOULOCHER	Caroline	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Maître de conférences
M.	BOURDOISEAU	Gilles	UP Santé Publique et Vétérinaire	Professeur
M.	BOURGOIN	Gilles	UP Santé Publique et Vétérinaire	Maître de conférences
M.	BRUYERE	Pierre	UP Biotechnologies et pathologie de la reproduction	Maître de conférences
M.	BUFF	Samuel	UP Biotechnologies et pathologie de la reproduction	Maître de conférences
M.	BURONFOSSE	Thierry	UP Biologie fonctionnelle	Professeur
M.	CACHON	Thibaut	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Maître de conférences
M.	CADORE	Jean-Luc	UP Pathologie médicale des animaux de compagnie	Professeur
Mme	CALLAIT-CARDINAL	Marie-Pierre	UP Santé Publique et Vétérinaire	Maître de conférences
M.	CAROZZO	Claude	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Maître de conférences
M.	CHABANNE	Luc	UP Pathologie médicale des animaux de compagnie	Professeur
Mme	CHALVET-MONFRAY	Karine	UP Biologie fonctionnelle	Professeur
M.	COMMUN	Loïc	UP Gestion des élevages	Maître de conférences
Mme	DE BOYER DES ROCHES	Alice	UP Gestion des élevages	Maître de conférences
Mme	DELIGNETTE-MULLER	Marie-Laure	UP Biologie fonctionnelle	Professeur
M.	DEMONT	Pierre	UP Santé Publique et Vétérinaire	Professeur
Mme	DESJARDINS PESSON	Isabelle	UP Equine	Maître de conférences Contractuel
Mme	DJELOUADJI	Zorée	UP Santé Publique et Vétérinaire	Maître de conférences
Mme	ESCRIOU	Catherine	UP Pathologie médicale des animaux de compagnie	Maître de conférences
M.	FAU	Didier	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Professeur
Mme	FOURNEL	Corinne	UP Pathologie morphologique et clinique des animaux de compagnie	Professeur
M.	FREYBURGER	Ludovic	UP Santé Publique et Vétérinaire	Maître de conférences
M.	FRIKHA	Mohamed-Ridha	UP Pathologie du bétail	Maître de conférences
Mme	GILOT-FROMONT	Emmanuelle	UP Santé Publique et Vétérinaire	Professeur
M.	GONTHIER	Alain	UP Santé Publique et Vétérinaire	Maître de conférences
Mme	GRAIN	Françoise	UP Gestion des élevages	Professeur
M.	GRANCHER	Denis	UP Gestion des élevages	Maître de conférences
Mme	GREZEL	Delphine	UP Santé Publique et Vétérinaire	Maître de conférences
M.	GUERIN	Pierre	UP Biotechnologies et pathologie de la reproduction	Professeur
Mme	HUGONNARD	Marine	UP Pathologie médicale des animaux de compagnie	Maître de conférences
M.	JUNOT	Stéphane	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Maître de conférences
M.	KECK	Gérard	UP Biologie fonctionnelle	Professeur
M.	KODJO	Angeli	UP Santé Publique et Vétérinaire	Professeur
Mme	LAABERKI	Maria-Halima	UP Santé Publique et Vétérinaire	Maître de conférences
M.	LACHERETZ	Antoine	UP Santé Publique et Vétérinaire	Professeur
Mme	LAMBERT	Véronique	UP Gestion des élevages	Maître de conférences
Mme	LATTARD	Virginie	UP Biologie fonctionnelle	Maître de conférences
Mme	LE GRAND	Dominique	UP Pathologie du bétail	Professeur
Mme	LEBLOND	Agnès	UP Santé Publique et Vétérinaire	Professeur
Mme	LEFRANC-POHL	Anne-Cécile	UP Equine	Maître de conférences
M.	LEPAGE	Olivier	UP Equine	Professeur
Mme	LOUZIER	Vanessa	UP Biologie fonctionnelle	Maître de conférences
M.	MARCHAL	Thierry	UP Pathologie morphologique et clinique des animaux de compagnie	Professeur
M.	MOUNIER	Luc	UP Gestion des élevages	Maître de conférences
M.	PEPIN	Michel	UP Santé Publique et Vétérinaire	Professeur
M.	PIN	Didier	UP Pathologie morphologique et clinique des animaux de compagnie	Maître de conférences
Mme	PONCE	Frédérique	UP Pathologie médicale des animaux de compagnie	Maître de conférences
Mme	PORTIER	Karine	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Maître de conférences
Mme	POUZOT-NEVORET	Céline	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Maître de conférences
Mme	PROUILLAC	Caroline	UP Biologie fonctionnelle	Maître de conférences
Mme	REMY	Denise	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Professeur
Mme	RENE MARTELLET	Magalie	UP Santé Publique et Vétérinaire	Maître de conférences stagiaire
M.	ROGER	Thierry	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Professeur
M.	SABATIER	Philippe	UP Biologie fonctionnelle	Professeur
M.	SAWAYA	Serge	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Maître de conférences
M.	SCHRAMME	Serge	UP Equine	Professeur associé
Mme	SEGARD	Emilie	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Maître de conférences Contractuel
Mme	SERGENTET	Delphine	UP Santé Publique et Vétérinaire	Maître de conférences
Mme	SONET	Juliette	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Maître de conférences Contractuel
M.	THIEBAULT	Jean-Jacques	UP Biologie fonctionnelle	Maître de conférences
M.	TORTEREAU	Antonin	UP Pathologie morphologique et clinique des animaux de compagnie	Maître de conférences stagiaire
M.	VIGUIER	Eric	UP Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Professeur
Mme	VIRIEUX-WATRELOT	Dorothée	UP Pathologie morphologique et clinique des animaux de compagnie	Maître de conférences Contractuel
M.	ZENNER	Lionel	UP Santé Publique et Vétérinaire	Professeur

REMERCIEMENTS

A Monsieur le **Professeur Gilbert KIRKORIAN**,
De la Faculté de médecine de LYON,
Pour m'avoir fait l'honneur d'accepter la présidence de mon jury de thèse,
Hommages respectueux.

A Madame le **Docteur Caroline BOULOCHER**,
De VetAgro Sup – Campus vétérinaire de LYON,
Pour m'avoir fait l'honneur d'accepter l'encadrement de ce travail,
Pour sa disponibilité et sa gentillesse,
Très sincères remerciements.

A Monsieur le **Professeur Jean-Luc CADORE**,
De VetAgro Sup – Campus vétérinaire de LYON,
Pour m'avoir fait l'honneur d'accepter de siéger à mon jury de thèse,
Toute ma gratitude.

REMERCIEMENTS

Au **Docteur Mahieux**, grâce à qui j'ai plongé dans ce métier.

Au **Docteur Lambert**, qui m'a transmis sa passion pour les oiseaux, et plus particulièrement pour les perroquets.

Au **Docteur Hue**, pour toutes les opportunités qu'il m'a offertes et pour m'avoir transmis tant de choses, tant sur le plan humain que scientifique.

Aux **Docteurs Ricard et Betbeder**, pour leur confiance et leur gentillesse.

Aux **Docteurs Rabot, Piacenza et Le Loc'h**, pour votre accueil et toutes les connaissances que vous m'avez transmises.

A toutes les équipes du **Zoo de La Flèche**, pour m'avoir acceptée parmi vous et pour m'avoir tant aidée dans ce travail et également au quotidien.

A ma **famille**, pour tout, tout simplement.

A **Marie G, Marion I, Hélène M., Thomas C, Sandy N, Fanny C, Marie C, Louise B, Fanny BB** et tous les autres..., ma seconde famille.

A **N. Maury**, pour tout ce qu'il m'a apporté, parfois même sans le savoir.

*Ce travail est dédié à René, Colette, Marie-Louise et Lucien :
pour toutes les valeurs que vous m'avez inculquées.*

TABLE DES MATIERES

TABLE DES MATIERES	9
TABLE DES ANNEXES.....	14
TABLE DES FIGURES	15
TABLE DES TABLEAUX.....	22
LISTE DES ABREVIATIONS	25
INTRODUCTION	27
I- Le perroquet chez son propriétaire.....	29
A) Place des Psittacidés.....	29
1) Taxonomie des Psittacidés	29
a- Taxonomie de référence	29
b- Caractéristiques communes des Psittaciformes	30
2) Législation.....	31
a- Evaluer les risques pesant sur les Psittacidés : le rôle de l'UICN.....	32
b- A l'échelle internationale : la CITES.....	33
c- A l'échelle de l'Union Européenne	35
d- A l'échelle française.....	35
e- Application pour le propriétaire.....	37
3) Oiseaux rencontrés le plus fréquemment en consultation.....	37
B) Conseils aux propriétaires	59
1) Choix de l'oiseau : le bon propriétaire pour le bon perroquet	59
a- Quel perroquet acheter ?.....	59
b- Où acheter son perroquet ?	60
c- Elevage à la main ou par les parents ?	60
d- Tests de dépistages	62
2) Le perroquet au quotidien	62
a- La cage ou la volière	62
b- Enrichissement du milieu de vie de l'oiseau	69
c- L'éducation du perroquet.....	73
3) Nutrition	79
a- Considérations générales	79
b- Recommandations concernant la ration alimentaire.....	83
c- Compléments alimentaires	85
d- Affections liées à la malnutrition.....	86

e-	Les loris et loriquets : particularités d'oiseaux nectarivores.....	89
II-	Le perroquet en clinique	91
A)	Adapter sa clinique à une clientèle aviaire.....	91
1)	Avoir une salle d'attente adaptée	91
2)	La salle de consultation	91
3)	La zone d'hospitalisation	92
4)	Matériel de capture et de contention	93
5)	Matériel utile à l'examen clinique.....	94
6)	Matériels pour d'éventuels examens complémentaires.....	94
B)	L'oiseau en consultation.....	95
1)	Identification d'un perroquet.....	95
2)	Médecine préventive	96
a-	Vaccins.....	96
b-	Traitements antiparasitaires	98
3)	L'examen clinique.....	99
a-	Anamnèse et commémoratifs	99
b-	Examen à distance dans la cage	101
c-	Contention physique d'un Psittacidé	104
d-	Examen rapproché : du bec à la queue	108
e-	Estimation de la NEC (Note d'Etat Corporel).....	120
f-	Examen orthopédique	121
g-	Examens particuliers	126
C)	Procédures fréquentes.....	140
1)	Anesthésie et analgésie des Psittacidés	140
a-	Anesthésie	140
b-	Monitoring.....	159
c-	Procédures d'urgence.....	163
d-	Analgésie	164
2)	Sexage.....	168
a-	Par dimorphisme sexuel	168
b-	Par ADN	169
c-	Par visualisation des organes reproducteurs	169
3)	Taille des rémiges	172
4)	Taille du bec et des griffes.....	174
a-	Les griffes.....	174

b-	Le bec.....	175
5)	Réparation d'un bec fracturé	177
6)	Retirer une bague d'identification	178
7)	Prise de sang et mise en place d'un cathéter veineux	180
a-	Prise de sang.....	180
b-	Pose d'un cathéter intraveineux	184
8)	Administration de molécules thérapeutiques.....	186
a-	Administration per-os.....	186
b-	Administration sous-cutanée	189
c-	Administration intramusculaire.....	190
d-	Administration intraveineuse.....	190
e-	Administration intra-osseuse	191
f-	Administration transcutanée.....	192
g-	Inhalations	192
h-	Administrations topiques	193
9)	Gestion de plaies et bandages.....	193
a-	Soins de plaie.....	193
b-	Bandage en 8 de l'aile.....	194
c-	Bandage du thorax en harnais.....	195
d-	Bandage « poupée ».....	196
e-	Robert-Jones.....	196
D)	L'urgence chez les Psittacidés	197
1)	Détecter une urgence chez les Psittacidés.....	197
2)	Triage et prise en charge d'urgence	199
a-	Prise en charge d'urgence générale	199
b-	Quelques prises en charge particulières	199
3)	Fluidothérapie	204
4)	Transfusion sanguine.....	204
5)	Support nutritionnel.....	205
6)	Intoxications fréquentes chez les Psittacidés.....	206
III-	Les examens complémentaires réalisables sur les Psittacidés.....	210
A)	Analyses sanguines.....	210
1)	Numération et formule sanguines	210
a-	Obtention des prélèvements.....	210
b-	Les différentes cellules sanguines et leurs rôles	210

c-	Mesures hématologiques et comptage cellulaire	213
d-	Résultats	214
2)	Biochimie sanguine et ionogramme.....	217
a-	Paramètres exploitables chez les oiseaux	218
b-	Interprétation des résultats	220
3)	Analyse des gaz du sang	224
B)	Imagerie médicale	225
1)	Radiographie	225
a-	Examen radiographique de l'appareil squelettique	225
b-	Examen radiographique de la cavité cœlomique	237
c-	Exemples de lésions observées à la radiographie	249
2)	Echographie.....	252
a-	Echocardiographie.....	252
b-	Echographie du tube digestif et de ses annexes	254
c-	Echographie de la rate.....	255
d-	Echographie du tractus urogénital	255
3)	Scanner	256
4)	Imagerie par résonance magnétique (= IRM).....	258
C)	L'endoscopie.....	259
1)	Matériel	259
2)	Indications	260
3)	Endoscopie non invasive	261
a-	Tête.....	261
b-	Trachéoscopie.....	261
c-	Tube digestif	263
d-	Cloacoscopie.....	263
4)	Endoscopie invasive : cœlioscopie	264
a-	Les différentes voies d'abord	264
b-	Observations et interprétations	267
c-	Procédures réalisables sous contrôle endoscopique	271
5)	Complications pouvant survenir après une endoscopie	271
IV-	Maladies fréquentes affectant les Psittacidés	273
A)	Pathologie respiratoire.....	273
1)	L'aspergillose	273
2)	La chlamyphilose	274

B) Pathologie digestive	275
C) Pathologie de la reproduction.....	277
D) Pathologie cutanée.....	278
1) Le picage.....	278
2) La maladie du bec et des plumes	279
E) Zoonoses.....	279
CONCLUSION	281
BIBLIOGRAPHIE.....	283
ANNEXES.....	297

TABLE DES ANNEXES

Annexe 1 : Ectoparasites fréquents des Psittacidés (réalisation personnelle d'après SAMOUR 2008, DONELEY 2009 et CARPENTER, MARION 2013).	298
Annexe 2 : Endoparasites fréquemment rencontrés chez les Psittacidés (partie 1/3) (réalisation personnelle d'après SAMOUR 2008, DONELEY 2009 et CARPENTER, MARION 2013).	298
Annexe 3 : Endoparasites fréquemment rencontrés chez les Psittacidés (partie 2/3) (réalisation personnelle d'après SAMOUR 2008, DONELEY 2009 et CARPENTER, MARION 2013).	298
Annexe 4 : Endoparasites fréquemment rencontrés chez les Psittacidés (partie 3/3) (réalisation personnelle d'après SAMOUR 2008, DONELEY 2009 et CARPENTER, MARION 2013).	298
Annexe 5 : Hémoparasites fréquemment rencontrés chez les Psittacidés (réalisation personnelle d'après SAMOUR 2008, DONELEY 2009 et CARPENTER, MARION 2013).....	298
Annexe 6 : Intervalles de référence de la NFS de certaines espèces de Psittacidés (réalisation personnelle d'après CARPENTER, MARION 2013 et CLARK, BOARDMAN, RAYDAL, 2009.....	298
Annexe 7 : Intervalles de référence de la biochimie sanguine de certaines espèces de Psittacidés (réalisation personnelle d'après CARPENTER, MARION 2013 et CLARK, BOARDMAN, RAYDAL, 2009	298
Annexe 8 : Principales hypothèses diagnostiques d'une dyspnée (partie 1/2) (réalisation personnelle, liste non exhaustive).	298
Annexe 9 : Principales hypothèses diagnostiques à envisager face à une dyspnée (partie 2/2) (réalisation personnelle, liste non exhaustive).	298
Annexe 10 : Principales hypothèses diagnostiques à envisager face à une diarrhée (partie 1/2) (réalisation personnelle, liste non exhaustive).	298
Annexe 11 : Principales hypothèses diagnostiques à envisager face à une diarrhée (partie 2/2) (réalisation personnelle, liste non exhaustive).	298
Annexe 12 : Principales hypothèses diagnostiques à envisager face à des vomissements (partie 1/2) (réalisation personnelle, liste non exhaustive).	298
Annexe 13 : Principales hypothèses diagnostiques à envisager face à des vomissements (partie 2/2) (réalisation personnelle, liste non exhaustive).	298

TABLE DES FIGURES

Figure 1 : Schéma représentant l'ordre des Psittaciformes dans la classification dressée par l'IOC (réalisation personnelle d'après GILL, DONSKER 2016).	29
Figure 2 : Ara macao (<i>Ara macao</i>) (Image : P. GRENTZINGER).....	31
Figure 3 : Cacatoès noir (<i>Probosciger aterrimus</i>) (Image : P. GRENTZINGER).....	31
Figure 4 : Schéma représentant les différents statuts UICN (réalisation personnelle d'après : « The UICN Red List of Threatened Species – <i>Poicephalus senegalus</i> »)	32
Figure 5 : Fiche présentative de l'Inséparable de Fischer (<i>Agapornis fischeri</i>)	38
Figure 6 : Fiche présentative de l'Inséparable Rosegorge (<i>Agapornis roseicollis</i>)	39
Figure 7 : Fiche présentative de l'Amazone à front bleu (<i>Amazona aestiva</i>).....	40
Figure 8 : Fiche présentative de l'Amazone nuque jaune (<i>Amazona ochrocephala</i>).....	41
Figure 9 : Fiche présentative du Ara bleu et jaune (<i>Ara ararauna</i>)	42
Figure 10 : Fiche présentative du Ara chloroptère (<i>Ara chloropterus</i>)	43
Figure 11 : Fiche présentative du Ara macao (<i>Ara macao</i>)	44
Figure 12 : Fiche présentative du Ara militaire (<i>Ara militaris</i>)	45
Figure 13 : Fiche présentative de la conure soleil (<i>Aratinga solstitialis</i>)	46
Figure 14 : Fiche présentative de l'Eclectus (<i>Eclectus roratus</i>)	47
Figure 15 : Fiche présentative du Gris du Gabon (<i>Psittacus erithacus</i>)	48
Figure 16 : Fiche présentative de la perruche à collier (<i>Psittacula krameri</i>).....	49
Figure 17 : Fiche présentative de la perruche de Barraband (<i>Polytelis swainsonii</i>)	50
Figure 18 : Fiche présentative de la perruche omnicolore (<i>Platyercus eximius</i>)	51
Figure 19 : Fiche présentative de la Toui Catherine (<i>Bolborhynchus lineola</i>).....	52
Figure 20 : Fiche présentative de la Perruche ondulée (<i>Melopsittacus undulatus</i>)	53
Figure 21 : Fiche présentative de la Perruche ondulée (<i>Melopsittacus undulatus</i>)	54
Figure 22 : Fiche présentative du Loriquet de Swainson (<i>Trichoglossus haematodus</i>)	55
Figure 23 : Fiche présentative du Cacatoès à huppe jaune (<i>Cacatua galerita</i>)	56
Figure 24 : Fiche présentative du Cacatoès à huppe jaune (<i>Eolophus roseicapilla</i>)	57
Figure 25 : Fiche présentative de la Calopsitte élégante (<i>Nymphicus hollandicus</i>).....	58
Figure 26 : Loriquet de Swainson (<i>T. haematodus</i>) utilisant son bec pour s'aider à descendre le long du grillage de sa volière (Image : P. GRENTZINGER).	61
Figure 27 : Loriquet de Swainson (<i>T. haematodus</i>) utilisant son bec pour s'aider à descendre le long du grillage de sa volière (Image : P. GRENTZINGER).	63
Figure 28 : Ara ararauna (<i>A. ararauna</i>) grim pant au grillage de sa volière (Image : P. GRENTZINGER).64	
Figure 29 : Youyou du Sénégal (<i>Poicephalus senegalus</i>) sur un perchoir en bois en forme de balançoire (Image : P. GRENTZINGER).....	66
Figure 30 : Différents types de perchoirs pour deux Aras militaires (<i>A. militaris</i>) : cordes, troncs, échelle de bois... (Image : P. GRENTZINGER).....	66
Figure 31 : Ara militaire (<i>A. militaris</i>) en train d'explorer son substrat en écorces à la recherche de nourriture (Image : P. GRENTZINGER).....	67
Figure 32 : Un Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) et un Perroquet robuste (<i>Poicephalus robustus fuscicollis</i>) partageant la même volière (Image : P. GRENTZINGER).....	68
Figure 33 : Nid en construction dans une volière de Conures veuves (<i>Myiopsitta monachus</i>) (Image : P. GRENTZINGER).	68
Figure 34 : Le même oiseau, après avoir séché (Image : P. GRENTZINGER).	69

Figure 35 : Youyou du Sénégal (<i>P. senegalus</i>) après un bain (Image : P. GRENTZINGER).....	69
Figure 36 : Youyou du Sénégal (<i>P. senegalus</i>) avec ses jouets en bois, chaînes et pierre ponce (Image : P. GRENTZINGER).	70
Figure 37 : Un Ara macao (<i>A. macao</i>) empilant des cerceaux sur leur socle (Image : P. GRENTZINGER)	71
Figure 38 : Ici, un Ara ararauna (<i>A. ararauna</i>) doit replacer chaque forme dans son socle et obtenir une récompense (Image : P. GRENTZINGER).	71
Figure 39 : Youyou du Sénégal (<i>P. senegalus</i>) s’amusant avec une balle de tennis (Image : P. GRENTZINGER).	71
Figure 40 : Youyou du Sénégal (<i>P. senegalus</i>) jouant avec des crayons de couleur (Image : P. GRENTZINGER)	71
Figure 41 : Mouvement de podo-mandibulation chez un Ara macao (<i>A. macao</i>) pour casser la coque de la noix et la manger (Image : P. GRENTZINGER).....	72
Figure 42 : Cette Conure de Patagonie (<i>Cyanoliseus patagonus</i>) est tellement habituée aux contentions et aux manipulations que l’examen clinique peut se faire en intégralité et sans stress chez l’oiseau (Images : P. GRENTZINGER)	77
Figure 43 : Entraînement au vol d’un Cacatoès à huppe jaune (<i>C. galerita</i>) (Image : P. GRENTZINGER).	78
Figure 44 : Entraînement au vol d’un Eclectus mâle (<i>E. roratus</i>) (Image : P. GRENTZINGER).....	78
Figure 45 : Schéma représentant la composition théorique idéale d’une ration alimentaire de Psittaciforme (réalisation personnelle d’après GROSSET 2009 et OROSZ 2014).....	84
Figure 46 : Enrichissement alimentaire pour un Youyou du Sénégal (<i>P. senegalus</i>) (Image : P. GRENTZINGER)	85
Figure 47 : Plumes dorsales d’un Eclectus (<i>E. roratus</i>) femelle (Image : P. GRENTZINGER).	86
Figure 48 : Sonde souple (en haut) et rigide (en bas) permettant le gavage des oiseaux en déposant directement les produits dans le jabot (Image : P. GRENTZINGER)	93
Figure 49 : Insertion d’une puce électronique sur un Youyou du Sénégal (<i>P. senegalus</i>) sous anesthésie générale gazeuse (Image : P. GRENTZINGER).	96
Figure 50 : Perruche omnicolore (<i>Platyercus eximius</i>) présentant la posture typique d’un oiseau abattu : plumage gonflé en mauvais état, œil mi-clos, au sol, léthargie, etc. (Image : P. GRENTZINGER).	102
Figure 51 : Plumage abimé sur un Youyou du Sénégal (<i>P. senegalus</i>).	103
Figure 52 : Démonstration d’une contention sur un perroquet de taille moyenne comme cette Callopsitte (<i>N. hollandicus</i>) vue de face (Image : P. GRENTZINGER).....	106
Figure 53 : Démonstration d’une contention sur un perroquet de taille moyenne comme cette Callopsitte (<i>N. hollandicus</i>) vue de profil (Image : P. GRENTZINGER).....	106
Figure 54 : Démonstration d’une contention sur un perroquet de petite taille comme cette Callopsitte (<i>N. hollandicus</i>) vue de face (Image : P. GRENTZINGER).....	106
Figure 55 : Démonstration d’une contention sur un perroquet de petite taille comme cette Callopsitte (<i>N. hollandicus</i>) vue de profil (Image : P. GRENTZINGER).....	106
Figure 56 : Contention d’un Ara chloroptère (<i>A. chloropterus</i>) (Image : P. GRENTZINGER).....	107
Figure 57 : Schéma représentant une plume en pousse (PASS 1995).	109
Figure 58 : Anatomie d’une plume de type grande couverture de Ara bleu et jaune (<i>A. ararauna</i>) (réalisation personnelle d’après (PASS 1995)et (CHANNOY, ROCHER 2011)).....	110

Figure 59 : Présentation de différentes plumes d'un Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) (Image : P. GRENTZINGER).	111
Figure 60 : Tête d'un Ara bleu et jaune (<i>A. ararauna</i>) (Image : P. GRENTZINGER).	111
Figure 61 : Les différentes plumes de l'aile d'un oiseau (CHANNOY et ROCHER 2011).	112
Figure 62 : Plumes caudales d'un Ara hyacinthe (<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>) (Image : P. GRENTZINGER).	113
Figure 63 : Deux Cacatoès à huppe jaune (<i>Cacatua galerita</i>) (Image : P. GRENTZINGER).	114
Figure 64 : Ara bleu et jaune (<i>Ara ararauna</i>) présentant de multiples lésions du bec (Image : P. GRENTZINGER).	115
Figure 65 : Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) présentant un bec maxillaire anormal due à un défaut d'usure (Image : P. GRENTZINGER).	116
Figure 66 : Ara militaire (<i>Ara militaris</i>) sur lequel on peut observer l'épaisseur de la langue chez les Psittacidés (Image : P. GRENTZINGER).	117
Figure 67 : Schéma du bréchet et des muscles pectoraux vus en coupe transverse montrant les critères d'évaluation de l'état d'embonpoint d'un oiseau (réalisation personnelle).	120
Figure 68 : Callopsitte (<i>N. hollandicus</i>) en état de cachexie avancé (Image : P. GRENTZINGER).	121
Figure 69 : Schéma représentant d'anatomie du membre thoracique de l'oiseau (d'après (OROSZ 2002)).	122
Figure 70 : Examen orthopédique de l'aile gauche d'une Conure soleil (<i>A. solstitialis</i>) (Image : P. GRENTZINGER).	123
Figure 71 : Schéma représentant l'attache du membre thoracique chez l'oiseau (d'après (OROSZ 2002)).	123
Figure 72 : Examen orthopédique de l'aile gauche d'un Ara chloroptère (<i>A. chloropterus</i>) (Image : P. GRENTZINGER).	124
Figure 73 : Anatomie du membre pelvien de l'oiseau (d'après (OROSZ, ENSLEY, HAYNES 1992)).	125
Figure 74 : Vue ventrale du système nerveux central d'une poule domestique (<i>Gallus gallus</i>) (d'après (OROSZ, BRADSHAW 2007)).	127
Figure 75 : Position anatomique des sinus autour des yeux chez les perroquets (WILLIAMS 2012)..	137
Figure 76 : Schéma d'une coupe transversale d'un œil de perroquet (TULLY et al. 2009).	138
Figure 77 : Représentation schématique du double cycle respiratoire des oiseaux (réalisation personnelle d'après (WEST, HEARD, CAULKETT 2007)et (JONES, EFFMANN, SCHMIDT-NIELSEN 1981)).	142
Figure 78 : Induction au masque sur un Ara bleu et jaune (<i>Ara ararauna</i>) (Image : P. GRENTZINGER).	152
Figure 79 : Fin d'induction au masque sur un Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) (Image : P. GRENTZINGER).	153
Figure 80 : Intubation d'un Ara bleu et jaune (<i>Ara ararauna</i>) (Image : P. GRENTZINGER).	155
Figure 81 : Sonde endotrachéale en place sur un Ara bleu et jaune (<i>Ara ararauna</i>) (Image : P. GRENTZINGER).	156
Figure 82 : Youyou du Sénégal (<i>P. senegalus</i>) en position avant la pose d'une canule au niveau du sac ou abdominal ou thoracique caudal gauche (Image : P. GRENTZINGER, remerciements au Dr. Le Loch).	156
Figure 83 : Zone d'incision pour la canulation des sacs thoracique caudal et abdominal gauches (Image : P. GRENTZINGER, remerciements au Dr. Le Loch).	157

Figure 84 : Schéma d'une canule en place dans un sac aérien et traversant les plans cutané et musculaires avant de pénétrer dans la paroi du sac aérien (GUNKEL, LAFORTUNE 2005).	158
Figure 85 : Réveil d'un Ara bleu et jaune (<i>A. ararauna</i>) (Image : P. GRENTZINGER).	158
Figure 86 : Sites de cathétérisation artérielle (cercles) préférentiels chez les Psittacidés ((SCHNELLBACHER et al. 2014).	161
Figure 87 : Dimorphisme sexuel plus discret : exemple de la perruche de Barraband (<i>Polytelis swainsonii</i>) (Images : P. GRENTZINGER).	168
Figure 88 : Dimorphisme sexuel flagrant : exemple de l'Eclectus (<i>E. roratus</i>) (Images : P. GRENTZINGER).	168
Figure 89 : Dimorphisme sexuel discret : exemple de la perruche ondulée (<i>M. undulatus</i>) (Images : L. LEPELLETIER).	169
Figure 90 : Endoscopie coelomique d'un Youyou du Sénégal (<i>P. senegalus</i>). Entrée par le sac aérien abdominal gauche (Image : P. GRENTZINGER, remerciements au Dr. Le Loch).	170
Figure 91 : Zone d'incision refermée par un point de suture à la fin d'une endoscopie sur un Youyou du Sénégal (<i>P. senegalus</i>) (Image : P. GRENTZINGER).	171
Figure 92 : Observation du testicule gauche (t) d'un Cacatoès à huppe rouge (<i>Cacatua moluccensis</i>) mature sous endoscopie (DIVERS 2015).	171
Figure 93 : Observation de la grappe ovarienne (G) d'un Youyou du Sénégal (<i>P. senegalus</i>) mature sous endoscopie.	171
Figure 94 : Plumes à couper pour une taille des rémiges (réalisation personnelle).	173
Figure 95 : Taille des rémiges d'un Ara chloroptère (<i>A. chloropterus</i>) (Image : P. GRENTZINGER).	173
Figure 96 : Rémige en pousse sur un Ara chloroptère (<i>A. chloropterus</i>). Une telle plume ne doit surtout pas être coupée (Image : P. GRENTZINGER).	174
Figure 97 : Limage des griffes d'un Youyou du Sénégal (<i>P. senegalus</i>) sous anesthésie flash à l'aide d'une lime rotative (Image : P. GRENTZINGER, remerciements au Dr. Le Loch).	174
Figure 98 : Bec maxillaire anormalement long chez un Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) (Image : P. GRENTZINGER)	175
Figure 99 : Longueur normale du bec d'un Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) (Image : P. GRENTZINGER).	175
Figure 100 : Différentes conformations de becs chez les Psittacidés (Images : P. GRENTZINGER).	176
Figure 101 : Limage du bec maxillaire d'un Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) sous anesthésie flash à l'isoflurane (Image : P. GRENTZINGER).	176
Figure 102 : Multiples fractures du bec sur un Ara bleu et jaune (<i>A. ararauna</i>) suite à un choc contre une vitre lors d'un vol (Image : P. GRENTZINGER).	177
Figure 103 : Fracture du bec maxillaire sur un Ara bleu et jaune (<i>A. ararauna</i>) ayant une anomalie congénitale de la pousse du bec (Image : P. GRENTZINGER).	177
Figure 104 : Prothèse en résine de la rhinothèque sur un Eclectus (<i>E. roratus</i>) mâle dont le bec a été fracturé suite à une chute (Image : P. GRENTZINGER).	178
Figure 105 : Retrait de la bague d'un Youyou du Sénégal (<i>P. senegalus</i>) (Image : P. GRENTZINGER).	179
Figure 106 : Prises de sang sur une femelle Eclectus (<i>E. roratus</i>) (à gauche) et un Ara bleu et jaune (<i>A. ararauna</i>) (à droite) au niveau de la veine jugulaire droite (Images : P. GRENTZINGER, remerciements au Dr. Hue et au Dr. RISI).	181
Figure 107 : Anatomie schématique des veines parcourant la face ventrale des ailes des oiseaux (issu de (CLARK, BOARDMAN, RAIDAL 2009)).	182
Figure 108 : Prise de sang à la veine ulnaire sur un Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) (Image : P. GRENTZINGER, remerciements au Dr. Le Loch).	183

Figure 109 : Prise de sang à la veine métatarsienne médiale sur un Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) (Image : P. GRENTZINGER)	184
Figure 110 : Pose d'un cathéter intraveineux sur un Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) au niveau de la veine ulnaire métatarsienne médiale (Image : P. GRENTZINGER).....	185
Figure 111 : Collier élisabéthain sur une conure soleil (<i>A. solstitialis</i>) mis en place pour protéger le bandage Robert-Jones sur sa patte droite (Image : P. GRENTZINGER).....	186
Figure 112 : Sonde œsophagienne en place sur une conure soleil (<i>Aratinga solstitialis</i>) (Image issue de (ROSET 2012)).....	188
Figure 113 : Injection sous-cutanée au niveau de l'espace interscapulaire chez un Ara chloroptère (<i>A. chloropterus</i>) (Image : P. GRENTZINGER).....	190
Figure 114 : Localisation anatomique du sinus veineux occipital chez les oiseaux (Schéma issu de (CLARK, BOARDMAN, RAIDAL 2009)).	191
Figure 115 : Pose d'un bandage en 8 sur une buse variable (<i>Buteo buteo</i>). La procédure est la même sur les Psittacidés (Images : Dr. RISI).....	195
Figure 116 : Pose d'un bandage du thorax en harnais sur un oiseau. La procédure est la même sur les Psittacidés (Images : Dr. RISI).	196
Figure 117 : Pose d'une attelle sur une Conure soleil (<i>A. solstitialis</i>) souffrant d'une fracture du tibiotarse (Image : P. GRENTZINGER).	197
Figure 118 : Prise en charge d'une intoxication chez les Psittacidés (réalisation personnelle d'après (LIGHTFOOT, YEAGER 2008)et (CARPENTER, MARION 2013)).	206
Figure 119 : Les différentes cellules sanguines des oiseaux (schéma issu de (CLAVER, QUAGLIA 2009))	213
Figure 120 : Radiographie de la tête d'un Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) adulte selon une incidence ventro-dorsale et son schéma d'interprétation (GROUT (2) 2013).	227
Figure 121 : Schéma de l'anatomie de la tête d'un Psittacidé adulte en vue ventro-dorsale (SILVERMAN, TELL 2010).	227
Figure 122 : Radiographie de la tête d'un Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) adulte selon une incidence latéro-latérale droite et son schéma d'interprétation (GROUT (2) 2013).	228
Figure 123 : Schéma de l'anatomie de la tête d'un Psittacidé adulte en vue latérale gauche (d'après SILVERMAN, TELL 2010).	228
Figure 124 : Radiographie de la tête d'un Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) adulte selon une incidence oblique gauche et son schéma d'interprétation (GROUT (2) 2013).....	229
Figure 125 : Schéma de l'anatomie de l'appareil squelettique d'un Psittacidé adulte en vue ventro-dorsale (d'après SILVERMAN, TELL 2010).	230
Figure 126 : Schéma de l'anatomie de l'appareil squelettique d'un Psittacidé adulte en vue latérale gauche (d'après SILVERMAN, TELL 2010).....	231
Figure 127 : Positionnement d'un perroquet pour la réalisation d'une radiographie du membre thoracique en vue caudo-crâniale (issu de SILVERMAN, TELL 2010).	232
Figure 128 : Positionnement d'un Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) pour la réalisation d'une radiographie du membre thoracique en vue médio-latérale (issue de GROUT 2013).....	232
Figure 129 : Radiographie de l'aile droite d'un Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) adulte selon une incidence médio-latérale et son schéma d'interprétation (GROUT (2), 2013).	233
Figure 130 : Radiographie de l'aile droite d'un Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) adulte selon une incidence caudo-crâniale et son schéma d'interprétation (GROUT (2), 2013).	234

Figure 131 : Positions pour la radiographie du membre pelvien d'un Psittacidé. Les pointillés rouges indiquent la zone à radiographier (issu de SILVERMAN, TELL 2010).	235
Figure 132 : Radiographie du membre pelvien droit d'un Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) adulte selon une incidence crânio-caudale et son schéma d'interprétation (GROUT (2) 2013).	236
Figure 133 : Radiographie du membre pelvien droit d'un Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) adulte selon une incidence médio-latérale et son schéma d'interprétation (GROUT (2) 2013).	237
Figure 134 : Ara bleu et jaune et Gris du Gabon en position pour une radiographie ventro-dorsale de la cavité coelomique (Images : P. GRENTZINGER, remerciements à la clinique pour animaux exotiques de l'université de Pretoria).	238
Figure 135 : Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) en position pour une radiographie latéro-latérale de la cavité coelomique (Image : P. GRENTZINGER, remerciements à la clinique pour animaux exotiques de l'université de Pretoria).	238
Figure 136 : Schéma de l'anatomie de la cavité coelomique vue de face d'un Psittacidé adulte (issu de SILVERMAN, TELL 2010).	239
Figure 137 : Schéma de l'anatomie de la cavité coelomique vue de profil d'un Psittacidé adulte (issu de SILVERMAN, TELL 2010).	239
Figure 138 : Radiographie de la cavité coelomique d'un Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) adulte en vue latéro-latérale et son schéma d'interprétation (d'après SILVERMAN, TELL 2010).	240
Figure 139 : Radiographie de la cavité coelomique d'un Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) adulte en vue ventro-dorsale et son schéma d'interprétation (d'après SILVERMAN, TELL 2010).	241
Figure 140 : Radiographie de la cavité coelomique d'un Ara bleu et jaune (<i>A. ararauna</i>) adulte en vue ventro-dorsale (Image : ENVT – Clinique NAC).	243
Figure 141 : Radiographie coelomique de profil du patient (Image : Clinique NAC – ENVT).	245
Figure 142 : Radiographie coelomique de face du patient (Image : Clinique NAC – ENVT).	245
Figure 143 : Transit baryté réalisé sur un Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) de 4 mois (depuis T0 jusqu'à T+6h) (Images : Clinique NAC – ENVT).	247
Figure 144 : Transit baryté et mesure du diamètre du proventricule réalisés sur un Ara bleu et jaune (<i>A. ararauna</i>) adulte (Image : Clinique Atlantia à Nantes, remerciements au Dr. Risi).	248
Figure 145 : Radiographies de l'aile gauche d'un Eclectus (<i>E. roratus</i>) présenté pour douleur au niveau de ce membre suite à une chute survenue la veille (Image : Clinique NAC – ENVT).	250
Figure 146 : Radiographies de l'aile gauche du même Eclectus (<i>E. roratus</i>) après 40 jours de bandage en 8 et de cageothérapie (Source : Clinique NAC – ENVT).	250
Figure 147 : Radiographies coelomique d'un Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) présenté pour légère dyspnée évoluant depuis deux semaines (Source : Clinique NAC – ENVT).	251
Figure 148 : Radiographies coelomique d'un Ara chloroptère (<i>A. chloropterus</i>) présenté pour abattement majeur, diarrhée brunâtre et régurgitations évoluant depuis 2 jours (Source : Clinique NAC – ENVT).	251
Figure 149 : Echocardiographie en mode B d'un Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) sain en approche ventromédiane selon une coupe longitudinale verticale (A) et horizontale (B) (PEES, KRAUTWALD-JUNGHANNS 2005).	253
Figure 150 : Scanner d'un Eclectus mâle (<i>E. roratus</i>) placé en décubitus ventral (Image : B. THIBAUT, remerciements à la clinique Atlantia à Nantes).	257
Figure 151 : Coupe sagittale paramédiane de la cavité coelomique d'une Amazone poudrée (<i>A. farinosa</i>) femelle (GUMPENBERGER, HENNINGER 2001).	258
Figure 152 : Images issues de trachéoscopies (Source : DIVERS 2010).	262

Figure 153 : Trachéoscopie sur un Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) (Image : P. GRENTZINGER, remerciements au Dr. Le Loc'h).....	262
Figure 154 : Cœlioscopie par voie latérale d'un Youyou du Sénégal (<i>P. senegalus</i>) (Images : P. GRENTZINGER, remerciements au Dr. Le Loc'h).....	264
Figure 155 : Cœlioscopie par voie crâniale sur un Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) (Image : P. GRENTZINGER, remerciements à la clinique pour oiseaux et animaux exotiques de l'université vétérinaire de Pretoria).....	266
Figure 156 : Apparence normale des muscles de la syrinx (s), de la trachée (t), de la carène proximale (k) et du tronc brachiocéphalique (b) vus par endoscopie par voie d'abord crâniale chez une Amazone à front jaune (<i>Amazona ochrocephala</i>) (Source : DIVERS 2010).....	267
Figure 157 : Visualisation des sacs aériens par endoscopie réalisée par voie d'abord caudale) (DIVERS 2010).....	267
Figure 158 : Poumons d'oiseaux vus à l'endoscopie (DIVERS 2010).....	268
Figure 159 : Pancréas (p) et duodénum (d) observés depuis de sac aérien abdominal chez un Ara (<i>Ara sp.</i>) (DIVERS 2010).....	269
Figure 160 : Grappe ovarienne d'un Cacatoès blanc (<i>Cacatua alba</i>) vue à l'endoscopie (DIVERS 2010).....	270
Figure 161 : Infiltration lymphoplasmocytaire (flèche) dans la paroi du proventricule d'un Gris du Gabon (histologie réalisée sur pièce nécropsique) (Image : Laboratoire d'anatomopathologie de l'ENVT).....	276
Figure 162 : Démarche diagnostique à suivre en cas de picage chez les Psittacidés (FRITSCH 1989).....	278

TABLE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Présentation des caractéristiques communes des Psittaciformes (réalisation personnelle d'après HARCOURT-BROWN, CHITTY 2005).....	30
Tableau 2 Résumé des conditions de commerce d'espèces des Annexes I, II et III de la CITES (réalisation personnelle d'après (CITES 2016))	34
Tableau 3 : Avantages et inconvénients des différents modes d'élevage d'un oisillon (réalisation personnelle).....	61
Tableau 4 : Tableau présentant les différents types d'alimentations disponibles pour les Psittacidés ainsi que leurs avantages et leurs inconvénients (Réalisation personnelle d'après (GROSSET 2009) et (STAHL, KRONFELD 1998)).....	80
Tableau 5 : Apports nutritionnels recommandés dans une ration pour Psittacidés (issu du Manual of Avian Nutrition, HAWLEY and al., 2000).	82
Tableau 6: Exemples de maladies liées à une mauvaise alimentation chez les Psittacidés (partie 1/2) (liste non exhaustive). Réalisation personnelle d'après (HARPER, SKINNER 1998), (OROSZ 2014), (BAUCK 1995), (STAHL, KRONFELD 1998), (SAMOUR 2008) et (TULLY et al. 2009)).....	87
Tableau 7: Exemples de maladies liées à une mauvaise alimentation chez les Psittacidés (partie 2/2) (liste non exhaustive). Réalisation personnelle d'après (HARPER, SKINNER 1998), (OROSZ 2014), (BAUCK 1995), (STAHL, KRONFELD 1998), (SAMOUR 2008) et (TULLY et al. 2009)).....	88
Tableau 8 : Présentation des vaccins les plus fréquemment utilisés chez les Psittacidés (liste non exhaustive) (réalisation personnelle).....	97
Tableau 9 : Quelques exemples de fréquences cardiaques et respiratoires moyennes chez quelques espèces de Psittaciformes (réalisation personnelle d'après (COLES 2007)et (LONGLEY 2008)).....	118
Tableau 10 : Organisation interne de la moelle épinière des oiseaux (réalisation personnelle d'après (OROSZ, BRADSHAW 2007)).....	128
Tableau 11 : Localisation de la lésion en fonction des signes neurologiques observés (réalisation personnelle d'après (JONES, OROSZ 1996) et (CLIPPINGER, BENNETT, PLATT 2007)).....	130
Tableau 12 : Examen neurologique des nerfs crâniens des oiseaux (partie 1/4) (réalisation personnelle d'après (CLIPPINGER, BENNETT, PLATT 2007) ; (JONES, OROSZ 1996) ; (OROSZ, BRADSHAW 2007) et (HUNT 2015)).....	132
Tableau 13 : Examen neurologique des nerfs crâniens des oiseaux (partie 2/4) (réalisation personnelle d'après (CLIPPINGER, BENNETT, PLATT 2007) ; (JONES, OROSZ 1996) ; (OROSZ, BRADSHAW 2007) et (HUNT 2015)).....	133
Tableau 14 : Examen neurologique des nerfs crâniens des oiseaux (partie 3/4) (réalisation personnelle d'après (CLIPPINGER, BENNETT, PLATT 2007) ; (JONES, OROSZ 1996) ; (OROSZ, BRADSHAW 2007) et (HUNT 2015)).....	134
Tableau 15: Examen neurologique des nerfs crâniens des oiseaux (partie 4/4) (réalisation personnelle d'après (CLIPPINGER, BENNETT, PLATT 2007) ; (JONES, OROSZ 1996) ; (OROSZ, BRADSHAW 2007) et (HUNT 2015)).....	135
Tableau 16 : Pression intraoculaire moyenne donnée avec le score de déviation de différentes espèces de Psittacidés (KORBEL, REESE, HEGNER 1998).....	140

Tableau 17 : Différentes molécules et leurs posologies utilisables chez les Psittacidés en anesthésie fixe (partie 1/2) (réalisation personnelle d'après (WEST, HEARD, CAULKETT 2007) ; (LONGLEY 2008); (MANS 2014) ; (GUNKEL, LAFORTUNE 2005); (LIERZ, KORBEL 2012); (BERTHIER et al. 1996)et (CARPENTER, MARION 2013)).	149
Tableau 18 : Différentes molécules et leurs posologies utilisables chez les Psittacidés en anesthésie fixe (partie 2/2) (réalisation personnelle d'après (WEST, HEARD, CAULKETT 2007) ; (LONGLEY 2008); (MANS 2014) ; (GUNKEL, LAFORTUNE 2005); (LIERZ, KORBEL 2012); (BERTHIER et al. 1996)et (CARPENTER, MARION 2013)).	150
Tableau 19 : Présentation des molécules disponibles pour la pré-médication des oiseaux (réalisation personnelle d'après (GUNKEL, LAFORTUNE 2005) ; (LIERZ, KORBEL 2012) ; (WEST, HEARD, CAULKETT 2007) et (CARPENTER, MARION 2013)).	154
Tableau 20 : Valeurs de référence de la glycémie chez certaines espèces de Psittacidés (d'après (CARPENTER, MARION 2013)).	162
Tableau 21 : Molécules d'urgence disponibles chez les Psittacidés (réalisation personnelle d'après (CARPENTER, MARION 2013); (GUNKEL, LAFORTUNE 2005) ; (WEST, HEARD, CAULKETT 2007)).	163
Tableau 22 : Molécules analgésiques disponibles chez les Psittacidés (réalisation personnelle d'après (CARPENTER, MARION 2013) ; (WEST, HEARD, CAULKETT 2007)).	167
Tableau 23 : Signes cliniques suggérant une prise en charge d'urgence chez les Psittacidés (réalisation personnelle d'après (TULLY et al. 2009) ; (DE MATOS, MORRISEY 2005) ; (CARPENTER, MARION 2013) et (HARRIS 2000)).	198
Tableau 24 : Diagnostic différentiel, traitements et pronostics des crises convulsives chez les Psittacidés (partie 1/2) (réalisation personnelle d'après (DELK 2012) et (CARPENTER, MARION 2013)).	202
Tableau 25 : Diagnostic différentiel, traitements et pronostics des crises convulsives chez les Psittacidés (partie 1/2) (réalisation personnelle d'après (DELK 2012) et (CARPENTER, MARION 2013)).	203
Tableau 26 : Différents toxiques pour les Psittacidés et signes cliniques associés (partie 1/2) (réalisation personnelle d'après (MURPHY 2015) ; (PUSCHNER, POPPENGA 2009) ; (LIGHTFOOT, YEAGER 2008)).	207
Tableau 27 : Différents toxiques pour les Psittacidés et signes cliniques associés (partie 2/2) (réalisation personnelle d'après (MURPHY 2015) ; (PUSCHNER, POPPENGA 2009) ; (LIGHTFOOT, YEAGER 2008)).	208
Tableau 28: Interprétation d'une NFS chez les Psittacidés (partie 1/2) (réalisation personnelle d'après (CARPENTER, MARION 2013) ; (MITCHELL, JOHNS 2008)).	216
Tableau 29: Interprétation d'une NFS chez les Psittacidés (partie 2/2) (réalisation personnelle d'après (CARPENTER, MARION 2013) ; (MITCHELL, JOHNS 2008)).	217
Tableau 30 : Interprétation d'un ionogramme chez les Psittacidés (réalisation personnelle d'après (COLES 2007) et (CAPITELLI, CROSTA 2013)).	221
Tableau 31 : Interprétation d'une biochimie sanguine chez les Psittacidés (partie 1/2) (réalisation personnelle d'après (BELCHER et al. 2014); (COLES 2007) et (CAPITELLI, CROSTA 2013)).	222
Tableau 32 : Interprétation d'une biochimie sanguine chez les Psittacidés (partie 2/2) (réalisation personnelle d'après (BELCHER et al. 2014); (COLES 2007) et (CAPITELLI, CROSTA 2013)).	223
Tableau 33 : Désordres acido-basiques et différentes causes possibles. Les valeurs de références indiquées sont celles du Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>) (réalisation personnelle d'après (MONTESINOS, ARDIACA 2013)).	224

Tableau 34 : Avantages et inconvénients de l'endoscopie chez les Psittacidés (réalisation personnelle d'après (TULLY et al. 2009) ; (CHAI, ROMAN 2005) ; (DIVERS 2010); (HERNANDEZ-DIVERS, HERNANDEZ-DIVERS 2004))	261
Tableau 35 : Structures visibles en fonction de la localisation de l'endoscope (réalisation personnelle d'après (CHAI, ROMAN 2005) ; (DIVERS 2010)et (HERNANDEZ-DIVERS, HERNANDEZ-DIVERS 2004))	265
Tableau 36 : Principales zoonoses transmises par les Psittacidés (réalisation personnelle d'après (EVANS 2011)).	280

LISTE DES ABREVIATIONS

AG : *Anion Gap*
AINS : Anti-inflammatoires non-stéroïdiens
AIAT : Alanine aminotransférase
AsAT : Aspartate déshydrogénase
AIS : Anti-inflammatoires stéroïdiens
bpm : battements par minute
Ca : Calcium
CITES : Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora
CE : Communauté européenne
CPK : Créatinine Phospho-kinase
CRI : *Constant Rate Infusion*
DREAL : Direction Régionale de l'Environnement, de l'Aménagement et du Logement
EAM : Elevé à la main
Env. : environ
EPP : Elevé par les parents
IA : Index anesthésique
IM : Intramusculaire
IN : Intranasal
IO : Intra-osseux
IOC : *International Ornithologists Community*
IT : Intra-trachéal
IV : Intraveineux
LC : *Least Concern* = Peu préoccupant
LDH : Lactate déshydrogénase
MAC : Minimum anaesthetic concentration
MCV : *Mean Cell Volume*
MCH : *Mean Corpuscular Hemoglobin*
MCHC : *Mean Corpuscular Hemoglobin Concentration*
MER : Métabolisme de maintenance
MNC : Motoneurone central
MNP : Motoneurone périphérique
mpm : mouvements par minute
NAC : Nouveaux Animaux de Compagnie NT : *Not Threatened* = Quasi menacé
NFS : Numération Formule Sanguine
ONU : Organisation des Nations Unies
P : Phosphore
PaCO₂ : pression artérielle en dioxyde de carbone
PaO₂ : pression artérielle en dioxygène
Pbfd : *Psittacine Beak and Feather Disease*
PCO₂ : pression partielle en CO₂
PDD : *Proventricular Dilatation Disease*
PCR : *Polymerase Chain Reaction*
PO : Per-os
PV : Poids Vif
SC : Sous-cutané
UE : Union européenne
UICN : Union Internationale pour la Conservation de la Nature
VU : *Vulnerable* = Vulnérable

INTRODUCTION

La famille des Psittacidés regroupe de nombreuses espèces d'oiseaux communément appelés perroquets et perruches. Grâce aux couleurs vives de leur plumage et à leur capacité à parler, ces oiseaux sont souvent évocateurs d'exotisme et d'originalité. De plus, ils sont dotés d'un caractère joueur et sociable qui séduit de nombreux propriétaires. Pour toutes ces raisons, beaucoup de personnes se décident à l'adoption d'un perroquet. Selon une enquête de la FACCO (chambre syndicale des fabricants d'aliments préparés pour chiens, chats, oiseaux et autres animaux familiers), il y avait environ 5,8 millions d'oiseaux détenus en France en 2015, la plupart appartenant à la famille des Psittacidés.

Néanmoins, les populations sauvages de Psittacidés ont souffert de cet engouement, l'augmentation de la demande encourageant les trafics de ces oiseaux. Dans certaines régions, les effectifs de perroquets sauvages ont alors très fortement diminué, voire même disparu. Heureusement face à cela, la communauté internationale (dont la France) a réagi et a fourni un cadre législatif protégeant les Psittacidés du commerce abusif dont ils sont victimes.

Cependant, les perroquets sauvages ne sont pas les seuls à souffrir de ce phénomène de société. En effet, les Psittacidés maintenus en captivité souffrent parfois de conditions de vie inadéquates souvent dues à une méconnaissance de leurs besoins de la part de leurs propriétaires.

Face à cette situation, le vétérinaire se doit d'être le garant du bien-être de ces animaux. Pour cela, une connaissance des espèces de Psittacidés, de leurs modes de vie et de leurs besoins est primordiale.

Malheureusement, les Psittacidés restent une famille encore peu connue des vétérinaires français métropolitains et pour cette raison, de nombreux praticiens préfèrent référer ces patients dans des structures spécialisées.

Or tout vétérinaire, qu'il ait à l'origine un exercice canin, équin ou même rural, peut être un jour confronté à un Psittacidé (par exemple en urgence lors d'un service de garde).

Ce travail a donc pour but de fournir au clinicien toutes les bases nécessaires à la consultation des Psittacidés. Afin de donner à ce guide un aspect pratique pour son lecteur, les informations théoriques sont enrichies de tableaux synthétiques, conseils pratiques et de nombreuses illustrations.

La première partie présente la famille des Psittacidés ainsi que les conditions optimales pour le maintien en captivité de ces oiseaux. Le second chapitre traitera quant à lui du déroulé d'une consultation ainsi que des procédures à maîtriser pour prendre en charge un perroquet et les examens complémentaires utilisables chez ces oiseaux seront ensuite détaillés. Enfin, les conduites à tenir face aux maladies affectant fréquemment les Psittacidés seront exposées.

I- Le perroquet chez son propriétaire

A) Place des Psittacidés

1) *Taxonomie des Psittacidés*

a- **Taxonomie de référence**

La taxonomie des oiseaux est en constante évolution par l'apport constant de nouvelles connaissances en génie moléculaire ou génétique par exemple (GERLACH 2001). Aujourd'hui encore, aucune classification ne fait l'unanimité et il n'est pas rare de trouver de grandes différences entre les classifications (KOVALIK, al. 2016).

La systématique faisant le plus consensus dans la communauté scientifique a longtemps été celle proposée par J. del Hoyo, A. Elliott et J. Sargatal (DEL HOYO, ELLIOTT, SARGATAL 1992). Elle distingue 2 familles au sein des Psittaciformes : les Psittacidés et les Cacatuidés. Les Loriinés, longtemps considérés comme une famille à part entière ont ensuite été réintégrés comme étant une sous-famille des Psittacidés.

Néanmoins cette classification semble être aujourd'hui remise en question et il semble plus pertinent de se fier à la systématique dressée par l'IOC (*International Ornithologists Community*) (GILL, DONSKER 2016) (cf. figure 1). La *World Bird List* (Liste des oiseaux du monde) est en effet remise à jour par l'équipe éditoriale de l'IOC quatre fois par an pour inclure des changements de noms ou de classifications issus d'études ornithologiques ou génomiques, des descriptions d'espèces nouvellement découvertes ou encore des corrections à la nomenclature actuelle.

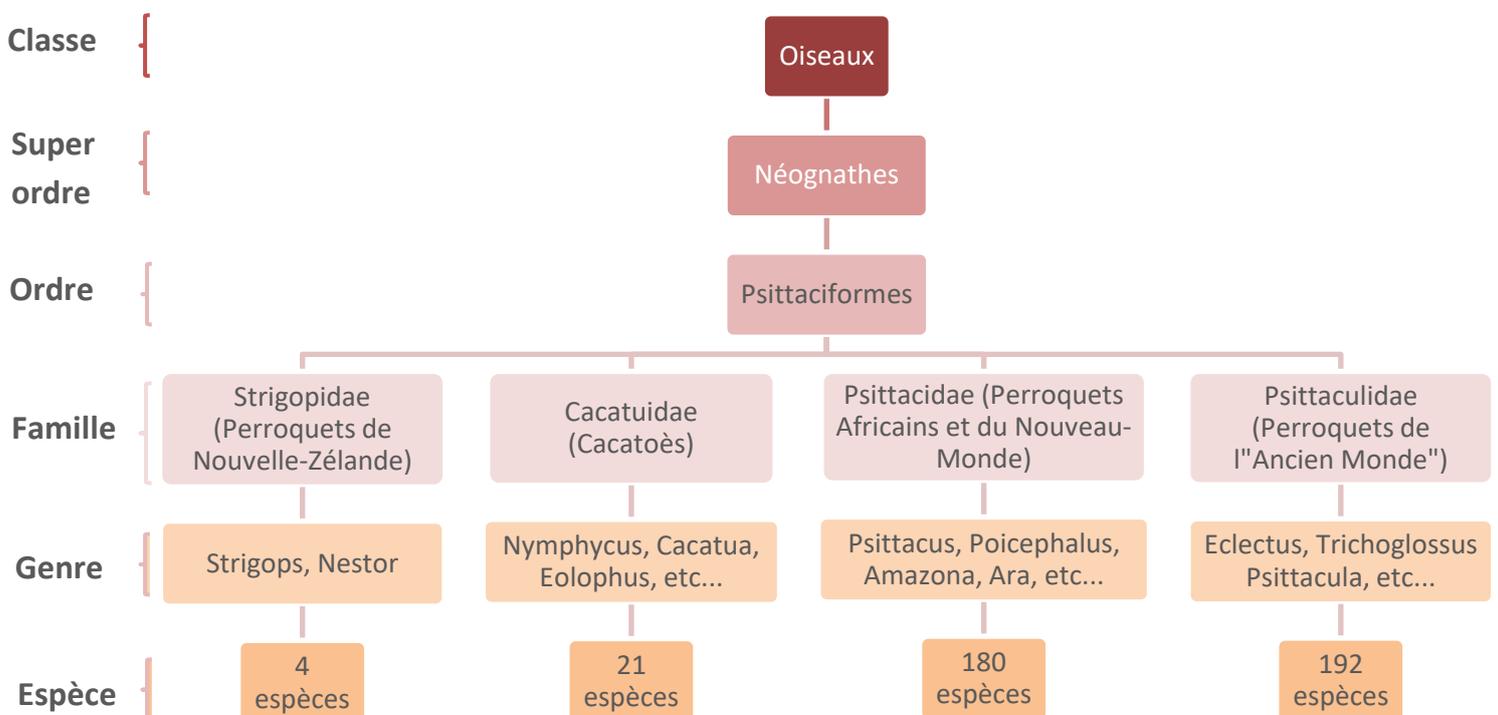


Figure 1 : Schéma représentant l'ordre des Psittaciformes dans la classification dressée par l'IOC (réalisation personnelle d'après GILL, DONSKER 2016).

Dans ce mémoire, nous utiliserons de préférence la systématique dressée par l'IOC. Une précision, même si le cadre de notre étude se limite aux Psittacédés, nous pourrions parfois mentionner des oiseaux appartenant aux autres familles de Psittaciformes. En effet, les considérations cliniques ne varient pas entre ces familles et certaines espèces (comme les Eclectus (*Eclectus roratus*) ou les Callopsittes (*Nymphicus hollandicus*) par exemple) sont parfois considérées comme appartenant à la famille des Psittacédés selon la classification utilisée.

b- Caractéristiques communes des Psittaciformes

Les Psittaciformes sont des oiseaux reconnaissables au premier coup d'œil grâce à quelques caractéristiques qui peuvent être phénotypiques, regroupées dans le tableau 1 (HARCOURT-BROWN, CHITTY 2005) :

Tableau 1 : Présentation des caractéristiques communes des Psittaciformes (réalisation personnelle d'après HARCOURT-BROWN, CHITTY 2005).

Caractères phénotypiques	Tête	Tête massive et soutenue par un cou court et trapu
	Bec	Mandibule supérieure très développée et courbée vers le bas (= bec crochu) Mandibule inférieure légèrement courbée vers le haut Bec agissant comme un troisième membre
	Cire	Bande de peau épaisse présente à la base de la mandibule supérieure et entourant les narines
	Doigts	Disposition zygodactyle caractéristique des oiseaux grimpeurs : doigts I et IV dirigés vers l'arrière alors que doigts II et III dirigés vers l'avant (cf. figure 28)
	Plumage	Couleurs généralement vives (à l'exception des Cacatoès noirs (<i>Probosciger aterrimus</i>)) (cf. figures 2 et 3)
Caractères liés au mode de vie	Vocalises	Cris puissants servant à la communication et à la cohésion des colonies
	Vision	Vision monoculaire : champ de vision très large grâce au fait que chaque œil renvoie une image indépendante de l'autre
Caractère lié à la reproduction	Eclosion	A l'éclosion, perroquets petits, nus et complètement dépendants des parents



Figure 2 : Ara macao (*Ara macao*)
(Image : P. GRENTZINGER)



Figure 3 : Cacatoès noir (*Probosciger aterrimus*)
(Image : P. GRENTZINGER)

Figures 2 et 3 : Présentation d'un Ara macao (*Ara macao*) au plumage très coloré en opposition au plumage noir du Cacatoès noir (*Probosciger aterrimus*).

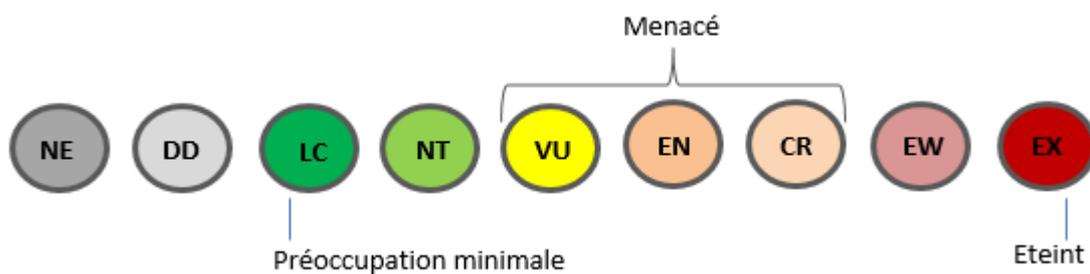
2) Législation

Les perroquets sont des oiseaux très attirants pour le grand public, tant par leurs couleurs chaudes et variées, leur exotisme synonyme d'invitation au voyage, mais aussi pour leur intelligence et leur comportement joueur et attachant. Cependant, cet engouement pour ces oiseaux a malheureusement pu causer de nombreux abus en réponse à la hausse de la demande. En effet, il n'est pas rare encore aujourd'hui de recevoir en consultation des oiseaux prélevés au nid dans leur pays d'origine et ramenés par leur propriétaire comme un « souvenir de vacances », l'exemple le plus flagrant concernant les Gris du Gabon (*Psittacus erithacus*) de plus de 30 ans.

Jusqu'à très récemment, la possession d'oiseaux exotiques (dont les perroquets) n'était en effet soumise à aucune réglementation et la demande croissante d'acquérir ces animaux a mené à de nombreuses pratiques dévastatrices pour les espèces : piégeage des adultes, prélèvement des jeunes dans les nids, commerces internationaux dépourvus de cadre juridique, etc... Heureusement, face à ces abus menaçant de nombreuses espèces, les gouvernements et la communauté internationale ont su réagir et coopérer pour mettre en place des réglementations concernant la détention et le commerce de ces espèces exotiques.

a- Evaluer les risques pesant sur les Psittacidés : le rôle de l'UICN

De nos jours, il apparaît évident que de nombreuses espèces, animales ou végétales, sont en danger d'extinction. Les plus réputées sont évidemment les éléphants, les rhinocéros et autres grands mammifères, mais l'UICN (Union Internationale pour la Conservation de la Nature) rappelle constamment que derrière ces espèces bien connues se cachent souvent de nombreuses autres espèces en danger ou menacées de l'être. Créée en 1948, cette Union de Membres est composée à la fois de gouvernements et d'organisations publiques ou privées et a pour but de promouvoir des solutions pour concilier développement de l'activité humaine et environnement (SCHULMAN 2015). Pour ce faire, une de ses missions consiste à attribuer un statut au plus grand nombre d'espèces ou d'écosystèmes en fonction de la menace pesant sur elle ou sur son environnement. Ces statuts sont résumés ci-dessous :



Légende :

- **NE : Not Evaluated** = Non évalué
- **DD : Data Deficient** = Manque de données
- **LC : Least Concern** = Peu préoccupante
- **NT : Near Threatened** = Quasi menacé
- **VU : Vulnerable** = Vulnérable
- **EN : Endangered** = En danger
- **CR : Critically Endangered** = En danger critique
- **EW : Extinct in the Wild** = Eteint à l'état sauvage
- **EX : Extinct** = Eteint

Figure 4 : Schéma représentant les différents statuts UICN (réalisation personnelle d'après : « The UICN Red List of Threatened Species – *Poicephalus senegalus* »)

Ainsi, le statut délivré par l'UICN sur chaque espèce est un indicateur clair et précis pour tous sur l'état dans lequel se trouve chacune d'elle au niveau mondial. De nombreux organismes (dont l'ONU et certains gouvernements) utilisent d'ailleurs ces statuts comme base pour édifier leur réglementation en matière de protection des espèces et des écosystèmes. Néanmoins, il est important de garder à l'esprit que même si une espèce appartient aujourd'hui aux catégories LC ou NT, son sort peut basculer très rapidement vers un statut plus sévère, et ce à cause de nouvelles menaces sur elle ou sur son écosystème (liées à l'activité humaine ou non) (UICN 2015).

Actuellement, la majorité des perroquets n'est pas considérée comme étant menacée puisque la plupart des Psittaciformes ont un statut « Peu préoccupant » (= LC) à « Quasi menacé » (=NT), souvent parce que les populations bénéficient d'un très grand nombre d'individus répartis dans des habitats préservés ou sans grande menace. Néanmoins, certaines espèces à l'image du Kéa (*Nestor notabilis*) ont un statut « Vulnérable » (= VU) en raison du déclin de leurs populations (*The UICN Red List of Threatened Species 2012 - Nestor notabilis* 2012). Ainsi, le Kéa illustre le fait qu'il est impératif de protéger les Psittaciformes, et ce à l'échelle mondiale. Heureusement, la communauté

internationale a su réagir et mettre en place des textes de lois visant à préserver les animaux exotiques, Psittaciformes compris.

b- A l'échelle internationale : la CITES

La CITES (*Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora*), aussi appelée Convention de Washington est un accord international entre états ayant pour but de veiller à ce que le commerce d'animaux et de plantes mais aussi de spécimens (fourrures, racines, plumes, etc...) ne menace en aucun cas la survie des espèces auxquelles ils appartiennent.

Adoptée en 1973 à Washington en présence de représentants de 80 pays (dont la France), la convention protège aujourd'hui plus de 35 000 espèces à différents niveaux correspondant aux 3 annexes de la Convention. Les dispositions de la CITES ont pour objet les animaux ou les plantes inscrits aux différentes annexes (spécimens vivants ou morts), et les produits qui en sont issus ou qui en contiennent (dans le cas des Psittaciformes : bijoux à base de plumes...). La CITES stipule que tout pays signataire s'engage à ne permettre le commerce des spécimens des espèces inscrites sur chaque annexe qu'en conformité des dispositions dictées par la Convention (CITES 1973) (cf. tableau 2).

Remarque : En raison du trafic massif dont elles sont victimes, les populations sauvages de Gris du Gabon (*P. erithacus*) ont très fortement diminué ces cinq dernières années au Gabon, au Tchad et en Angola (disparition jusqu'à 90% des individus dans certaines régions). Face à cela, la CITES a réagi lors de sa 17^{ème} conférence des Parties (Octobre 2016) en inscrivant ces perroquets à l'Annexe I (au lieu de l'Annexe II jusqu'à présent). Cette convention est donc en évolution constante pour répondre au mieux à la situation de chaque espèce menacée (CITES CoP17 2016). Néanmoins, la CITES n'a pour l'instant pas statué du devenir des Gris du Gabon issus d'élevage.

Tableau 2 Résumé des conditions de commerce d'espèces des Annexes I, II et III de la CITES
(réalisation personnelle d'après (CITES 2016))

Annexe	Espèces concernées	Réglementations du commerce des espèces appartenant à cette annexe
I	Espèces menacées d'extinction qui sont ou pourraient être affectées par le commerce d'où une réglementation stricte encadrant ce dernier	<p>Commerce de spécimens interdit sauf autorisations spéciales dans un but scientifique :</p> <ul style="list-style-type: none"> - Permis d'exportation nécessaire pour l'exportation d'un spécimen appartenant à cette annexe et qui certifie : <ul style="list-style-type: none"> • Par l'Etat exportateur que le mouvement du spécimen ne met pas son espèce en danger • Que l'origine du spécimen est légale • Qu'en cas de spécimen vivant, celui-ci bénéficiera de conditions de transport répondant à ses besoins • Qu'un permis d'importation a été délivré pour ce spécimen - Permis d'importation nécessaire qui assure que : <ul style="list-style-type: none"> • L'importation du spécimen ne nuit pas à la survie de son espèce • En cas de spécimen vivant, le destinataire a les conditions d'hébergement adéquates pour le recevoir • Le spécimen ne sera pas utilisé à des fins principalement commerciales
II	Espèces non menacées mais qui pourraient le devenir si leur commerce n'était pas réglementé	<p>Commerce de spécimens autorisé mais fortement réglementé :</p> <ul style="list-style-type: none"> - Permis d'exportation ou certificat de réexportation nécessaire selon les mêmes conditions que pour l'Annexe I - Le commerce d'un spécimen est contrôlé dans chaque partie par une autorité scientifique afin d'assurer la survie de l'espèce concernée (Museum Nationale d'Histoire Naturelle en France)
III	Toute espèce qu'un pays déclare soumise à une réglementation visant à empêcher ou restreindre leur exploitation et nécessitant la coopération des autres pays pour le contrôle du commerce	<ul style="list-style-type: none"> - Permis d'exportation nécessaire délivré par l'Etat exportateur certifiant que : <ul style="list-style-type: none"> • L'origine du spécimen est légale • Tout spécimen vivant bénéficiera de conditions de transport répondant à ses besoins - Certificat d'origine nécessaire au pays importateur

Le commerce international des espèces sauvages est donc particulièrement encadré. Malheureusement, faute de moyens pour contrôler l'application de ces réglementations, des trafics de perroquets sont encore régulièrement mis à jour par les autorités comme en 2015 où la police indonésienne avait saisi 24 Cacatoès souffrés (*Calcutua sulphurea*) enfermés dans des bouteilles en plastique vides afin de passer les douanes illégalement.

La CITES pose donc un cadre international strict réglementant le commerce des espèces afin d'en assurer la survie. Cette Convention permet également à chaque pays signataire de proposer l'ajout d'espèces aux Annexes en fonction du bien-être des espèces sur leur territoire. Ainsi, ces pays sont acteurs de la conservation des espèces vivant sur leur territoire qui constituent à la fois un patrimoine, mais également la biodiversité. Afin de respecter ce cadre international, les pays signataires ont également adapté leur législation, comme l'ont fait l'Union Européenne et la France.

c- A l'échelle de l'Union Européenne

Afin de protéger la biodiversité de la Communauté Européenne et de statuer sur les espèces non mentionnées par la CITES, l'Union Européenne a mis en place une législation plus stricte que la convention internationale, même si elle s'appuie largement sur cette dernière.

En effet, le règlement CE n°338/97 du Conseil relatif à la protection des espèces de faune et de flore sauvages par le contrôle de leur commerce et modifié par le règlement (UE) No 1320/2014 de la Commission du 1er décembre 2014 (Journal officiel de l'Union européenne 2014) classe les espèces menacées de la faune et de la flore selon quatre annexes (A, B, C et D) en fonction des menaces pesant sur elles (l'annexe A regroupant les espèces les plus protégées). Les annexes A, B et C correspondent généralement aux annexes I, II et III de la CITES même si de petites différences existent (par exemple, le genre *Vini* est classé en annexe A alors que seul le *Vini ultramarina* est dans l'annexe I de la CITES, le reste étant en annexe II).

Les Psittaciformes sont tous regroupés dans les annexes A et B.

L'annexe D quant à elle comprend les espèces non listées par la CITES mais dont l'Union Européenne souhaite connaître les flux d'importation vers les différents états membres. L'importation et l'exportation des espèces inscrites en annexe A sont interdites sauf dérogation alors que celles pour les espèces de l'annexe B sont soumises à des permis d'exportation et d'importation. Pour les espèces appartenant à l'annexe C, seule une notification d'importation vers l'UE est nécessaire (accompagnée parfois d'un permis d'exportation en fonction de la provenance du spécimen). Enfin, pour les spécimens notés en annexe D, une simple déclaration aux douanes au moment de l'entrée au sein de la Communauté Européenne suffit.

Ainsi, le transit par un pays membre de l'UE d'un spécimen classé parmi une de ces annexes se fera sous certaines conditions légales strictes et bien définies par la Communauté Européenne (Règlement applicable aux espèces de faune et de flore sauvages menacées d'extinction (Ministère des Finances et des Comptes publics 2015)). Cette réglementation permet de contrôler l'impact du commerce sur les espèces sauvages, mais aussi le respect des normes sanitaires à l'entrée de l'UE.

d- A l'échelle française

Depuis 1976, la France a mis en place des lois visant à protéger sa faune et sa flore, et particulièrement en Guyane. L'Arrêté du 25 mars 2015 fixant la liste des oiseaux représentés dans le département de la Guyane protégés sur l'ensemble du territoire et les modalités de leur protection stipule entre autres que (Ministère de l'écologie, du développement durable et de l'énergie et le ministre de l'agriculture, de l'agroalimentaire 2015) :

« Article 2.I :

Sont interdits sur tout le territoire du département de la Guyane et en tout temps :

- *La destruction ou l'enlèvement des œufs et des nids ;*
- *La destruction, la mutilation, la capture ou l'enlèvement des oiseaux dans le milieu naturel ;*
- *La perturbation intentionnelle des oiseaux notamment pendant la période de reproduction et de dépendance, pour autant que la perturbation remette en cause le bon accomplissement des cycles biologiques de l'espèce considérée. »*

En France, une personne possédant un perroquet doit pouvoir justifier, à tout instant, de la légalité de cette détention grâce à un certificat de propriété accompagné d'une fiche de traçabilité. Ce certificat ne couvre qu'un seul spécimen et est délivré en France par la DREAL (Direction régionale de l'environnement de l'aménagement et du logement). Il n'est pas transmissible et doit donc être renouvelé à chaque changement de propriétaire (Ministère des Finances et des Comptes publics 2015).

L'Arrêté de Guyane est complété par :

- L'Arrêté du 10 août 2004 fixant les conditions d'autorisation de détention d'animaux de certaines espèces non domestiques dans les établissements d'élevage, de vente, de location, de transit ou de présentation au public d'animaux d'espèces non domestiques (Ministère de l'agriculture, de l'alimentation, de la pêche et des affaires rurales et le ministre de l'écologie et du développement durable 2004). Cet Arrêté détermine les conditions de marquage des oiseaux et stipule que les perroquets doivent être munis d'un « *marquage individuel et permanent [...] effectué dans les 1 mois suivant leur naissance* » (bague ou puce électronique).
- L'Arrêté du 24 mars 2006 modifiant les arrêtés du 17 avril 1981 modifié fixant les listes des oiseaux protégés sur l'ensemble du territoire et du 15 mai 1986 modifié fixant sur tout ou partie du territoire national des mesures de protection des oiseaux représentés dans le département de la Guyane (Ministère de l'agriculture et de la pêche et le ministre de l'écologie et du développement durable 2006). Ici, le texte précise que « *l'interdiction de transport, de colportage, d'utilisation, de mise en vente, de vente ou d'achat, prévue [par l'Arrêté de Guyane] ne s'applique pas aux spécimens nés et élevés en captivité et marqués conformément aux dispositions fixées par arrêté du ministre chargé de la protection de la nature et du ministre chargé de l'agriculture. »*

La législation entourant la détention des Psittacidés est donc très stricte et il est primordial que le vétérinaire en ait conscience afin d'informer au mieux les propriétaires. Cependant, la classification des espèces dans les annexes des textes de loi et les lois elles-mêmes sont régulièrement modifiées. Il est donc conseillé de se rapprocher des autorités compétentes en cas de doute afin de garantir aux propriétaires le strict respect du cadre de la loi.

e- Application pour le propriétaire

Avant de choisir son oiseau, le futur propriétaire doit s'assurer qu'il a le droit de posséder une telle espèce et que celle-ci n'a pas été importée illégalement sur le territoire.

Le jour de l'achat, il doit impérativement recevoir un certificat de cession mentionnant :

- Les coordonnées complètes du vendeur et de l'acheteur.
- Les noms commun (en français) et scientifique (en latin) de l'espèce du perroquet.
- Le numéro d'identification de l'oiseau (bague ou transpondeur électronique).
- En cas d'importation : le numéro CITES de l'oiseau et un certificat sanitaire international.

3) Oiseaux rencontrés le plus fréquemment en consultation

Les espèces de Psittaciformes présentées dans cette partie sont celles rencontrées le plus souvent en France métropolitaine chez les particuliers ou dans les parcs zoologiques (d'après des observations personnelles).

Les Psittacidés seront présentés dans un premier temps, suivis par les Cacatuidés. Chaque fiche présentative résume les caractéristiques de l'espèce (longévité, envergure, phénotype, lieu de vie, etc.) et donne des informations sur le statut juridique de celle-ci.

Toutes ces fiches ont été réalisées à l'aide de du dictionnaire des noms scientifiques de Jobling et Helm (JOBLING 2010), l'*Encyclopedia of Aviculture* (HOLLAND 1962) et de la fiche éditée pour chaque espèce par l'UICN dans sa liste rouge des espèces menacées (*The UICN Red List of Threatened Species*) (UICN 2012).

Inséparables de Fischer (Agapornis fischeri) :

Ordre : Psittaciformes

Famille : Psittacidés

Régime juridique : Annexe II de la CITES, détention libre non soumise à quotas



Image : P. GRENTZINGER

Sexage : Pas de dimorphisme sexuel

Phénotype :

- Cercle oculaire blanc épais
- Bec corail
- Il existe de nombreuses mutations phénotypiques

Caractère : Oiseau idéal pour des débutants, même s'il peut être querelleur, en particulier avec d'autres espèces ou lors de l'introduction d'un nouvel individu

Poids : env. 30 g

Zone géographique d'origine



TANZANIE

Statut de conservation UICN



NT : NEAR THREATENED

Envergure



Longévité moyenne



Figure 5 : Fiche présentative de l'Inséparable de Fischer (Agapornis fischeri)

Inséparable Rosegorge (*Agapornis roseicollis*) :

Ordre : Psittaciformes

Famille : Psittacidés

Régime juridique : Non inscrit aux annexes, détention libre non soumise à quotas

Sexage : Pas de dimorphisme sexuel

Phénotype :

- Cercle oculaire blanc fin
- Bec blanc
- Il existe de nombreuses mutations phénotypiques

Caractère : Oiseau idéal pour des débutants, même s'il peut être querelleur, en particulier avec d'autres espèces ou lors de l'introduction d'un nouvel individu

Poids : env. 30 g



Image : P. MOULTON

Statut de conservation UICN



NT : NEAR THREATENED

Zone géographique d'origine



NAMIBIE + ANGOLA

Envergure



Longévité moyenne



Note : Il existe de nombreuses sous-espèces d'Inséparables. Seules les plus fréquemment rencontrées en France sont présentées ici.

Amazone à front bleu (*Amazona aestiva*) :

Ordre : Psittaciformes

Famille : Psittacidés

Régime juridique : Annexe II de la CITES, détention libre non soumise à quotas

Sexage : Pas de dimorphisme sexuel

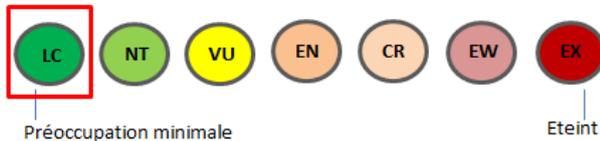
Phénotype :

- Perroquet vert avec un jaune prononcé sur la face, un masque bleu et des « épaulettes » rouges. Le pattern de couleurs est très variable d'un individu à un autre
- Mutations phénotypiques existantes mais rares

Caractère : Oiseau capable de parler (quelques mots et grand imitateur de bruits) même s'il est assez destructeur. Les Amazones sont réputées pour être très têtues et ne doivent pas être recommandées à un débutant.

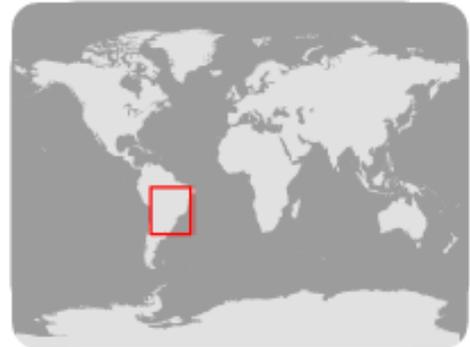
Poids : 350 – 400 g

Statut de conservation UICN



LC : LEAST CONCERN

Zone géographique d'origine



AMERIQUE DU SUD

Envergure



Longévité moyenne

40 ANS



Image : P. GRENTZINGER

Figure 7 : Fiche présentative de l'Amazone à front bleu (*Amazona aestiva*)

Amazone à nuque jaune (*Amazona ochrocephala*) :

Ordre : Psittaciformes

Famille : Psittacidés

Régime juridique : Annexe II de la CITES, détention libre non soumise à quotas

Sexage : Pas de dimorphisme sexuel

Phénotype :

- Perroquet vert avec un jaune prononcé sur la nuque, un masque vert et rémiges rouges. Le pattern de couleurs est très variable d'un individu à un autre

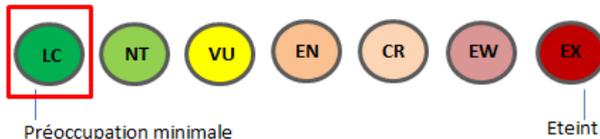
Caractère : Oiseau capable de parler (quelques mots et grand imitateur de bruits) même s'il est assez destructeur. Les Amazones sont réputées pour être très têtues et ne doivent pas être recommandées à un débutant.

Poids : 350 – 400 g



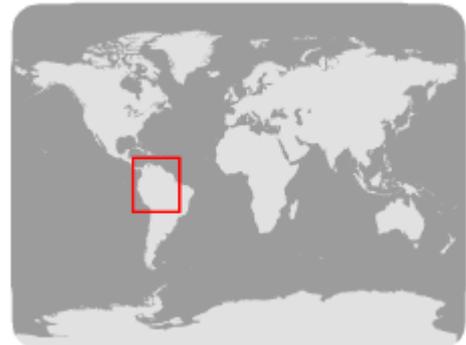
Image : P. GRENTZINGER

Statut de conservation UICN



LC : LEAST CONCERN

Zone géographique d'origine



AMERIQUE DU SUD

Envergure



Longévité moyenne



Figure 8 : Fiche présentative de l'Amazone nuque jaune (*Amazona ochrocephala*)

Ara bleu et jaune (Ara ararauna) :

Ordre : Psittaciformes

Famille : Psittacidés

Régime juridique : Annexe II de la CITES, détention libre non soumise à quotas

Sexage : Pas de dimorphisme sexuel

Phénotype :

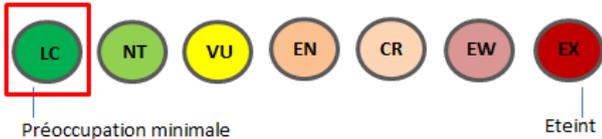
- Grands perroquets caractérisés par de très longues caudales
- Face dorsale bleue, caudales inférieures bleues, ventre et cou jaunes, front vert et cou et pourtour des yeux strié de noir

Caractère : Oiseau capable de prononcer quelques mots et imitateur de bruits (capacités moyennes) mais attention, ses cris sont extrêmement bruyants et peuvent être à l'origine de tensions dans le voisinage.

Facilement apprivoisable dans les bonnes conditions mais tendance à l'hyper-attachement. A déconseiller aux débutants.

Poids : 990 – 1300 g

Statut de conservation UICN



LC : LEAST CONCERN

Envergure



Longévité moyenne

60 ANS



Image : G. GRENTZINGER

Zone géographique d'origine



AMERIQUE DU SUD

Ara chloroptère (*Ara chloropterus*) :

Ordre : Psittaciformes

Famille : Psittacidés

Régime juridique : Annexe II de la CITES, détention libre non soumise à quotas

Sexage : Pas de dimorphisme sexuel

Phénotype :

- Grands perroquets caractérisés par de très longues caudales bleues et rouges
- Ventre, tête et cou rouges, dos et faces dorsales des ailes vertes et rouges, rémiges bleues et pourtour des yeux strié de rouge

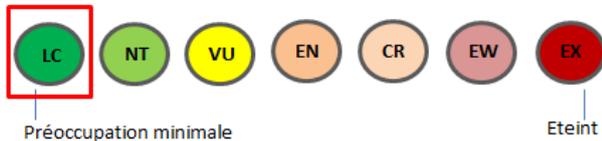
Caractère : cf. Ara bleu et jaune (*Ara ararauna*)

Poids : 990 – 1300 g



Image : G. GRENTZINGER

Statut de conservation UICN



LC : LEAST CONCERN

Zone géographique d'origine



AMERIQUE DU SUD

Envergure



Longévité moyenne

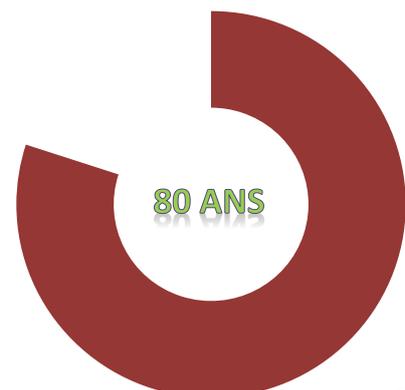


Figure 10 : Fiche présentative du Ara chloroptère (*Ara chloropterus*)

Ara macao (Ara macao) :

Ordre : Psittaciformes

Famille : Psittacidés

Régime juridique : Annexe I de la CITES, détention soumise à autorisation administrative

Sexage : Pas de dimorphisme sexuel

Phénotype :

- Grands perroquets caractérisés par de très longues caudales bleues et rouges
- Corps globalement rouge avec rémiges bleues, face dorsale des ailes jaunes et bleues et pourtour des yeux strié très finement de rouge

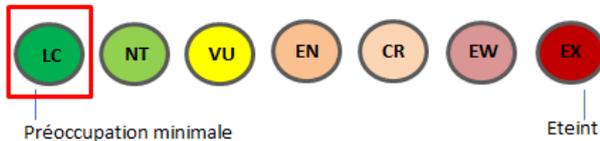
Caractère : cf. Ara bleu et jaune (*Ara ararauna*)

Poids : 900 – 1400 g



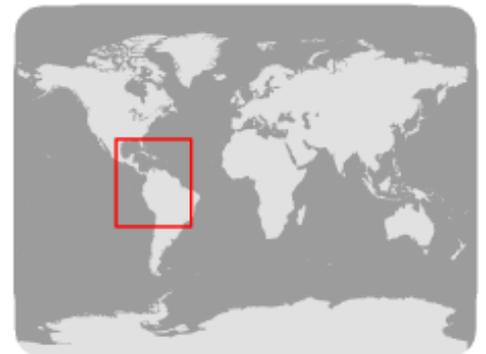
Image : P. GRENTZINGER

Statut de conservation UICN



LC : LEAST CONCERN

Zone géographique d'origine



AMERIQUE DU SUD

Envergure



110 CM

Longévité moyenne

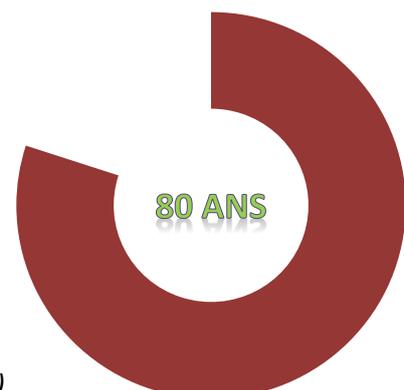


Figure 11 : Fiche présentative du Ara macao (*Ara macao*)

Ara militaire (Ara militaris) :

Ordre : Psittaciformes

Famille : Psittacidés

Régime juridique : Annexe I de la CITES, détention soumise à autorisation administrative

Sexage : Pas de dimorphisme sexuel

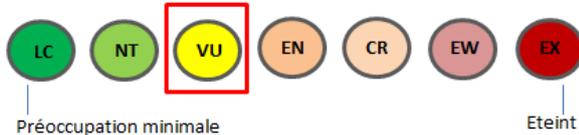
Phénotype :

- Grands perroquets caractérisés par de très longues caudales bleues, jaunes et rouges
- Corps globalement vert avec rémiges bleues, masque rouge et pourtour des yeux strié de rouge

Caractère : Perroquet plutôt indépendant dont les cris très puissants peuvent gêner le voisinage. A déconseiller aux débutants.

Poids : 900 – 1100 g

Statut de conservation UICN

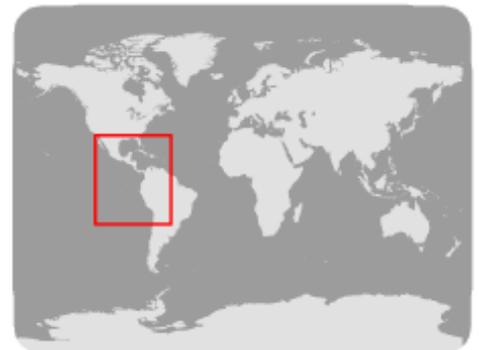


Préoccupation minimale

Eteint

VU : VULNERABLE

Zone géographique d'origine



MEXIQUE + ANDES

Envergure



Figure 12 : Fiche présentative du Ara militaire (Ara militaris)

Longévité moyenne



60 ANS



Image : G. GRENTZINGER

Conure soleil (*Aratinga solstitialis*) :

Ordre : Psittaciformes

Famille : Psittacidés

Régime juridique : Annexe II de la CITES, détention libre sous quotas

Sexage : Pas de dimorphisme sexuel

Phénotype :

- Perroquet vert sombre avec poitrine et tête jaune-orangées, rémiges et caudales bleues et faces dorsales des ailes vertes. Elle peut être confondue avec la Conure jandaya (*A. jandaya*).

Caractère : Oiseau capable de prononcer quelques mots et imitateur de bruits (capacités moyennes). Les conures sont extrêmement bruyantes malgré leur petite taille, ce qui peut rapidement excéder les propriétaires.

Poids : 110 – 130 g

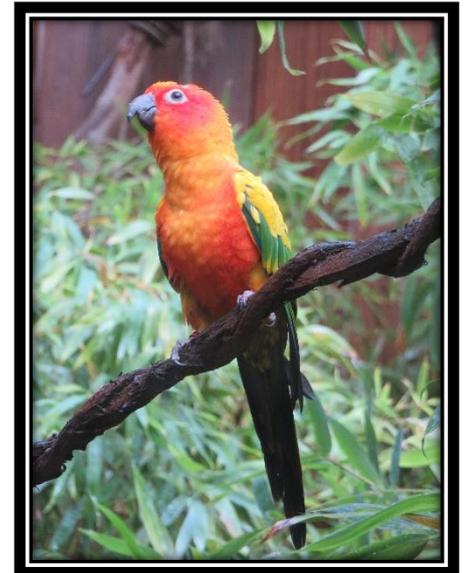


Image : P. GRENTZINGER

Statut de conservation UICN



EN : ENDANGERED

Zone géographique d'origine



NORD DU BRESIL + GUYANNE

Envergure



Longévité moyenne



Figure 13 : Fiche présentative de la conure soleil (*Aratinga solstitialis*)

Eclectus (*Eclectus roratus*) :

Ordre : Psittaciformes

Famille : Psittacidés

Régime juridique : Annexe II de la CITES, détention libre sous quotas

Sexage : Présence d'un dimorphisme sexuel flagrant

Phénotype :

- Mâle : verts avec les flancs rouges plus ou moins prononcés, bec corail
- Femelle : Rouge et bleue, jaune sur les caudales, parfois violacée en fonction de la sous-espèce, bec noir

Caractère : Oiseau très intelligent et sociable ayant des capacités d'apprentissage et de communication très importantes nécessitant beaucoup d'attention. Prévoir impérativement une place importante pour les groupes pour éviter les conflits et le stress. A déconseiller aux débutants.

Poids : 380 – 450 g



Femelle

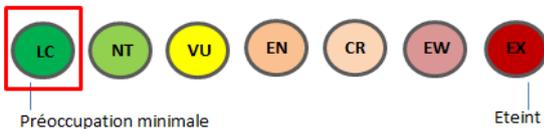
Image : P. GRENTZINGER



Mâle

Image : P. GRENTZINGER

Statut de conservation UICN



LC : LEAST CONCERN

Zone géographique d'origine



NOUVELLE GUINEE + PAPOUASIE

Envergure



Longévité moyenne



Figure 14 : Fiche présentative de l'*Eclectus* (*Eclectus roratus*)

Gris du Gabon (*Psittacus erithacus*) :

Ordre : Psittaciformes

Famille : Psittacidés

Régime juridique : Annexe II de la CITES, détention libre sous quotas

Sexage : Pas de dimorphisme sexuel

Phénotype :

- Perroquet gris (plus ou moins foncé), masque blanc, rémiges plus foncées, caudales rouges

Caractère : Oiseaux très intelligents, capables de parler et pouvant être très affectueux envers leur propriétaire ou entre eux. Nécessite une grande attention afin d'éviter l'ennui et les problèmes qui en résultent.

Poids : env. 450 g

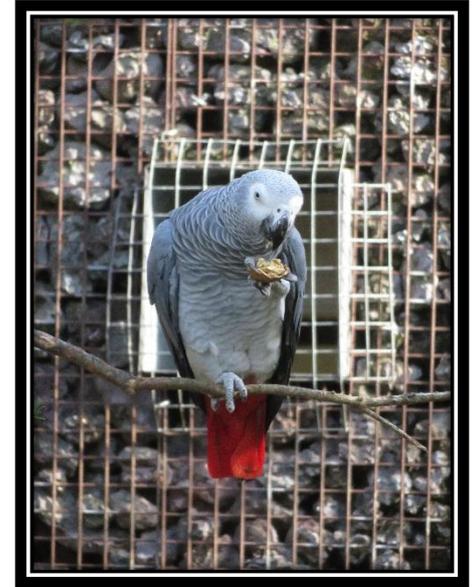
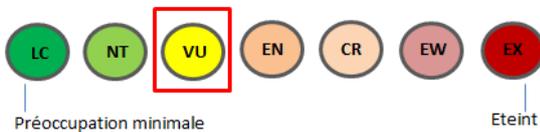


Image : P. GRENTZINGER

Statut de conservation UICN



VU : VULNERABLE

Zone géographique d'origine



OUEST DE L'AFRIQUE

Envergure



40 CM

Longévité moyenne



Perruche à collier (*Psittacula krameri*) :

Ordre : Psittaciformes

Famille : Psittacidés

Régime juridique : Non soumise aux annexes

Sexage : Léger dimorphisme sexuel

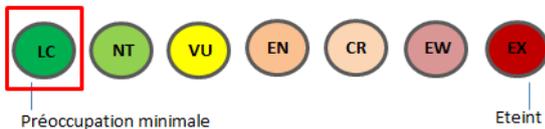
Phénotype :

- Grande perruche verte avec bec rouge et collier à triple couleur (noir, rose et bleu) s'étendant du bec inférieur à la nuque.
- La femelle est sans collier mais il faut attendre les 2 ans révolus pour que le collier des jeunes mâles commence à apparaître

Caractère : Oiseau très grégaire pouvant être gardé en groupe. Les cris portent loin et peuvent être source d'ennui de voisinage. Capable de prononcer quelques mots. Nécessité d'avoir en permanence des branches à ronger.

Poids : 95 – 140g

Statut de conservation UICN



LC : LEAST CONCERN

Envergure



Image : P. GRENTZINGER

Zone géographique d'origine



MONDIALE (Originaire d'Afrique + Inde et introduite en Europe, aux USA, au Moyen-Orient et en Australie)

Longévité moyenne

30 ANS

Figure 16 : Fiche présentative de la perruche à collier (*Psittacula krameri*)

Perruche de Barraband (*Polytelis swainsonii*) :

Ordre : Psittaciformes

Famille : Psittacidés

Régime juridique : Annexe II de la CITES, détention libre sous quotas

Sexage : Dimorphisme sexuel marqué

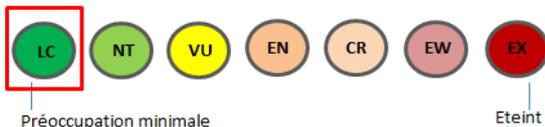
Phénotype :

- Mâle : Grande perruche verte avec masque jaune, collier rouge, front bleu et reflets bleus sur les rémiges
- Femelle : Grande perruche verte avec masque et cou blancs. Couleurs plus pastel que le mâle.

Caractère : Oiseaux ayant besoin d'espace en captivité (privilégier la volière), calmes et pacifiques, qui peuvent s'appivoiser facilement et relativement peu bruyants.

Poids : 130 – 160 g

Statut de conservation UICN



LC : LEAST CONCERN

Envergure



40 CM

Longévité moyenne

20 ANS



Mâle

Image : P. GRENTZINGER



Femelle

Image : P. GRENTZINGER

Zone géographique d'origine



EST DE L'AUSTRALIE

Figure 17 : Fiche présentative de la perruche de Barraband (*Polytelis swainsonii*)

Perruche omnicolore (*Platycercus eximius*) :

Ordre : Psittaciformes

Famille : Psittacidés

Régime juridique : Annexe II de la CITES, détention libre sous quotas

Sexage : Pas de dimorphisme sexuel

Phénotype : Perruche à dominante rouge avec quelques touches de vert et de noir sur le dos et la face dorsale des ailes, bande alaire et queue bleue et collier blanc

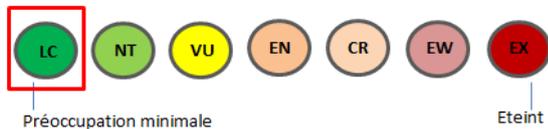
Caractère : Oiseaux très territoriaux, querelleurs avec les autres platycerques, vifs et actifs d'où nécessité de place pour le vol (favoriser la volière) et potentiellement apprivoisables.

Poids : 90 – 110 g



Image : P. GRENTZINGER

Statut de conservation UICN



LC : LEAST CONCERN

Zone géographique d'origine



**EST DE L'AUSTRALIE +
NOUVELLE-ZELANDE**

Envergure



30 CM

Longévité moyenne



12 – 15 ANS

Figure 18 : Fiche présentative de la perruche omnicolore (*Platycercus eximius*)

Toui Catherine (*Bolborhyncus lineola*):

Ordre : Psittaciformes

Famille : Psittacidés

Régime juridique : Annexe II de la CITES, détention libre sous quotas

Sexage : Léger dimorphisme sexuel

Phénotype :

- Petite perruche verte, rayée sur la nuque, le dos et les flancs.
- Le mâle a des épaulettes et les rectrices centrales noires.

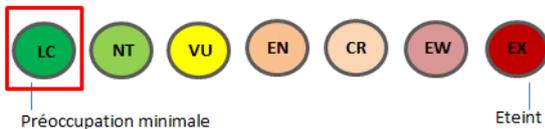
Caractère : Oiseau pouvant être gardé en couple ou en colonie et pouvant facilement s'accommoder de la présence d'autres espèces dans la volière.

Poids : 40 – 50 g



Image : P. GRENTZINGER

Statut de conservation UICN



LC : LEAST CONCERN

Zone géographique d'origine

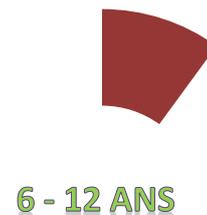


AMERIQUE DU SUD

Envergure



Longévité moyenne



6 - 12 ANS

Figure 19 : Fiche représentative de la Toui Catherine (*Bolborhyncus lineola*)

Perruche ondulée (*Melopsittacus undulatus*) :

Ordre : Psittaciformes

Famille : Psittacidés

Régime juridique : Non inscrite aux Annexes, détention libre non soumise à quotas

Sexage : Dimorphisme sexuel

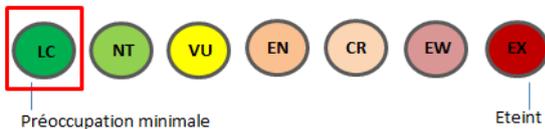
Phénotype :

- Le phénotype sauvage est vert avec rayures jaunes et noires sur la tête, le dos et la face dorsale des ailes et quelques plumes noires en collier
- La couleur de la cire permet de différencier le mâle (bleue à rose) de la femelle (blanche à brune)

Caractère : Oiseau accessible pour tout débutant, très pacifique et sociable et vivant de préférence en colonies.

Poids : 20 – 30 g

Statut de conservation UICN



LC : LEAST CONCERN

Zone géographique d'origine



AUSTRALIE

Envergure



Longévité moyenne

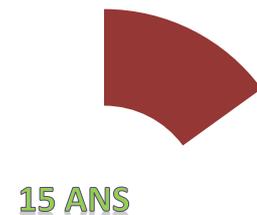


Image : L. LEPELLETIER

Figure 20 : Fiche présentative de la Perruche ondulée (*Melopsittacus undulatus*)

Youyou du Sénégal (Poicephalus senegalus) :

Ordre : Psittaciformes

Famille : Psittacidés

Régime juridique : Annexe II de la CITES, détention libre sous quotas



Image : P. GRENTZINGER

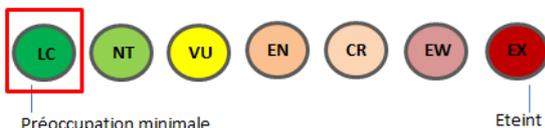
Sexage : Pas de dimorphisme sexuel

Phénotype : Perroquet très coloré avec une tête grise, un collier et un dos vert, un ventre rouge-orangé et la face dorsale des ailes verte

Caractère : Oiseau très joueur et très agréable, demandant de l'entretien mais qui peut convenir à un débutant. Très bon imitateur de bruits, il peut également être capable de prononcer quelques mots. Perroquet sociable, relativement peu bruyant et n'ayant pas tendance à l'hyper-attachement.

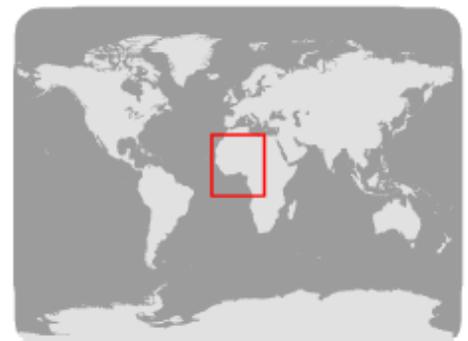
Poids : 120 – 160 g

Statut de conservation UICN



LC : LEAST CONCERN

Zone géographique d'origine



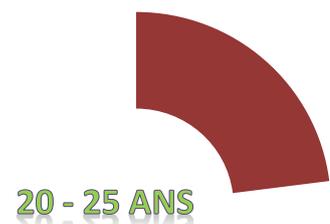
OUEST DE L'AFRIQUE

Envergure



23 CM

Longévité moyenne



20 - 25 ANS

Loriquet de Swainson (*Trichoglossus haematodus*) :

Ordre : Psittaciformes

Famille : Psittacidés

Régime juridique : Annexe II de la CITES, détention libre sous quotas

Sexage : Pas de dimorphisme sexuel

Phénotype : Perroquet très coloré avec une tête bleue, un collier jaune, un dos vert, un cou rouge-orangé et un ventre bleu-violacé

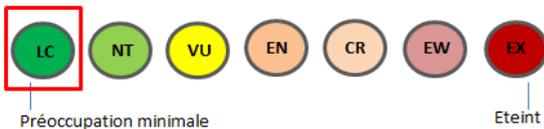
Caractère : Doit être gardé en grande volière et n'a pas pour vocation d'être un oiseau de compagnie. Souvent agressif envers les autres espèces mais reste jovial et joueur. A déconseiller aux débutants car nécessite des conditions de logement et d'hygiène strictes en tant que nectarivore.

Poids : 100 – 160 g



Image : P. GRENTZINGER

Statut de conservation UICN



LC : LEAST CONCERN

Zone géographique d'origine



**AUSTRALIE + NOUVELLE
GUINEE + PAPOUASIE**

Envergure



Longévité moyenne



Figure 22 : Fiche présentative du Loriquet de Swainson (*Trichoglossus haematodus*)

Cacatoès à huppe jaune (*Cacatua galerita*) :

Ordre : Psittaciformes

Famille : Cacatuidés

Régime juridique : Annexe II de la CITES, détention libre sous quotas

Sexage : Léger dimorphisme sexuel

Phénotype :

- Perroquet massif blanc avec une huppe érectile jaune. Les plumes sous-aires et sous-caudales sont plus ou moins jaunes
- La couleur de l'iris permet de déterminer le sexe : noir chez le mâle, brun à rougeâtre chez la femelle

Caractère :

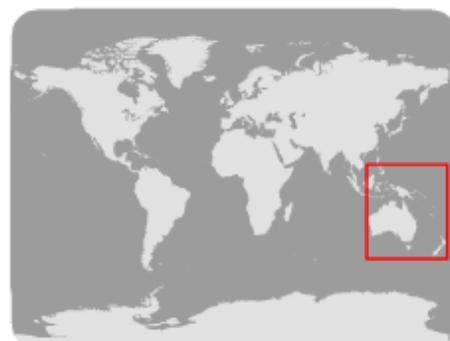
- Voix forte et désagréable mais oiseaux parfois très affectueux et très intelligents pouvant parler. Attention, ce sont des oiseaux têtus qui peuvent devenir violents à la moindre contrariété.
- La huppe est un indicateur de l'état émotionnel de l'oiseau : dressée quand il est excité et au repos sinon

Poids : 800 – 950 g



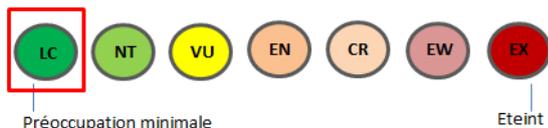
Image : P. GRENTZINGER

Zone géographique d'origine



**AUSTRALIE + NOUVELLE
GUINEE + PAPOUASIE**

Statut de conservation UICN



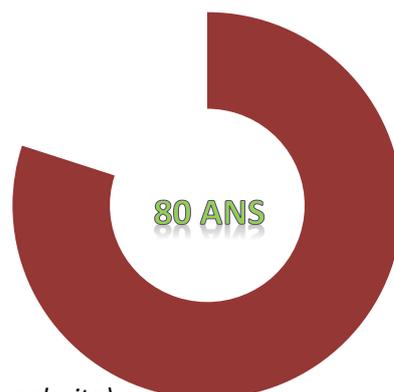
LC : LEAST CONCERN

Envergure



45 CM

Longévité moyenne



80 ANS

Figure 23 : Fiche présentative du Cacatoès à huppe jaune (*Cacatua galerita*)

Cacatoès rosalbin (*Eolophus roseicapilla*) :

Ordre : Psittaciformes

Famille : Cacatuidés

Régime juridique : Annexe II de la CITES, détention libre sous quotas

Sexage : Léger dimorphisme sexuel

Phénotype :

- Perroquet à dos gris et ventre rose avec une huppe érectile blanc-rosé à rose
- La couleur de l'iris permet de déterminer le sexe : noir chez le mâle, brun à rougeâtre chez la femelle

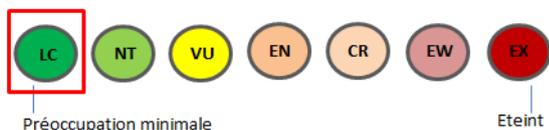
Caractère : cf. Cacatoès à huppe jaune

Poids : 270 – 350 g



Image : P. GRENTZINGER

Statut de conservation UICN



LC : LEAST CONCERN

Zone géographique d'origine



AUSTRALIE

Envergure



Longévité moyenne



Figure 24 : Fiche présentative du Cacatoès à huppe jaune (*Eolophus roseicapilla*)

Calopsitte élégante (*Nymphicus hollandicus*) :

Ordre : Psittaciformes

Famille : Cacatuidés

Régime juridique : Non inscrite aux Annexes, détention libre

Sexage : Dimorphisme sexuel net

Phénotype :

- Perruche grise avec masque blanc à jaune, des joues rouge-orangées et une large bande alaire blanche
- Huppe érectile jaune et grise
- Mâle : huppe et joues de couleur vives et faces ventrales des ailes et de la queue noires
- Femelle : huppe et joues de couleur moins marquées et faces ventrales des ailes et de la queue légèrement striées

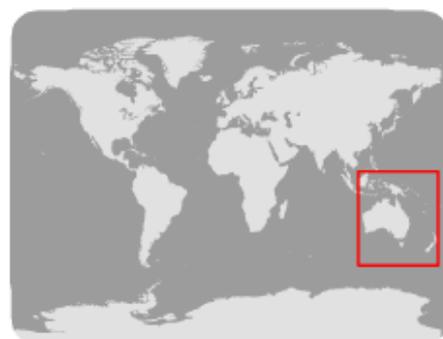
Caractère : Oiseau accessible pour tout débutant, facilement apprivoisable, robuste et pacifique. Le cri est perçant mais rare et la calopsitte est capable de prononcer quelques mots ou d'imiter des bruits.

Poids : 80 – 100 g



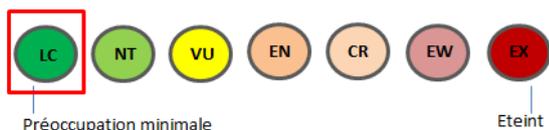
Image : L. LEPELLETIER

Zone géographique d'origine



AUSTRALIE

Statut de conservation UICN



Préoccupation minimale

Eteint

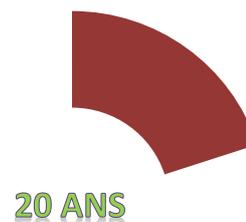
LC : LEAST CONCERN

Envergure



30 CM

Longévité moyenne



20 ANS

Figure 25 : Fiche présentative de la Calopsitte élégante (*Nymphicus hollandicus*)

B) Conseils aux propriétaires

Le perroquet est un animal de compagnie original et peu commun. Aussi, de nombreux propriétaires préfèrent consulter un vétérinaire avant d'acheter leur oiseau afin de bénéficier de conseils sur le perroquet lui-même, mais aussi sur son mode de vie et son entretien. Cette pratique est à encourager par le praticien pour assurer la meilleure qualité de vie à l'oiseau mais en contrepartie, le vétérinaire se doit de répondre de manière la plus précise possible aux questions du futur propriétaire.

Dans cette partie, nous présenterons les éléments principaux à respecter pour gérer au mieux un perroquet chez soi.

1) *Choix de l'oiseau : le bon propriétaire pour le bon perroquet*

a- **Quel perroquet acheter ?**

Le premier pas vers l'acquisition d'un perroquet est déjà de choisir l'oiseau qui correspondra le mieux à l'acquéreur. Il faut préalablement que le propriétaire définisse ce qu'il attend de son perroquet : qu'il soit un oiseau de compagnie à part entière avec qui il pourra avoir une relation, ou un oiseau dit « d'ornement ».

Comme on a pu le voir dans la partie I-A, il existe de très nombreuses espèces de perroquets disponibles aux acquéreurs, chacune ayant un caractère différent, et il peut être difficile pour le propriétaire de s'y retrouver. En effet, si certaines contraintes semblent évidentes (place disponible, bruits de l'oiseau vis-à-vis du voisinage, etc.), il est important de rappeler au propriétaire qu'adopter un perroquet est un engagement à très long terme avec les considérations budgétaires et émotionnelles que cela implique. Il arrive encore trop fréquemment qu'en consultation, des propriétaires soient surpris d'apprendre que le Gris du Gabon (*Psittacus erithacus*) qu'ils viennent d'acquérir ne vit pas 15 ans comme ils se l'imaginaient, mais plutôt 75 ans en moyenne. Il faut donc expliquer aux propriétaires qu'ils achètent parfois un oiseau qu'ils lègueront plus tard à leurs enfants et que ce n'est donc pas un achat à prendre à la légère.

Du point de vue du budget, il faut considérer que le prix initial de l'oiseau n'est qu'un petit pourcentage de ce que l'oiseau va coûter à son propriétaire dans les premiers mois d'acquisition, que ce soit en matériel (cage, jeux, alimentation, etc...) ou en frais vétérinaires (WILSON 1999).

De plus, Wilson explique également que même s'il existe autant de personnalités que de perroquets, des tendances spécifiques peuvent être observées (WILSON 1999):

- Les perruches ondulées (*Melopsittacus undulatus*) sont de petits oiseaux très actifs, chanteurs, sociaux et pouvant facilement s'appivoiser.
- Les calopsittes (*Nymphicus hollandicus*) ont le tempérament le moins agressif chez les psittaciformes et font d'excellents compagnons, même si elles peuvent avoir tendance à l'hyper-attachement.
- Les conures (*Aratinga* sp.) ont une personnalité très joueuse mais sont extrêmement bruyantes et peuvent être têtues et rapidement agressives à la moindre contrariété.
- Les Gris du Gabon (*P. erithacus*) sont d'excellents compagnons, joueurs et affectueux mais dont la personnalité peut complètement s'inverser (agressivité, ...) à la maturité sexuelle. Ils

ont une forte tendance à l'hyper-attachement avec un membre de la famille qu'ils auront choisi comme étant leur maître privilégié. De plus, ce sont d'excellents parleurs et imitateurs de sons (sonnette, téléphone, micro-onde, etc...) au point parfois de ne jamais arrêter de parler et donc d'exaspérer leurs propriétaires.

- Les Cacatoès (*Cacatua* sp.) peuvent être de très bons oiseaux de compagnie, mais peuvent rapidement devenir destructeurs et faire preuve d'hyper-attachement incapables de s'occuper sans l'homme (l'auteur décrit même les Cacatoès comme des oiseaux visant à « devenir des tumeurs sur le corps de leur propriétaire »).

Le sexe de l'oiseau peut également constituer un critère de choix pour le propriétaire. En effet, certains auteurs expliquent qu'un oiseau mâle aura plutôt tendance à préférer une femme comme propriétaire et vice-versa. Néanmoins cette théorie ne semble pas se vérifier de manière absolue dans la réalité et est donc à considérer avec précaution. Il apparaît tout de même que chez certaines espèces, les mâles semblent plus agressifs que les femelles, que ce soit au sein d'un groupe (SEIBERT, CROWELL-DAVIS 2001) ou avec leur propriétaire.

De même, si le caractère de l'oiseau a une grande importance dans sa relation avec son propriétaire, n'importe qui n'est pas fait pour s'occuper d'un oiseau. En effet, avoir un perroquet signifie lui consacrer du temps, beaucoup d'entretien, et s'engager sur le long terme avec lui (les perroquets tolérant très mal les abandons et les changements de propriétaires).

b- Où acheter son perroquet ?

Comme pour les carnivores domestiques, le choix de l'élevage est primordial lors de l'achat d'un perroquet et le futur propriétaire se renseigne souvent auprès du vétérinaire pour orienter son choix d'établissement (animaleries, éleveurs, particuliers...).

Il est important que le propriétaire détermine les critères auxquels il accorde de l'importance : petit ou grand élevage, proximité, conditions de vie et d'élevage des oiseaux, etc... Quoiqu'il en soit, il est conseillé de se rendre sur place et de visiter l'élevage dans lequel on envisage d'acheter son oiseau, ce qui permet d'aller voir les couples reproducteurs, les techniques d'élevage des jeunes, leur état de santé, etc... De plus, cela permet d'établir un lien avec l'éleveur et de bénéficier de ses conseils dès l'acquisition de l'animal. Le propriétaire doit pouvoir poser toutes les questions qu'il veut et juger s'il trouve les réponses obtenues satisfaisantes ou non. Certains éleveurs proposent même aux futurs acquéreurs de venir plusieurs fois suivre l'évolution et la croissance du perroquet qu'il souhaite acheter.

Enfin, à l'achat d'un oiseau, le nouveau propriétaire de l'animal doit s'assurer qu'il obtient son animal de manière légale (c'est-à-dire avec tous les documents évoqués ci-dessus) et que celui-ci est correctement identifié (bague ou puce électronique).

c- Elevage à la main ou par les parents ?

Il faut considérer que les perroquets, même s'ils sont élevés en captivité depuis des générations, restent des animaux sauvages dont l'approvisionnement est possible mais pas évident.

Il existe deux méthodes bien distinctes d'élevage des jeunes oiseaux, chacune ayant ses avantages et ses inconvénients, mais surtout chacune pouvant influencer sur le futur caractère de l'oiseau :

- L'élevage à la main (ou EAM) qui consiste à prélever l'œuf ou le poussin dès l'éclosion et à le retirer du nid puis à le nourrir à la main.
- L'élevage par les parents (ou EPP) où le jeune perroquet et son éducation sont laissés à ses parents en cage ou en volière.

L'élevage à la main est une méthode très exigeante demandant beaucoup de travail mais la récompense est grande puisqu'elle offre un lien privilégié et très fort entre l'homme et l'oiseau qui sera complètement imprégné par la présence humaine. Un éleveur peut décider d'élever un oiseau pour différentes raisons : l'œuf ou le poussin est abandonné par ses parents, décision d'imprégner l'oisillon pour en faire un oiseau de compagnie, retrait des œufs pour favoriser des nouvelles pontes (les oisillons issus d'incubation artificielle ne peuvent pas être remis à leurs parents et doivent être élevés à la main) (HOLLAND 1962). Une fois l'oisillon retiré du nid, il est nourri (toutes les heures au début) par son éleveur directement au bec (cf. figure 26). Il va alors complètement s'imprégner de la présence humaine au point de considérer l'homme comme un congénère, ce qui aura de nombreuses conséquences sur son comportement résumées dans le tableau 3 (SCHMID, DOHERR, STEIGER 2006).

Tableau 3 : Avantages et inconvénients des différents modes d'élevage d'un oisillon (réalisation personnelle).

Mode d'élevage	Avantages	Inconvénients
EAM	Oiseau imprégné, très proche de l'homme, joueur, véritable compagnon	Tendance aux troubles comportementaux (hyper-attachement, agressivité, cris, stéréotypies, picage...) et à considérer un maître comme son partenaire exclusif
EPP	Oiseau indépendant vis-à-vis de l'homme, peu de risques d'hyper-attachement, idéal pour garder en volière en groupe ou avec des oiseaux d'autres espèces, oiseau plutôt d'ornement	Apprivoisement possible mais long et difficile, tendance à la néophobie



Figure 26 : Loriquet de Swainson (*T. haematodus*) utilisant son bec pour s'aider à descendre le long du grillage de sa volière (Image : P. GRENTZINGER).

d- Tests de dépistages

Comme nous le détaillerons dans la partie IV de ce travail, il existe certaines maladies pouvant être fatales à l'oiseau. Bien souvent, celui-ci contracte le germe en élevage où la pression infectieuse est plus importante.

Le propriétaire risque donc « d'acheter la maladie » en même temps que son compagnon. Ceci pourra avoir de graves conséquences pour l'acquéreur, qu'elles soient financières (traitements, frais vétérinaires, etc.) ou sanitaires (contamination de son élevage, etc.). De plus, certains de ces agents pathogènes (*Chlamydophila psittaci* par exemple) sont des agents de zoonoses graves (cf. partie IV-E).

Il est donc conseillé de demander à l'éleveur de réaliser certains tests avant la vente.

Les maladies couramment recherchées sont :

- Maladie du bec et des plumes (circovirus) : recherche de l'ADN viral par PCR (YPELAAR et al. 1999).
- Maladie de dilatation du proventricule (bornavirose) : recherche de l'ADN viral par PCR ou détection des anticorps par sérologie (ELISA) (GANCZ, CLUBB, SHIVAPRASAD 2010).
- Chlamydophilose (*Chlamydophila psittaci*) : recherche de l'ADN bactérien par PCR (PANTCHEV et al. 2009).
- Pacheco (herpès-virose) : recherche de l'ADN viral par PCR (WELLEHAN et al. 2009).

Le choix d'un perroquet est donc un acte qui se réfléchit longtemps à l'avance et auquel le propriétaire et le vétérinaire qui le conseille doivent accorder beaucoup d'importance.

2) Le perroquet au quotidien

a- La cage ou la volière

i. Type de cage ou volière

Qu'on choisisse de garder son perroquet en cage ou en volière, il est primordial d'adapter la taille de ses installations à son oiseau pour assurer son confort.

Les perroquets sont des oiseaux grimpeurs (cf. figure 28) qui préfèrent souvent se déplacer à l'aide de leur bec plutôt qu'en volant (cf. figure 27). Lorsqu'ils volent néanmoins, ils peuvent parcourir une longue distance avec de très faibles variations d'altitude. Ainsi, il vaut mieux privilégier une structure longue plutôt que haute. La cage doit être suffisamment grande pour que l'oiseau puisse déployer entièrement ses ailes sans toucher les parois de chaque côté.



Figure 27 : Loriqueet de Swainson (T. haematodus) utilisant son bec pour s'aider à descendre le long du grillage de sa volière (Image : P. GRENTZINGER).

En ce qui concerne les barreaux ou le grillage de la structure, voici quelques éléments à respecter (RUPLEY, SIMONE-FREILICHER 2015) :

- Vérifier qu'ils ne sont pas faits d'un métal toxique pour l'oiseau (se méfier particulièrement des vieilles cages que les propriétaires peuvent recycler mais dont les barreaux contiennent souvent du zinc ou du plomb).
- S'assurer que les barreaux peuvent résister à l'oiseau (les perroquets sont très destructeurs) : un ara n'aurait aucune difficulté à couper des barreaux trop fins et à s'échapper
- Si possible, faire des barreaux horizontaux ou un grillage à mailles carrées pour que l'oiseau puisse y grimper (cf. figures 27 et 28).
- Contrôler que l'espacement des barreaux est suffisamment réduit pour que l'oiseau ne puisse pas se coincer la tête dedans (voire s'échapper), surtout pour les volières contenant plusieurs espèces.

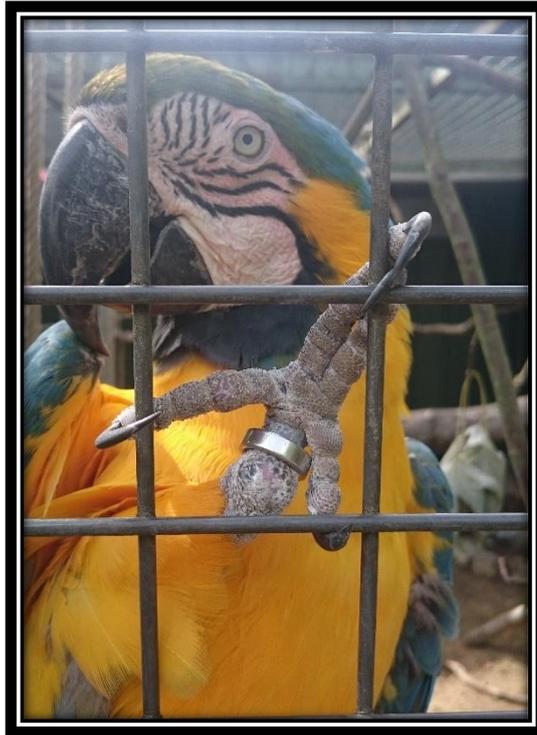


Figure 28 : *Ara ararauna* (*A. ararauna*) grimpant au grillage de sa volière (Image : P. GRENTZINGER).

On remarque ici que la disposition zygodactyle des doigts permet une bonne accroche à l'oiseau.

Un dernier critère de choix pour la cage (et sans doute l'un des plus importants) est que celle-ci doit être facile à démonter et à nettoyer afin de faciliter les tâches quotidiennes du propriétaire et donc alléger sa charge de travail.

ii. Localisation de la cage

Une fois sa cage achetée, il faut réfléchir à l'endroit où la placer. Il est primordial que l'oiseau s'y sente en sécurité. Si possible, celle-ci doit être placée contre un mur et une cachette doit être proposée pour que le perroquet puisse s'y réfugier si besoin (SEIBERT 2007). De plus, certains oiseaux préfèrent être dans un endroit de passage (souvent les oiseaux EAM) quand d'autres seront stressés par trop de présence humaine (particulièrement les EPP). Le propriétaire devra donc s'adapter au caractère de son oiseau pour lui garantir les meilleures conditions de vie possible.

Quoiqu'il en soit, voici certaines règles toujours valables qui peuvent aider le propriétaire à déterminer le meilleur emplacement de la cage ou de la volière :

- Eviter les courants d'air, souvent responsables d'affections respiratoires.
- Ne pas placer la cage dans une salle exigüe et mal aérée, ni dans la cuisine où les vapeurs et les émanations peuvent engendrer du stress et des troubles respiratoires.
- Pour les perroquets parleurs ou imitateurs, ne pas mettre la cage dans l'entrée ou à côté du téléphone : l'oiseau s'habitue à avoir de l'attention (son maître vient près de lui) dès que la sonnette retentit ou quand le téléphone sonne et il apprend alors très vite à imiter la sonnerie entendue pour faire venir son propriétaire près de lui.

- Préférer une autre pièce que le salon ou les pièces à vivre : les perroquets sont des oiseaux diurnes qui ont besoin de beaucoup de sommeil mais qui ont également une ouïe et une vision très développées (SEIBERT 2007). Ainsi, couvrir la cage avec un drap ne suffit pas à leur permettre de bien dormir ce qui amène à du stress et des anomalies comportementales.

iii. Entretien de la cage

Avoir un perroquet chez soi demande beaucoup d'entretien. En effet, ne pas nettoyer sa cage régulièrement revient à exposer la pièce à beaucoup de poussières ainsi qu'à des odeurs très fortes et déplaisantes. De plus, il est nécessaire que la cage de l'oiseau soit toujours propre afin de limiter les risques qu'il développe des maladies digestives ou respiratoires.

Entre les matières fécales, les poussières de plumes et le gaspillage alimentaire, la cage d'un perroquet se salit tous les jours très rapidement (RUPLEY, SIMONE-FREILICHER 2015). Le substrat doit donc être changé une fois par jour et la cage, les perchoirs, les mangeoires et les abreuvoirs doivent être intégralement nettoyés et désinfectés au moins une fois par semaine. Il est conseillé d'utiliser uniquement de l'eau et du savon pour les mangeoires et abreuvoirs et le reste de la cage (barreaux et perchoirs) peuvent ensuite être désinfectés à l'eau de javel ou au vinaigre blanc.

iv. Substrat, perchoirs, nids et mangeoires : équiper sa cage

L'équipement de la cage est une étape indispensable lors de l'achat d'un perroquet, même s'il peut être difficile pour le propriétaire de s'y retrouver dans tout le matériel existant. La mise en place de nouveaux perchoirs permet de personnaliser sa cage ou sa volière mais aussi de stimuler l'oiseau.

Les perchoirs doivent être le plus varié possible, que ce soit en diamètre ou en matière (HOLLAND 1962) : bois, corde, branche d'arbre, etc., tout peut être utilisé et plus les perchoirs seront variés, plus ce sera intéressant pour l'oiseau (cf. figure 29) et plus le risque de pododermatites ou podagres sera limité. De plus, les perchoirs peuvent être fixes ou se balancer pour stimuler l'équilibre de l'oiseau (cf. figure 30). Enfin, il peut être intéressant de répartir les perchoirs dans toute la volière et de les espacer au maximum afin d'encourager l'oiseau à voler ou à grimper le long des parois de sa cage ou sa volière.



Figure 30 : Différents types de perchoirs pour deux *Aras militaires* (*A. militaris*) : cordes, troncs, échelle de bois... (Image : P. GRENTZINGER).

Cette image montre également à quel point les perroquets peuvent être destructeurs.



Figure 29 : *Youyou du Sénégal* (*Poicephalus senegalus*) sur un perchoir en bois en forme de balançoire (Image : P. GRENTZINGER).

Cet oiseau passe beaucoup de temps à se balancer dans sa cage (Image : P. GRENTZINGER).

Pour ce qui est du substrat, différentes possibilités s'offrent au propriétaire qui doit choisir selon ce qu'il préfère : praticité du nettoyage ou aspect esthétique, les deux n'étant malheureusement pas toujours compatibles :

- Papier journal ou alèses : peu esthétique mais a l'avantage de pouvoir être changé tous les jours très facilement. Ne convient pas à des oiseaux trop destructeurs qui risquent de le déchirer et de l'avalier.
- Sable ou petits graviers : certes décoratif et plutôt facile pour le nettoyage (il suffit d'enlever les fientes et le sable contaminé), il est à déconseiller car il peut être facilement ingéré en grande quantité par les perroquets, augmentant ainsi le risque d'impactions.

- Ecorces ou gros graviers : esthétiques et très intéressantes pour les perroquets fouisseurs (cf. figure 31) qui passent du temps au sol à la recherche de nourriture, mais pas toujours évidentes à nettoyer.
- Aucun substrat : à déconseiller car les fientes sèches peuvent être très difficiles à nettoyer, favorisant ainsi le développement d'agents infectieux.
- Paille ou foin : à déconseiller absolument malgré le côté esthétique et enrichissant pour l'oiseau : les poussières du foin ou de la paille favorisent le développement de maladies respiratoires comme l'Aspergillose.



Figure 31 : Ara militaire (A. militaris) en train d'explorer son substrat en écorces à la recherche de nourriture (Image : P. GRENTZINGER).

Les derniers éléments indispensables à l'aménagement d'une cage sont les mangeoires et abreuvoirs. Là encore, il faut adapter son matériel à son oiseau tout en respectant quelques consignes de base :

- Préférer des objets métalliques pour les oiseaux les plus puissants quand du plastique suffit aux plus petits perroquets (cf. figure 32)
- Lorsqu'il y a plusieurs perroquets, s'assurer que chaque oiseau ait accès à la nourriture pour limiter les conflits dans le groupe (longues mangeoires ou au moins une mangeoire par individu)
- Les mangeoires doivent être placées en hauteur pour éviter que les rongeurs ne viennent s'y servir. Des perchoirs ou du grillage doivent être disposés pour que les perroquets puissent se servir facilement (cf. figure 32)
- S'assurer de ne pas placer les mangeoires et les abreuvoirs sous les nids ou les perchoirs pour éviter que les fientes ne tombent dedans.
- Adapter le système de fermeture de la cage à l'intelligence de l'oiseau : de nombreux perroquets comprennent comment ouvrir leur cage et risquent ainsi de s'enfuir. Les propriétaires doivent donc redoubler d'ingéniosité pour maintenir la cage fermée (serrure à clé, mousqueton à vis...)

- L'eau et la nourriture doivent être changés au moins une fois par jour. En effet, les perroquets gaspillent beaucoup et aiment beaucoup faire tremper leur nourriture dans leur eau de boisson, la salissant ainsi très rapidement.



Figure 32 : Un Gris du Gabon (P. erithacus) et un Perroquet robuste (Poicephalus robustus fuscicollis) partageant la même volière (Image : P. GRENTZINGER).

Ici, les gamelles sont suffisamment grandes pour que les individus cohabitent sans tension. De plus, elles sont accessibles aux oiseaux grâce à des perchoirs, mais protégées des rongeurs par un socle métallique (Image : P. GRENTZINGER)

Le propriétaire peut ensuite rajouter d'autres éléments dans sa cage ou sa volière, comme par exemple des plantes (que les perroquets auront vite tendance à détruire !) non toxiques, ou même des nids s'il souhaite avoir de la reproduction. De plus, la construction et l'entretien du nid est une grande occupation pour les Psittacidés (HOLLAND 1962) et peut participer au fonctionnement social du groupe (cf. figure 33). Le type et la forme de nid dépend de l'espèce et il est conseillé de se renseigner au cas par cas.



Figure 33 : Nid en construction dans une volière de Conures veuves (Myiopsitta monachus) (Image : P. GRENTZINGER).

Ici, une structure grillagée a été placée dans la volière et les conures se chargent de construire le nid à tour de rôle.

v. Permettre à son perroquet de se baigner

De nombreux Psittacidés apprécient de se baigner ou d'être douchés, ce qui leur sert entre autres à se rafraîchir et à nettoyer et lisser leur plumage (cf. figure 34 et 35). La fréquence des bains est à adapter à l'oiseau mais il est important de proposer une gamelle d'eau ou une douche par brumisateur au moins une fois par semaine (SEIBERT 2007). Certains perroquets préféreront le bain (parfois en utilisant leur propre gamelle d'eau) mais d'autres apprécieront même d'aller sous la douche de leur propriétaire à grande eau. Après chaque bain, il faut s'assurer que l'oiseau puisse sécher à l'abri des courants d'air.



Figure 35 : Youyou du Sénégal (*P. senegalus*) après un bain (Image : P. GRENTZINGER).



Figure 34 : Le même oiseau, après avoir séché (Image : P. GRENTZINGER).

On observe qu'après séchage, le plumage est lisse, propre et soyeux.

Le bain (sans savon ou autres produits) est donc un élément essentiel au bien être de l'oiseau et peut participer à l'établissement d'un lien entre le perroquet et son propriétaire.

b- Enrichissement du milieu de vie de l'oiseau

L'enrichissement environnemental consiste à procurer à l'oiseau des opportunités pour jouer, sociabiliser, se cacher et occuper son temps. Cela permet d'améliorer leur bien-être mental en simulant des conditions de vie naturelles et en les stimulant intellectuellement. L'enrichissement n'est pas complexe à mettre en place mais est indispensable aux perroquets.

En effet, les perroquets sont des oiseaux très intelligents qui peuvent, s'ils s'ennuient en captivité, présenter des comportements délétères pour eux-même (picage, stéréotypies, auto-mutilation, etc...) ou pour leur propriétaire (agressivité, phobies, etc...). Ceci s'observe d'autant plus chez les perroquets de compagnie qui sont seuls en volière et ne bénéficient pas des interactions sociales d'un groupe, et encore plus pour les perroquets EAM qui sont trop dépendants de leur propriétaire et qui ne savent plus s'occuper sans lui. L'enrichissement permet donc de proposer à ces oiseaux de nombreux choix d'activités qui vont leur permettre d'exprimer leurs comportements naturels :

exploration, repos, entretien du plumage, déplacements, vol, destruction d'objets avec le bec, vocalises, etc. (RUPLEY, SIMONE-FREILICHER 2015).

L'une des principales sources d'ennui en captivité est l'absence de recherche de nourriture qui est présentée dans une mangeoire souvent placée au même endroit dans la cage. Dans la nature, certains perroquets peuvent passer jusqu'à 88% de leur temps éveillés à la recherche de nourriture (RUPLEY, SIMONE-FREILICHER 2015). En captivité, il est important de recréer des situations pour inciter l'oiseau à explorer son environnement et donc occuper son temps : c'est le *foraging*. Pour cela, le propriétaire a à sa disposition de nombreux outils des plus simples (cacher de la nourriture dans le substrat ou dans des boules de papier journal) aux plus évolués (« mangeoires-puzzle » disponibles dans le commerce où l'oiseau doit résoudre un puzzle ou un labyrinthe pour récupérer la friandise). Des études montrent que le temps que l'oiseau passe au *foraging* peut être augmenté de 2 à 2,5 fois grâce à ces outils (VAN ZEELAND et al. 2013), ce qui réduit donc considérablement le temps où le perroquet reste inactif.

Voici quelques idées d'enrichissements que le vétérinaire peut proposer au propriétaire de perroquet :

- *Foraging* : cacher la nourriture dans le substrat, dans du papier journal froissé, dans des « mangeoires-puzzle » ou autre pour obliger le perroquet à chercher sa nourriture
- Jeux en bois, lanières de cuir, cordes, clochettes... (cf. figure 36) Attention, ils devront être changés fréquemment car les perroquets s'amuseront avec en les détruisant. De plus, renouveler les jeux et en placer des nouveaux constitue déjà un enrichissement en soi.



Figure 36 : Youyou du Sénégal (*P. senegalus*) avec ses jouets en bois, chaînes et pierre ponce (Image : P. GRENTZINGER).

- Miroirs : la réponse d'un perroquet à un miroir est très individu-dépendante mais de nombreux oiseaux s'intéressent à leur reflet et peuvent interagir avec lui comme s'il s'agissait d'un autre individu

- Jeux d'enfants à réflexion : le but est de proposer un « problème » à l'oiseau et de le récompenser s'il parvient à le résoudre. Ces jeux sont idéaux pour les perroquets EAM pour établir un lien avec leur propriétaire qui peut jouer avec eux et les récompenser (cf. figures 37 et 38).



Figure 38 : Ici, un Ara ararauna (A. ararauna) doit replacer chaque forme dans son socle et obtenir une récompense (Image : P. GRENTZINGER).



Figure 37 : Un Ara macao (A. macao) empilant des cerceaux sur leur socle (Image : P. GRENTZINGER)

- Tous les objets du quotidien à condition qu'ils ne contiennent pas de substances toxiques pour le perroquet : chaque nouvel objet va intriguer l'oiseau qui va passer beaucoup de temps à l'explorer et le manipuler dans tous les sens (cf. figures 39 et 40). Généralement, plus l'objet est coloré, plus il va intéresser l'oiseau.



Figure 40 : Youyou du Sénégal (P. senegalus) jouant avec des crayons de couleur (Image : P. GRENTZINGER)

Ici, le perroquet est intrigué par la texture des crayons et par les nombreuses couleurs.



Figure 39 : Youyou du Sénégal (P. senegalus) s'amusant avec une balle de tennis (Image : P. GRENTZINGER).

Ici, le fait que l'objet roule intrigue l'oiseau qui va alors passer beaucoup de temps dessus.

- Enrichissement alimentaire : proposer des granulés plus grands que ceux adaptés normalement au perroquet. En 2010, une étude a montré que des Amazones à ailes oranges ou Amazones aourous (*Amazona amazonica*) passaient presque 5 fois plus de temps à leur nourrissage qu'avec des granulés de taille normale (25,7% contre 5,9% de leur temps éveillé). En effet, la taille de l'aliment oblige le perroquet à passer plus de temps à manipuler son granulé avec sa patte et son bec à devoir le casser pour le manger alors qu'avec un aliment de taille normale, l'oiseau n'a qu'à saisir le granulé avec son bec et l'avaler directement (ROZEK et al. 2010). De plus, les perroquets semblent préférer les granulés de taille plus grande que ce qui est normalement prévu pour leur taille et qui permettent des mouvements de podo-mandibulation (cf. figure 41). Ils passeront alors moins de temps à détruire leurs autres jouets (ROZEK, MILLAM 2011). De même, varier les types d'aliments proposés au perroquet (fruits, granulés, mélanges de graines...) permet, en plus d'équilibrer la ration alimentaire, d'occuper et de distraire l'oiseau qui sera plus intéressé par ce qui est dans sa gamelle (BAUCK 1998).



Figure 41 : Mouvement de podo-mandibulation chez un *Ara macao* (*A. macao*) pour casser la coque de la noix et la manger (Image : P. GRENTZINGER).

- Musique et appareils électroniques : les perroquets sont très sensibles à la musique ou à la radio et certains vont même bouger au rythme d'une mélodie ou interagir avec la radio (siffler, chanter, etc...). Des Gris du Gabon (*P. erithacus*) à qui des chercheurs ont laissé des tablettes tactiles ont même appris à utiliser ces appareils lorsqu'ils étaient seuls pour jouer et choisir quand écouter de la musique (PERON et al. 2012).

Ainsi, de nombreux moyens sont disponibles pour divertir les Psittacidés en captivité et plus les activités seront variées, plus l'enrichissement sera efficace et évitera à l'oiseau de s'ennuyer. De plus, habituer l'oiseau le plus tôt possible aux nouveautés permet de le désensibiliser à l'introduction de nouveaux éléments à son environnement ainsi qu'à la manipulation par de nouveaux êtres humains (MEEHAN, MENCH 2002).

L'enrichissement doit donc faire partie intégrante de la gestion quotidienne d'un perroquet, au même titre que le nourrissage ou le nettoyage. La mise en place d'un planning d'enrichissement doit être conseillée au propriétaire afin d'éviter l'apparition de maladies comportementales liées à

l'ennui. Un perroquet suffisamment stimulé sera donc intellectuellement plus équilibré et plus ouvert à une relation avec son propriétaire qui pourra alors en profiter pour travailler avec son oiseau.

c- L'éducation du perroquet

i. Principes

Les propriétaires de perroquets EAM ou apprivoisés sont souvent désireux d'éduquer leur oiseau et se renseignent auprès de leur vétérinaire pour savoir comment faire.

La première chose à prendre en compte est que les perroquets sont extrêmement intelligents avec leur propre caractère et ne peuvent pas être considérés comme des « chiens avec des plumes ». En effet, les Psittacidés sont généralement très têtus et ne se forceront pas à faire quelque chose s'ils n'en ont pas envie. De plus, ils font souvent preuve de néophobie envers tout ce qu'ils ne connaissent pas et une fois qu'ils ont associé un objet ou une situation à une mauvaise expérience, il est très difficile de les faire changer d'avis. Ainsi, il faut faire preuve de beaucoup de patience et de précautions pour apprendre quelque chose à un perroquet mais la récompense vaut souvent l'attente, un tel travail permettant de tisser un lien unique entre le propriétaire et son oiseau.

Avant de commencer à travailler avec son perroquet, il faut d'abord déterminer quelles sont ses récompenses préférées : certains oiseaux cherchent le contact avec leur propriétaire, d'autres préfèrent des friandises (raisins secs, graines de tournesol, noix...) et d'autres encore réagissent mieux aux félicitations à la voix (HEIDENREICH 2014). En commençant avec des exercices simples (venir sur la main, rester sur son perchoir...) le propriétaire va progressivement habituer son perroquet à assimiler ce qui est une récompense et ce qui n'en est pas. Au fur et à mesure, le perroquet va donc comprendre le principe du renforcement positif. Une fois que ce principe est mis en place, la seule limite à la capacité d'apprentissage de l'oiseau reste l'imagination de son propriétaire (SEIBERT 2007).

Avec un perroquet réceptif à l'apprentissage, le propriétaire doit baser son éducation selon 5 principes clés listés ci-dessous (MARTIN 2007) :

- Une communication allant dans les deux sens : le propriétaire apprend rapidement à comprendre son oiseau, ses intentions et ses motivations. Ainsi, il lui appartient de ne pas brusquer son animal en essayant de le forcer à travailler si celui-ci n'a pas envie. De même, en énonçant clairement ce qu'il attend de l'oiseau (ordres vocaux, gestes, posture, etc...) et en l'encourageant, le propriétaire va stimuler son perroquet qui sera plus enclin à participer à l'exercice.
- Honnêteté : il ne faut jamais promettre à l'oiseau une récompense sans la lui donner, cela risque de le frustrer voire qu'il décroche complètement de l'exercice. Par exemple, certains entraîneurs incitent leur perroquet à voler jusqu'à eux en leur montrant une cacahuète mais ne leur donnent qu'un granulé une fois le vol effectué. L'oiseau risque alors d'être frustré au point de ne plus accepter de faire les exercices puisqu'il s'attendra à ne pas recevoir la récompense promise.
- Calme : pour que l'oiseau profite au mieux de l'entraînement, il faut lui offrir un cadre dans lequel il pourra se concentrer et ne se sentira pas stressé. Ainsi, commencer par se placer

dans une pièce connue de l'oiseau (celle où se trouve sa cage généralement), au calme et sans distraction.

- Motivation : à chaque exercice, le propriétaire doit proposer une motivation proportionnelle à l'effort qu'il demande à l'oiseau (encouragements vocaux pour des exercices simples ou acquis ou récompense alimentaire très appétente pour des exercices plus difficiles).
- Favoriser le renforcement positif : chez les perroquets, la punition est beaucoup moins efficace que la récompense. Ainsi, la punition positive (apparition d'un stimulus aversif comme un coup) est contre-productive puisqu'elle affecte la relation entraîneur-perroquet et qu'elle va souvent entraîner une réponse agressive de la part de l'oiseau (morsure, attaque en vol, etc...). La punition négative (disparition d'un stimulus appétitif) peut parfois aider le propriétaire à inhiber des comportements déplacés de l'oiseau (par exemple, ignorer l'oiseau lorsqu'il se met à crier pour ne pas qu'il assimile que crier lui permet d'attirer l'attention de son maître) mais ne sera efficace que si l'entraîneur met en place une stratégie pour limiter l'apparition même d'un tel comportement (enrichissement du milieu suffisant pour que l'oiseau ne s'ennuie pas et ne se mette pas à crier).

En appliquant tous ces principes, le propriétaire va pouvoir aborder sereinement l'entraînement de son perroquet ce qui lui permettra d'établir une relation très forte avec son oiseau. Néanmoins, il ne doit jamais oublier que le perroquet est têtu, et que les seules réponses appropriées face à cet entêtement sont la patience et l'ingéniosité : chez les Psittacidés, « on obtient ce qu'on renforce (MARTIN 2007).

ii. L'apprentissage de la parole

Tous les perroquets ne sont pas des grands parleurs : certains se contenteront d'imiter quelques bruits quand d'autres seront capables d'articuler des phrases entières. Les Gris du Gabon (*P. erithacus*) sont sans doute les plus bavards, mais d'autres Psittacidés comme les Amazones (*Amazona* sp.), les Eclectus (*Eclectus roratus*) ou les Youyous du Sénégal (*Poicephalus senegalus*) sont aussi capables de prononcer quelques mots. Cependant, la parole reste un exercice très individu-dépendant et si son perroquet est un parleur, le propriétaire peut très facilement renforcer ce comportement et lui apprendre des mots.

Les perroquets commencent généralement à vocaliser dès leur plus jeune âge en émettant d'abord des gargouillis indistincts. Puis, ils commenceront à imiter des bruits qu'ils entendent au quotidien : chants d'oiseaux sauvages nichant à côté de leur volière, téléphone, sonnette, sonnerie du micro-onde, etc. Le propriétaire renforce généralement ce comportement en interagissant avec son oiseau (rire, regard, attention accordée, etc...) et parfois même sans s'en rendre compte (par exemple, un perroquet placé dans le hall d'entrée imite le bruit de sonnette et le propriétaire vient vers lui pour ouvrir à d'éventuels visiteurs : le perroquet reçoit de l'attention, le comportement est renforcé).

L'oiseau va ensuite imiter de plus en plus de sons, des mélodies et même des mots en commençant par ceux qu'il entendra le plus souvent (son nom, celui de son propriétaire, etc...). Les perroquets semblent percevoir les sons de la même manière que les humains (sensibilité auditive optimale entre 2 et 5 kHz, comme l'homme) et la formation des sons chez les Psittacidés peut être comparée à celle des humains. En effet, chez l'oiseau c'est la syrinx (organe situé à la base de la trachée) qui impulse à l'air une fréquence initiale, émettant ainsi un son (l'équivalent des cordes vocales chez l'Homme). La variation d'amplitude de cette fréquence permet de former différentes voyelles. Tout comme

l'homme, l'oiseau va ensuite utiliser sa langue (hauteur de la langue, position avant/arrière, etc...) pour former d'autres sons et arrêter les consonnes (PEPPERBERG 2010).

Malgré leurs grandes capacités d'apprentissage, les perroquets ne sont pas capables d'apprendre à parler une langue : pour eux, une phrase n'est qu'une association de sons qu'ils savent imiter et qu'ils vont émettre dans un contexte bien particulier qu'ils ont appris à reconnaître (*exemple vu en consultation* : un perroquet qui entend la pluie à l'extérieur et associe ce son à la phrase « Mets tes bottes » qu'il répète à son propriétaire dès que celui-ci veut sortir).

L'apprentissage de mots est donc un exercice comme un autre que le propriétaire peut travailler avec son oiseau, soit par renforcement positif (récompense dès que l'oiseau dit le mot voulu) soit grâce à la méthode de « modèle/rivale » décrite par Irene Pepperberg (PEPPERBERG 2010) : le perroquet est placé devant son entraîneur qui lui montre des objets à nommer et un autre humain. Si l'oiseau se trompe en nommant un objet, le propriétaire détourne son attention de lui et fait nommer l'objet à l'autre personne présente. S'il a juste, il est récompensé par son propriétaire et peut donner l'objet nommé à l'autre personne qui devient son camarade d'apprentissage. Ainsi, la deuxième personne est à la fois un modèle pour prononcer les mots et un rival pour l'attention de l'entraîneur. Cette double relation peut être très motivante pour l'oiseau mais cette méthode n'est pas à conseiller aux propriétaires qui manquent d'expérience dans l'entraînement car le risque de frustration du perroquet est grand et celui-ci risque ensuite de refuser de travailler avec son propriétaire

Ainsi, la meilleure méthode d'apprentissage de la parole à un perroquet consiste souvent à laisser faire l'oiseau en lui « suggérant » des sons à imiter (musique ou mots répétés régulièrement, etc...). Dans la plupart des cas, c'est lui qui surprendra son propriétaire en répétant des phrases qu'il aura lui-même décidé d'apprendre.

iii. Poser des limites à l'oiseau

En consultation les propriétaires demandent souvent des conseils au vétérinaire concernant des comportements indésirables de la part de leur oiseau : morsures, attaques en vol, cris, etc... Pour maintenir une bonne cohabitation entre le perroquet et son maître, il est donc parfois nécessaire de poser certaines limites à l'oiseau afin qu'il comprenne ce qui se fait et ce qui ne se fait pas.

Comme vu plus haut, la punition positive n'a aucune efficacité pour faire disparaître un comportement indésirable chez les perroquets. Ainsi, le propriétaire doit essayer de remplacer un comportement non désiré par un comportement acceptable en renforçant positivement ce dernier (MARTIN 2007).

Pour prendre un exemple concret, de nombreux perroquets mordent leur propriétaire lorsque celui-ci les repose dans leur cage après une séance de jeu. En effet, pour l'oiseau, le retour en cage signifie l'arrêt du jeu et bien souvent la perte de l'attention de son maître, ce qui est très négatif. Ainsi, plutôt que de punir avec un coup ou en élevant la voix, mieux vaut essayer d'assimiler la cage à quelque chose de très positif pour que l'oiseau ne s'y sente pas pris au piège :

- Approcher l'oiseau de la cage sans l'y déposer et en le récompensant tant qu'il reste calme
- Déposer une grosse récompense dans la cage pour stimuler l'oiseau à y rentrer

- Une fois que l'oiseau est dans sa cage, le reprendre et l'y redéposer plusieurs fois et le récompenser quand il est calme
- Une fois que l'oiseau rentre à nouveau dans sa cage, la fermer doucement et continuer d'interagir avec l'oiseau pendant quelques minutes

Répéter cette procédure à chaque rentrée dans la cage permet de rassurer l'oiseau et donc de limiter l'apparition d'agressivité.

Pour ce qui est de la morsure (le terme est utilisé par analogie avec les mammifères, même si les oiseaux ne possèdent pas de dents), il faut prendre en compte qu'elle est extrêmement douloureuse. En effet, le bec des perroquets est très puissant ce qui leur permet par exemple de casser des coques de noix sans aucune difficulté. Sur l'homme la morsure des perroquets entraîne souvent des coupures plus ou moins profondes associées à de vives douleurs. Ainsi, lorsqu'un propriétaire est mordu ou pincé par son oiseau, son premier réflexe est de crier sur l'animal pour le faire lâcher. Néanmoins, le meilleur moyen de se libérer de la morsure est de déstabiliser l'oiseau (en secouant sa main par exemple) qui va alors utiliser son bec pour retrouver son équilibre. Le comportement indésirable est alors interrompu.

Ainsi, chaque comportement indésirable a sa propre solution et doit se traiter au cas par cas, en privilégiant toujours si possible le renforcement positif comme méthode d'apprentissage.

iv. L'entraînement médical

L'entraînement médical (ou *medical training*) est une pratique qui consiste à habituer l'animal à se laisser manipuler en vue de limiter le stress lors des examens médicaux (cf. figure 43). En effet, l'examen clinique peut être un exercice très stressant pour le perroquet : nouvel environnement (la clinique), nouveau manipulateur (le vétérinaire), contention, animal malade ou douleur associée à une blessure, tous les ingrédients sont réunis pour éprouver l'oiseau. Le propriétaire peut donc apprendre des gestes simples à son animal qui aideront à l'examen clinique et qui donneront un cadre familier à l'oiseau pendant la consultation (COOK 2012).

Voici quelques exemples de manipulations simples entrant dans le cadre du *medical-training* :

- Pesée : la pesée n'est pas difficile à mettre en place puisqu'il suffit d'apprendre à son oiseau à rester sur un perchoir ou dans un bol. Néanmoins, elle est primordiale puisqu'elle permet au propriétaire de suivre le poids de son animal (la variation du poids étant souvent un des premiers symptômes d'une pathologie). Il est conseillé de peser son perroquet au moins une fois par semaine et de conserver une courbe de poids pour avoir le meilleur suivi possible.
- Rester sur le dos : en restant de son plein gré sur le dos, le perroquet permet au praticien d'observer sa face ventrale à la recherche d'éventuelles plaies...
- Ouvrir les ailes : permet de vérifier l'intégrité des ailes, l'absence de plaie, le bon alignement des reliefs osseux et des articulations, etc.
- Présenter une patte et puis l'autre : donne la possibilité au vétérinaire d'examiner les pattes de l'oiseau (recherche de plaies, fractures, pododermatites, etc.)
- Palpation du bréchet : la palpation du bréchet et des muscles pectoraux qui s'insèrent dessus permet d'évaluer rapidement la note d'état corporelle de l'oiseau (cf. partie II-B-3).

- S'habituer à la contention : pour réaliser son examen clinique, le vétérinaire est souvent obligé d'immobiliser l'oiseau afin de travailler en toute sécurité pour lui-même, mais aussi pour l'animal qui pourrait se blesser en se débattant. Néanmoins, c'est un exercice extrêmement angoissant pour le perroquet : il va chercher à pincer, à se débattre, va crier et peut même présenter une tachycardie, une tachypnée, etc.). Ceci peut être limité par le *medical-training* (cf. figure 42).



Figure 42 : Cette Conure de Patagonie (Cyanoliseus patagonus) est tellement habituée aux contentions et aux manipulations que l'examen clinique peut se faire en intégralité et sans stress chez l'oiseau (Images : P. GRENTZINGER)

v. Entraînement au vol

L'entraînement au vol est un exercice particulier qui mérite d'être décrit ici car les questions des propriétaires à ce sujet sont nombreuses. En effet, pour les propriétaires qui décident de ne pas rémiger les ailes de leurs perroquets (c'est-à-dire couper certaines plumes pour empêcher le vol), il est conseillé de travailler le rappel (action pour l'oiseau de revenir jusqu'à son maître en volant). Ainsi, si l'oiseau s'échappe un jour (ce qui peut toujours arriver même si l'oiseau vit en intérieur !), le propriétaire aura plus de facilités à le récupérer.



Figure 43 : Entraînement au vol d'un Cacatoès à huppe jaune (*C. galerita*) (Image : P. GRENTZINGER).



Figure 44 : Entraînement au vol d'un Eclectus mâle (*E. roratus*) (Image : P. GRENTZINGER).

La relation de confiance existant entre les oiseaux et leurs soigneurs permet le travail du vol libre (Remerciements à B. THIBAUT, A. ROBERT et au Zoo de La Flèche).

Même si tous les oiseaux savent voler d'instinct, un perroquet sans entraînement ne reviendra pas vers son propriétaire et pourra même être récalcitrant à voler (il préférera se déplacer en marchant). Ainsi, l'entraînement doit être progressif avec des rappels tout d'abord très courts (bond de quelques centimètres pour obtenir une récompense) puis de plus en plus longs, jusqu'à ce que l'oiseau prenne goût au vol et aille explorer son territoire avant de revenir vers son maître. A chaque fois qu'il revient sur son entraîneur, l'oiseau doit être largement récompensé à la voix et avec une friandise (cf. figures 43 et 44).

Pour les propriétaires qui ne peuvent pas travailler en volière et qui ont peur de travailler directement le vol libre (c'est-à-dire sans entrave pour l'oiseau), il existe des harnais adaptés aux différentes tailles de Psittacidés. Beaucoup de patience est nécessaire pour apprendre à l'oiseau à tolérer l'emprise du harnais sur lui, mais une fois qu'il l'a acceptée, les sorties peuvent se faire en toute sécurité, procurant ainsi beaucoup de plaisir à la fois au propriétaire mais aussi au perroquet. Certaines personnes fixent une sangle ou chaînette faisant office de laisse à la bague de l'oiseau pour remplacer le harnais. Néanmoins, cette pratique est à proscrire en raison du risque très important de lésions sur l'oiseau (irritation de la peau, plaies, fractures...).

3) *Nutrition*

La nutrition est un point essentiel dans la gestion quotidienne des perroquets et le vétérinaire a un rôle primordial pour informer et conseiller au mieux le propriétaire. En effet, les personnes ayant un perroquet nourrissent souvent leur animal avec des mélanges de graines, et ce pour différentes raisons : c'est pratique, moins cher que les autres types d'alimentation, l'oiseau en raffole et ce type d'aliment est le plus fréquent dans le commerce. La plupart des animaleries françaises ne proposent d'ailleurs que des mélanges de graines dans leurs rayons, privant ainsi le propriétaire du choix du type ou de la qualité de l'aliment qu'il veut donner à son perroquet. Ainsi, de nombreux propriétaires sont persuadés que le mélange de graines est la seule alimentation disponible, voire même que c'est la nourriture la plus adaptée aux perroquets. Cependant, la majorité des perroquets ne sont pas exclusivement granivores mais aussi frugivores (excepté pour les Loris et Loriguets qui sont nectarivores et que nous traiterons à part) et un régime constitué uniquement de graines est souvent la cause de nombreuses maladies (GROSSET 2009).

a- Considérations générales

Pour nourrir son perroquet, le propriétaire dispose de différents types d'aliments dans le commerce regroupés dans le tableau 4 présenté ci-dessous :

Tableau 4 : Tableau présentant les différents types d'alimentations disponibles pour les Psittacidés ainsi que leurs avantages et leurs inconvénients (Réalisation personnelle d'après (GROSSET 2009) et (STAHL, KRONFELD 1998)).

Type d'aliment	Avantages	Inconvénients
Mélanges de graines	<ul style="list-style-type: none"> -Prix abordable -Très facilement disponibles dans le commerce -En apparence très bien consommés par l'oiseau -Facilité d'utilisation 	<ul style="list-style-type: none"> -Utilisés seuls, source de déséquilibres nutritionnels et des maladies qui en résultent (cf. détails plus bas) -Obésité, plumage terne, mauvaise pousse du bec (trop long ou déformé), stress parfois associé à des troubles comportementaux en raison d'un stress métabolique -En réalité, l'oiseau va choisir les graines qu'il préfère, particulièrement les graines de millet, tournesol et cacahuètes, accentuant ainsi les déséquilibres de la ration
Granulés extrudés	<ul style="list-style-type: none"> -Évitent le tri -Composition constante en vitamines et minéraux -Facilité d'utilisation -Moins chers que les granulés compressés -Souvent très colorés et donc plus appétents pour certains oiseaux 	<ul style="list-style-type: none"> -Cuits sous pression à 140°C : destruction des bactéries, vitamines et arômes naturels et modification de la structure des protéines et des fibres qui deviennent plus digestibles (donc accélération du transit digestif de l'oiseau) -Coût important de la fabrication parfois compensé par des matières premières de moins bonne qualité -Ajouts d'éléments de synthèse pour compenser les effets délétères de la cuisson à haute température : vitamines, fibres non extrudées, colorants artificiels, etc... -Conservation plus courte que les compressés même si congélation possible
Granulés compressés	<ul style="list-style-type: none"> -Évitent le tri -Composition constante en vitamines et minéraux -Facilité d'utilisation -Colorants impossibles à utiliser par compression donc procédé de fabrication facile à déterminer pour le propriétaire -Ingrédients moulus, cuits à la vapeur à basse température puis compressés donc probiotiques intacts -Conservation plus longue que les extrudés 	<ul style="list-style-type: none"> -Non colorés donc moins appétant pour certains oiseaux -Onéreux
Fruits et légumes frais	<ul style="list-style-type: none"> -Apport de nutriments frais (vitamines...) en fonction du fruit ou du légume 	<ul style="list-style-type: none"> -Plus de travail pour le propriétaire : couper selon la taille de l'oiseau, retirer les fruits après quelques heures pour éviter les proliférations fongiques et bactériennes de surface... -Attention aux fruits toxiques (avocat, etc...) -Carences énergétiques et en minéraux (calcium notamment) si l'oiseau n'est nourri qu'avec des fruits/légumes

Il existe tellement d'espèces de Psittacidés qu'il est impossible de définir une ration qui conviendrait à tous. Trop peu d'études ont été réalisées sur les besoins alimentaires en fonction des espèces de perroquets et le praticien peut donc manquer de données pour calculer précisément une ration. Les données trouvées dans la littérature sont d'ailleurs souvent inspirées d'études sur les Galliformes.

➤ Energie :

Les besoins alimentaires peuvent être déterminés pour trois états physiologiques : basal (besoins quotidiens incompressibles nécessaires au fonctionnement de l'organisme), de maintenance (maintien du poids dans des conditions de vie normales : recherche de nourriture, interactions avec les congénères, etc.) et total combinant tous les besoins nécessaires en fonction du stade de vie (croissance, ponte, mue...) (OROSZ 2014).

Chez les Psittacidés de petite taille (poids inférieur à 100g), les besoins énergétiques pour assurer le métabolisme de maintenance (MER) peuvent être calculés grâce à la formule suivante (HARPER, SKINNER 1998) :

$$\text{MER} = 160 \times (\text{PV})^{0,715}$$

Avec PV le Poids Vif de l'oiseau en kg et MER exprimé en kcal/j.

Pour les plus gros Psittacidés cependant, cette formule semble sous-estimer les besoins énergétiques et doit donc être adaptée en fonction de chaque oiseau.

Les données concernant les besoins alimentaires des Psittacidés sont donc encore trop peu nombreuses puisque chaque espèce a ses propres besoins. Le vétérinaire est souvent amené à extrapoler les données d'études déjà existantes qui concernent au mieux des petits Psittaciformes (*M. undulatus* ou *N. hollandicus*) ou sinon des Galliformes (poules, cailles...). Le tableau 5 ci-dessous présente les apports recommandés d'une ration alimentaire pour les Psittacidés (HAWLEY, RITZMAN 2000).

Tableau 5 : Apports nutritionnels recommandés dans une ration pour Psittacidés (issu du Manual of Avian Nutrition, HAWLEY and al., 2000).

La mention ‘-’ signifie que la valeur n’est pas connue.

Nutriment	Unité	Au minimum	Au maximum	
	Energie	kcal/kg	3200	4200
	Protéines totales	%	12	-
Acides Aminés	Acide linoléique	%	1	-
	Lysine	%	0,65	-
	Méthionine	%	0,3	-
	Méthionine + Cystéine	%	0,5	-
	Arginine	%	0,65	-
	Thréonine	%	0,4	-
Vitamines liposolubles	Vitamine A totale	IU/kg	8000	-
	Vitamine D3	IU/kg	500	2000
	Vitamine E	ppm	50	-
	Vitamine K	ppm	1	-
Vitamines hydrosolubles	Thiamine	ppm	4	-
	Riboflavine	ppm	6	-
	Niacine	ppm	50	-
	Pyridoxine	ppm	20	-
	Acide pantothénique	ppm	20	-
	Biotine	ppm	0,25	-
	Acide folique	ppm	1,5	-
	Vitamine B12	ppm	0,01	-
	Choline	ppm	1500	-
Macroéléments	Calcium	%	0,3	1,2
	Phosphore total	%	0,3	-
	Rapport Ca/P	%	1 : 1	2 : 1
	Potassium	%	0,4	-
	Sodium	%	0,12	-
	Chlorine	%	0,12	-
	Magnésium	ppm	600	-
Microéléments	Manganèse	ppm	65	-
	Fer	ppm	80	-
	Zinc	ppm	50	-
	Cuivre	ppm	8	-
	Iode	ppm	0,4	-
	Selenium	ppm	0,1	-

b- Recommandations concernant la ration alimentaire

Afin de choisir la meilleure ration pour l'oiseau, il faut s'intéresser à la composition de chaque aliment.

➤ Mélanges de graines :

Les mélanges de graines sont très riches en lipides et protéines et sont souvent carencés en vitamines et acides aminés essentiels (notamment lysine et méthionine). De plus, la plupart des graines ou noix ont un ratio Ca/P trop faible et contiennent trop peu de Sodium ou de bêta-carotènes (STAHL, KRONFELD 1998).

Dans l'idéal, les mélanges de graines et noix devraient représenter 20-40% de la ration alimentaire d'un perroquet, à condition que les graines soient variées et de bonne qualité. Malheureusement, les perroquets sont très friands de graines et noix (particulièrement tournesols, cacahuètes, noix, etc...) et ont donc tendance à trier pour ne manger que ce qu'ils préfèrent, délaissant les autres aliments (GROSSET 2009).

➤ Fruits et légumes :

Les fruits et légumes n'apportent généralement que peu d'énergie et sont carencés en calcium, vitamines liposolubles (A, D, E et K) et en certains minéraux. Un régime alimentaire uniquement à base de fruit ne suffit donc pas à subvenir aux besoins énergétiques de l'oiseau, particulièrement pour les gros Psittacidés (STAHL, KRONFELD 1998). Attention également à ne pas donner que des fruits à l'oiseau (même si c'est ce qu'il préfère) pour ne pas apporter trop de glucides dans la ration.

➤ Granulés (extrudés ou comprimés) :

Les compositions et valeurs nutritionnelles sont normalement données par le fabricant sur l'emballage du produit. L'avantage principal des granulés est qu'ils garantissent un apport nutritionnel constant d'un granulé à un autre.

➤ Etablir une ration :

La principale consigne à retenir pour établir la ration d'un Psittaciforme est qu'il faut diversifier les aliments, que ce soit les types (graines, granulés, fruits et légumes) mais aussi les constituants (varier les fruits, légumes, graines, etc...).

Les proportions de chaque forme d'aliment sont représentées sur la figure 45 ci-dessous.

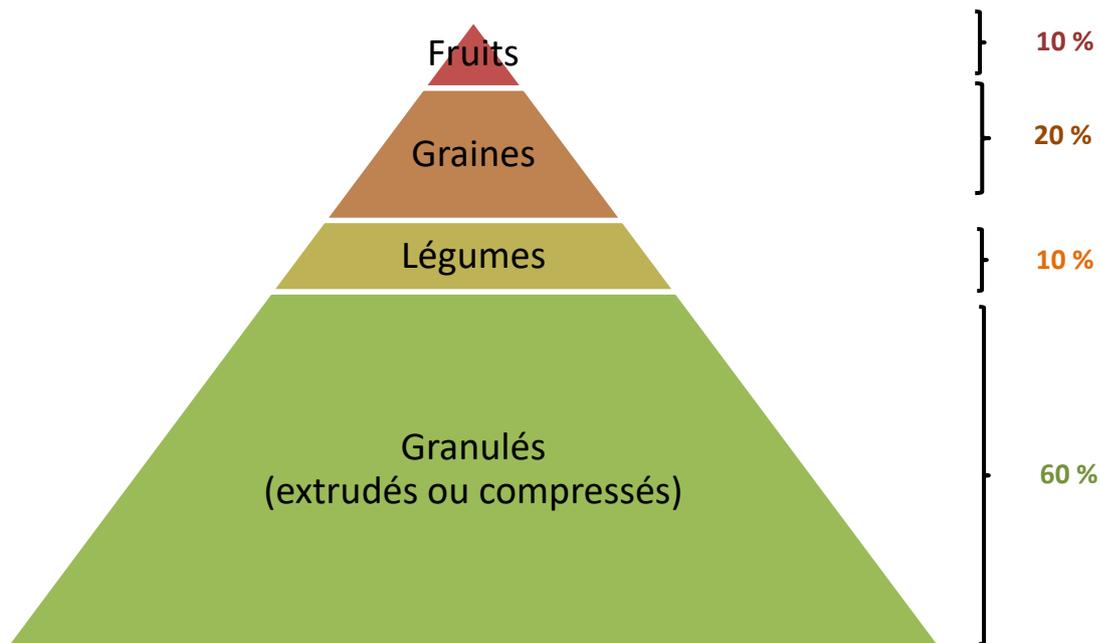


Figure 45 : Schéma représentant la composition théorique idéale d'une ration alimentaire de Psittaciforme (réalisation personnelle d'après GROSSET 2009 et OROSZ 2014)

Il est important d'imposer ces proportions à l'oiseau puisque si tous les aliments lui sont laissés à volonté, l'oiseau aura tendance à ne manger que ce qu'il préfère (principalement les graines, notamment tournesol, etc...) ce qui déséquilibrera grandement ses apports (OROSZ 2014).

Malheureusement, les propriétaires sont souvent réticents à utiliser des granulés pour leurs oiseaux et ce en partie à cause du prix (extrudés 2 fois plus chers au kilo que les mélanges de graines, comprimés jusqu'à 6 fois plus chers), mais aussi parce qu'ils n'ont pas conscience des déséquilibres nutritionnels d'une ration à base de graines. Le rôle d'information du vétérinaire est donc primordial et chaque praticien, qu'il soit spécialisé en médecine aviaire ou non, se doit de parler d'alimentation avec le propriétaire. Ce-dernier doit être conscient des maladies associées à un mauvais régime alimentaire et que l'investissement financier réalisé avec l'achat de granulés lui permettra souvent d'éviter de lourdes factures chez son vétérinaire.

Mais convaincre le propriétaire d'utiliser les granulés n'est souvent pas le plus difficile : reste encore à persuader l'oiseau de les manger ! Comme on a pu le voir, les perroquets font souvent preuve de néophobie alimentaire. Ainsi, s'ils ne sont pas habitués à manger des granulés très jeunes, la transition alimentaire peut être une véritable épreuve. Il est donc important de prévenir le propriétaire que ce changement peut être très long afin qu'il ne se décourage pas et abandonne. Afin de prouver à l'oiseau que les granulés sont comestibles (voire bons), plusieurs stratégies existent :

- Un jour sur trois, ne donner que des granulés et laisser les graines les autres jours. Au bout de 2 à 3 semaines, passer à un jour sur 2 et ainsi de suite, jusqu'à transition complète.
- Ne donner que des granulés la journée et remettre des graines à disposition le soir jusqu'à ce que l'oiseau mange correctement ses croquettes.
- Cacher des graines au fond d'un bol de granulés pour obliger l'oiseau à manipuler les croquettes pour avoir ses graines

- Pour les perroquets vraiment récalcitrants, il existe des graines agglomérées sur des croquettes. Ainsi, l'oiseau ne verra pas le granulé au premier abord mais le mangera sans s'en apercevoir après avoir fini les graines.

Diversifier la ration alimentaire est donc essentiel pour la santé de l'oiseau, mais aussi son bien-être en l'incitant au *foraging* et à la manipulation des aliments afin de pouvoir les manger (cf. figure 46).



Figure 46 : Enrichissement alimentaire pour un Youyou du Sénégal (*P. senegalus*)
(Image : P. GRENTZINGER)

Ici, le morceau de pomme est trop gros pour que l'oiseau le mange d'un coup. Il doit réfléchir à la manière de le transporter jusqu'à son perchoir puis de le manger. On observe également le mouvement de podo-mandibulation très présent chez les Psittaciformes.

c- Compléments alimentaires

Tout au long de sa vie, l'oiseau va rencontrer des périodes de stress métabolique intense où les besoins de son organisme seront augmentés : la période de reproduction, les basses températures (surtout pour les oiseaux en volières extérieures) et les mues. La complémentation de la ration peut donc être utilisée par le praticien en prévention de ces périodes ou en correction de troubles causés par une ration carencée (visée thérapeutique) (MEJIA-FAVA, COLITZ 2014).

Au cours de ces périodes, la ration alimentaire de l'oiseau peut ne pas couvrir tous ses besoins et le propriétaire peut être amené à compléter la nourriture en vitamines et minéraux. De nombreux compléments alimentaires existent dans le commerce que le propriétaire peut utiliser en fonction de la ration de l'oiseau :

- Si l'oiseau est nourri avec une majorité de graines : compléter régulièrement l'alimentation en faisant des cures d'une semaine tous les mois au maximum.
- Si la ration est composée à majorité de granulés : ne compléter l'oiseau qu'en période de stress métabolique, et particulièrement au début du printemps et de l'automne (mues).

Il est important de ne pas abuser des compléments alimentaires car l'excès de certaines vitamines ou de minéraux peut causer des troubles au moins aussi graves que les carences (cf. tableau 6 ci-dessous).

De plus, certains perroquets refusent de toucher à leur gamelle ou à leur eau de boisson s'ils voient leur propriétaire y ajouter des produits. En cas de complémentation, il est donc conseillé de préparer les gamelles hors de vue de l'animal.

d- Affections liées à la malnutrition

Comme évoqué précédemment, un déséquilibre de la ration alimentaire peut être à l'origine de nombreuses maladies (BAUCK 1995) dont les plus fréquentes sont listées dans le tableau 6.



*Figure 47 : Plumes dorsales d'un Eclectus (E. roratus) femelle (Image : P. GRENTZINGER).
Les plumes sont censées être toutes rouges. On observe ici des plumes décolorées jaunes, vertes et bleues. Cette dépigmentation du plumage associée au très mauvais état général de l'oiseau évoquent de graves carences alimentaires.*

Tableau 6: Exemples de maladies liées à une mauvaise alimentation chez les Psittacidés (partie 1/2) (liste non exhaustive). Réalisation personnelle d'après (HARPER, SKINNER 1998), (OROSZ 2014), (BAUCK 1995), (STAHL, KRONFELD 1998), (SAMOUR 2008) et (TULLY et al. 2009)).

Maladie	Cause	Régime alimentaire associé	Mécanisme	Symptômes
Energie	Carence énergétique	100 % Fruits	Les apports de la ration ne couvrent pas le métabolisme basal	Mauvais état général, perte de poids, troubles de la reproduction
MG	Obésité	>15% MG	Stockage des graisses dans les tissus adipeux	Embonpoint, fatigabilité, mauvais état du plumage, etc...
	Athérosclérose	Régime trop riche en matières grasses	Dépôts lipidiques dans les parois des vaisseaux entraînant un épaississement de ceux-ci et donc une perte de leur élasticité.	Fatigabilité, tachypnée, mauvais état général, état de torpeur constant, crises convulsives, mort brutale
Protéines	Carences en protéines	100 % Graines		Mauvais état général, troubles reproducteurs, mauvais état du plumage, dépigmentation de plumes
	Goutte viscérale et articulaire	Régimes hyperprotéiques	Augmentation de la concentration plasmatique d'acide urique entraînant un dépôt d'acide urique dans les articulations et les viscères	Boiteries, oiseau réticent à se déplacer, faiblesse, mauvais état général, PUPD, mort brutale
Vitamines	Carence en Vitamine E	100 % Graines	Altération de l'effet antioxydant naturel protecteur des cellules (notamment musculaires)	Myopathie, souvent associée à giardiose, faiblesse musculaire, graines non digérées dans les fientes, encéphalomalacie
	Excès de Vitamine E	Supplémentation excessive	Lipidose hépatique, déminéralisation osseuse, hyper-coagulation sanguine (très hautes doses)	AVC, mort brutale, fractures, anorexie, mauvais état général et du plumage
		Métaplasie squameuse épithéliums	Carence en Vitamine A	Vitamine essentielle à la formation et à la différenciation des épithéliums.
	Hypervitaminose A	Excès en Vitamine A	Supplémentation excessive	Stockage en excès dans le foie causant une lipidose hépatique et les dysfonctionnements associés
Hypovitaminose D	Carence en vitamine D	Régime ou trop peu d'exposition aux UV	Absorption du calcium diminuée	Rachitisme, coquilles d'œuf molles, rétention d'œuf, fractures, PUPD, coloration noire de plumes, crises convulsives, etc...

Tableau 7 : Exemples de maladies liées à une mauvaise alimentation chez les Psittacides (partie 2/2) (liste non exhaustive). Réalisation personnelle d'après (HARPER, SKINNER 1998), (OROSZ 2014), (BAUCK 1995), (STAHL, KRONFELD 1998), (SAMOUR 2008) et (TULLY et al. 2009)).

Maladies	Cause	Régime alimentaire associé	Mécanisme	Symptômes	
Vitamines	Calcifications des tubules rénaux ou viscérales	Hypervitaminose D	Dépôts calciques dans les tubules rénaux par augmentation de la concentration plasmatique en calcium	PUPD, signes d'insuffisances rénale	
	Hypovitaminose B2 (riboflavine)	Carence en Vitamine B2	Supplémentation excessive	Retard de croissance, mauvais état du plumage, faiblesse musculaire, crises convulsives	
	Metabolic Bone Disease = Hyperparathyroïdisme secondaire d'origine nutritionnelle = Rachitisme = Ostéomalacie = etc...	Carences en Calcium (ou en Vitamine D) ou excès de Phosphore causant un rapport Ca/P <1	100 % Graines	Vitamine essentielle au métabolisme cellulaire, à l'activité enzymatique, etc...	Retard de croissance, mauvais état du plumage, faiblesse musculaire, crises convulsives
Calcium, Phosphore	Troubles reproducteurs	Carences en calcium pendant la période de reproduction	100 % Graines ou 100 % fruits	Hypocalcémie chronique entraînant une augmentation de la synthèse de PTH (jusqu'à hyperplasie des glandes) donc de l'activité ostéoclastique	Courbure des os longs, pousse anormale du bec, fractures spontanées ; signes non spécifiques (picage, perte d'appétit, faiblesse musculaire, rétention d'œufs, etc...)
	Hypothyroïdie	Carence en iode	100 % Graines	Hypocalcémie en période de ponte : trop peu de calcium disponible à la formation des coquilles ou au fonctionnement de l'appareil reproducteur	Rétention d'œufs, coquilles molles, etc....
	Hémochromatose = Maladie de Stockage du Fer	Excès de Fer ou de Vitamine C	Fruits, supplémentation excessive	Concentration en iode trop faible pour permettre la synthèse des hormones thyroïdiennes	Goitre
Autres	Carence en Zinc	Phytates dans l'alimentation bloquant l'absorption du Zinc	Accumulation du Fer dans les cellules hépatiques causant une fibrose hépatique	Liés à l'hépatopathie : ascite, dyspnée, anorexie, dépression, etc....	Anorexie, troubles cutanés, cicatrisation lente, troubles de la reproduction, etc....
	Carence en Cuivre	Excès de Zinc ou de Fer limitant l'absorption du cuivre			Mauvais état du plumage avec décoloration des plumes (cf. figure 47)

e- Les loris et loriquets : particularités d'oiseaux nectarivores

Dans la nature, les loris et loriquets se nourrissent principalement de pollen et de nectar, mais aussi de plantes, de fruits, d'insectes et de graines en très petite quantité.

En captivité, un régime alimentaire basé uniquement sur des graines provoque un mauvais état général, des paralysies des pattes, des troubles de la reproduction et des mues longues et de mauvaise qualité (McDONALD 2003).

De nombreux aliments à base de nectar sont désormais commercialisés et remplacent les rations ménagères dans de nombreux élevages car moins chers, moins compliqués à utiliser et moins chronophages. Néanmoins, certains de ces aliments du commerce contiennent de hautes doses de vitamine A causant des troubles de la reproduction, des pancréatites et de la pigmentation du plumage et du bec. De plus, de nombreux loris et loriquets nourris avec ces aliments ont présenté une maladie de stockage du fer (cf. tableau 6) ou de la lipidose hépatique (McDONALD 2003).

Ainsi, il faut privilégier chez les loris (McDONALD 2003) :

- Un apport en Vitamine A compris entre 3000 et 6000 IU/kg.
- Un apport en Fer inférieur à 80 mg/kg.
- Une variété de fruits pauvres en Fer et en Vitamine C (qui favorise l'absorption du fer) et éviter au contraire ceux qui en sont riches.
- Dès que possible, leur proposer des fleurs avec du pollen.

La nutrition est donc un point essentiel pour toutes les espèces de Psittacidés et le vétérinaire a un rôle primordial d'information et de conseils aux propriétaires. C'est donc un point à aborder impérativement à chaque consultation, au moins pour s'assurer que le client choisisse le régime alimentaire de son oiseau en toute connaissance de cause.

CONCLUSION :

La détention d'un perroquet est soumise à des règles strictes dans le but de protéger cette famille à l'échelle mondiale. Le vétérinaire a donc un devoir d'information envers les futurs propriétaires. Ce devoir ne se limite d'ailleurs pas seulement à la question législative. En effet, il existe de nombreux sujets sur lesquels le clinicien doit éduquer le propriétaire afin de garantir les meilleures conditions de vie à l'oiseau en prévenant ainsi d'éventuelles maladies.

II- Le perroquet en clinique

A) Adapter sa clinique à une clientèle aviaire

Il est évident que les vétérinaires qui ne reçoivent des oiseaux qu'occasionnellement dans leur structure ne peuvent pas investir pour adapter complètement leur clinique à une telle clientèle. Néanmoins, les praticiens qui souhaitent développer leur clientèle NAC (Nouveaux Animaux de Compagnie) et animaux exotiques doivent prendre en compte les particularités liées à l'examen clinique ou l'hospitalisation de ces animaux.

1) *Avoir une salle d'attente adaptée*

Le stress est un élément à toujours considérer lorsqu'on travaille avec des oiseaux. En effet, le perroquet va d'instinct avoir peur de tout ce qui lui est inconnu surtout s'il est malade ou blessé. Malheureusement, le stress à lui seul peut suffire à faire mourir un oiseau (par arrêt cardiaque, par exemple) et il faut donc limiter tout ce qui peut inquiéter ou sur-stimuler l'oiseau. De plus, plus l'oiseau sera calme, plus la consultation et l'examen clinique seront aisés.

La salle d'attente est la première pièce que vont rencontrer le propriétaire et son oiseau et dans laquelle ils peuvent passer un peu de temps. Il faut donc qu'elle soit la plus apaisante possible afin que l'oiseau reste dans les meilleures conditions.

Cependant, l'oiseau est rarement seul dans la salle d'attente où il peut être amené à côtoyer d'autres espèces comme des chiens, des chats, mais aussi des NAC et en particulier des furets et leur odeur si particulière. L'excitation et le stress de tous ces animaux sont très communicatifs et peuvent mettre la patience des uns et des autres à rude épreuve.

Ainsi, il est conseillé de maintenir un environnement le plus calme possible, par exemple en séparant les carnivores domestiques (dont furets) des NAC (lapins, cobayes, etc...) et oiseaux. La plupart des structures n'ayant pas la place de construire deux salles d'attente, parfois un simple paravent suffit à isoler suffisamment les uns et les autres.

De plus, pour assurer la sécurité du perroquet mais aussi des autres patients, il faut inciter le propriétaire à amener son oiseau en cage (ou au moins attaché par un harnais) plutôt qu'en liberté sur son épaule où il pourrait s'envoler à tout moment.

2) *La salle de consultation*

Dans la salle de consultation et en vue de réaliser son examen clinique, le vétérinaire est amené à sortir l'oiseau de sa cage et à le manipuler. Il n'est donc pas rare que l'oiseau s'échappe dans la salle, surtout s'il peut voler.

Dans ces cas-là, voici donc quelques éléments auxquels il convient de veiller pour garantir la sécurité du perroquet :

- S'assurer que toutes les issues sont fermées (fenêtres, portes, etc.) avant de sortir l'oiseau.
- Pouvoir fermer la porte de la salle à clé en cas d'évasion pour éviter que quelqu'un n'entre et ne permette ainsi à l'oiseau de sortir.

- Eviter les grandes fenêtres ou baie-vitrées contre lesquelles les oiseaux pourraient se blesser en les percutant pendant un vol. S'il y en a, faire en sorte qu'elles ne soient pas complètement transparentes (rideaux, autocollants, etc...) afin que l'oiseau les voit et les identifie comme des obstacles.

Enfin, le vétérinaire peut également disposer plusieurs perchoirs dans sa salle de consultation (amovibles sur la table d'examen ou fixés au mur par exemple) sur lesquels l'oiseau pourra se poser et où il pourra se sentir moins vulnérable.

3) La zone d'hospitalisation

Comme pour la salle d'attente, il est recommandé de séparer la zone d'hospitalisation des perroquets de celle des carnivores domestiques ou de la faune sauvage (rapaces particulièrement) afin d'éviter les éléments perturbateurs pour les oiseaux (bruits, odeurs, agitation, présence de prédateurs potentiels, etc...).

La multitude d'espèces de Psittacidés contraint le vétérinaire à s'équiper de cages de différentes tailles et aux barreaux de différentes épaisseurs pour s'adapter à tous ses patients. Les Aras (*Aras* sp.) sont sans doute les oiseaux les plus difficiles à hospitaliser en raison de leur taille, de leur bec très puissant et de leur caractère destructeur (CHITTY 2011). Les cages doivent également être équipées de perchoirs de différentes tailles et être faciles à nettoyer. Enfin, l'enrichissement du milieu ne doit pas être négligé lors des hospitalisations, surtout à long terme : être malade dans un endroit stressant et éloigné de leurs propriétaires peut souvent porter atteinte à l'état mental de l'oiseau. Le praticien peut donc fournir à l'oiseau des jeux ou des occupations (visite des propriétaires, musique, radio, etc...) afin d'éviter que l'oiseau ne s'ennuie et dépérisse.

De plus, il n'est pas rare de devoir placer les oiseaux hospitalisés sous oxygène. Il est donc conseillé d'avoir à disposition plusieurs cages (complètement fermée et non à barreaux) ou boîtes à oxygène afin d'y placer les oiseaux nécessitant une atmosphère enrichie en O₂ ou des traitements par inhalations.

S'équiper d'un inhalateur peut également être judicieux car de nombreuses maladies respiratoires (qui représentent une grande partie des consultations et hospitalisations) nécessitent la mise en place de traitements par inhalations.

Pour le nourrissage des oiseaux hospitalisés, le vétérinaire doit avoir à sa disposition les différents types d'aliments existants (mélanges de graines, granulés et fruits et légumes frais) avec de répondre au mieux aux habitudes alimentaires de l'oiseau. En effet, l'hospitalisation n'est jamais le bon moment pour tenter une transition alimentaire : l'oiseau est déjà trop stressé et il est primordial qu'il se nourrisse suffisamment pour optimiser sa guérison. Ainsi, si certains perroquets ne mangent pas assez (ou s'ils refusent de prendre leurs traitements par voie orale), le vétérinaire peut être amené à gaver l'oiseau. Pour cela, il doit s'équiper de sondes de gavage à adapter à la taille de l'oiseau concerné. Comme le montre la figure 48, il existe deux types de sondes : métallique (qui résiste à la puissance du bec du perroquet) ou souple (idéale lorsqu'un oiseau dort pour réaliser un transit baryté par exemple, mais que l'oiseau pourrait très facilement couper avec son bec s'il était vigile) (CHITTY 2011).



Figure 48 : Sonde souple (en haut) et rigide (en bas) permettant le gavage des oiseaux en déposant directement les produits dans le jabot (Image : P. GRENTZINGER)

Enfin, il peut être intéressant d'avoir des incubateurs dans lesquels l'hygrométrie et la température peuvent être facilement contrôlées. Ceux-ci seront particulièrement utiles lors de l'hospitalisation de jeunes oiseaux ou de perroquets extrêmement affaiblis qui ont besoin de chaleur (aux alentours de 30°C) et d'humidité pour récupérer. Si un tel incubateur n'est pas disponible, des lampes chauffantes peuvent être placées devant la cage de l'oiseau pour lui procurer une source de chaleur (en veillant à ce que l'oiseau ne puisse pas atteindre le matériel ou l'alimentation électrique pour jouer avec).

Tous ces matériels doivent être nettoyés et désinfectés après chaque utilisation pour éviter la propagation d'agents infectieux. Si possible, les cages doivent également être laissées vides pendant quelques jours après le passage d'un oiseau. Les produits d'entretien utilisés doivent être choisis en fonction du risque infectieux (vinaigre blanc, javel, F10, etc...) et le vétérinaire peut même être amené à utiliser des foggers s'il suspecte la présence de maladies à contamination aérienne (CHITTY 2011).

4) Matériel de capture et de contention

Dès qu'il manipule un oiseau, le praticien s'expose au risque d'évasion, en particulier avec les perroquets qui ont l'habitude de voler. Le vétérinaire doit donc toujours avoir à disposition du matériel de capture (épuisettes, filets, etc...) et si possible dans toutes les pièces où il peut être amené à manipuler l'oiseau (hospitalisation, salle de consultation, salle de radiographie, etc...) (CHITTY 2011). Lors de la capture de l'oiseau, il faut évidemment veiller à ce que l'oiseau ne se blesse pas, que ce soit en percutant une vitre ou au niveau des membres et particulièrement des ailes (plaies, fractures, etc...).

Le vétérinaire doit aussi s'équiper pour pouvoir réaliser à tout moment une contention sur un perroquet afin que l'oiseau et le(s) manipulateur(s) soient en sécurité. Pour cela, il est conseillé d'avoir des serviettes éponges ou des couvertures plus ou moins épaisses et des gants de contention en cuir, voire en mailles métalliques pour les plus gros perroquets (CHITTY 2011). Bien évidemment, le praticien devra adapter son matériel à la taille et à l'agressivité de l'oiseau qu'il doit manipuler.

5) Matériel utile à l'examen clinique

Le praticien doit s'équiper de matériel pour s'aider à réaliser un examen clinique le plus complet possible.

Outre le matériel de contention, il doit également avoir à disposition :

- Un stéthoscope, si possible avec un pavillon de petite taille (type pédiatrique ou NAC par exemple).
- Un thermomètre. Attention, la température physiologique des Psittacidés est souvent comprise entre 40°C et 42°C. Il faut donc s'assurer que le thermomètre détecte des températures supérieures à 42°C.
- Une balance adaptée aux petites variations de poids des perroquets : en effet, certaines petites perruches comme les Inséparables (*Agapornis* sp.) peuvent peser aux alentours de 30g. Ainsi, une variation ou une imprécision du poids de 5 grammes peut avoir de lourdes conséquences (mauvais dosages des molécules thérapeutiques avec risques d'inefficacité ou de surdosage, évaluation erronée de l'état corporel de l'animal, etc...) (CHITTY 2011). Afin de faciliter la pesée, le vétérinaire peut ajuster un perchoir à sa balance sur lequel l'oiseau pourra venir se poser. De plus, cet examen sera facilité si le propriétaire le travaille régulièrement chez lui en *medical-training* (cf. partie I-B-2-c).
- Des lames et lamelles de microscope pour réaliser des étalements de fientes ou des coproscopies. Cet examen doit faire partie intégrante de l'examen clinique de base chez les oiseaux afin de rechercher d'éventuels parasites internes ou leurs œufs. En effet, peu d'oiseaux sont vermifugés régulièrement et la consultation permet de faire un point à ce sujet, voire de vermifuger l'oiseau si besoin.
- Des ouvre-becs métalliques de différentes tailles afin de pouvoir examiner la cavité buccale et les choanes du perroquet en sécurité.

Cette liste n'est évidemment pas exhaustive mais montre qu'il n'est pas forcément nécessaire d'avoir une structure spécialisée pour faire des consultations de perroquets.

6) Matériels pour d'éventuels examens complémentaires

Comparé à ce qui est possible avec les carnivores domestiques, l'examen clinique de l'oiseau peut être rapidement très frustrant pour le praticien car de nombreuses informations peuvent être difficiles voire impossibles à obtenir. Par exemple, beaucoup d'oiseaux crient lorsqu'ils sont maintenus par contention (les cacatoès sont particulièrement assourdissants) et l'auscultation cardio-pulmonaire sera donc extrêmement limitée car le vétérinaire ne pourra discerner aucun son avec son stéthoscope. Ainsi, le clinicien est très rapidement amené à réaliser des examens complémentaires pour pouvoir poser un diagnostic. Pour ce faire, il conviendrait de s'équiper à minima :

- Imagerie médicale : radiographie (de préférence numérique), échographie, voire scanner ou IRM.
- Endoscope (très utilisé en médecine aviaire comme on pourra le voir plus loin).
- Ecouvillons du jabot ou cloacaux : l'écouvillonnage est un outil diagnostique utilisé pour de nombreuses maladies gastro-intestinales que ce soit en examen direct après étalement sur

lame et coloration (salmonelloses, parasitisme, etc...) ou en laboratoire (Chlamydophilose détectée par PCR par exemple).

Malheureusement, certains de ces examens complémentaires sont impossibles à réaliser sur animal vigile et le vétérinaire est donc souvent obligé d'endormir ou de sédaté l'oiseau. Pour cela, il est conseillé d'avoir de quoi réaliser une anesthésie gazeuse (appareil, sondes endotrachéales, monitoring, etc...) comme nous le détaillerons plus bas.

B) L'oiseau en consultation

1) *Identification d'un perroquet*

Selon la loi française, les perroquets doivent être identifiés au maximum un mois après leur naissance (Ministère de l'agriculture, de l'alimentation, de la pêche et des affaires rurales et le ministre de l'écologie et du développement durable 2004). Les oisillons étant trop petits pour être identifiés par puce électronique, la plupart des éleveurs leur posent une bague plastique ou métallique. Cependant, dans la plupart des cas, cette bague ne correspond qu'à un numéro renvoyant à un fichier propre à l'élevage. Il est donc rarement possible de retrouver les propriétaires d'un perroquet qui s'est échappé uniquement grâce à son numéro de bague.

De plus, il peut arriver que l'oiseau coince des objets entre sa bague et sa patte (branches, morceaux de jouets, perchoirs, etc...). L'oiseau va alors essayer de se dégager en se débattant dans tous les sens, voire parfois en mordant son membre postérieur. Malheureusement, il en résulte souvent des blessures au niveau du membre postérieur, que ce soient des plaies ou même des fractures (souvent localisées au niveau du tarsométatarse plus fragile que la bague).

Pour toutes ces raisons, les propriétaires de perroquets décident souvent de faire retirer la bague de leur oiseau pour la remplacer par une puce électronique avant qu'un accident ne se produise. Ainsi, le vétérinaire doit impérativement vérifier la présence d'une puce électronique à chaque consultation, avant d'identifier un oiseau, ou encore sur un oiseau trouvé (dans ce cas, il pourra retrouver les propriétaires via le fichier national des identifications).

La puce électronique utilisée est une puce NAC (plus petite que celles des carnivores domestiques) mais qui peut être lue par les lecteurs utilisés habituellement pour les carnivores domestiques. Le code d'identification comporte 15 chiffres, les 3 premiers correspondant au pays d'identification (250 pour la France), les deux suivants à l'espèce (22 dans le cas des Psittacidés), les deux d'après au fabricant de la puce, puis les 8 derniers au numéro individuel attribué à l'animal.

Chez les perruches et perroquets, la puce électronique est implantée dans les muscles pectoraux ou en sous-cutanée au niveau du bréchet (cf. figure 49), par convention à gauche. Pour les individus trop petits ou trop stressés, l'implantation peut se faire sous anesthésie générale (cf. figure 49).

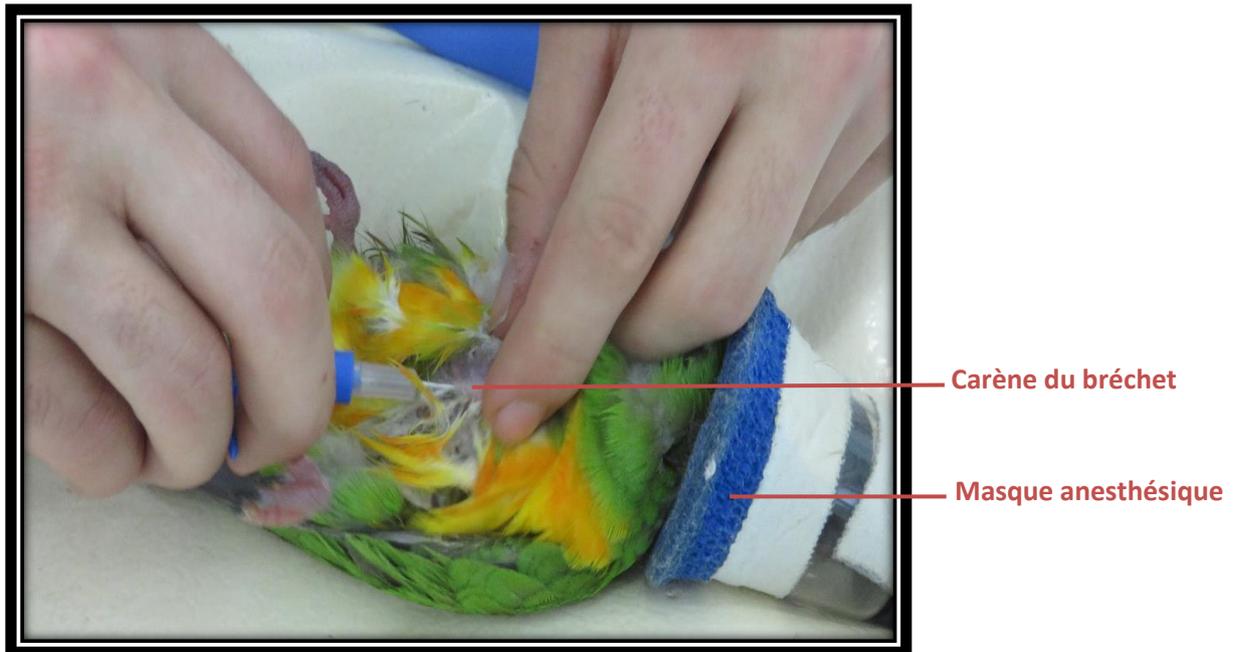


Figure 49 : Insertion d'une puce électronique sur un Youyou du Sénégal (*P. senegalus*) sous anesthésie générale gazeuse (Image : P. GRENTZINGER).

Ici, le transpondeur est injecté en intramusculaire dans les muscles pectoraux le long du bréchet.

2) Médecine préventive

a- Vaccins

La vaccination est très utile dans la prévention de certaines maladies mais doit toujours se faire après une évaluation des bénéfices d'un vaccin en fonction de son coût et de ses risques, aussi minimes soient-ils. Par exemple, pour un perroquet vivant seul et en intérieur avec peu de proximité avec la faune sauvage, le risque d'exposition aux agents infectieux est moindre. Le coût et les risques de la vaccination dépassent alors ses avantages (WELLE 2011).

Le coût des vaccins est un élément essentiel à prendre en compte, à la fois pour le client (doses vaccinales onéreuses) mais aussi pour le vétérinaire. En effet, la vaccination des perroquets est très rare en clinique mais le praticien est souvent contraint d'acheter les vaccins par lots plutôt que par doses uniques. Ceux-ci vont alors souvent périmer sans avoir pu être utilisés intégralement (WELLE 2011).

Cependant, certains éleveurs peuvent être intéressés pour vacciner leurs oiseaux, surtout si ceux-ci sont élevés dans des volières extérieures et donc exposés à la faune sauvage. Les vaccins les plus fréquemment utilisés sont présentés dans le tableau 7.

Tableau 8 : Présentation des vaccins les plus fréquemment utilisés chez les Psittacidés (liste non exhaustive) (réalisation personnelle).

Agents infectieux	Signes cliniques associés	Type de vaccin	Voie d'administration	Remarques	Bibliographie
Herpèsvirus (PshV) = Maladie de Pacheco	Symptômes liés à une hépatite sévère, diarrhée hémorragique, dyspnée, léthargie, anorexie, mort brutale, etc...	Inactivé	SC ou IMI	A faire avant la saison de reproduction et les mues, pendant une période de quarantaine ou avant la mise en contact avec d'autres perroquets. Vaccin indisponible en Europe.	(SAMOUR 2008), (TULLY et al. 2009), (BRUGERE-PICOUX et al. 2011)
Polyomavirus (BFDV-1 et BFDV-3)	Mort brutale dans les premiers stades de vie, distension abdominale, hémorragies sous-cutanées, ataxie.	Inactivé	SC	A faire avant la saison de reproduction, pendant une période de quarantaine ou avant la mise en contact avec d'autres perroquets. Vacciner les jeunes oiseaux avant l'âge de 5 semaines.	(SAMOUR 2008), (TULLY et al. 2009), (RITCHIE et al. 1996)
Psittacids Herpesvirus (PHV-1) = Papillomatose	Perte de poids, régurgitation, diarrhée, cloaque souillé et signes non spécifiques associés à une atteinte de la partie crâniale du tractus digestif. Papillomes dans la cavité buccale ou le cloaque. Alternance de périodes symptomatiques et de périodes sans signes cliniques par cycles d'environ 4 mois.	Inactivé	SC	Le vaccin ne guérit pas mais peut limiter l'apparition et la gravité des symptômes dans certains cas. A long terme, les oiseaux développent souvent des tumeurs malignes au niveau du pancréas et des structures associées.	(TULLY et al. 2009), (STYLES et al. 2004), (GREENACRE 2005)
Principalement <i>Salmonella typhimurium</i>	Signes de septicémie (diarrhée profuse, PUPD, dyspnée, anorexie, signes neurologies, etc...), mort soudaine, etc...	Inactivé	SC (0,5mL) ou PO (1mL)	Des cas d'élimination du portage ont été observés lorsque deux vaccinations ont été réalisées à 2 semaines d'intervalle.	(DONELEY 2009), (TULLY et al. 2009)
Principalement les sous-types H4 et H3 chez les Psittacidés	Signes non spécifiques (abattement, anorexie, mort soudaine, etc...)	Inactivé	SC	Maladie à déclaration obligatoire avec mise en place d'un Arrêté Préfectoral Portant Déclaration d'Infection si le diagnostic est confirmé.	(SWAYNE 2008), (CARDONA et al. 2009), (ALEXANDER 2000)
Newcastle Disease Virus (NDV) = Paramyxovirus	Symptômes non spécifiques (dyspnée, tachypnée, anorexie, ...), écoulements nasaux et oculaires, mort en 3 à 5 jours après l'apparition des premiers symptômes	Inactivé Vivant atténué	SC Intraoculaire ou Intranasal	A utiliser après une première vaccination avec le vaccin vivant atténué puis une fois par an. A utiliser pour la première vaccination.	(SAMOUR 2008), (SCOTT, WINMILL 1960), (SEAL, KING, BENNETT 1996)

b- Traitements antiparasitaires

Même s'ils sont exposés aux infestations parasitaires au même titre que les carnivores domestiques, les perroquets sont rarement traités contre les parasites par leur propriétaire car celui-ci n'est pas suffisamment informé. En effet, la plupart des personnes possédant des Psittacidés ignore que leur(s) oiseau(x) peuvent être porteurs de parasites et que ceux-ci peuvent altérer l'état de santé de leur animal.

Le rôle du vétérinaire est donc d'informer et conseiller le propriétaire, de diagnostiquer les infestations parasitaires mais aussi de traiter l'oiseau, que ce soit de manière thérapeutique (parasites déjà présents) ou préventive (limiter le risque d'infestation, en particulier dans les élevages).

Comme les mammifères, les perroquets peuvent être infestés d'ectoparasites (externes), endoparasites (internes) et d'hétoparasites (parasites du sang).

i. Ectoparasites

Les ectoparasites sont particulièrement fréquents en élevage mais un perroquet vivant seul peut également en avoir (la plupart du temps, il se sera contaminé dans son élevage, surtout s'il a été élevé au nid par les parents).

Si certains de ces parasites sont facilement visibles (par exemple *Neopsittaconirmus* sp. ou *Psittaconirmus* sp., poux broyeurs histophages), d'autres se trouvent sous l'épiderme et sont donc invisibles à l'œil nu (*Knemidocoptes pilae*, agent de la gale du bec et des pattes). Dans ces cas-là, des grattages cutanés sont nécessaires pour isoler le parasite (DONELEY 2009). D'autres examens peuvent également être réalisés, comme un scotch-test (appliquer un morceau de bande adhésive sur la peau de l'oiseau, le colorer et observer le résultat au microscope) ou une observation des plumes au microscope.

De même, certains parasites comme *Dermanyssus gallinae* ne restent sur l'oiseau que le temps de se nourrir la nuit et retournent se cacher dans l'environnement une fois le repas fini. Etant des poux piqueurs hématophages, ils causent des symptômes généraux liés à l'anémie (dyspnée, mauvais état général, voire la mort) mais très peu de lésions cutanées (DONELEY 2009). Dans ces cas-là, le propriétaire est souvent réticent à admettre que le mauvais état de son animal est dû à un parasite puisqu'il ne l'aura jamais observé lui-même. Il est alors important de mettre en évidence la présence du parasite dans l'environnement où vit l'oiseau (à l'aide de carton ondulé dans lequel les parasites vont aller se réfugier par exemple) afin que le propriétaire prenne conscience que traiter tout son matériel (cage ou volière comprises) est indispensable.

Une fois le parasite identifié, le vétérinaire peut profiter de la consultation pour traiter directement l'oiseau ou pour prescrire le traitement adéquat.

Les principaux parasites externes observés chez les Psittacidés sont présentés en annexe 1.

ii. Endoparasites

Comme évoqué précédemment, l'observation d'un étalement frais de selles au microscope est un acte qui doit faire partie de l'examen clinique de base d'un perroquet. Dans certains cas, le praticien pourra y observer des œufs de parasites internes, des coccidies, etc...

S'il suspecte la présence de parasites et afin d'affiner son diagnostic, le vétérinaire peut aussi réaliser d'autres examens comme :

- Une coproscopie par flottaison (meilleure détection des œufs de nématodes ou de cestodes) (DONELEY 2009)
- Un lavage trachéal ou des sacs aériens observé sous microscope après coloration May-Grünwald Giesma (observation des œufs de *Cytodites nudus* ou *Sternostoma tracheacolum* par exemple)
- Ecouvillon du jabot ou cloacal avec coloration May-Grünwald Giesma (= MGG) puis observation sur lame ou envoi en laboratoire

Dans le cas où le(s) perroquet(s) est (sont) gardé(s) en volières extérieures ou en élevage avec promiscuité des individus, le vétérinaire peut mettre en place un plan de vermifuges annuel (voire même plus fréquent s'il l'estime nécessaire) en utilisant les différentes molécules à sa disposition (Fenbendazole, Ivermectine, Lévamisol, etc...).

Les endoparasites observés fréquemment chez les Psittacidés sont présentés en annexes 2, 3 et 4. On y trouve entre autres des protozoaires, des cestodes et des nématodes (DONELEY 2009).

iii. Hémoparasites

Les hémoparasites (ou parasites du sang) peuvent être présents chez toutes les espèces d'oiseaux. Cependant, ils sont rarement responsables de symptômes et sont donc rarement recherchés par le praticien.

La grande majorité des parasites sanguins observés chez les Psittacidés sont des protozoaires et principalement espèces des genres *Plasmodium*, *Haemoproteus* et *Leucocytozoon*. Néanmoins, il est aussi possible d'observer des microfilaires (SAMOUR 2008).

Le diagnostic de ces parasites se fait sur frottis sanguin avec une coloration MGG de bonne qualité. Le traitement peut parfois être compliqué mais pour certains parasites, la prévention est possible en contrôlant les populations de vecteurs autour des oiseaux (*Culex* sp. et *Aedes* sp. vecteurs des parasites du genre *Plasmodium* par exemple) (DONELEY 2009).

Les principaux parasites externes observés chez les Psittacidés sont présentés en annexe 5.

3) *L'examen clinique*

La consultation d'un Psittacidé dure en général beaucoup plus de temps que pour un autre animal, en raison notamment du temps nécessaire pour recueillir toutes les informations nécessaires sur l'oiseau et son mode de vie (surtout lors des premières venues du perroquet dans la clinique). Voici les points essentiels au praticien pour ne rien oublier lors de la consultation d'un perroquet.

a- Anamnèse et commémoratifs

La première chose à faire est de préciser le motif de consultation avec le propriétaire (visite de routine, accident, urgence, maladie, etc...) en lui demandant notamment ce qu'il a remarqué d'inhabituel et qui motive selon lui une consultation. Les propriétaires connaissent très bien leur(s) oiseau(x) (particulièrement les perroquets EAM) et sont donc les mieux placés pour repérer les moindres changements anormaux (de voix, de comportement, de posture, etc...) chez leur protégé.

Sans perdre de vue ce motif de consultation, le vétérinaire peut ensuite commencer un questionnaire pour se renseigner sur l'animal, son mode de vie, ses antécédents médicaux et la pathologie qui l'amène (COLES 2007) :

- Quelles sont les conditions de vie de l'oiseau ?
 - ✓ Dans quel type de cage ? (Matériaux, équipements, points chauds, etc...)
 - ✓ Localisation de la cage ? (Exposition aux courants d'air, temps de sommeil respecté pour l'oiseau, etc...).
 - ✓ Quel type d'alimentation reçoit-il ? A-t-il des compléments alimentaires (friandises, vitamines, etc...) ?
 - ✓ A quelle fréquence le propriétaire nettoie-t-il la cage ? Avec quels produits ?
- Quelles sont ses origines ?
 - ✓ Quelle espèce ?
 - ✓ EAM ou EPP ?
 - ✓ Quel type d'élevage ? (Familial, grande structure, etc...)
 - ✓ Quel âge a-t-il ?
- Depuis combien de temps vit-il avec son propriétaire ? A-t-il déjà eu d'autres propriétaires ? Si oui, qu'est-ce qui a motivé ce changement ? (Décès du premier propriétaire, caractère de l'oiseau trop difficile, etc...).
- L'oiseau a-t-il des antécédents médicaux ou chirurgicaux ? A-t-il un traitement en cours ?
- Est-il habitué à être manipulé (*medical-training*) ? Si oui, le propriétaire a-t-il des informations comme un suivi de la courbe de poids qu'il peut transmettre au praticien ?
- L'oiseau est-il sexé et si oui, par quelle méthode ? (Dimorphisme sexuel, génétique, etc...) : certaines maladies sont directement liées au sexe, comme la rétention d'œuf par exemple, qui ne peut avoir lieu que chez les femelles.
- Le propriétaire a-t-il acheté un nouvel oiseau récemment ? Comment s'est passée la mise en contact ?
- Y a-t-il eu récemment des changements dans l'environnement de l'oiseau qui pourraient le stresser ? (Changements d'alimentation, arrivée d'un nouvel enfant ou animal dans la maison, nouveaux horaires de travail pour le propriétaire, etc...).
- Quels sont les symptômes remarqués par le propriétaire ? Depuis combien de temps les observe-t-il ?
- A-t-il des congénères ? Si oui, vivent-ils dans la même pièce ou cage que lui ? Expriment-ils des symptômes (même différents) ?

Cette liste de questions n'est évidemment pas exhaustive mais permet de guider le praticien dans la prise des commémoratifs. Celle-ci doit être la plus complète possible puisque les causes de nombreuses maladies se cachent souvent dans ces réponses. Par exemple, un oiseau présenté pour picage et agressivité croissante peut tout simplement manquer de sommeil car sa cage est positionnée à côté du poste de télévision.

Ainsi, la discussion avec le propriétaire doit constituer une grande part du temps de consultation et le praticien ne doit pas hésiter à prendre son temps pour éclaircir certains points afin d'avoir une vision aussi précise que possible de la vie de l'oiseau qu'il a devant lui (WELLE 2011). Pour cela, il doit veiller à poser le plus de questions ouvertes possible sans orienter la réponse du propriétaire.

Afin d'évaluer les conditions de vie de l'oiseau, le vétérinaire peut également demander une photo de la cage ou de la volière au propriétaire (facilement réalisable aujourd'hui grâce aux smartphones) et sur laquelle il pourra observer la qualité de l'installation et du matériel qui la compose (jeux, perchoirs, mangeoires, etc...) et surtout s'assurer qu'elle corresponde au perroquet qui y vit. Cela permet de se rendre compte rapidement de l'hygiène de l'installation mais aussi du niveau de connaissance du propriétaire (TULLY et al. 2009).

Remarque : Si l'âge du perroquet n'est pas connu du propriétaire, le praticien a à sa disposition quelques indices pour avoir une estimation (en dehors de la taille de l'animal). Si l'oiseau est bagué, l'année de naissance est normalement indiquée sur la bague. Chez certaines espèces (Gris du Gabon, Youyou du Sénégal, etc...), le vétérinaire peut aussi regarder la couleur de l'iris qui est gris à la naissance puis qui va jaunir de plus en plus jusqu'à être complètement jaune après quelques années (dépendant de l'espèce).

b- Examen à distance dans la cage

i. Observation du patient

En même temps qu'il discute avec le propriétaire, le vétérinaire peut en profiter pour observer l'oiseau de loin en le laissant dans sa cage.

L'examen à distance est aussi important que la prise de commémoratifs et ne doit pas être négligé au profit de l'examen rapproché. En effet, un oiseau stressé par la proximité du vétérinaire va d'instinct masquer de nombreux symptômes ou ceux-ci apparaîtront moins marqués que chez le propriétaire (FRONEFIELD 2010). Le praticien doit donc prendre en compte les informations données par ce dernier pour nuancer ses observations. De même, observer des signes francs d'abattement dans le cadre d'une consultation peut signifier que la pathologie est déjà à un stade avancé car l'oiseau n'a plus les capacités de les masquer (FRONEFIELD 2010).

Un oiseau sain doit être alerte, curieux de ce qui se passe autour de lui, avoir un œil vif et complètement ouvert. Ainsi, un œil mi-clos ou une membrane nictitante visible est signe d'abattement (COLES 2007).

➤ La posture et le comportement :

Même si la consultation peut être stressante pour le perroquet, elle est aussi très stimulante. Ainsi, un oiseau sain sera curieux de ce qui l'entoure et réactif au moindre stimulus (ouverture de porte, déplacements de personnes, etc.).

La plupart des Psittacidés sont donc actifs dans leur cage à leur arrivée dans la salle de consultation : ils grimpent aux barreaux, vocalisent (voire crient), observent tout ce qui les entoure et ont aussi tendance à se placer sur les perchoirs les plus hauts de leur cage de transport (d'où ils auront une meilleure vue sur l'environnement).

Au contraire, un perroquet abattu ou affaibli a une posture assez caractéristique : il est léthargique, se tient en boule, parfois même directement sur le sol de sa cage, le plumage gonflé et en mauvais état (l'oiseau ne le nettoie et ne l'arrange plus), l'œil mi-clos et parfois même les ailes pendantes (cf. figure 50) (FRONEFIELD 2010). En général, il est aussi beaucoup moins réactif à ce qui l'entoure.



Figure 50 : Perruche omnicolore (*Platyercus eximius*) présentant la posture typique d'un oiseau abattu : plumage gonflé en mauvais état, œil mi-clos, au sol, léthargie, etc. (Image : P. GRENTZINGER).

De même, la posture de l'oiseau peut donner des indications sur d'éventuels traumatismes de l'appareil musculo-squelettique : un port d'ailes asymétrique est souvent synonyme de fracture ou de luxation, de même qu'une suppression d'appui sur un membre pelvien qui doit attirer l'œil du clinicien.

➤ La respiration :

Les troubles respiratoires sont facilement repérables par le praticien lorsque l'oiseau est au repos dans sa cage. L'oiseau peut en effet présenter une tachypnée (pouvant être liée au stress, d'où l'importance d'une consultation calme), des bruits respiratoires audibles même à distance, des éternuements ou encore une dyspnée. Celle-ci est importante lorsqu'elle est associée des mouvements d'ailes ou de la queue (= *tale bobbing*) (FRONEFIELD 2010).

Attention, il est important de noter qu'un oiseau présentant une dyspnée voire une respiration bec ouvert n'a pas forcément de problème respiratoire, même s'il est certainement très malade (COLES 2007). Par exemple dans le cas d'une rétention d'œuf, les premiers signes observés sont souvent un abattement et une dyspnée majeure due à l'écrasement des sacs aériens par l'œuf.

Une dyspnée sévère avec début de cyanose des muqueuses justifie une prise en charge d'urgence immédiate détaillée dans la partie I-F de ce travail.

➤ Signes de troubles neurologiques :

L'observation de troubles neurologiques lors de l'examen à distance permet d'orienter le diagnostic du clinicien et l'inciter à réaliser un examen neurologique poussé, d'autant plus que le propriétaire peut parfois ne pas les remarquer.

Ces troubles peuvent être très variés (torticolis, opisthotonos, ataxie, parésie ou paralysie, spasmes, crises convulsives, etc...) et peuvent nécessiter une prise en charge d'urgence. De plus, ils impliquent une investigation approfondie car les causes peuvent être multiples : carence en vitamines B ou E, maladies infectieuses, empoisonnement, choc, tumeurs, hypocalcémie, etc. (COLES 2007)

➤ Qualité du plumage :

Un oiseau en bonne santé entretient toujours son plumage et le meilleur moyen d'observer ce-dernier est de le faire à distance avant toute contention qui risquerait d'ébouriffer les plumes.

Le praticien doit vérifier :

- La couleur des plumes : des carences alimentaires peuvent causer la décoloration de plumes par exemple (cf. figure 47 page 76).
- La mise en place des plumes : un plumage ébouriffé à un endroit suggère une blessure.
- La qualité du plumage : des plumes abimées peuvent signifier du picage, la présence de parasites externes, une mue (cf. figure 51), mais aussi une impaction de la glande uropygienne située sur la face dorsale de la base de la queue et permettant à l'oiseau de nettoyer et lustrer ses plumes (cf. partie IV-D).
- La présence de sang signifiant une plaie (récente ou non).
- Une alopécie pouvant correspondre à une perte de plumes, du picage (l'oiseau s'arrache lui-même les plumes) ou à un défaut de la pousse du plumage.



Figure 51 : Plumage abimé sur un Youyou du Sénégal (*P. senegalus*).

Ici, la mauvaise qualité apparente des plumes de la face dorsale de l'aile gauche n'est pas due à une pathologie mais à une mue débutante (Image : P. GRENTZINGER).

ii. Examen de la cage de transport

La cage de transport ne donne aucune information sur la qualité de vie de l'oiseau mais permet au praticien d'obtenir quelques informations sur le patient. En effet, il est très fréquent de retrouver des fientes sur le sol de la cage que le vétérinaire peut alors examiner.

Les fientes sont constituées de 3 parties (TULLY et al. 2009) :

- Les fécès : doivent être formées et de consistance homogène, sans nourriture non digérée ou traces de sang.
- Les urates (blancs, consistance muqueuse) : une coloration verte, jaune ou brune indique la présence de biliverdine dans les urates compatible avec une hémolyse ou une hépatopathie et nécessite une investigation poussée afin d'en déterminer la cause.
- Les urines (transparentes, liquides) : une production d'urine excessive doit être investiguée afin d'en trouver la cause. En effet, une polyurie peut être primaire (insuffisance rénale), secondaire à une polydipsie (diabète sucré, hyperthyroïdie, etc...) ou même physiologique (stress lié à la consultation par exemple).

L'examen à distance de l'oiseau mais aussi de sa cage est donc une source d'informations primordiales pour le clinicien qui ne doit donc pas les négliger.

c- Contention physique d'un Psittacidé

Avant de commencer l'examen rapproché du perroquet, la question se pose de comment l'attraper et le contenir sans le blesser et sans risquer des plaies et blessures pour le praticien et les personnes qui l'entourent.

Avant tout, il faut considérer qu'une contention mal réalisée peut mettre en danger l'oiseau (suffocation s'il est maintenu trop fermement), mais aussi les manipulateurs. En effet, certains perroquets comme les aras (*Aras* sp.) ont un bec si puissant qu'ils peuvent sans difficulté casser une phalange à la personne qui les tient.

De même, avant d'attraper l'oiseau, le vétérinaire doit s'assurer que celui-ci peut supporter une contention particulièrement stressante pour lui. En effet, certains oiseaux peuvent mourir lors de la contention (bien souvent d'arrêt cardiaque) en particulier lorsqu'ils sont déjà débilisés (abattement majeur, troubles respiratoires, etc...) (TULLY et al. 2009). Dans de tels cas, le praticien doit veiller à bien prévenir le propriétaire des risques existants pour son oiseau, même si la contention est nécessaire pour pouvoir réaliser un examen clinique complet (COLES 2007). Il est aussi conseillé d'expliquer au propriétaire que l'oiseau risque de crier pendant l'examen, ce qui est une réaction normale pour un perroquet stressé. De même, le clinicien doit s'assurer que l'oiseau ne risque pas de se blesser s'il s'échappe : fermer les issues, occulter les fenêtres et avoir du matériel de capture à proximité au cas où.

Certains propriétaires préfèrent se tenir en retrait lors de la contention de leur oiseau pour éviter que celui-ci ne les associe à la capture. En effet, les perroquets ont une excellente mémoire et se souviennent parfaitement de la personne qui les attrape et les contraint (TULLY et al. 2009). Ainsi, il est préférable que le propriétaire reste une source de réconfort pour l'oiseau. Si celui-ci est rancunier, sa relation avec son propriétaire ne sera alors pas altérée. Cependant, il est important que ce-dernier ait conscience de l'importance du *medical-training* : un oiseau habitué à être manipulé et examiné sera

beaucoup plus serein lors d'une contention et aura donc moins de risques de subir les conséquences d'un stress trop important (DAVIS 1999).

Une fois toutes ces précautions prises, le vétérinaire peut attraper l'oiseau. La contention physique doit être fluide, ferme, rapide et de préférence sans mouvements brusques (WELLE 2011). Pour s'aider, le clinicien peut placer la salle de consultation dans la pénombre le temps de saisir l'oiseau en s'éclairant avec une lampe équipée d'un filtre rouge (une bande rouge sur une lampe torche peut suffire). En effet, la détection colorimétrique de nombreuses espèces d'oiseaux se situe principalement à l'extrémité bleue du spectre lumineux. Utiliser un faisceau lumineux rouge permet donc au clinicien d'attraper l'oiseau directement sur son perchoir sans qu'il ne le voit s'approcher (COLES 2007).

Un perroquet peut blesser le manipulateur avec son bec (pincements) ou ses pattes (griffures), mais peut également se faire mal en se débattant (notamment au niveau des ailes). Le principe de la contention physique reste donc le même quelle que soit la taille du Psittacidé : attraper l'oiseau derrière la nuque pour bloquer les mouvements de tête et du bec avec une serviette ou un tissu puis enrouler ce-dernier délicatement autour du corps de l'oiseau pour bloquer ses ailes et ses pattes (DAVIS 1999). Néanmoins, la position des mains du praticien dépend de la taille de l'oiseau :

- Pour les plus petits (Perruches ondulées, Inséparables, Callopsitte, etc.) : maintenir le corps de l'oiseau entre son pouce, son annulaire et son auriculaire et la tête entre son index et son majeur repliés (cf. figures 52 et 53).
- Pour les oiseaux de taille moyenne (Youyou du Sénégal, Calopsitte, etc.) : utiliser son pouce et son index pour bloquer la tête de l'oiseau en maintenant sur les joues de ce-dernier. Le majeur, l'annulaire et l'auriculaire servent à caler le corps de l'oiseau contre la paume de la main (cf. figures 54 et 55).
- Pour les plus grands perroquets (Cacatoès, Aras ou encore Gris du Gabon), la contention peut se faire à deux mains (cf. figure 56) :
 - ✓ La première sert à empêcher les mouvements de tête : pouce et majeur sur les joues ou sous la mandibule et index au-dessus du front si possible.
 - ✓ La seconde permet de bloquer le corps de l'oiseau dans la serviette et contre le corps du manipulateur.



Figure 54 : Démonstration d'une contention sur un perroquet de petite taille comme cette Callopsitte (N. hollandicus) vue de face (Image : P. GRENTZINGER).



Figure 55 : Démonstration d'une contention sur un perroquet de petite taille comme cette Callopsitte (N. hollandicus) vue de profil (Image : P. GRENTZINGER).

Afin de montrer la position des doigts, aucun tissu n'a été utilisé lors de la prise de ces images.



Figure 52 : Démonstration d'une contention sur un perroquet de taille moyenne comme cette Callopsitte (N. hollandicus) vue de face (Image : P. GRENTZINGER)



Figure 53 : Démonstration d'une contention sur un perroquet de taille moyenne comme cette Callopsitte (N. hollandicus) vue de profil (Image : P. GRENTZINGER).

Afin de montrer la position des doigts, aucun tissu n'a été utilisé lors de la prise de ces images.



Figure 56 : Contention d'un Ara chloroptère (*A. chloropterus*) (Image : P. GRENTZINGER).

Ici, la main gauche sert à maintenir le cou de l'oiseau tandis que la main droite bloque les pattes et les ailes dans un tissu.

Afin que la contention se passe au mieux pour l'oiseau, voici quelques règles à respecter :

- Eviter d'attraper un oiseau à main nue : il y a alors plus de risques de griffures ou de pincements pour le manipulateur. De plus, l'oiseau peut associer la main à la capture et donc risquer de pincer à chaque fois que quelqu'un tend la main vers lui (même si c'est son propriétaire).
- Ne pas trop serrer l'oiseau : il risque de ne plus pouvoir respirer et donc d'étouffer. En effet, les oiseaux n'ont pas de diaphragme et la respiration est possible grâce aux mouvements des muscles intercostaux et pectoraux. En les comprimant, le clinicien empêche donc les mouvements respiratoires (FRONEFIELD 2010). Attention à l'utilisation d'un linge trop épais qui peut gêner le praticien pour ressentir la pression exercée sur l'oiseau.
- La contention physique doit être la plus courte possible. De plus, il faut éviter de poser l'oiseau pour le ré-attraper car cela multiplie les risques et le stress liés à la capture.
- Pendant la contention, ne pas hésiter à parler au perroquet d'une voix douce et calme. Cela peut servir à l'apaiser mais également à le distraire de l'examen (DAVIS 1999).
- Si l'oiseau est trop stressé, il est possible de baisser la lumière de la salle de consultation ou de couvrir la tête de l'oiseau avec un linge. Dans ces cas-là, il faut bien évidemment vérifier régulièrement que l'oiseau respire correctement.
- Il est globalement déconseillé d'utiliser des gants de contention pour les perroquets (perte de sensibilité et d'amplitude de mouvements pour le porteur) sauf pour les trop grands oiseaux (*Aras* sp. et grands *Cacatuidés*) (COLES 2007).
- Si l'oiseau ne supporte pas la contention physique ou si la procédure à réaliser l'exige, le vétérinaire doit envisager d'utiliser une contention chimique (détaillée dans la partie I-E-1).
- Pour ne pas se faire pincer en relâchant l'oiseau, il est conseillé de placer son bec devant un perchoir pour qu'il le saisisse. Le temps que l'oiseau se perche laisse alors le temps au vétérinaire de retirer sa main en toute sécurité. Quoiqu'il en soit, la tête doit toujours être libérée en dernier.

La contention physique d'un perroquet n'est donc pas un exercice aisé au premier abord. Pour les plus gros perroquets, elle demande d'ailleurs un peu d'expérience au praticien afin de limiter les risques liés à la manipulation. Malgré tout, le propriétaire juge souvent les connaissances de son vétérinaire en fonction du comportement de ce-dernier vis-à-vis de son animal, et particulièrement pendant la contention.

d- Examen rapproché : du bec à la queue

L'examen rapproché doit être minutieux et rigoureux afin d'en tirer le plus d'informations possibles. Pour ne rien oublier, le vétérinaire doit avoir une routine qui lui est propre. Néanmoins, si l'état de santé de l'oiseau est trop instable à son arrivée à la clinique, celui-ci doit d'abord être stabilisé avant d'être manipulé.

i. Peau et plumage

L'examen rapproché est l'occasion d'observer la peau sur différentes régions du corps de l'oiseau, ainsi que le plumage plus en détail. Celui-ci est bien souvent le reflet de l'état de santé de l'oiseau : une mauvaise qualité de plumage peut signifier entre autres une maladie du plumage (PBFD = *Psittacine Beak and Feather Disease* = Maladie du bec et des plumes par exemple), une pathologie interne (hépatopathie, etc...) ou encore une baisse d'état général.

➤ La peau :

La peau de l'oiseau est beaucoup plus fine que celle des mammifères (FRONEFIELD 2010) mais est composée des mêmes couches (épiderme et derme). Les invaginations de la peau forment les follicules des plumes (PASS 1995).

A l'inverse de la peau des mammifères cependant, celle des oiseaux ne contient pas de glandes, à l'exception des glandes des canaux auriculaires, uropygienne et du pourtour du cloaque (PASS 1995). L'anatomie de la peau sera détaillée dans la partie III-A de ce travail.

Le vétérinaire doit rechercher minutieusement la présence de plaies, d'érythèmes, d'œdèmes ou même d'épaississements (particulièrement au niveau des pattes).

➤ Le plumage :

Pour examiner au mieux le plumage, il faut avant tout savoir comment sont formées les plumes et comment elles s'organisent.

Tous les follicules de plumes sont formés lors de l'embryogénèse et sont conservés tout au long de la vie si le tissu cutané est préservé. La prolifération des cellules épithéliales basales du follicule forme le germe de la plume. La division cellulaire étant plus rapide du côté crânial de ce dernier, la plume pousse en direction caudale et la face crâniale du germe devient donc la face dorsale de la future plume. Dans le même temps, une différenciation cellulaire s'effectue au niveau de l'invagination de l'épiderme et forme un tube cylindrique autour de la plume qui restera présent jusqu'à la fin de la croissance de celle-ci. Enfin, au centre de la plume se forme une pulpe cylindrique ayant une structure proche de celle du derme et possédant une artère en son axe. Celle-ci régresse au fur et à mesure de la pousse de la plume en laissant sur son passage des capuchons qui vont se désintégrer progressivement (PASS 1995).

La plume est donc constituée d'une pulpe (interne) et d'un épiderme (externe) qui se différencie progressivement en rachis, hyporachis, barbes et barbules (cf. figure 57) en formant ainsi la structure de la nouvelle plume (PASS 1995).

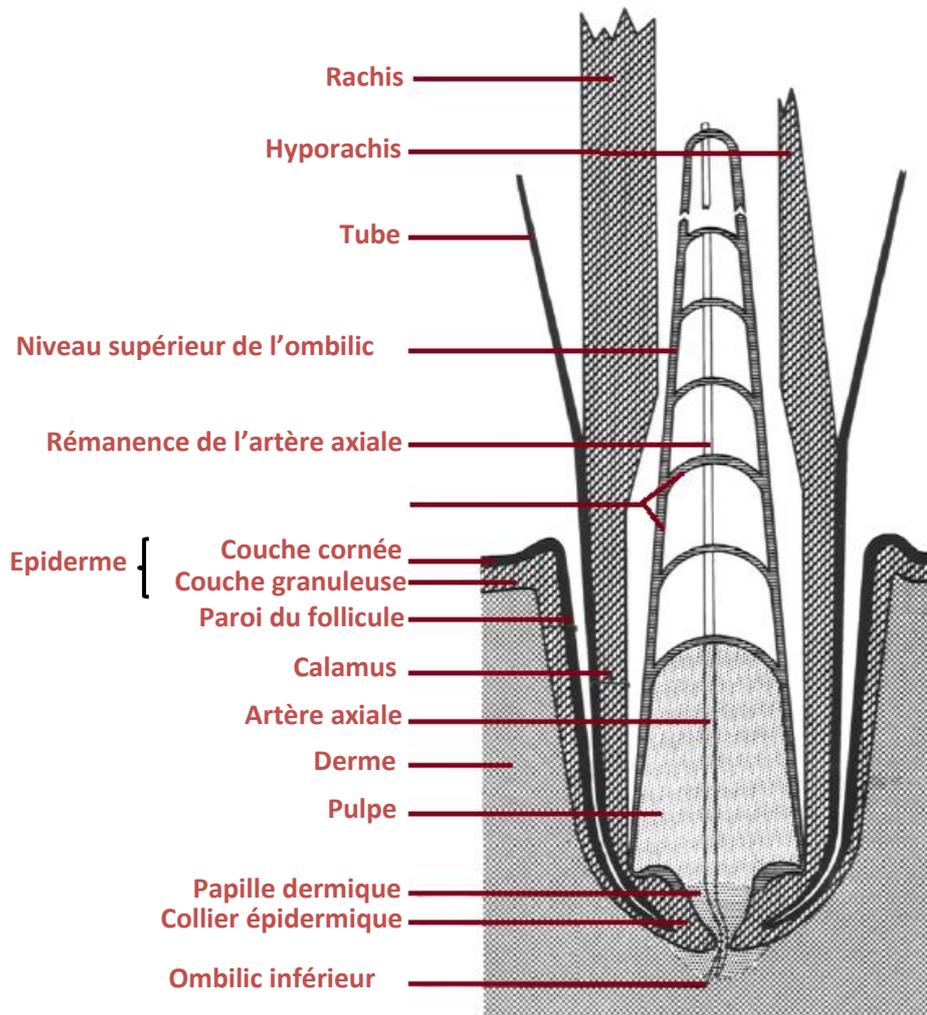


Figure 57 : Schéma représentant une plume en poussée (PASS 1995).

Le calamus est la partie de la plume sur laquelle aucune barbe ne s'insère. Il est en continuité avec le rachis (en face dorsale) et l'hyporachis (en face ventrale) sur lesquels s'insèrent les barbes. L'ombilic correspond à la jonction entre calamus et rachis. Ces derniers forment la hampe de la plume qui lui confère sa tenue et sa rigidité (PASS 1995) (cf. figure 58).

Les barbes s'insèrent sur le rachis et se divisent de part et d'autre en barbules proximales et distales. Ces dernières sont équipées de crochets qui s'accrochent sur les barbules proximales de la barbe suivante, conférant ainsi sa solidité à la plume (cf. figure 58) : les barbules étant fixées les unes aux autres, les barbes sont maintenues entre elles et la plume peut donc s'appuyer sur l'air comme une voile (PASS 1995).

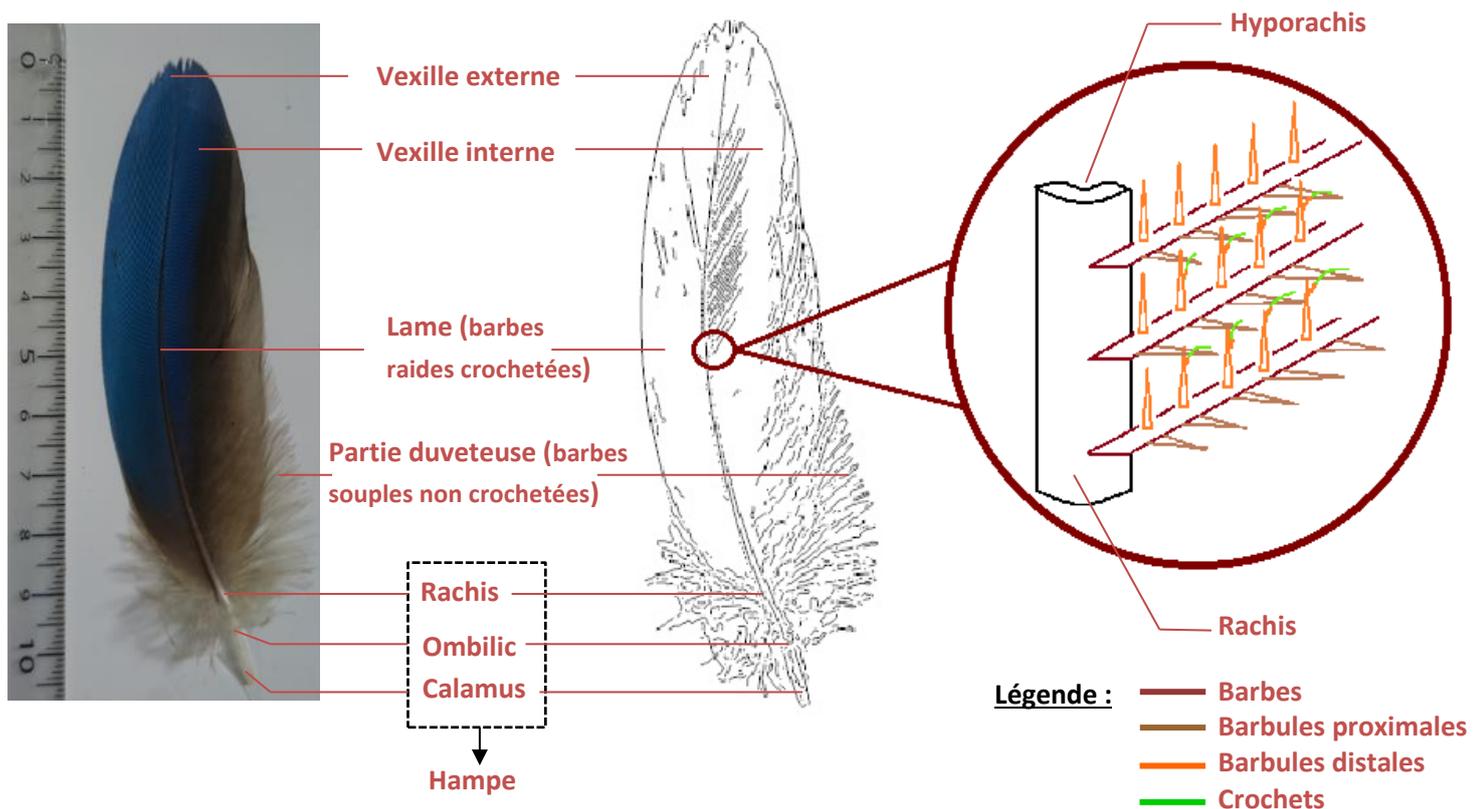


Figure 58 : Anatomie d'une plume de type grande couverture de Ara bleu et jaune (*A. ararauna*) (réalisation personnelle d'après (PASS 1995) et (CHANNON, ROCHER 2011)).

Il existe différents types de plumes répartis sur le corps de l'oiseau (PASS 1995) :

- Filoplumes : Ayant un rachis long équipé de quelques barbes à son extrémité distale, elles ressemblent à des poils. Elles sont réparties sur tout le corps de l'oiseau.
- Vibrisses : Elles ont un rachis très long sans barbes excepté à l'extrémité proximale. Elles peuvent aussi ressembler à des poils et se trouvent généralement sur la face de l'oiseau, particulièrement autour des narines (cf. figure 59).
- Tectrices : Petites, entièrement duveteuses (pas de barbules crochetées) et avec un rachis très court (cf. figure 60), elles sont réparties de manière uniforme sur le corps du perroquet. Certaines de ces plumes sont spécialisées à la formation de poudre kératinisée (ou poussière de plume) en se désagrégeant. La poussière tombe et recouvre le plumage, lui conférant ainsi son aspect lisse et son imperméabilité.
- Semiplumes ou plumules : Elles sont presque entièrement duveteuses et ont un rachis assez long. Elles se trouvent principalement au niveau de l'abdomen et sur les pattes de l'oiseau.
- Couvertures : Ce sont des petites plumes localisées principalement au niveau des ailes et de la queue et parfois aussi autour des oreilles. Elles sont constituées de barbes crochetées et duveteuses (cf. figure 60).
- Pennes : Ce sont les plus grandes plumes de l'oiseau et elles se découpent en deux catégories :
 - ✓ Rémiges : Situées au niveau des ailes, elles sont très longues et ont des vexilles asymétriques (cf. figure 60). Elles n'ont pas de partie duveteuse et ce sont sur elles que l'oiseau s'appuie en vol. Il existe des rémiges primaires, secondaires et tertiaires (cf. figure 61).

- ✓ Rectrices : Ce sont les longues plumes de la queue qui peuvent être particulièrement longues chez certaines espèces de Psittacidés (*Aras* sp. par exemple). La partie duveteuse est également absente et les vexilles sont légèrement asymétriques. Elles participent aux changements de direction en vol.
- Les plumes de contour : Ce sont les plus nombreuses. Elles recouvrent le corps de l'oiseau en se positionnant au-dessus des tectrices et des plumules. Elles possèdent des barbes crochetées (extrémité distale) et non crochetées. Leur forme et leur taille varient en fonction de leur localisation sur le corps de l'oiseau (cf. figure 60).



Figure 60 : Tête d'un Ara bleu et jaune (*A. ararauna*) (Image : P. GRENTZINGER).

On observe les vibrisses autour des narines. Les autres plumes visibles ici sont des plumes de contour.

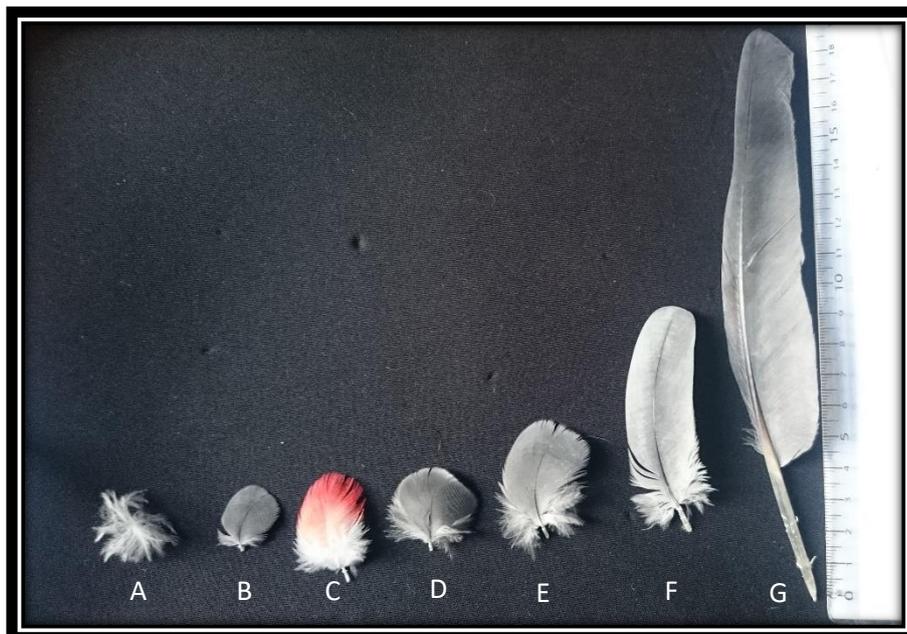


Figure 59 : Présentation de différentes plumes d'un Gris du Gabon (*P. erithacus*) (Image : P. GRENTZINGER).

Légende : une tectrice (A), quatre plumes de contour (B : cou, C : pourtour du cloaque, D : thorax, E : abdomen), une grande couverture (F) et une rémige (G).

Au niveau des ailes, les plumes sont réparties selon la figure 61 présentée ci-dessous :

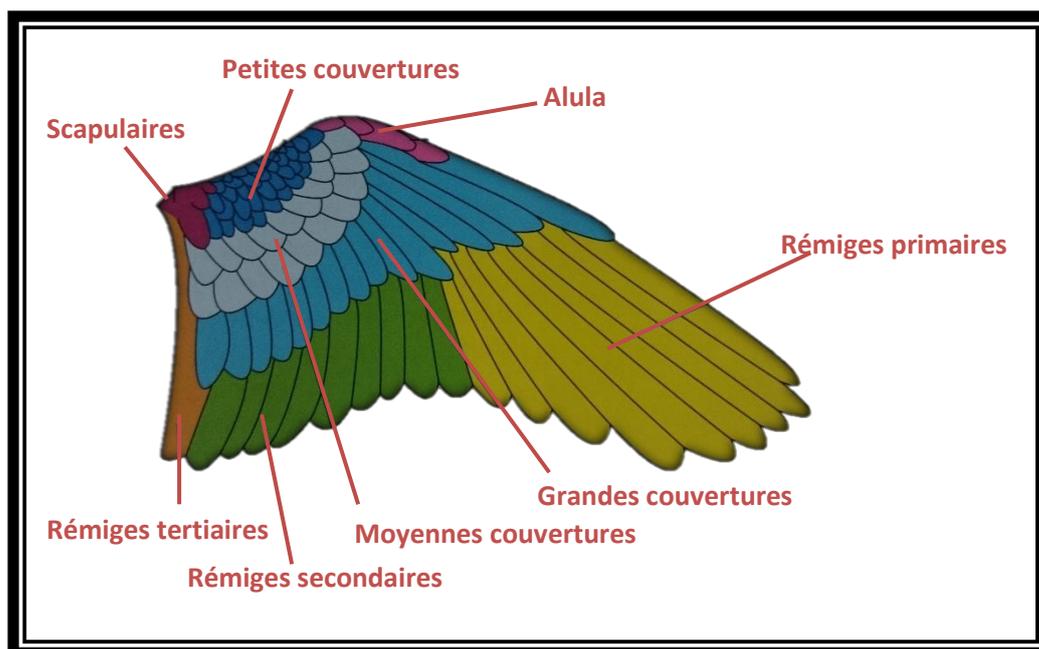


Figure 61 : Les différentes plumes de l'aile d'un oiseau (CHANNOY et ROCHER 2011).

Le plumage est donc un organe complexe, tant par sa mise en place que par son organisation. Néanmoins, même si le détail n'est pas déterminant lors d'un examen clinique, le praticien se doit d'en comprendre le fonctionnement et la disposition.

Lorsqu'il examine le plumage de l'oiseau, le vétérinaire doit prêter attention à la propreté, la pigmentation des plumes, des lésions ou des malformations éventuelles, aux zones anormalement sans plumes ou encore à la présence de parasites (FRONEFIELD 2010). L'absence de plumes dans des zones inhabituelles peut être due à de l'automutilation ou picage (le praticien pourra observer des restes de plumes coupées), une agression par un congénère (plumes cassées également accompagnées parfois de lésions cutanées), du parasitisme ou encore une malformation lors de la pousse (le vétérinaire pourra alors remarquer des anomalies structurales sur les jeunes plumes en pousse) (COLES 2007).

➤ La mue :

La mue est un phénomène physiologique qui consiste au remplacement des plumes existantes par de nouvelles et pouvant mener à des erreurs d'interprétation quant à la qualité du plumage. Elle a lieu au moins une fois par an et généralement au printemps (FRONEFIELD 2010). Dans les semaines qui la précèdent, le plumage est naturellement plus terne, ce qui peut tromper le clinicien.

Lorsqu'elle a commencé, il est possible d'observer des plumes dites « en tube » qui sont en train de pousser (cf. figure 62). Comme vu plus haut, le tube protège la plume pendant sa pousse puis se désagrège progressivement en commençant par son extrémité distale.

Plumes en tube



Figure 62 : Plumes caudales d'un Ara hyacinthe (*Anodorhynchus hyacinthinus*) (Image : P. GRENTZINGER).

On remarque la présence de deux plumes en tube, signe que l'oiseau est actuellement en mue.

Attention cependant aux oiseaux vivant en intérieur : la mue est un phénomène physiologique régulé entre autres par la luminosité et la température extérieures. Pour certains perroquets (vivant en maison par exemple), ces paramètres d'ambiance sont stables au cours de l'année, ce qui peut affecter la mue. Il est alors possible d'observer une mue plus discrète mais s'étalant sur toute l'année, voire des anomalies de la pousse des plumes (pousse plus lente, anarchique, impaction, etc...) (HOLLAND 1962).

ii. Tête

Lors de l'examen de la tête, le praticien doit prêter attention aux moindres détails et examiner chaque organe (œil, oreille, choanes, etc...) individuellement mais en vérifiant qu'ils sont bien symétriques entre eux.

➤ La peau de la tête :

Lors de l'examen cutané, une attention toute particulière doit être portée à la peau recouvrant la tête. En effet, la découverte d'un œdème ou d'un hématome évoque un choc ou un coup d'une certaine violence et doit inciter le praticien à réaliser un examen neurologique approfondi, voire des examens complémentaires (radiologies, scanner ou IRM) pour s'assurer de l'absence de lésions au niveau du crâne et de l'encéphale (TULLY et al. 2009).

➤ Examen externe de l'œil et ses annexes :

La cornée doit être claire, légèrement humide et brillante sans signe d'épiphora (vu par une souillure des plumes périorbitaires) (TULLY et al. 2009).

Le clinicien doit également s'assurer qu'il n'y a pas de blépharospasme, d'œdème des paupières ou de formations anormales sur celles-ci (comme des croûtes par exemple) (COLES 2007). Chez les oiseaux, les narines, les choanes, les sinus et les yeux sont anatomiquement reliés. Ainsi, une lésion sur l'un peut causer des symptômes sur les autres (TULLY et al. 2009). Un gonflement au niveau de l'œil n'est donc pas forcément lié à un problème strictement oculaire, mais peut aussi être le signe de rhinite ou de sinusite (observé d'ailleurs très souvent en cas d'hypovitaminose A) (COLES 2007).

L'examen ophtalmologique sera détaillé plus loin.

➤ L'oreille :

Les oreilles des oiseaux ne sont pas facilement identifiables en raison de l'absence de pavillon externe. De nombreux propriétaires sont d'ailleurs surpris d'apprendre que leur perroquet possède bien des oreilles.



Figure 63 : Deux Cacatoès à huppe jaune (*Cacatua galerita*) (Image : P. GRENTZINGER).

*Sur le perroquet de gauche, le conduit auditif est visible en raison d'une alopécie autour de l'oreille.
Le Cacatoès de droite ayant un plumage sain, l'oreille n'est pas visible.*

Chez les perroquets, l'orifice de l'oreille est recouvert de plumes de couvertures modifiées. Le clinicien peut donc mettre à jour le conduit auditif en soufflant délicatement sur le côté de la tête de l'oiseau (COLES 2007). L'oreille se situe caudalement et ventralement au canthus latéral de l'œil (cf. figure 63) (TULLY et al. 2009).

En raison de la petite taille du conduit auditif, il est impossible de réaliser un examen otoscopique chez la grande majorité des perroquets. Néanmoins, en raison de sa proximité anatomique avec l'œil, l'oreille peut être atteinte par toute lésion au niveau de ce dernier (COLES 2007). A l'examen, le conduit doit donc être propre, sec et sans signe d'inflammation apparent (œdème ou érythème principalement) (FRONEFIELD 2010).

Le clinicien peut chercher des signes d'otites externes en observant le plumage entourant l'orifice de l'oreille (plumes collées ou souillées) (COLES 2007). Les otites sont les affections du système auditif les plus fréquentes, les tumeurs, polypes ou protrusions tympaniques étant des conditions plutôt rares chez les perroquets (TULLY et al. 2009).

➤ Les narines et la cire :

Les narines sont situées à la base de la partie maxillaire du bec et sont entourées chez certaines espèces par une bande de peau modifiée nommée la cire. Celle-ci est très visible chez les perruches ondulées (*M. undulatus*) par exemple.

Le clinicien doit rechercher des signes de jetage (caractérisés par des plumes autour des narines collées, souillées ou abimées), des déformations (particulièrement des abcès, très fréquents et souvent liés à une hypovitaminose A et nommés rhinolithes), d'une croissance excessive de la cire ou de traumatismes (COLES 2007).

Toute anomalie doit faire l'objet d'investigations plus poussées, particulièrement le jetage pour lequel il est conseillé de réaliser des écouvillons pour culture ou cytologie. En effet, même si ce dernier est souvent une conséquence d'une hypovitaminose A, il peut aussi signer une surinfection bactérienne ou fongique au niveau de voies respiratoires supérieures (TULLY et al. 2009). L'agent causal doit donc être identifié afin d'optimiser le traitement.

➤ Le bec :

Le bec est une structure kératinisée qui pousse et évolue constamment. Chez les Psittacidés, il est caractérisé par une partie maxillaire proéminente recourbée vers le bas. Les perroquets s'usent leur bec naturellement sur des perchoirs par exemple, mais il est conseillé de leur mettre à disposition des branches ou des os de sèche (HOLLAND 1962).

Le clinicien doit examiner le bec à la recherche de fêlures ou de fractures (cf. figure 64) qui peuvent refléter d'autres blessures internes comme des fractures de la mandibule par exemple. Le bec peut aussi présenter des anomalies lors de la pousse : il sera alors trop long (cf. figure 65) ou les deux parties ne seront plus alignées (COLES 2007). La couleur, la texture et la symétrie du bec doivent également être évaluées : il doit être brillant, sauf chez les Cacatoès où une fine poudre blanche doit être visible (TULLY et al. 2009).



Figure 64 : Ara bleu et jaune (*Ara ararauna*) présentant de multiples lésions du bec (Image : P. GRENTZINGER).

Ici, la partie maxillaire du bec est cassée à son extrémité distale et sur sa face supérieure et la partie mandibulaire présente une fracture sur sa partie droite.



Figure 65 : Gris du Gabon (*P. erithacus*) présentant un bec maxillaire anormal due à un défaut d'usure (Image : P. GRENTZINGER).

Le vétérinaire doit donc veiller à ce que ces anomalies ne gênent pas le perroquet dans sa prise de nourriture. Si c'est le cas, des mesures correctrices doivent être mises en place afin de redonner un confort de vie à l'oiseau (cf. parties I-E-5 et I-5-6 de ce travail).

➤ Intérieur de la cavité buccale :

Pour examiner l'intérieur de la cavité buccale d'un perroquet en toute sécurité, un spéculum est nécessaire. De plus, un otoscope canin peut être utilisé pour éclairer la cavité.

Des abcès ou des lésion ponctiformes sur la langue peuvent être le signe d'une hyperkératose de l'épithélium des glandes sécrétrices de mucus, conséquence d'une hypovitaminose A parfois compliquée par une candidose (TULLY et al. 2009).

De même, le clinicien peut parfois observer une membrane blanche et crémeuse recouvrant l'oropharynx et le palais. Cette lésion doit évoquer une trichomonose voire une candidose, toutes deux pouvant être prédisposées par une hypovitaminose A (COLES 2007).

Chez les oiseaux, la glotte a une forme de fente et se situe caudalement au sommet de la langue (COLES 2007). Cette dernière étant très épaisse chez les Psittacidés (cf. figure 66), il n'est pas toujours facile d'observer l'entrée de la trachée sur un oiseau visible. L'examen est pourtant essentiel puisque des masses ou des dépôts à l'entrée de la trachée peuvent être le signe d'affections de l'arbre respiratoire haut ou peuvent obstruer la trachée, créant ainsi des difficultés respiratoires (FRONEFIELD 2010).

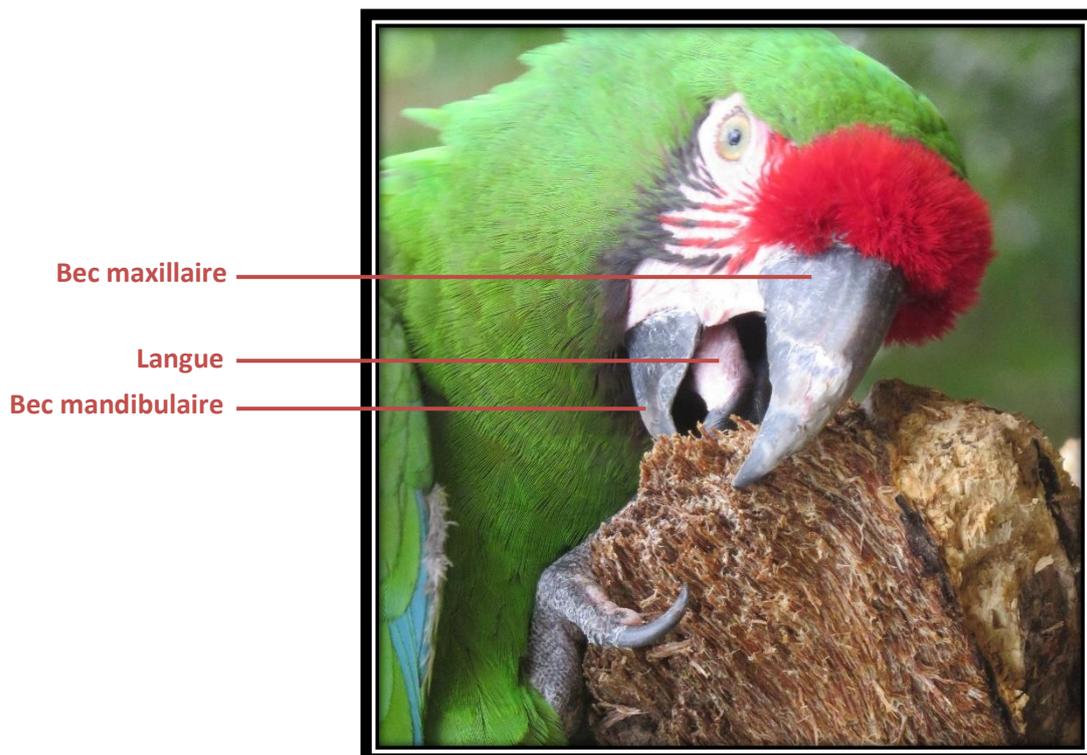


Figure 66 : *Ara militaire (Ara militaris)* sur lequel on peut observer l'épaisseur de la langue chez les Psittacés (Image : P. GRENTZINGER).

➤ Les choanes :

Lorsqu'il examine l'intérieur de la cavité buccale, le vétérinaire doit prêter attention aux choanes qui correspondent à la jonction entre la cavité nasale et l'oropharynx. A leur bord caudal se trouvent des petites papilles ponctiformes qui doivent être fermes et en pointe. Ces papilles sont considérées comme étant anormales si elles sont inflammées, émoussées ou même absentes. Si tel est le cas, le clinicien doit pousser les investigations afin d'en déterminer la cause (FRONEFIELD 2010).

De même, en cas d'inflammation ou de jetage au niveau des choanes, le praticien se doit de réaliser des prélèvements grâce à un écouvillon et d'en observer le résultat au microscope pour en faire une analyse cytologique (TULLY et al. 2009).

iii. Le cou

Le cou s'étend de la mandibule jusqu'à l'entrée du thorax et comprend l'œsophage, le jabot, la trachée, les thyroïdes et la musculature et les vertèbres cervicales (FRONEFIELD 2010).

Le praticien doit prendre le temps d'examiner et de palper le cou de l'oiseau à la recherche d'un gonflement anormal qui pourrait signifier la présence d'un corps étranger impacté dans l'œsophage, une impaction du jabot ou encore une hypertrophie des thyroïdes ou du thymus. Cet examen est particulièrement important si des vomissements ou des régurgitations ont été observés (COLES 2007).

Dans la plupart des cas, le jabot sera vide au moment de la consultation ou peu rempli. Seuls les jeunes peuvent avoir le jabot plein s'ils ont été nourris peu de temps avant d'être présentés au praticien. Ainsi, si un perroquet adulte a son jabot plein en consultation, il est impératif d'investiguer afin d'en déterminer la cause. Le clinicien devra alors manipuler l'oiseau avec soins afin de limiter le risque de

réurgitations et de vomissements qui pourraient causer une fausse déglutition (FRONEFIELD 2010). Des écouvillons du jabot et de l'œsophage peuvent être réalisés puis observés au microscope après coloration May-Grünwald Giesma. Le praticien pourra alors y rechercher des *Trichomonas* sp., des protozoaires ou encore une mégabactériose, etc. (cf. partie IV-A) (TULLY et al. 2009).

La trachée peut être examinée par transillumination à l'aide d'une source lumineuse puissante (lumière de l'endoscope par exemple) à la recherche de masses, granulomes ou corps étrangers (TULLY et al. 2009).

iv. Auscultations cardiaque, pulmonaire et sacculaire

L'auscultation cardio-pulmonaire d'un Psittacidé vigile est loin d'être un exercice aisé, la plupart du temps parce que celui-ci crie et se débat en réaction à la contention physique (FRONEFIELD 2010). De plus, les fréquences cardiaque et respiratoire sont souvent trop élevées pour que le clinicien puisse détecter des bruits anormaux (cf. tableau 8) (COLES 2007), sauf si la pathologie est à un stade avancée (TULLY et al. 2009). Afin d'optimiser l'auscultation, le vétérinaire peut s'équiper d'un stéthoscope pédiatrique ou NAC ayant un pavillon de petite taille.

Tableau 9 : Quelques exemples de fréquences cardiaques et respiratoires moyennes chez quelques espèces de Psittaciformes (réalisation personnelle d'après (COLES 2007) et (LONGLY 2008)).

Espèce		Fréquence cardiaque	Fréquence respiratoire
		Battements par minute (= bpm)	Mouvements par minute (= mpm)
Aras	<i>Ara</i> sp.	120 - 230	8 - 25
Cacatoès à huppe jaune	<i>Cacatua galerita</i>	180 - 300	8 - 25
Gris du Gabon	<i>Psittacus erithacus</i>	250 - 500	20 - 40
Amazones	<i>Amazona</i> sp.	200 - 500	14 - 45
Inséparables de Fisher	<i>Agapornis fischeri</i>	450 - 600	55 - 75
Perruche ondulée	<i>Melopsittacus undulatus</i>	350 - 600	55 - 75

Le cœur est audible au niveau des faces dorsale et ventrale du thorax, et particulièrement ventralement à la base des ailes. Chez les plus gros oiseaux, le bréchet et les muscles pectoraux peuvent gêner à l'auscultation. Si le clinicien a un doute quant à l'auscultation cardiaque (arythmies, fréquence cardiaque anormale...), il peut s'aider d'un électrocardiogramme en utilisant une vitesse de papier de 100mm/seconde (TULLY et al. 2009).

Les poumons sont auscultés au niveau de la face dorsale du thorax (FRONEFIELD 2010). L'aire d'auscultation pulmonaire est plus petite que celle des mammifères par rapport à la surface du corps (TULLY et al. 2009). Les sacs aériens le sont au niveau de l'entrée du thorax entre les clavicules (sacs aériens cervicaux), la face ventrale du thorax sous l'insertion des ailes (sacs aériens thoraciques crâniens et caudaux) et au niveau de l'abdomen (sacs aériens abdominaux). La présence de bruits respiratoires augmentés ou anormaux (crépitements, sifflements, etc...) indique une pathologie des voies respiratoires inférieures (FRONEFIELD 2010) et doit être investiguée.

La pathologie respiratoire sera développée dans la partie III-D.

v. Abdomen

L'abdomen doit être palpé avec minutie afin de mettre en évidence la présence d'une distension abdominale et de déterminer s'il s'agit d'une masse cœlomique, d'une organomégalie ou d'un épanchement, particulièrement en cas de dyspnée. Si un épanchement est constaté, une paracentèse doit être réalisée afin de faire une analyse cytologique. S'il y a une masse ou une organomégalie, il est indispensable d'effectuer des examens complémentaires (radiographie ou endoscopie notamment) (TULLY et al. 2009) afin d'en déterminer l'origine.

Attention, une distension abdominale est un facteur de risques important lors de la contention physique à cause de l'écrasement potentiel de l'appareil respiratoire (FRONEFIELD 2010). Pour la même raison, la palpation abdominale sur les très petits oiseaux doit être très délicate (COLES 2007).

vi. Cloaque

Le cloaque doit être examiné avec attention. Le vétérinaire peut par exemple y trouver un prolapsus, des cristaux urates impactés ou encore des calculs. Si possible sur les oiseaux assez grands, il est conseillé d'effectuer un toucher cloacal. De même, l'état des plumes entourant le sphincter cloacal peut orienter le diagnostic du praticien : une souillure verte des plumes associée à une masse constituée principalement de selles doit évoquer une diarrhée, alors que des concrétions blanchâtres indiquent plutôt un problème rénal (COLES 2007). Les causes d'une souillure chronique du plumage péri-cloacal sont très variées : cloacite (inflammation de la muqueuse du cloaque), urolithiases cloacales, papillome ou tumeur cloacal, diarrhée ou encore PUPD. Le clinicien doit donc être vigilant lors de l'examen de cette zone (TULLY et al. 2009).

La température de l'oiseau peut également être évaluée au niveau du cloaque grâce à un thermomètre classique, à condition que celui-ci puisse atteindre des valeurs suffisamment élevées. En effet, la plupart des oiseaux ont une température corporelle évoluant entre 40°C et 42°C. Néanmoins, il existe de grandes variations physiologiques de la température d'un oiseau en fonction de l'espèce, du moment de la journée et aussi du stress. Ce n'est donc pas un paramètre très fiable pour le praticien et c'est pourquoi il est peu évalué en clinique (COLES 2007).

vii. Glande uropygienne

La glande uropygienne est une glande cutanée bilobée située crânialement à la base de la queue en face dorsale. Elle est facilement identifiable pour le praticien car elle est en relief et possède une papille entourée par une petite touffe de plumes appelée « mèche uropygienne ». Elle sécrète un sébum lipoïde que l'oiseau répartit sur ses plumes en se nettoyant, ce qui confère au plumage résistance, brillance et imperméabilité (FRONEFIELD 2010). En cas de mauvaise qualité du plumage, le clinicien doit donc examiner cette glande avec attention, à la recherche de dissymétrie, gonflement ou inflammation.

Les affections pouvant toucher cette glande sont principalement des impactions, des infections bactériennes ou fongiques ou encore des néoplasies (TULLY et al. 2009).

Attention, certaines espèces ne possèdent pas de glande uropygienne, comme par les exemples les Amazones (*Amazona* sp.), les Aras hyacinthes (*Anodorhynchus hyacinthinus*) ou les Cacatoès noirs (*Probosciger aterrimus*) (FRONEFIELD 2010).

e- Estimation de la NEC (Note d'Etat Corporel)

L'estimation de la NEC est primordiale lors de l'examen clinique d'un perroquet puisqu'elle donne de nombreuses indications quant à son état général et son mode de vie. Elle peut se faire de deux façons : soit en comparant le poids de l'oiseau aux normes de l'espèce (peu fiable car il existe de grandes variations individuelles intra-spécifiques quant au poids et à la taille des oiseaux), soit en palpant les muscles pectoraux aussi appelés « muscles du bréchet » et en les comparant à la carène du bréchet (cf. figure 67).

La palpation est obligatoire pour évaluer la NEC d'un oiseau en raison du plumage qui peut masquer même un état de cachexie avancé. Chez les oiseaux obèses, la carène n'est pas facilement palpable et la peau peut prendre une couleur jaunâtre associée aux dépôts adipeux sous-cutanés. Chez les oiseaux amaigris, la carène est proéminente et très facilement palpable, témoignant d'une fonte musculaire de part et d'autre de la carène du bréchet (TULLY et al. 2009).

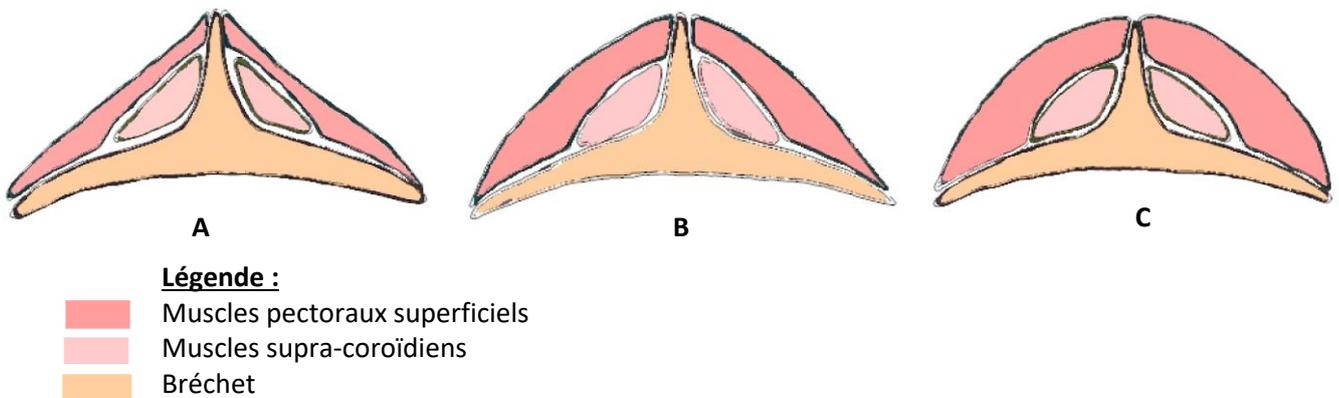


Figure 67 : Schéma du bréchet et des muscles pectoraux vus en coupe transverse montrant les critères d'évaluation de l'état d'embonpoint d'un oiseau (réalisation personnelle).

A : cachexie avec fonte musculaire (muscles pectoraux creusés de part et d'autre du bréchet) ; B : état d'embonpoint normal ; C : obésité (muscles pectoraux bombés de part et d'autre du bréchet).

L'importance d'une perte musculaire au niveau du bréchet donne une bonne indication sur la sévérité et la chronicité de l'amaigrissement (TULLY et al. 2009). Par exemple, l'oiseau présenté sur la figure 68 présente une cachexie avancée (cette Callopsitte pèse 68g pour un poids de référence compris entre 80 et 100g chez cette espèce) accompagnée d'une perte musculaire importante au niveau du bréchet (cf. figure 68). Un amaigrissement chronique est donc à suspecter en priorité pour cet animal.



Figure 68 : Callopsitte (*N. hollandicus*) en état de cachexie avancé (Image : P. GRENTZINGER).

Ici, la carène du bréchet fait saillie entre les doigts du praticien (importante fonte musculaire).

f- Examen orthopédique

L'examen orthopédique doit être effectué avec minutie afin de ne rien manquer, particulièrement en cas de suspicion de choc. Néanmoins, il nécessite de sortir chaque membre l'un après l'autre du tissu qui maintient le corps de l'oiseau. Le perroquet va alors avoir tendance à se débattre en faisant de grands mouvements avec le membre libre, en risquant donc de se blesser. Le clinicien doit donc y être extrêmement vigilant.

i. Les ailes : membres thoraciques

La mobilité et l'intégrité des ailes doivent être évaluées. Elles sont constituées de trois os longs (humérus, radius et ulna) et des os de la main comme le montre la figure 69.

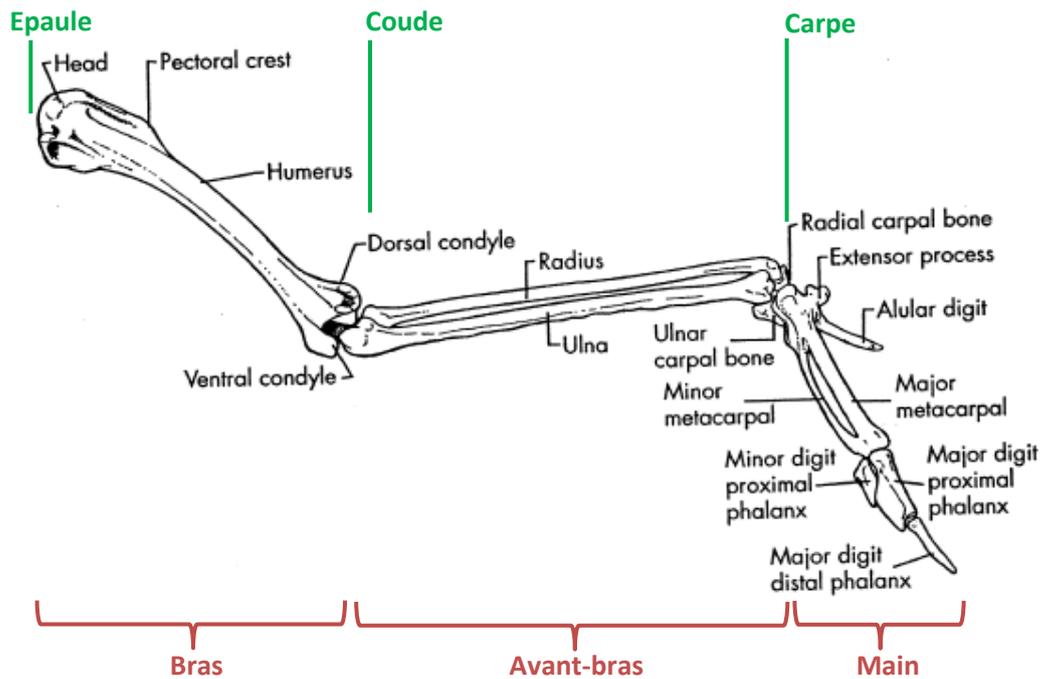


Figure 69 : Schéma représentant d'anatomie du membre thoracique de l'oiseau (d'après (OROSZ 2002)).

Les ailes doivent être étirées puis relâchées pour vérifier que l'oiseau la rabat correctement. Si l'aile reste pendante ou si l'oiseau ne la rabat pas entièrement, cela peut évoquer une fracture, une luxation ou encore un déficit neurologique (FRONEFIELD 2010). Ensuite, le clinicien doit palper et mobiliser chaque segment osseux et chaque articulation en allant de l'extrémité proximale à l'extrémité distale de l'aile (cf. figure 70) :

- L'attache de l'aile : composée de la clavicule, du coracoïde, de la scapula (cf. figure 71) et de l'articulation de l'épaule.
- Le bras, qui correspond à l'humérus et allant jusqu'au coude (cf. figure 69).
- L'avant-bras : allant de l'articulation du coude à celle du carpe, il comprend le radius et l'ulna (cf. figure 69).
- La main : elle débute à l'articulation du carpe et comprend le doigt alulaire, les métacarpiens et les phalanges (cf. figure 69).

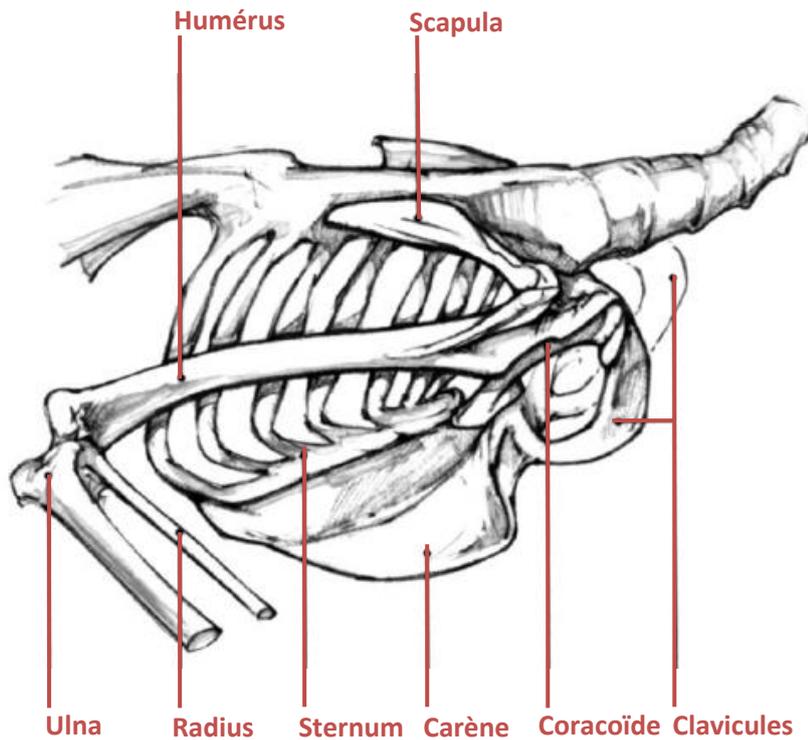


Figure 71 : Schéma représentant l'attache du membre thoracique chez l'oiseau (d'après (OROSZ 2002)).

Il est conseillé de comparer la structure et la mobilité des deux ailes afin de faciliter la détection d'anomalies. Le praticien peut réaliser l'examen seul si l'oiseau est suffisamment petit (cf. figure 70) ou se faire aider par une personne qui assurera la contention du perroquet (cf. figure 71).



Figure 70 : Examen orthopédique de l'aile gauche d'une Conure soleil (*A. solstitialis*) (Image : P. GRENTZINGER).

Ici, le clinicien tient l'oiseau de sa main droite et examine l'aile avec sa main gauche.



Figure 72 : Examen orthopédique de l'aile gauche d'un Ara chloroptère (*A. chloropterus*)
(Image : P. GRENTZINGER).

Le vétérinaire (à gauche sur la photo) est aidé par une seconde personne (à droite) qui assure la contention de l'oiseau.

Le clinicien doit également écarter les plumes (en les humidifiant ou en soufflant dessus) afin d'observer les tissus mous constituant l'aile. Il pourra ainsi repérer des œdèmes, des hématomes (bleus violacés si récents et tournant au vert avec le temps) ou des plaies auparavant masqués par les plumes (OROSZ 2002).

Une autre structure importante à évaluer car indispensable au vol est le patagium. Celui-ci est composé de fibres musculaires (muscle *tensor propatagialis*) et ligamentaires (tendons *tensor propatagialis pars longus* et *tensor propatagialis pars brevis*) reliant la clavicule à l'articulation du carpe et au radius proximal où il forme le ligament inter-rémige (ligament élastique qui assure la bonne disposition des rémiges lors du vol). Une lésion du patagium se traduit notamment par un raccourcissement de l'aile lorsque celle-ci est étendue (OROSZ 2002).

Chez les oisillons, une attention particulière doit être accordée à la forme des os longs. En effet, les jeunes oiseaux ayant un régime alimentaire avec un rapport phosphocalcique inadapté présenteront souvent une déformation des os longs due à une maladie métabolique des os (*Metabolic Bone Disease*) (COLES 2007).

S'il constate la moindre anomalie, le vétérinaire doit réaliser une radiographie des ailes afin d'en déterminer la nature (fracture, luxation, etc.), la gravité et donc le pronostic.

ii. Les pattes : membres pelviens

Tout comme pour les ailes, chaque segment osseux et chaque articulation doivent être manipulés et examinés.

L'examen comprend (OROSZ, ENSLEY, HAYNES 1992):

- Le bassin et l'insertion du membre : palpation souvent difficile en raison de la masse musculaire entourant le fémur (COLES 2007).

- Les articulations du grasset, du tarse et du métatarse (cf. figure 73) : Il est important de bien les examiner en recherchant d'éventuels œdèmes ou dépôts blancs évoquant une goutte articulaire (TULLY et al. 2009).
- Les doigts : chacun devant être manipulé individuellement à la recherche de fracture ou luxation. De même, la force des doigts quand ils s'agrippent à un objet doit être évaluée (FRONEFIELD 2010).
- Les os longs : fémur, tibiotarse (issu de la fusion du tibia et des os proximaux du tarse), fibula et tarsométatarse (correspondant à la fusion entre les os distaux du tarse et les trois principaux métatarsiens) (COLES 2007) (cf. figure 73) : sites préférentiels de fractures. Chez les jeunes oiseaux, ils peuvent également être déformés en cas de *Metabolic Bone Disease* (TULLY et al. 2009).

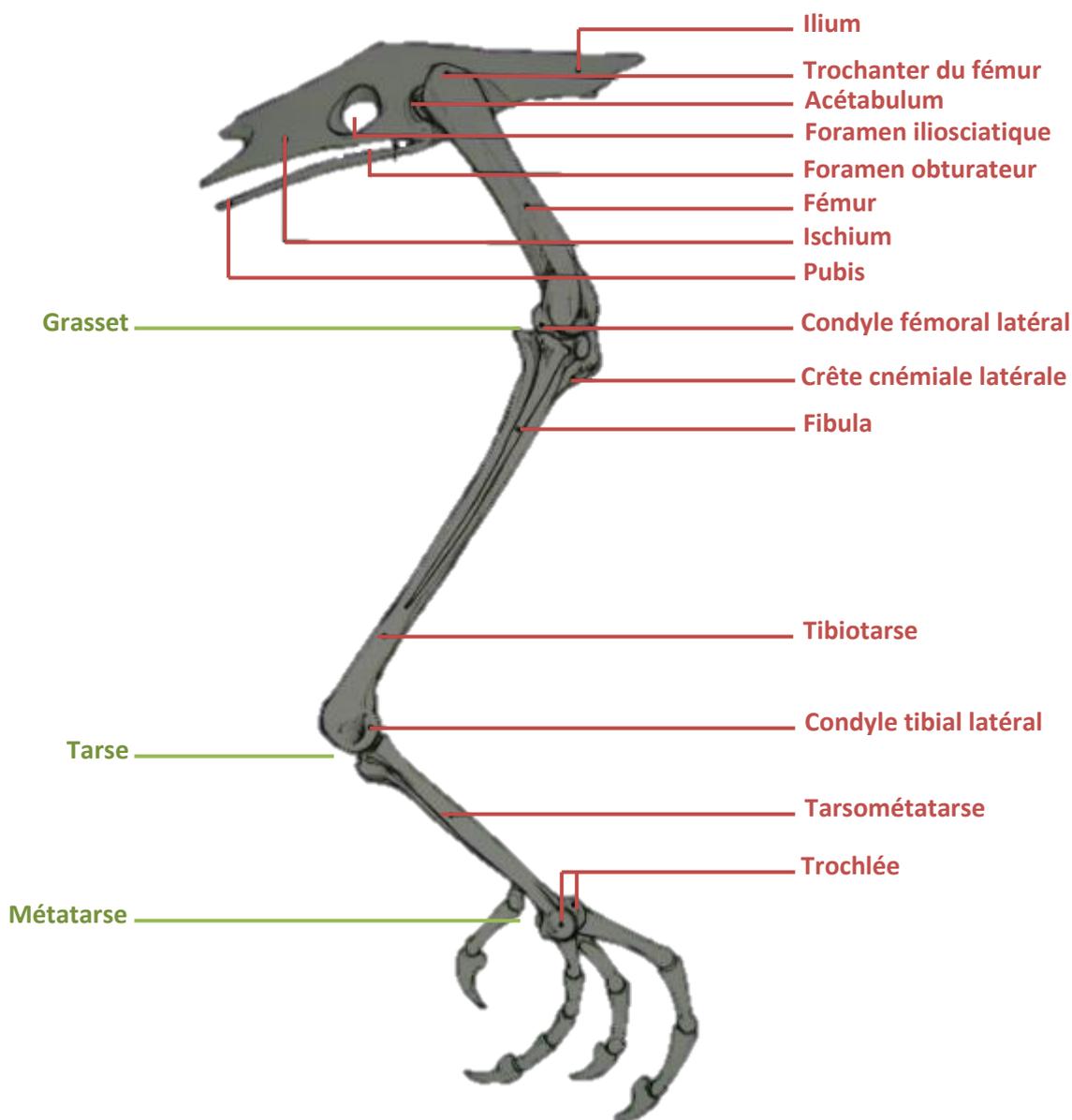


Figure 73 : Anatomie du membre pelvien de l'oiseau (d'après (OROSZ, ENSLEY, HAYNES 1992)).

Le membre représenté ici est celui d'un rapace mais l'anatomie du membre pelvien des Psittacidés est similaire, hormis le positionnement des doigts (les perroquets sont zygodactyles à l'inverse des rapaces qui sont anisodactyles).

De plus, une attention particulière doit être portée à la qualité de la peau recouvrant le membre pelvien. Le clinicien doit rechercher des signes d'œdèmes, de cicatrices, d'ulcération ou d'épaississement pouvant évoquer un prurit intense, une auto-mutilation ou encore des troubles cutanés (gale des pattes par exemple). De même, il doit aussi examiner avec minutie la peau située en face palmaire et vérifier l'absence de signes de podagre (épaississement et/ou noircissement de la peau, abcès, etc.). Si des abcès sont observés, des radiographies doivent être réalisées afin de s'assurer de l'absence d'ostéolyse des os sous-soujacents (COLES 2007).

g- Examens particuliers

i. Examen neurologique

Le but de l'examen neurologique est de déterminer si les symptômes observés ont pour origine une lésion neurologique et, si c'est le cas, d'essayer de localiser au mieux cette lésion au niveau du cerveau ou sur l'une des quatre divisions de la moelle épinière (à savoir chez l'oiseau les plexus cervical, brachial, thoracique et lombosacré) afin de mettre en place les tests diagnostiques et le traitement adéquats et d'en déterminer le pronostic (HUNT 2015). Il est donc complémentaire de l'examen clinique et doit être interprété en fonction de ce dernier (par exemple, un oiseau ayant une fracture au niveau d'une aile sera incapable de ramener cette-dernière contre son corps en position physiologique, sans qu'il y ait pour autant forcément une lésion nerveuse). Il peut être fait en routine à chaque consultation.

Même s'il existe de nombreuses différences entre les oiseaux et les mammifères, l'anatomie, l'architecture et le fonctionnement des structures nerveuses sont similaires entre ces deux ordres (OROSZ, BRADSHAW 2007). Ainsi, la procédure d'un examen neurologique d'un oiseau est similaire à celle réalisée pour les mammifères (contrôle de la posture et des déplacements, des réactions posturales, du fonctionnement des nerfs crâniens, etc.). Néanmoins, l'interprétation des résultats d'un examen neurologique chez l'oiseau peut être plus ardue que chez les mammifères en raison de l'absence de certains réflexes chez l'oiseau ou de l'absence de données bibliographiques les concernant (HUNT 2015).

➤ Considérations anatomiques (OROSZ, BRADSHAW 2007) :

L'organisation du système nerveux central des oiseaux est représenté sur la figure 74.

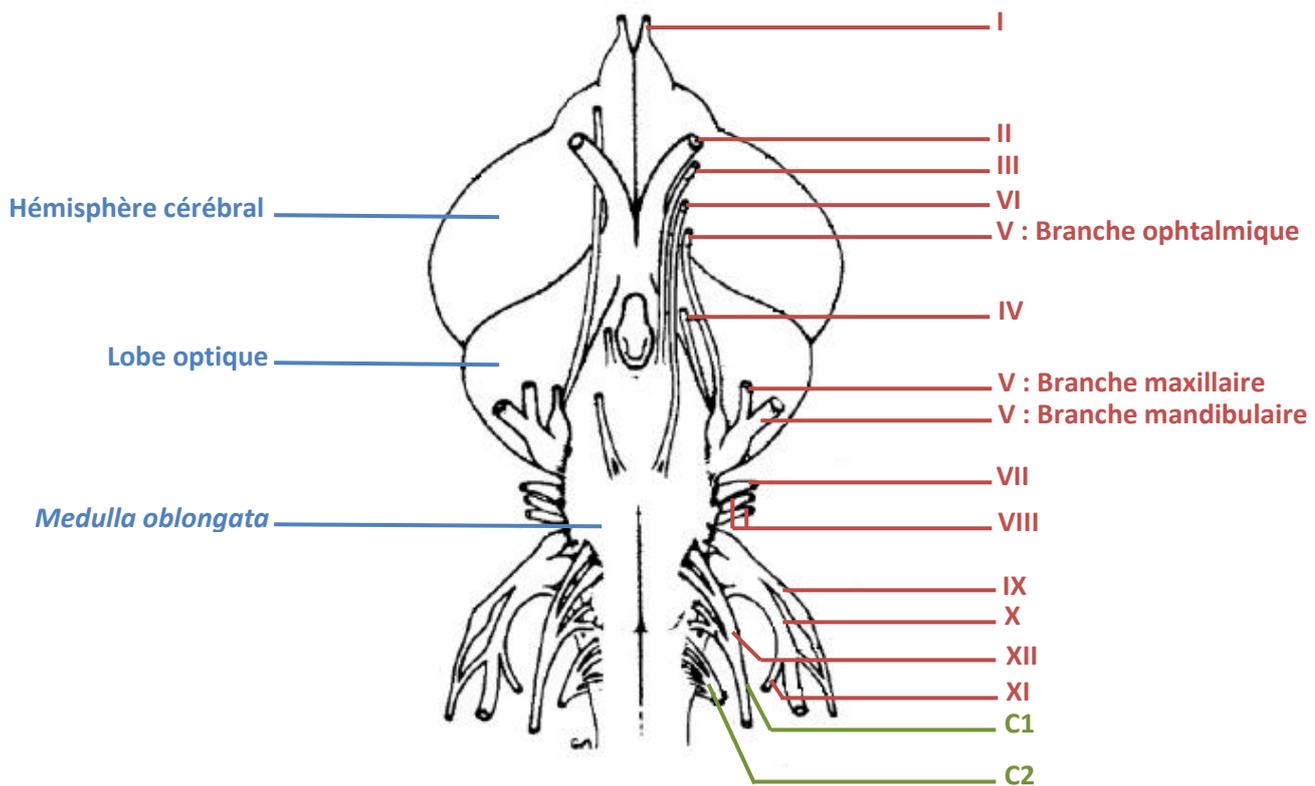


Figure 74 : Vue ventrale du système nerveux central d'une poule domestique (*Gallus gallus*) (d'après (OROSZ, BRADSHAW 2007)).

Les nerfs crâniens sont représentés en **rouge** et les premiers nerfs spinaux cervicaux en **vert**.

La moelle épinière quant à elle mesure environ la même taille que la colonne vertébrale, les oiseaux n'ayant pas de queue de cheval. Ceci implique qu'un segment de moelle est au même niveau que le segment vertébral auquel il correspond ce qui peut aider à localiser une lésion. Les oiseaux possèdent deux élargissements de leur moelle épinière : cervical (plus développé chez les oiseaux qui ont la capacité de voler, dont les perroquets) et lombosacré desquels partent les nerfs formant respectivement les plexus brachial et lombosacré. Le premier innerve la paroi thoracique et les ailes quand le second innerve la paroi coelomique caudale, les pattes, l'anus et la queue.

La structure interne de la moelle épinière des oiseaux (répartition matière blanche, matière grise,...) est similaire à celle des mammifères comme le montre le tableau 9 présenté ci-dessous.

Contrairement aux mammifères, la duremère des oiseaux est séparée du périoste par un espace épidual en régions cervicale et thoracique rempli d'un tissu gélatineux agissant comme un absorbeur de choc et permettant une grande flexibilité du cou plus importante que chez les mammifères (les oiseaux pouvant presque tous tourner leur tête à plus de 360°).

De plus, le plexus veineux vertébral interne court sur tout le long de la moelle épinière et est directement connecté aux vaisseaux sanguins drainant les reins, créant une voie de transmission d'agents pathogènes ou de cellules tumorales pouvant se faire dans les deux sens.

Tableau 10 : Organisation interne de la moelle épinière des oiseaux (réalisation personnelle d'après (OROSZ, BRADSHAW 2007)).

Types de fibres	Dénomination chez les oiseaux	Homologie chez les mammifères	Rôles	Transmission de l'information
	Colonne dorsale	Fasiculus gracilis et cuneatus	Sensibilité des parois externes du corps (peau + plumage) et proprioception au niveau des articulations.	Ipsilatérale
	"Dorsolateral ascending bundle"	"Dorsal spinocerebellar tract"	Proprioception au niveau des ailes (transmission ipsilatérale des informations).	Ipsilatérale
	"Ventralateral ascending bundle"	"Ventral spinocerebellar tract"	Proprioception au niveau des membres pelviens (transmission ipsilatérale des informations).	Ipsilatérale
Fibres longues ascendantes	"Dorsolateral fasciculus"	"Spinothalamic tract"	Sensibilité profonde (douleur et température).	Controlatérale
	"Spinoreticular tract"	-	Sensibilité douloureuse.	Controlatérale
	"Propriospinal system"	"Fasiculus proprius"	Nociception sans localisation précise de l'origine du stimulus.	Non connu
	"Lateral reticulospinal tract"	"Lateral reticulospinal tract"	Fibres motrices des viscères.	Ipsilatérale
	"Rubrospinal tract"	"Rubrospinal tract"	Tonus fléchisseur des muscles squelettiques.	Controlatérale
	"Cerebrospinal tract"	"Pyramidal tract"	Transmission d'informations motrices jusqu'à la région cervicale.	Controlatérale
Fibres longues descendantes	"Vestibulospinal tract"	"Vestibulospinal tract"	Tonus extenseur des muscles squelettiques. Ces fibres sont originaires d'une portion de matière blanche issue du tronc cérébral ce qui permet une coordination des mouvements de l'oiseau dans un espace tridimensionnel en fonction des informations reçues par les yeux.	Ipsilatérale
	"Reticulospinal tract"	"Medial reticulospinal tract"	Fonction inconnue chez l'oiseau.	Ipsilatérale
	"Tectospinal tract"	"Tectospinal tract"	Coordination des mouvements réflexes entre les yeux et la partie crâniale du corps (principalement le cou).	Ipsilatérale

➤ Statut mental et état de conscience :

Il est difficile de juger de l'état de conscience d'un oiseau en consultation en raison du stress auquel il est soumis à ce moment précis. La prise de commémoratifs précis est donc importante, d'autant plus que les propriétaires connaissent souvent bien leur oiseau et sont les mieux placés pour détecter des pertes de conscience chez leur compagnon ou des changements de personnalité (JONES, OROSZ 1996).

Une atteinte de l'état de conscience (stupeur, coma, ...) indique une atteinte du cortex cérébral. Néanmoins, elle peut parfois être difficile à constater car peut être masquée par des stéréotypies (anomalies comportementales), une forte dépression ou une léthargie qui peuvent également avoir pour causes des anomalies métaboliques ou systémiques (malnutrition, hypoglycémie, manque de sommeil, ...) (CLIPPINGER, BENNETT, PLATT 2007).

➤ Réactions posturales et déplacements :

Les réactions posturales sont des mouvements volontaires ou non permettant le maintien d'une posture en prenant en compte les stimuli extérieurs détectés par le corps (par exemple, ne pas tomber d'un perchoir même quand celui-ci est en mouvement). Elles nécessitent donc des voies nerveuses motrices et sensitives intactes ainsi qu'une bonne intégration centrale de l'information.

La proprioception est la capacité du patient à connaître la position et le mouvement de ses membres sans informations visuelles. Pour les perroquets, elle peut être testée de différentes manières (CLIPPINGER, BENNETT, PLATT 2007) :

- Placers proprioceptifs : placer la face dorsale d'une patte contre un perchoir et observer si l'oiseau se saisit du perchoir ou non.
- Sautillements : en soutenant l'oiseau, déposer une de ses pattes sur un feuille ou un tissu et déplacer ce-dernier sur le côté et en avant/arrière. S'assurer que l'oiseau remet son membre en place progressivement. Faire une patte après l'autre.
- Pour les ailes : étirer chaque aile (une à la fois) et la relâcher. Vérifier que l'oiseau la ramène complètement contre son corps.
- Extension des membres pelviens : à l'approche d'une surface, l'oiseau doit normalement étirer légèrement ses pattes pour supporter le poids de son corps jusqu'à une position physiologique.

Les déplacements de l'oiseau doivent également être observés afin de déceler une éventuelle ataxie (perte de l'équilibre, voire chutes), une dysmétrie, une parésie ou une paralysie d'un membre (JONES, OROSZ 1996). Pour les pattes, il suffit de laisser l'oiseau marcher sur la table de consultation ou mieux, dans une cage où il pourra également grimper aux barreaux. Pour les ailes, le vétérinaire peut faire voler l'oiseau pour observer la symétrie et la qualité du vol ou simuler une chute en maintenant les deux pattes de l'oiseau et en libérant les deux ailes. Une ataxie peut être d'origine (JONES, OROSZ 1996) :

- Cérébelleuse : elle pourra alors être accompagnée d'une dysmétrie (hyper ou hypométrie) plus marquée lorsque l'oiseau a les yeux bandés et des tremblements.
- Vestibulaire : parfois associée à une inclinaison de la tête et des chutes ou encore un vol sur le cercle, généralement du côté de la lésion.

➤ Réflexes spinaux :

L'examen des réflexes spinaux aide le vétérinaire à localiser une lésion dans une des quatre régions de la moelle épinière : cervicale, plexus brachial, thoracique et plexus lombosacré. Même si l'arc réflexe en lui-même n'implique pas le système nerveux central, ce dernier peut moduler l'intensité du réflexe. Ainsi, une lésion de type motoneurone central (MNC) entraîne des réflexes augmentés alors qu'ils sont diminués voire absents en cas de lésion de type motoneurone périphérique.

Malheureusement, l'interprétation de l'examen des réflexes spinaux nécessite de placer l'animal en décubitus latéral, position que peu d'oiseaux tolèrent, en particulier les Psittacidés. Si le vétérinaire y parvient il peut, comme chez les mammifères, évaluer les réflexes anal, de flexion (du membre postérieur et de l'aile) et d'extension croisée.

Le tableau 11 ci-dessous présente les signes observés en fonction de la localisation des régions.

Tableau 11 : Localisation de la lésion en fonction des signes neurologiques observés (réalisation personnelle d'après (JONES, OROSZ 1996) et (CLIPPINGER, BENNETT, PLATT 2007)).

Réflexes spinaux		Localisation de la lésion
Ailes	Augmentés	Région cervicale
Pattes	Augmentés	
Sphincter anal	Augmentés	
Ailes	Diminués à absents	Plexus brachial
Pattes	Augmentés	
Sphincter anal	Augmentés	
Ailes	Diminués à absents	Nerfs périphériques des ailes
Pattes	Aucun signe	
Sphincter anal	Aucun signe	
Ailes	Aucun signe	Région thoracique
Pattes	Augmentés	
Sphincter anal	Augmentés	
Ailes	Aucun signe	Plexus lombosacré
Pattes	Diminués à absents	
Sphincter anal	Diminués à absents	
Ailes	Aucun signe	Nerfs périphériques des pattes
Pattes	Diminués à absents	
Sphincter anal	Aucun signe	
Ailes	Aucun signe	Nerfs du sphincter anal
Pattes	Aucun signe	
Sphincter anal	Diminués à absents	

➤ Sensibilité cutanée :

Chez les oiseaux, le réflexe panniculaire est absent car il n'existe pas de muscle cutané. Il ne peut donc pas être utilisé pour déterminer plus précisément la localisation d'une lésion. Le clinicien peut donc essayer de situer cette-dernière en recherchant les zones où il n'y a plus de nociception en épilant

quelques plumes à différentes hauteurs du corps. L'oiseau réagira en essayant de se débattre, de mordre ou en regardant la zone épilée (CLIPPINGER, BENNETT, PLATT 2007). Ce test est néanmoins très difficile à interpréter car un perroquet soumis à une contention physique n'attend pas qu'on lui enlève ses plumes pour se débattre et essayer de mordre. De plus, comme il consiste à évaluer la réponse à un stimulus douloureux, ce test ne doit être réalisé que si une lésion médullaire est suspectée.

La nociception implique une intégration corticale du stimulus douloureux. De plus, les fibres transmettant une information douloureuse sont localisées profondément dans la moelle épinière. Une perte de nociception implique donc une lésion profonde de la moelle et donc un pronostic sombre (CLIPPINGER, BENNETT, PLATT 2007).

➤ Examen des nerfs crâniens :

L'examen des nerfs crâniens est primordial pour déterminer si la lésion atteint les structures cérébrales et notamment le tronc cérébral. En effet, les oiseaux ayant une lésion d'un nerf crânien ne présenteront généralement pas de symptômes généraux comme une ataxie ou une perte de conscience alors que ceux-ci seront présents en cas d'affection touchant le tronc cérébral par exemple (JONES, OROSZ 1996).

Cet examen se déroule de la même manière que pour les mammifères même s'il existe quelques petites différences entre ceux-ci et les oiseaux (cf. tableau 11). A l'inverse des mammifères cependant, l'examen des nerfs crâniens est beaucoup plus difficile à interpréter chez les oiseaux, et particulièrement chez les Psittacidés, et ce pour plusieurs raisons :

- Mêmes s'il en existe de plus en plus, les données bibliographiques sont encore peu nombreuses.
- Certains réflexes peuvent être très difficilement examinés chez les oiseaux, comme par exemple le réflexe pupillaire. En effet, les oiseaux ont des mouvements volontaires de contraction de la pupille. Ainsi, celle-ci peut être en myosis ou en mydriase sans rapport avec l'éclairage.
- De plus, les oiseaux ont tendance à rester stoïques lorsqu'ils sont stressés et à ne pas réagir aux stimuli (HUNT 2015). Ainsi, un patient qui ne réagit pas à un bruit fort n'est pas forcément sourd, mais est peut-être tout simplement stressé.
- De même, lorsqu'ils sont soumis à une contention physique, les perroquets ont une forte tendance à se débattre et à crier, ce qui peut compliquer l'examen.

Remarque : Il est très difficile de déterminer si un oiseau est aveugle ou non. En effet, s'il perd le sens de la vue, l'oiseau a tendance à moins se déplacer. Le clinicien bénéficie cependant de quelques indices : par exemple, un oiseau aveugle d'un œil aura tendance à garder son œil fonctionnel du côté du clinicien (HUNT 2015).

Les rôles, les caractéristiques anatomiques et les méthodes d'examen des différents nerfs crâniens sont rappelés dans les tableaux 12 à 15.

Tableau 12 : Examen neurologique des nerfs crâniens des oiseaux (partie 1/4) (réalisation personnelle d'après (CLIPPINGER, BENNETT, PLATT 2007) ; (JONES, OROSZ 1996) ; (OROSZ, BRADSHAW 2007) et (HUNT 2015)).

Nerfs crâniens	Rôles	Considérations anatomiques	Examen	Réponse attendue	Symptômes associés à une lésion du nerf	
I - Nerf olfactif	Olfaction (relativement peu développée chez les Psittacidae)	Sortie du crâne par le foramen olfactif	Placer un coton imbibé d'alcool devant l'oiseau après lui avoir bandé les yeux.	Doit détourner la tête.	Appétit diminué (difficile à associer directement à une lésion nerveuse).	
II - Nerf optique	Vision (plus développé que chez les mammifères)	Sensitif	Les fibres myélinisées quittent l'œil, passent par le foramen optique. Puis presque toutes décussent en formant le chiasma optique. Elles rejoignent ensuite les lobes optiques (rostraux au cervelet) où l'information visuelle est traitée.	Déplacer des objets autour de l'oiseau ou réflexe à la menace. Attention, les oiseaux peuvent percevoir d'infimes mouvements d'air et donc cligner de l'œil même s'ils ne voient pas.	Regarde les objets. Attention chez l'oiseau les mouvements oculaires sont naturellement très limités même sans lésion nerveuse. De même ils auront tendance à garder leur regard fixe sur le clinicien ou leur propriétaire.	Difficulté d'éviter des obstacles et réticence à se déplacer (notamment à voler).
			Son origine dans le mésencéphale se situe à proximité de l'aqueduc de Sylvius et des fibres blanche ascendantes et descendantes de la moelle épinière. Il innerve les muscles extrinsèques et intrinsèques de l'œil ainsi que la paupière supérieure.	Clignement à la menace	Clignement des paupières	
III - Nerf oculomoteur	Mobilité de l'œil (limitée chez l'oiseau) et moteur de l'iris	Moteur	Placer un perchoir à disposition ou des objets sur son chemin.	L'oiseau a tendance à se percher et doit éviter les objets.	Déviation ventro-latérale du globe oculaire (difficile à percevoir chez les perroquets).	
			Déplacer des objets autour de l'oiseau ou réflexe à la menace.	Le patient doit suivre les objets des yeux. Attention, les oiseaux peuvent percevoir d'infimes mouvements d'air et donc suivre un objet des yeux même s'ils ne le voient pas.	Très peu fiable car la contraction de l'iris a une composante volontaire chez l'oiseau qui peut donc passer de mydriase à myosis malgré l'éclairage.	Mydriase trop importante et absence de phases de myosis plus ou moins important.

Tableau 13 : Examen neurologique des nerfs crâniens des oiseaux (partie 2/4) (réalisation personnelle d'après (CLIPPINGER, BENNETT, PLATT 2007) ; (JONES, OROSZ 1996) ; (OROSZ, BRADSHAW 2007) et (HUNT 2015)).

Nerfs crâniens	Rôles	Considérations anatomiques	Examen	Réponse attendue	Symptômes associés à une lésion du nerf
IV - Nerf Trochléaire	Mobilité de l'œil (limitée chez l'oiseau)	Issu du mésencéphale puis décusse avant de passer par le foramen trochléaire. Puis innerve les muscles extrinsèques de l'œil.	Déplacer des objets autour de l'oiseau.	Regarde les objets. Attention chez l'oiseau les mouvements oculaires sont naturellement très limités même sans lésion nerveuse.	Déviation dorsale du globe oculaire (difficile à percevoir chez les perroquets)
			Réflexe palpébral	Clignement des paupières	Pas de réponse
Branche ophthalmique	Sensibilité de l'œil, de la paupière supérieure, du front, des cavités nasales, du palais dur et du bec maxillaire	Issu du tronc cérébral caudalement et ventralement aux lobes optiques puis rejoint les nerfs crâniens II et III.	Réaction au toucher de la face avec les yeux bandés.	L'oiseau se tourne vers la zone touchée, généralement pour pincer le clinicien.	Pas de réponse.
			Clignement à la menace	Clignement des paupières. Attention à ne pas créer de mouvement d'air que l'oiseau pourrait ressentir.	Pas de réponse.
V - Nerf crânial	Branche maxillaire	Sensibilité et motricité des paupières et des parties latérales du bec	Placer un objet fin dans le bec de l'oiseau	L'oiseau se saisit de l'objet avec son bec	Incapacité à fermer complètement le bec.
			Placer un objet fin dans le bec de l'oiseau	L'oiseau se saisit de l'objet avec son bec	Incapacité à se saisir de l'objet et des aliments d'où une diminution de la prise alimentaire.
Branche mandibulaire	Mouvements et sensibilité du bec mandibulaire et de l'oropharynx (texture des aliments). Chez les oiseaux il permet également certaines expressions faciales.	Sensitif et moteur	Issus du tronc cérébral caudalement et ventralement aux lobes optiques puis sort par le foramen maxillo-mandibulaire.		
			Observer le positionnement des globes oculaires.	Symétriques et centrés.	Déviation médiale du globe oculaire (difficile à percevoir chez les perroquets).
VI - Nerf abducens	Mobilité des muscles extrinsèques des yeux et des muscles <i>quadratus</i> et <i>pyramidalis</i> des paupières.	Moteur	Passe par le foramen abducens puis court derrière les lobes oculaires.		

Tableau 14 : Examen neurologique des nerfs crâniens des oiseaux (partie 3/4) (réalisation personnelle d'après (CLIPPINGER, BENNETT, PLATT 2007) ; (JONES, OROSZ 1996) ; (OROSZ, BRADSHAW 2007) et (HUNT 2015)).

Nerfs crâniens	Rôles	Considérations anatomiques	Examen	Réponse attendue	Symptômes associés à une lésion du nerf
VII - Nerf facial	Mobilité des muscles faciaux (peu développés chez l'oiseau), du muscle abaisseur de la mandibule (mastication), goût, innervation parasympathique des glandes salivaires et lacrymales, nasales et de la membrane nictitante.	Moteur et sensitif Passe par le foramen du nerf facial.	Observation de la face.		Asymétrie de la face, diminution de la prise alimentaire (perte du goût), cavité buccale sèche ou kératite sèche par diminution des sécrétions.
VIII - Nerf vestibulocochléaire	Branche vestibulaire	Détermination de la position de l'oiseau dans l'espace tridimensionnel et ajustement du port de tête en fonction de la position du corps.	Sensitif	Transmission de l'information jusqu'au cervelet.	Transmission de l'information jusqu'au tronc cérébral puis au thalamus et enfin au télencéphale où la discrimination des sons reçus est plus importante que chez les mammifères.
	Branche cochléaire	Audition (très développée chez l'oiseau)	Sensitif	Réflexe de déglutition (possibilité de déposer quelques gouttes d'eau dans la cavité buccale)	Faire un bruit fort (taper dans les mains) derrière l'oiseau
IX - Nerf glossopharyngien		Sensibilité de la langue et goût, déglutition, moteur du jabot (avec le nerf X) et de la syrinx (avec le nerf XI)	Sensitif et moteur	Passe par le foramen glossopharyngien mais comporte de nombreuses anastomoses avec les nerfs X et XI. Il est donc difficile de les différencier les uns des autres lors de l'examen neurologique.	Réflexe de déglutition (possibilité de déposer quelques gouttes d'eau dans la cavité buccale)
			Evaluation de la voix	L'oiseau doit déglutir. S'il est trop stressé l'oiseau va plutôt crier et secouer la tête pour recracher le liquide.	Toute modification de la voix (modulation on diminution du chant) rapportée par le propriétaire est suspecte.
					Nystagmus physiologique pour corriger la position du globe oculaire pour suivre le mouvement de la tête (difficile à percevoir chez les perroquets)
					Tête penchée, nystagmus, posture anormale, chutes du perchoir, etc.
					Aucune réaction aux sons, même son propriétaire.
					Pas de déglutition, diminution de la prise alimentaire
					Modification de la voix.

Tableau 15 : Examen neurologique des nerfs crâniens des oiseaux (partie 4/4) (réalisation personnelle d'après (CLIPPINGER, BENNETT, PLATT 2007) ; (JONES, OROSZ 1996) ; (OROSZ, BRADSHAW 2007) et (HUNT 2015)).

Nerfs crâniens	Rôles	Considérations anatomiques	Examen	Réponse attendue	Symptômes associés à une lésion du nerf
X - Nerf vague	Sensibilité et motricité des viscères (jabot et oesophage notamment), du larynx et du pharynx	Sensitif et moteur Passe par le foramen vagal puis rejoint le pharynx, le larynx, le thymus, les thyroïdes, les parathyroïdes, l'oesophage, le jabot, la trachée et la syrinx. Comporte de nombreuses anastomoses avec les nerfs IX et XI.	Réflexe de déglutition (possibilité de déposer quelques gouttes d'eau dans la cavité buccale) Réflexe oculo-cardiaque (appuyer légèrement sur les deux globes oculaires simultanément). A ne pas réaliser chez les oiseaux débilités ou déjà en bradycardie.	L'oiseau doit déglutir. Encore une fois, s'il est trop stressé l'oiseau va plutôt crier et secouer la tête pour recracher le liquide. Diminution de la fréquence cardiaque lorsqu'on appui sur les globes oculaires (difficile à percevoir chez les perroquets en raison de la fréquence cardiaque physiologique très élevée). Très peu fiable.	Pas de déglutition, diminution de la prise alimentaire Pas de réponse
XI - Nerf accessoire	Mobilité des muscles du cou	Moteur Passe par le foramen magnum. Nombreuses anastomoses avec les nerfs IX et X. Innervent les muscles <i>ocularis</i> (correspondant aux trapèzes chez les mammifères)	Observation des mouvements du cou en changeant la position du corps. Sinon, positionner sa main à différents endroits autour de la tête (même derrière celle-ci) et s'assurer que l'oiseau la suive et essaye de l'attraper.	L'oiseau adapte la position de sa tête à celle de son corps et essaye d'attraper les mains du clinicien. Attention aux oiseaux qui restent stoïques à cause du stress.	Port de tête bas, réticence à se percher, mauvais plumage par manque de nettoyage, perte d'équilibre voire chutes du perchoir
XII - Nerf hypoglosse	Mobilité de la langue et de la syrinx et déglutition.	Moteur Dès la sortie du crâne, se combine avec les 1er et 2ème nerfs cervicaux pour former le nerf hypoglossocervical qui s'anastomose ensuite avec les nerfs X et XI. Les fibres innervent ensuite les muscles intrinsèques de la langue, la trachée et les muscles de la syrinx.	Ouvrir le bec ou proposer à manger à l'oiseau et observer les mouvements de langue.	Les perroquets "testent" tout nouvel objet à leur disposition avec leur langue en le touchant et le tapotant.	Diminution du tonus de la langue, diminution de la prise alimentaire, déviation de la langue ou encore modification de la voix.

➤ Localisation de la lésion :

Après avoir réalisé l'examen neurologique dans son intégralité, le vétérinaire doit être en mesure de localiser une lésion, qu'elle soit diffuse ou non. Voici quelques exemples (JONES, OROSZ 1996) :

- Si l'état de conscience n'est pas altéré, la lésion est certainement extra-crânienne.
- Si les mouvements des membres présentent des anomalies, la lésion est située caudalement au mésencéphale. Auquel cas, les réactions posturales et les réflexes spinaux donnent plus d'indications sur la localisation de la lésion comme vu plus haut.
- Si l'état de conscience de l'oiseau est altéré et si l'examen des nerfs crâniens III à XII présente des anomalies, la lésion touche le tronc cérébral. Si c'est l'examen des nerfs crâniens I et II qui est anormal, la lésion se trouve plutôt au niveau du télencéphale ou du diencéphale.

Remarque : Attention aux intoxications au plomb ou au zinc qui peuvent causer des troubles neurologiques (ataxie, stupeur, voire coma, ...) sans qu'il n'y ait de lésion du système neurologique. Il en va de même pour certaines maladies comme la *Psittacine Beak and Feather Disease* (Pbfd) ou la Chlamyphilose. Ces maladies seront détaillées plus loin dans ce travail.

Une fois la lésion localisée, le clinicien peut déterminer les tests diagnostiques à réaliser. La radiographie permet de vérifier l'absence de fracture ou de luxation (du crâne ou de la colonne vertébrale par exemple) et de l'absence d'objets de radio-opacité métallique dans le corps de l'oiseau qui pourraient faire suspecter une intoxication aux métaux lourds. Si possible, le clinicien peut aussi réaliser un scanner ou un IRM plus adaptés pour observer les tissus mous même s'ils sont peu fiables (trop peu de données bibliographiques disponibles et interprétation dépendant de l'expérience du clinicien).

La récolte de liquide céphalo-rachidien est très difficile chez les oiseaux en raison de la taille des structures. Elle peut se faire au niveau du foramen magnum mais n'est pas recommandée aux praticiens non expérimentés.

Ces examens complémentaires permettent de déterminer la localisation précise de la lésion, sa nature (hématome, hernie discale, etc.), d'en suivre l'évolution et également de donner un pronostic de récupération.

ii. Examen ophtalmologique

En raison de la petite taille de leur globe oculaire (comparé à celui des rapaces par exemple), l'examen ophtalmologique peut être très difficile à réaliser chez les Psittacidés. Néanmoins, il est important d'examiner l'œil avec attention et particulièrement en cas de choc au niveau de la tête (oiseau qui percute une vitre en vol par exemple).

➤ Considérations anatomiques (WILLIAMS 2012) :

Les paupières sont toutes les deux mobiles, même si la paupière inférieure a une plus grande mobilité que la supérieure. La glande lacrymale est située ventralement et latéralement au globe oculaire et est secondée par la glande de Harder située à la base de la membrane nictitante (WILLIAMS 2012).

Cette-dernière recouvre la cornée à chaque clignement ou en réponse à une menace (exemple du clignement à la menace) grâce aux muscles pyramidaux. Ceux-ci s'insèrent postérieurement à la sclère où ils s'enroulent autour du nerf optique en formant ainsi le muscle *quadratus* (WILLIAMS 2012).

Chez les oiseaux, l'ouverture de l'orbite est relativement petite par rapport à la taille du globe oculaire (JONES, PIERCE, WARD 2007). Ajouté au fait que les muscles extra-oculaires sont peu développés, ceci explique que les mouvements oculaires sont très limités chez les oiseaux (entre 2 et 5 degrés seulement), et notamment chez les perroquets (WILLIAMS 2012).

L'orbite est également très proche anatomiquement des voies respiratoires supérieures (narines et choanes notamment) ainsi que du sinus infra-orbitaire (cf. figure 75). Ainsi, une atteinte de ces structures (sinusite, abcès, etc.) peut mener à de nombreuses affections de l'œil : gonflement péri-orbital, compression orbitale, exophtalmie ou même inflammation intraoculaire (WILLIAMS 2012). Le clinicien doit donc garder à l'esprit que des signes oculaires peuvent avoir pour origine une pathologie respiratoire.

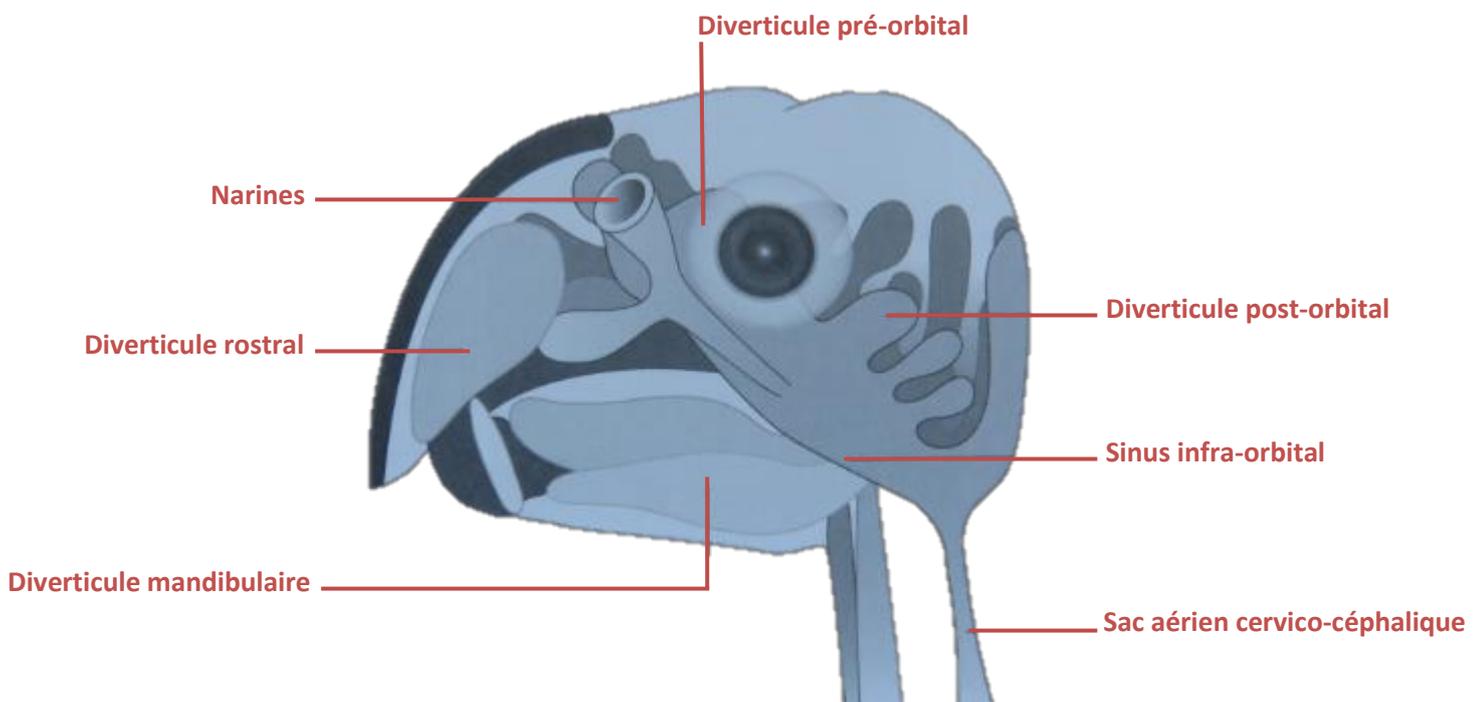


Figure 75 : Position anatomique des sinus autour des yeux chez les perroquets (WILLIAMS 2012).

Chez les oiseaux, la forme du globe oculaire varie en fonction des espèces (JONES, PIERCE, WARD 2007). Chez les Psittacés, il est sphéroïde associé à une chambre postérieure hémisphérique (cf. figure 76). La chambre antérieure des perroquets est beaucoup moins profonde que chez les mammifères ou les rapaces nocturnes (WILLIAMS 2012).

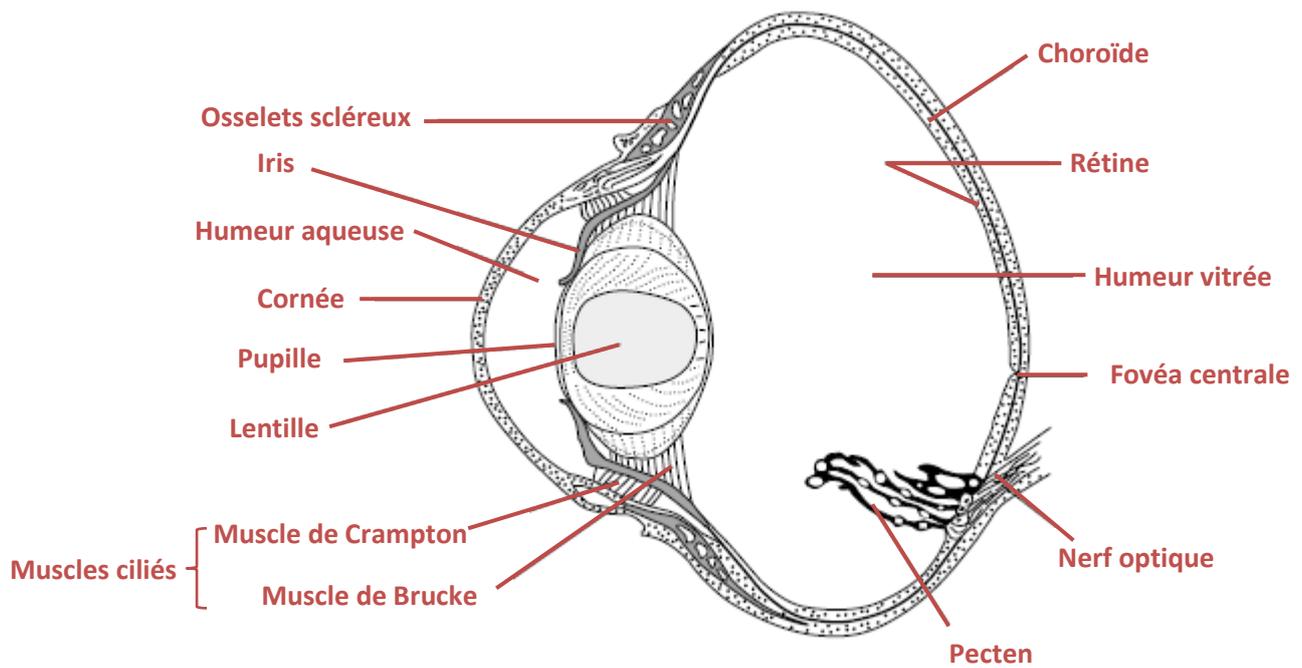


Figure 76 : Schéma d'une coupe transversale d'un œil de perroquet (TULLY et al. 2009).

La cornée des oiseaux est similaire à celle des mammifères mais est beaucoup plus fine. A la différence de ces derniers cependant, des osselets scléreux sont présents chez les oiseaux offrant une zone d'insertion solide aux muscles de Crampton et de Brucke qui permettent l'accommodation (adaptation de la longueur focale de la lentille) (cf. figure 76). Celle-ci est d'ailleurs extrêmement rapide chez l'oiseau. Ceci est renforcé par la présence chez les oiseaux d'un anneau entourant la pupille et sur lequel s'attachent ces-mêmes muscles (WILLIAMS 2012).

La différence majeure par rapport aux mammifères est que l'iris des oiseaux est composée de muscles striés squelettiques. Ainsi, l'atropine utilisée chez les mammifères pour provoquer une mydriase n'a aucun effet chez les oiseaux, ce qui peut compliquer l'examen. De même, la contraction ou la dilatation de la pupille est consciente chez les oiseaux, ce qui complique l'examen des réflexes pupillaires. En effet, une luminosité intense peut causer un myosis mais celui-ci peut également être présent dans d'autres circonstances (COLES 2007).

La rétine quant à elle est aussi très différente de celle des mammifères : il n'existe pas de vaisseaux sanguins rétinien ou de choriocapillaires permettant un apport constant d'oxygène et de nutriments aux photorécepteurs. Ces apports sont assurés par le pecten qui correspond à une portion de la choroïde faisant protrusion dans l'humeur vitrée de la chambre postérieure de l'œil. Celui-ci est agité par des mouvements de torsion continus du globe oculaire (non percevables pour l'œil humain (WILLIAMS 2012).

De plus, il a été démontré que la vision des oiseaux est bien plus élaborée que celle de l'Homme (considérée pourtant par certains comme l'une des plus pointue), et ce pour trois raisons :

- Pour ce qui est de l'acuité visuelle, une zone de la rétine possède une densité plus importante de photorécepteurs offrant une meilleure résolution visuelle : c'est la fovéa (cf. figure 76) (WILLIAMS 2012). De plus, les oiseaux diurnes (donc les perroquets) ont une prépondérance de cônes (responsables de l'acuité visuelle et de la vision des couleurs) que

de bâtonnets (visualisation à basse luminosité). Certaines cellules bipolaires sont reliées à un seul cône d'un côté et à un ganglion de l'autre. Ces relations de types « un à un » permettent d'optimiser l'acuité visuelle des oiseaux (COLES 2007). Ceci est encore renforcé par la présence de gouttelettes lipidiques au sein des cônes qui augmentent les contrastes entre un objet et son arrière-plan. Il en résulte que les oiseaux ont une vision précise plus étendue que l'Homme et qu'ils peuvent plus facilement identifier de petits stimuli dans un large panorama (repérer des fruits en volant au-dessus d'une forêt par exemple) (JONES, PIERCE, WARD 2007).

- Les oiseaux diurnes sont capables de voir des clignements à une fréquence bien plus élevée que l'Homme (140 flashes par seconde chez la perruche ondulée *M. undulatus* contre 70/seconde pour l'Homme) (COLES 2007).
- Pour la vision en couleur le spectre lumineux détecté par les oiseaux est plus étendu que chez les primates : là où l'Homme a une vision trichromatique (c'est-à-dire qu'il détecte les lumières rouges, vertes et bleues), l'oiseau voit, en plus de ces trois longueurs d'ondes, les ultra-violets. Par exemple, les photorécepteurs de l'étourneau (*Sturnus vulgaris*) perçoivent les longueurs d'ondes de 370 nm, 450 nm, 540 nm et 610 nm (contre 430 nm, 530 nm et 560 nm pour l'Homme) (WILLIAMS 2012). Même si l'étourneau n'est pas un Psittacidé, cet exemple illustre le fait que les oiseaux voient certaines couleurs que l'œil humain est incapable de détecter.

Cette vision très élaborée leur sert dans la nature à la localisation de nourriture, mais aussi pendant la période de reproduction lors des parades (et ce particulièrement chez les Psittacidés qui ont un plumage déjà très coloré). Cependant, comme chez les mammifères, la vision des oiseaux varie grandement d'une espèce à l'autre et il serait illusoire d'essayer d'énoncer des généralités.

➤ Examen de l'œil :

La principale difficulté de l'examen ophtalmologique des Psittacidés est la petite taille du globe oculaire et de l'orbite (quelques millimètres à peine) qui limite grandement les actes réalisables par le praticien.

Les bandelettes utilisées pour réaliser le test de Schirmer (évaluation de la production lacrymale) par exemple sont bien trop épaisses pour être utilisées chez les Psittacidés. Elles peuvent donc être coupées en deux dans le sens de la longueur mais il n'existe pas de données indiquant si cela a une influence sur le test ou non (WILLIAMS 2012).

La pression intraoculaire (PIO) peut être mesurée grâce à un tonomètre. Il existe très peu de données bibliographiques concernant les valeurs physiologiques de la PIO chez les Psittacidés. Certaines de ces données sont présentées dans le tableau 16 ci-dessous. S'il le peut, le clinicien peut donc mesurer la PIO des congénères du patient afin d'avoir des valeurs de référence (WILLIAMS 2012).

Tableau 16 : Pression intraoculaire moyenne donnée avec le score de déviation de différentes espèces de Psittacidés (KORBEL, REESE, HEGNER 1998).

Espèce	n	Pression intraoculaire (mmHg)		
		Œil droit	Œil gauche	Moyenne des deux yeux
Aras (<i>Ara</i> sp.)	10	10,6 ± 1,5	9,8 ± 1,8	10,2 ± 1,7
<i>Psittacula</i> sp.	8	13,9 ± 1,6	14,7 ± 1,9	14,3 ± 1,8
Amazones (<i>Amazona</i> sp.)	29	12,5 ± 2,5	12,3 ± 2,4	12,4 ± 2,5
Gris du Gabon (<i>P. erithacus</i>)	9	11,5 ± 2,3	11,4 ± 2,0	11,5 ± 2,1
Divers cacatoès (<i>Cacatua</i> sp.)	14	12,7 ± 2,3	12,4 ± 2,5	12,5 ± 2,4

« n » représente le nombre d'individus ayant participé à l'étude.

Si nécessaire, le vétérinaire peut également réaliser des analyses cytologiques (prélèvements à réaliser à l'aide d'une cytobrosse) ou bactériologiques (grâce à un écouvillon).

Chez les oiseaux ayant les plus gros globes oculaires (rapaces nocturnes notamment), il est possible de réaliser des gonioscopies ou des échographies de l'œil afin d'examiner les structures internes de l'œil (KORBEL, REESE, HEGNER 1998). Malheureusement, la taille de l'orbite des Psittacidés rend cet examen impossible.

C) Procédures fréquentes

D'après notre expérience, il existe des procédures faisant partie intégrante de la médecine des Psittacidés car très souvent réalisées. Certaines sont nécessaires (comme l'anesthésie par exemple) alors que d'autres peuvent s'effectuer à la demande du propriétaire (sexage, taille des rémiges, etc.). Quoiqu'il en soit, un vétérinaire souhaitant développer une activité aviaire se doit de les maîtriser.

1) *Anesthésie et analgésie des Psittacidés*

a- **Anesthésie**

Comme nous allons le voir, l'anesthésie des Psittacidés comporte quelques particularités par rapport à celle des mammifères. De plus, si elle est primordiale pour les chirurgies, elle est aussi beaucoup utilisée pour des procédures courantes qui seraient impossible sans endormir l'oiseau (radiographies, prises de sang, etc.). En effet, ces examens occasionnent alors un grand stress pour le patient qui, en se débattant, rend l'examen impossible ou risque de se blesser. De même, le praticien peut décider d'avoir recours à une sédation ou à une anesthésie rapide dans le cas où le patient tolère très mal la contention physique.

i. Considérations anatomiques et physiologiques et leurs applications pour l'anesthésie des oiseaux

Les oiseaux possèdent quelques particularités anatomiques qui peuvent influencer l'anesthésie, ou en tout cas différer de ce que le praticien connaît de l'anesthésie des mammifères.

➤ Appareil respiratoire :

Quand le bec est fermé, l'air rentre par les narines, rejoint les choanes qui s'ouvrent sur le palais au niveau de la glotte et de l'oropharynx, puis entre dans la trachée. La respiratoire peut également se

faire par le bec, particulièrement lorsque l'oiseau est stressé ou si les voies respiratoires supérieures sont obstruées (rhinolithes dans les narines, sinusite, abcès...) (LONGLEY 2008). Les oiseaux n'ont pas d'épiglotte mais la glotte est facilement visible derrière la langue. Chez les Psittacidés cependant, cette-dernière est très épaisse car très musculieuse et peut donc masquer la glotte quand l'oiseau est vigile. Cependant, une fois celui-ci endormi, il est facile de la déplacer pour accéder à la glotte, ce qui rend l'intubation facile (WEST, HEARD, CAULKETT 2007). Attention, l'absence d'épiglotte implique que le risque de fausse déglutition est augmenté chez l'oiseau par rapport aux mammifères (LONGLEY 2008).

La trachée est en moyenne 2,7 fois plus longue et 1,3 fois plus large que celle des mammifères de même taille, ce qui crée un flux d'air similaire chez ces deux ordres. Néanmoins, contrairement aux mammifères, les anneaux trachéaux des oiseaux sont complets. Ainsi, le vétérinaire doit veiller à ne pas intuber l'oiseau avec une sonde ayant un diamètre trop important au risque de créer d'importantes lésions à la trachée. De même, il est recommandé de ne pas utiliser de sondes endotrachéales avec ballonnet pour intuber les oiseaux (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

L'espace-mort trachéal des oiseaux équivaut environ à 4 fois celui d'un mammifère de taille équivalente. Ceci est compensé par un volume tidal plus large et une fréquence respiratoire plus lente chez les oiseaux en bonne santé. Par exemple, un oiseau de 100g aura une fréquence respiratoire d'en moyenne 60 mouvements par minute, soit le tiers de celle d'un mammifère de poids équivalent. Chez les oiseaux, le taux de ventilation pulmonaire à la minute est donc en moyenne 1,5 à 1,9 fois supérieur à celle d'un mammifère. Ainsi, la dépression respiratoire engendrée par une anesthésie augmente cet espace mort ce qui peut engendrer une insuffisance ventilatoire et donc une hypoxie (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

La syrinx est l'organe produisant sons et parole chez les oiseaux et particulièrement chez les Psittacidés. Elle correspond à deux bandes musculaires et cartilagineuses situées de part et d'autre de la jonction trachée-bronchique (LONGLEY 2008).

Contrairement aux mammifères, les compartiments ventilatoires et d'échanges gazeux sont complètement séparés chez les oiseaux. En effet, en plus des voies aérifères (trachée, bronches...), des muscles et du squelette thoracique, les oiseaux possèdent des sacs aériens constituant le compartiment ventilatoire et permettant la circulation de l'air (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

Il existe quatre paires de sacs aériens (cervicaux, thoraciques crâniens, thoraciques caudaux et abdominaux) ainsi qu'un sac simple (inter-claviculaire) qui s'étend le long de la cavité coelomique. De ces sacs partent des diverticules qui rejoignent les côtes, le sternum, l'humérus, le pelvis, le fémur, les vertèbres cervicales et quelques vertèbres thoraciques. Le clinicien doit donc garder en permanence à l'esprit que ces structures sont en relation directe avec les voies respiratoires. Par exemple, une fracture de l'humérus a un pronostic beaucoup plus sombre qu'une fracture similaire du radius. En effet, elle peut constituer une voie d'entrée de germes et de fluides (sang, liquides de rinçage utilisés lors d'une éventuelle chirurgie reconstructive, etc.) qui peuvent très rapidement atteindre l'arbre respiratoire et devenir fatals pour l'animal (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

La paroi des sacs aériens est très peu vascularisée et ne participe donc pas ou peu (moins de 5%) aux échanges gazeux (LONGLEY 2008). Les sacs correspondent donc à un soufflet mécanique servant à créer le flux tidal et donc à ventiler les poumons en créant un double circuit respiratoire (JONES, EFFMANN, SCHMIDT-NIELSEN 1981). Comme le montre la figure 77, ce dernier permet un flux d'air frais continu et unidirectionnel dans les poumons. En effet, 50% de l'air inhalé à la première inspiration rejoint les sacs aériens caudaux (LONGLEY 2008). A la première expiration, il file jusqu'au poumon où se font les échanges gazeux. La deuxième inspiration permet le début d'un autre cycle et propulse cet air vers les sacs aériens crâniaux. A la deuxième expiration, cet air est complètement expulsé via la trachée (WEST, HEARD, CAULKETT 2007). Les 50% restants de l'air inhalés initialement rejoignent immédiatement les poumons où ils participent directement aux échanges gazeux (LONGLEY 2008). Ainsi, deux cycles complets d'inspiration/expiration sont nécessaires pour expulser complètement le gaz inhalé. Les échanges gazeux sont donc plus importants que chez les mammifères où ils n'ont lieu qu'en fin d'inspiration (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

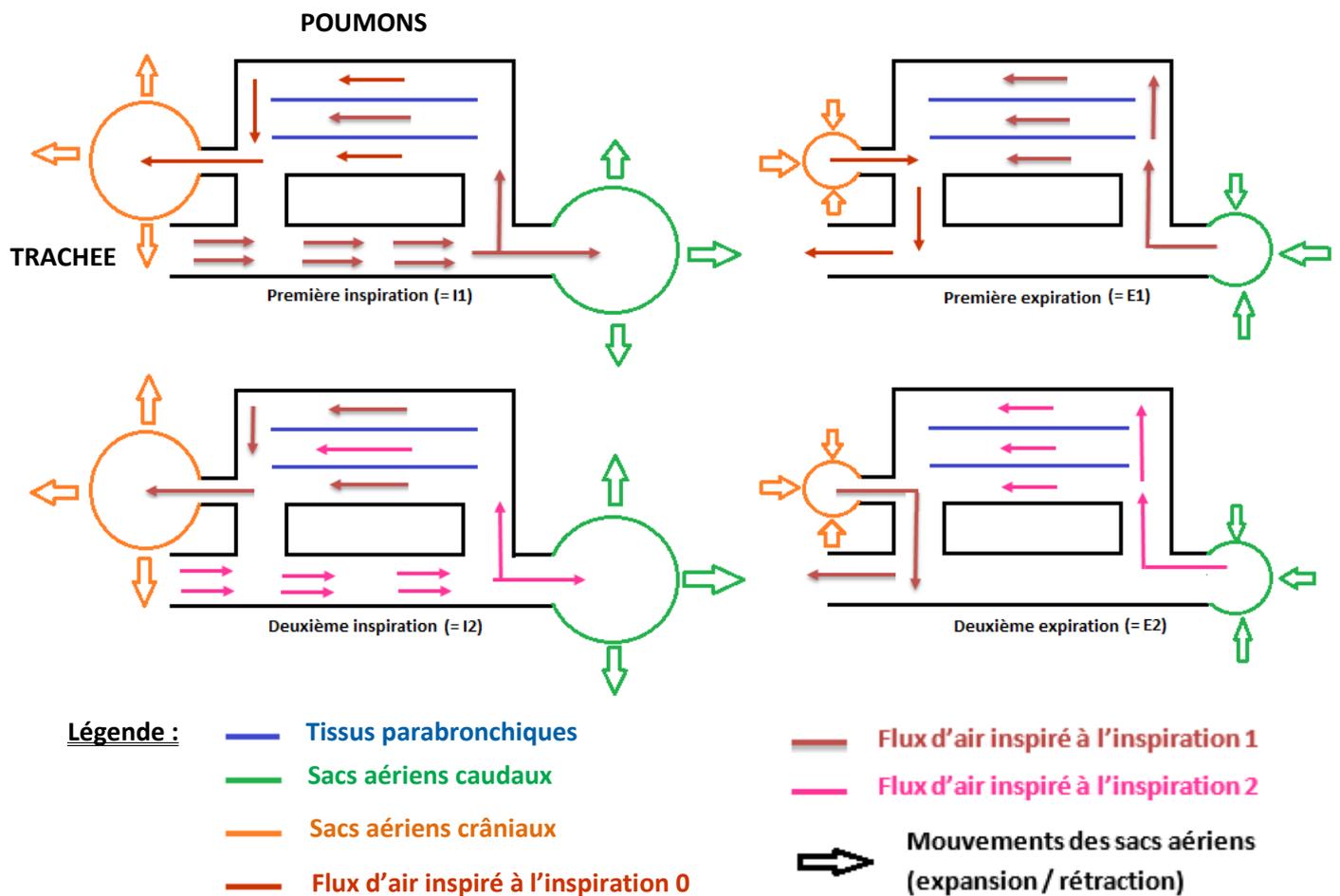


Figure 77 : Représentation schématique du double cycle respiratoire des oiseaux (réalisation personnelle d'après (WEST, HEARD, CAULKETT 2007) et (JONES, EFFMANN, SCHMIDT-NIELSEN 1981)).

On observe qu'un flux d'air unidirectionnel est constamment présent dans les poumons où se font les échanges gazeux avec le sang.

De plus, la présence de sacs aériens peut être d'une grande aide au le vétérinaire : un oiseau présentant des difficultés respiratoires importantes causées par une obstruction des voies aériennes supérieures peut ventiler correctement si on canule un sac aérien caudal (thoracique caudal ou abdominal) avec l'extérieur (WEST, HEARD, CAULKETT 2007). De même, si le praticien doit intervenir au niveau de la trachée ou de la cavité buccale, il peut canuler un de ces sacs aériens et y faire alors passer le gaz anesthésique : il pourra donc travailler sans être gêné par une sonde endotrachéale (LONGLEY 2008). La procédure pour canuler un sac aérien sera expliquée dans la partie II-C.

Si on les compare à ceux de mammifères de même taille, les poumons des oiseaux sont plus petits en taille. Néanmoins, la surface d'échanges est plus importante chez les oiseaux grâce notamment à une circulation capillaire plus dense et à une barrière entre le sang et les alvéoles plus fine (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

Les poumons des oiseaux sont fermement attachés aux côtes et à la colonne vertébrale et s'attachent caudalement aux surrénales et au pôle crânial des reins. Il en résulte qu'ils ne peuvent pas se dilater en fonction du flux d'air : ce sont les sacs aériens qui varieront de volume (LIERZ, KORBEL 2012). Les poumons parabronchiques constituent les sites privilégiés d'échanges gazeux et sont constitués de deux types de tissus s'organisant en capillaires aériques dont le diamètre est trois fois plus petit que celui des alvéoles des mammifères (LONGLEY 2008) :

- Tissu parabronchique paléo-pulmonaire : constituant un réseau de capillaires aériques parallèles les uns aux autres et où le flux d'air est unidirectionnel.
- Tissu parabronchique néo-pulmonaire (20 à 25% des tissus parabronchiques chez les Psittacidés) : capillaires aériques formant des impasses raccordées de manière anarchiques au tissu paléo-pulmonaire et comportant un flux d'air bidirectionnel.

Chez les oiseaux, il n'y a pas de diaphragme séparant les cavités thoraciques et abdominales (appelées ainsi par analogie avec les mammifères, même si la cavité corporelle de l'oiseau est nommée cavité cœlomique). Les mouvements respiratoires (expiration comprise) sont donc rendus possibles par les mouvements actifs du sternum et des côtes, et ce grâce aux muscles cervicaux, thoraciques, intercostaux et abdominaux (LONGLEY 2008). Ainsi, il est primordial de ne pas trop serrer une contention physique au risque d'étouffer l'oiseau. De même, certains auteurs évoquent la possibilité que le décubitus dorsal augmente les risques d'hypoventilation à cause de la compression exercée par les viscères sur les sacs aériens. Cette position est donc à limiter le plus possible si la procédure le permet (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

Malgré la circulation d'air continue dans les poumons et la présence d'une réserve d'air dans les sacs aériens, la capacité résiduelle fonctionnelle (volume d'air restant dans les poumons à la fin d'une expiration) est faible chez les oiseaux (10% du volume inspiratoire environ) (LONGLEY 2008). En cas d'apnée, la PaO_2 (= pression artérielle en O_2) chute donc rapidement. Ainsi, toute apnée (même courte) doit être traitée chez les oiseaux (ventilation assistée, etc.) (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

De même, la $PaCO_2$ (= pression artérielle en CO_2) est physiologiquement plus basse chez les oiseaux que chez les mammifères. Les oiseaux sont donc plus sensibles aux hypercapnies. Le clinicien doit donc assurer un flux d'air plus important pour ces derniers au cours d'une anesthésie, soit environ 800 mL/min/kg (LONGLEY 2008).

Le contrôle nerveux de la respiration est à la fois central (*medulla oblongata*) et périphérique (rachis) mais également via des chimiorécepteurs périphériques (notamment carotidiens et pulmonaires) sensibles aux variations de la PCO₂ (= pression partielle en CO₂), et ce de manière similaire aux mammifères (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

➤ Appareil cardio-vasculaire :

L'appareil cardio-vasculaire des oiseaux est adapté aux demandes métaboliques importantes liées au vol : le cœur est plus volumineux, la résistance vasculaire périphérique est diminuée, le débit cardiaque est plus élevé et le volume d'éjection systolique est plus important que chez les mammifères de même poids (LONGLEY 2008). Comme on a pu le voir, la fréquence cardiaque au repos varie d'une espèce à l'autre et évolue en moyenne entre 120 et 800 battements par minute (= bpm). Elle est donc très difficile à monitorer (même avec des électrocardiographes qui ne montent souvent pas au-delà de 250 bpm) (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

Le cœur est composé de quatre cavités (2 oreillettes et 2 ventricules) et repose ventralement dans la cavité thoracique proche du sternum. Il est en contact caudalement avec les lobes du foie. Le péricarde s'attache dorsalement au sternum et contient physiologiquement une petite quantité de liquide péricardique (LONGLEY 2008).

L'organisation du myocarde et des structures nerveuses permet de maintenir un rythme aussi soutenu. Par exemple, les fibres de Purkinje du myocarde pénètrent complètement dans le myocarde ventriculaire jusqu'à l'endocarde ce qui facilite la synchronisation des battements auriculaires et ventriculaires (WEST, HEARD, CAULKETT 2007). De plus, des catécholamines endogènes sont libérées en cas de stress ou de douleur, permettant une augmentation très rapide de la fréquence cardiaque. Le clinicien doit donc veiller à gérer convenablement l'analgésie pour limiter le risque d'apparition d'arythmies induites par les catécholamines (WEST, HEARD, CAULKETT 2007). De même, il doit être vigilant lors de l'utilisation d'anesthésiques volatiles qui sensibilisent le myocarde aux effets des catécholamines (LONGLEY 2008).

Enfin, il existe chez les oiseaux un système porte rénal. En effet, des fibres musculaires lisses forment une valve à l'intérieur de la veine iliaque externe à sa jonction avec la veine rénale efférente. Cette valve est contrôlée par des stimulations cholinergiques et adrénérgiques (WEST, HEARD, CAULKETT 2007) :

- La libération d'épinéphrine entraîne un relâchement de la valve ce qui permet donc le passage du sang dans la circulation systémique.
- L'acétylcholine quant à elle engendre une contraction de la valve. Le sang issu du drainage des pattes perfuse alors les tubulures rénales.

L'importance clinique de ce système porte est encore débattue chez les oiseaux. Dans le doute, il est conseillé de réaliser les injections à l'avant de l'animal (crânialement aux reins), en particulier si les molécules utilisées sont néphrotoxiques (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

La pression artérielle des oiseaux est maintenue à une valeur physiologiquement plus haute que chez les mammifères. Il en découle que le risque d'hémorragie, d'arrêt cardiaque et de rupture artérielle est plus élevé chez les oiseaux, particulièrement en situation de stress (consultation, contention physique, etc.) (LONGLEY 2008).

➤ Thermorégulation :

Les pertes thermiques d'un oiseau se font par (WEST, HEARD, CAULKETT 2007) :

- Radiation : les oiseaux ont une grande surface corporelle par rapport à leur masse, en particulier ceux de petite taille.
- Evaporation : principalement au niveau de l'arbre respiratoire (qui a une surface très importante en raison de la présence de sacs aériens) mais aussi de la surface de la peau et des ouvertures (plaie, zone chirurgicale...).
- Conduction : via le contact de l'oiseau avec la table par exemple.
- Convection : autour du corps de l'animal.

On rappelle que la température physiologique des Psittacidés est comprise entre 41 et 43°C en fonction de l'espèce. Une hypothermie a des effets délétères sur la respiration (bradypnée, diminution du volume tidal...) mais aussi sur le métabolisme des agents anesthésiques ce qui aura pour effet de prolonger le réveil (WEST, HEARD, CAULKETT 2007). Le clinicien doit donc veiller à mettre en place des sources de chaleur (tapis chauffant, bouillottes, etc.) au cours de chaque anesthésie, même de courte durée.

Attention néanmoins aux risques de brûlures par contact (la peau des oiseaux est très fine et donc très sensible) et d'hyperthermie. En effet, les oiseaux tolèrent très mal une trop forte augmentation de leur température corporelle qui peut leur être fatale si elle dépasse les 46°C (LONGLEY 2008).

Enfin, le plumage est une partie fondamentale de la thermorégulation des oiseaux. Toute atteinte de ce dernier (picage, arrachage de plumes le long d'un site chirurgical, etc.) peut donc entraîner une grande difficulté pour le patient à contrôler sa température corporelle (LONGLEY 2008). Ainsi, le praticien doit veiller à ne pas trop mouiller les plumes de l'oiseau lors de rinçages ou de la préparation chirurgicale de la peau (nettoyages...).

ii. Examen pré-anesthésique

L'examen pré-anesthésique du patient est primordial pour pouvoir anticiper d'éventuelles difficultés au cours de l'anesthésie. Dans la plupart des cas, l'examen clinique (à condition qu'il soit complet) suffit puisqu'il permet de mettre en évidence l'existence ou non de certains. Par exemple, une difficulté respiratoire peut être repérée au cours de l'examen à distance ou pendant une contention physique (dyspnée, tachypnée, etc.). Le vétérinaire doit donc rechercher tous les symptômes évoquant des maladies qui risqueraient d'altérer la sûreté de l'anesthésie (insuffisance cardiaque ou respiratoire, maladies rénales ou hépatique influençant la métabolisation des anesthésiques, organomégalie ou rétention d'œuf pouvant causer une compression des sacs aériens, etc.) (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

L'anesthésie a des effets hypotenseurs et amplifie les troubles de perfusion périphérique. Ainsi, l'état d'hydratation de l'oiseau doit être vérifié avant chaque anesthésie. En cas de signes de déshydratation (assèchement des muqueuses cloacale et oculaires, perte d'élasticité de la peau, enfoncement des globes oculaires ou encore temps de recoloration de la veine ulnaire médiane supérieure à 1 seconde après compression...), celle-ci doit être prise en charge et de préférence corrigée avant une anesthésie (cf. partie II-D-3) (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

Si c'est possible, il est recommandé de réaliser une numération et une formule sanguine, un hémocrite ainsi qu'une biochimie (protéines totales, glycémie, acide urique, Aspartate aminotransférase = ASAT, calcium, phosphore et créatinine kinase) avant une procédure nécessitant une longue anesthésie, et ce afin de corriger d'éventuels désordres (GUNKEL, LAFORTUNE 2005).

Par exemple, un oiseau anémié aura des difficultés à maintenir sa PaO₂. Auquel cas, il est recommandé de repousser l'intervention si possible, voire de transfuser l'oiseau si besoin (cf. partie II-D-4) (WEST, HEARD, CAULKETT 2007). De même, une hypoglycémie (≤ 200 mg/dL) doit être corrigée avant l'anesthésie (par administration intraveineuse de glucose ou de dextrose par exemple) et la glycémie doit être correctement monitorée au cours de l'intervention (LONGLEY 2008).

Chez les Psittacidés, la malnutrition et la sédentarité sont deux des principaux facteurs de risques à l'anesthésie puisqu'ils favorisent les désordres hépatiques et rénaux mais aussi la surcharge pondérale et tous les troubles qui en découlent (athérosclérose, insuffisance cardiaque, etc.) (LONGLEY 2008).

En fonction de l'état clinique du patient, le risque anesthésique augmente. Dans certains cas, réaliser une anesthésie en vue d'une intervention revient à prendre autant de risques pour la vie de l'animal que de ne pas pratiquer cette dernière. Le propriétaire doit donc être informé des risques encourus à chaque étape et doit pouvoir donner son consentement éclairé pour chaque acte (LONGLEY 2008). D'après notre expérience, même l'anesthésie d'un oiseau en bonne santé peut se solder par la mort de l'animal ce qui peut être très difficile à vivre, tant pour le praticien que pour le propriétaire.

iii. Jeûne

La mise à jeun d'un oiseau avant une anesthésie permet de limiter le risque de régurgitations et donc de fausse déglutition. De plus, le jeûne permet de limiter le poids que peuvent exercer les organes digestifs sur les sacs aériens, particulièrement quand l'oiseau est en décubitus (LIERZ, KORBEL 2012). Néanmoins, celui-ci ne doit pas être trop long pour ne pas risquer une hypoglycémie qui pourrait être toute aussi dangereuse pour le patient.

Pour les Psittacidés de moyenne et grande taille (poids supérieur à 200 grammes), il est conseillé de ne pas dépasser 2 à 4 heures de jeûne (WEST, HEARD, CAULKETT 2007). Par contre, les oiseaux de moins de 200 grammes ne doivent pas être mis à jeun car ils ont un métabolisme trop élevé et trop peu de réserves en glycogène (GUNKEL, LAFORTUNE 2005).

Si une anesthésie doit impérativement être réalisée alors que le jabot est plein, il est possible de le siphonner par lavages et aspirations pour limiter les risques de régurgitations (WEST, HEARD, CAULKETT 2007). Néanmoins, cette procédure est extrêmement stressante pour l'oiseau vigile et doit donc être réalisée avec précaution. Pour cela, il faut sonder l'œsophage jusqu'au jabot (utiliser une sonde métallique chez les perroquets) et le rincer avec du NaCl tiédi en aspirant le contenu et en massant le jabot avec douceur. Il est recommandé de ne pas réaliser cette procédure seul et d'avoir une aide qui se charge de la contention du patient.

Si la vidange du jabot n'est pas possible et afin d'éviter les régurgitations, il est conseillé de (LIERZ, KORBEL 2012) :

- Intuber l'oiseau.
- Bloquer le pharynx avec une compresse.
- Maintenir la tête du patient en hauteur par rapport à son corps jusqu'au réveil complet.

iv. Choix du protocole

➤ Anesthésie gazeuse :

Chez les oiseaux, l'utilisation d'anesthésiques volatiles est privilégiée par rapport à une anesthésie fixe (LIERZ, KORBEL 2012). En effet, ceux-ci permettent une induction et un réveil rapides ainsi que des ajustements quasi instantanés de la profondeur de l'anesthésie. De plus, ils ont une toxicité limitée pour les organes (même si dose-dépendante) et peu d'effets déresseurs cardio-respiratoires comparés aux anesthésiques injectables (GUNKEL, LAFORTUNE 2005). Cependant, ils n'ont aucune valence analgésique (MACHIN 2005).

La concentration minimale anesthésique (= MAC pour *minimum anesthetic concentration*) des anesthésiques volatiles est similaire à celle des carnivores domestiques. Les effets déresseurs cardio-respiratoires des agents volatiles sont dose-dépendant et la dépression respiratoire semble plus marquée chez les oiseaux que chez les mammifères, entraînant une bradypnée, voire des apnées. Ceci est lié au fait que les mouvements respiratoires des oiseaux dépendent grandement des muscles thoraciques qui se relâchent sous les effets de l'anesthésie, entraînant ainsi une augmentation du volume tidal et une diminution de l'élimination du CO₂ sanguin. La concentration en anesthésiques à laquelle les apnées apparaissent est nommée l'index anesthésique (= IA). Chez les oiseaux, l'IA et la MAC sont très proches ce qui rend toute anesthésie risquée et justifie donc un monitoring strict (GUNKEL, LAFORTUNE 2005).

L'isoflurane et le sévoflurane sont les deux gaz les plus utilisés en anesthésie aviaire. En effet, ils sont moins déresseurs pour les centres cardiaque et respiratoires, nécessitent moins de métabolisations que les autres agents anesthésiques et permettent une induction et un réveil plus rapides. Par exemple, l'halothane cause plus d'hypothermies, d'hypercapnies et d'arythmies cardiaques que l'isoflurane (WEST, HEARD, CAULKETT 2007). Le sévoflurane semble être le gaz anesthésique le plus sécuritaire mais son prix fait qu'il est encore peu utilisé en clinique (GUNKEL, LAFORTUNE 2005).

Le principal inconvénient de l'anesthésie volatile chez l'oiseau est l'hypothermie en raison de la surface importante des voies respiratoires et de la faible température des gaz anesthésiques (LIERZ, KORBEL 2012). De plus, ils entraînent un coût important de l'anesthésie par rapport aux injectables et impliquent l'utilisation d'un système d'évacuation des gaz toxiques pour le manipulateur et l'environnement (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

L'anesthésie gazeuse reste le protocole de référence pour les oiseaux, en particulier pour les procédures très rapides (prise de sang, etc.) où on parle alors d'anesthésie « flash ».

➤ Anesthésie fixe :

Les agents injectables sont utilisables lorsque les conditions ne permettent pas l'utilisation des anesthésiques volatiles (matériel non disponible ou trop onéreux par exemple). Néanmoins, l'anesthésie fixe comporte plus d'inconvénients que de bénéfices chez l'oiseau et notamment : dépression cardio-vasculaire dose-dépendante, importantes différences de réponse aux molécules en fonction des espèces et des individus, difficulté voire impossibilité de réversion et d'ajustement rapide de la profondeur de l'anesthésie, biotransformations rénales et/ou hépatiques, réveil long et faible marge de sécurité (GUNKEL, LAFORTUNE 2005). De plus, la liposolubilité de certaines molécules implique un relargage parfois rapide et donc un risque d'overdose (LIERZ, KORBEL 2012).

Les molécules principalement utilisées chez les oiseaux sont le propofol (MANS 2014), la kétamine et des combinaisons à base de kétamine (BERTHIER et al. 1996). L'alphaxolone ou le mélange tilétamine/zolazépam semblent avoir peu d'effets chez les oiseaux (GUNKEL, LAFORTUNE 2005). Les posologies utilisables chez les Psittacidés sont indiquées dans les tableaux 17 et 18.

Tableau 17 : Différentes molécules et leurs posologies utilisables chez les Psittacides en anesthésie fixe (partie 1/2) (réalisation personnelle d'après (WEST, HEARD, CAULKETT 2007) ; (LONGLLEY 2008) ; (MANS 2014) ; (GUNKEL, LAFORTUNE 2005) ; (LIERZ, KORBEL 2012) ; (BERTHIER et al. 1996) et (CARPENTER, MARION 2013)).

Molécule	Dosage (mg/kg)	Voie d'administration	Indications	Commentaires				
Atipamézole	0,25-0,5	IM	Réverse la médétomidine					
	0,2-2,0	IM, IV	Prémédication, anticonvulsivant, stimulant de l'appétit	IM : peut causer une irritation musculaire et l'absorption peut être retardée ; peut être réversé par du flumazénil ; IV peut causer une excitation + tachycardie et tachypnée				
0,25-0,5								
Diazépam	2,5-4,0	PO	Sédation					
	0,02-0,1	IM, IV	Réverse les benzodiazépines					
Flumazénil	0,13-0,15	IN	Perruches à collier	Diviser les doses dans chaque narine et administrer lentement				
Kétamine	20-50	SC, IM, IV	Tranquillisation pendant 30-60 minutes	Souvent combiné avec une alpha2adrénergique ou une benzodiazépine pour optimiser la relaxation et profondeur de l'anesthésie				
					50-100	IM	Petites espèces ; Induction de l'anesthésie	Non recommandé seul car mauvaise relaxation musculaire, contractions myocloniques, opisthotonos et réveils violents
							5-30 (K) / 0,5-2,0 (D)	SC, IM, IV
Kétamine / Diazépam	5-30 (K) / 0,5-2,0 (D)	SC, IM, IV	Induction de l'anesthésie	Les grands oiseaux ont tendance à avoir un réveil plus long				
Kétamine / Midazolam	10-40 (K) / 0,2-2,0 (M)	SC, IM	Induction et maintenance de l'anesthésie	Faible valence analgésique				
Kétamine / Xylazine	2,5-5,0 (K) / 0,25-0,5 (X)	SC, IM	Induction et maintenance de l'anesthésie	Donner la kétamine 5-16 minutes après le diazépam pour une relaxation musculaire adéquate				
Kétamine / Médétomidine	2-5 (K) / 0,05-0,1 (M)	IV, IM	Induction et maintenance de l'anesthésie pour interventions courtes	Meilleure relaxation qu'avec kétamine seule				
				Dépression cardiaque et réveil violents donc à éviter				
				La médétomidine peut être réversée par l'atipamézole				

Abréviations : IM = intramusculaire ; IV = intraveineux ; IN = intra-nasal ; SC = sous-cutané.

Tableau 18 : Différentes molécules et leurs posologies utilisables chez les Psittacidés en anesthésie fixe (partie 2/2) (réalisation personnelle d'après (WEST, HEARD, CAULKETT 2007) ; (LONGLEY 2008); (MANS 2014) ; (GUNKEL, LAFORTUNE 2005); (LIERZ, KORBEL 2012); (BERTHIER et al. 1996)et (CARPENTER, MARION 2013)).

Molécule	Dosage (mg/kg)	Voie d'administration	Indications	Commentaires
Médétomidine	0,1-0,35	IM		0,08-2 mg/kg IM associé à sédation insuffisante chez amazone à front jaune
				Dépression respiratoire profonde possible
Midazolam	0,1-0,5 0,05-0,15	IM, IV	Plupart des espèces : prémédication, sédation, stimulant de l'appétit	Doses beaucoup plus fortes nécessaires chez certaines espèces d'oiseau comparé aux mammifères
				Chez les grands Aras parfois cause régurgitation pour les doses supérieures à 0,3-0,5 mg/kg IM
				Pas d'irritation musculaire par injection IM Réverser avec du Flumazénil Premiers effets vus entre 5 à 15 minutes après l'IM Sédation profonde à plus fortes doses
Propofol	7,3-8,0 5-15	IN IV	Canaries, perruches à collier Induction et maintenance de l'anesthésie	Diviser la dose dans chaque narine et administrer lentement ; Décubitus dorsal obtenu pendant environ 15 minutes ; Doser à l'effet. Dépression respiratoire donc intubation nécessaire
Tilétamine/Zolazépan	10-30	IM	Sédation ou anesthésies prolongées	Réveils longs et difficiles
Xylazine	1,0-10,0	IM, IV	Tranquillisation	Effets adverses si utilisée seule : excitation, convulsion, bradycardie, arythmie, bradypnée, hypoxie, voire mort
				La sédation est souvent suffisante pour des doses inférieures à 4 mg/kg
Yohimbine	0,1-1 0,1-1,0	IV IM	Réverse la Xylazine	Il n'est pas recommandé de l'utiliser seul

Abréviations : IM = intramusculaire ; IV = intraveineux ; IN = intra-nasal.

➤ Anesthésie locale :

Celle-ci est très peu utilisée chez les oiseaux pour trois raisons principales (WEST, HEARD, CAULKETT 2007):

- Peu de données bibliographiques sont disponibles.
- Même si l'analgésie peut être suffisante pour certaines procédures, le stress de la contention est tel qu'il entraîne plus de risques pour le patient qu'une anesthésie générale. Il y a donc peu d'intérêts à réaliser une anesthésie locale chez les oiseaux.
- Enfin, les oiseaux sont plus sensibles aux effets délétères des anesthésiques locaux et les effets toxiques de ces-derniers sont observés à des posologies bien plus faibles que chez les carnivores domestiques. Ces effets incluent : crises convulsives, dépression, somnolence, trémulations musculaires, vomissements, hypotension, arythmies, ataxie, voire arrêt cardiaque et mort.

v. Matériel nécessaire à l'anesthésie d'un Psittacidé

Afin de réaliser une anesthésie dans les meilleures conditions, il est conseillé d'avoir à disposition (DEGERNES 2008) :

- Un appareil à anesthésie gazeuse contenant une cuve à isoflurane ou sévoflurane et monté en système non-réinspirant. Les ballons de 0,5L à 1L suffisent pour les Psittacidés.
- Des masques de différentes formes et de différentes tailles dont l'ouverture est ajustée aux oiseaux grâce à du latex ou des bandes autocollantes (Vetrap...).
- Sondes endotrachéales sans ballonnets et de différentes tailles et de la bande adhésive pour la fixer.
- Des canules de sacs aériens.
- Ventilateurs mécaniques adaptés à la taille des patients (il en existe pour des patients aussi petits que les Callopsittes par exemple).
- Du matériel de *monitoring* : stéthoscope (éventuellement œsophagien), thermomètre (de préférence œsophagien), Doppler, électrocardiographe, capnographe, oxymètre de pouls, etc.
- De quoi réchauffer l'animal : des tapis chauffants, des lampes, des bouillottes, etc.
- Des boîtes à induction de différentes tailles et de préférence avec un système d'évacuation des gaz anesthésiques dans un compartiment prévu à cet effet.

vi. Procédure anesthésique

➤ Induction :

Il est recommandé d'induire l'anesthésie en utilisant des agents volatils, soit en plaçant le patient dans une boîte à induction, soit directement au masque (pour les plus gros oiseaux notamment, cf. figure 78). Dans tous les cas, il faut adapter la taille de la boîte ou du masque à celle de l'oiseau en essayant de prendre le plus petit possible (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

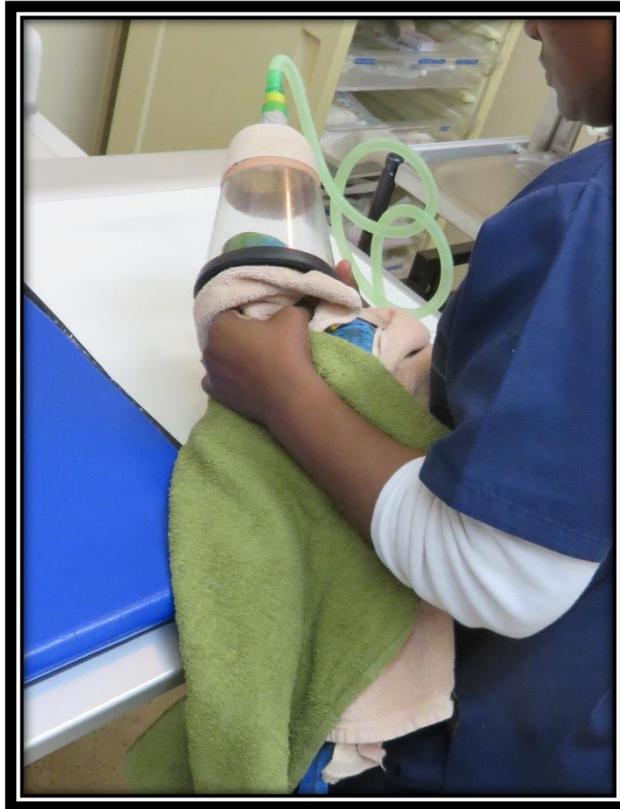


Figure 78 : Induction au masque sur un Ara bleu et jaune (*Ara ararauna*) (Image : P. GRENTZINGER).

Ici, la main gauche du manipulateur maintient le cou et le corps de l'oiseau dans un linge tandis que la main droite maintient le masque anesthésique sur la tête de l'oiseau. On remarque également qu'un linge sert à colmater l'ouverture du masque autour du cou du patient afin de limiter les fuites.

L'utilisation d'une boîte à induction permet de limiter les pertes en gaz ainsi que l'exposition du manipulateur aux agents volatils (sauf lors de l'ouverture de la boîte pour récupérer l'animal). De plus, elle permet une induction plus rapide qu'au masque puisque l'oiseau n'est pas stimulé par la contention physique (d'autant plus qu'il est possible de couvrir la boîte avec un linge si l'oiseau est trop stressé). Cependant, elle limite également le *monitoring* de l'oiseau et peut constituer un risque de blessures pour ce-dernier s'il se débat (fractures des ailes notamment) (GUNKEL, LAFORTUNE 2005).

La forme particulière du bec des Psittacidés oblige souvent le vétérinaire à fabriquer lui-même ses masques anesthésiques pour s'adapter au mieux à la morphologie du patient et à la position des narines. Dans la plupart des cas, des bouteilles en plastiques de différentes tailles peuvent être utilisées. Pour faciliter l'induction, la tête entière de l'oiseau doit être placée dans le masque (LIERZ, KORBEL 2012). Les fuites peuvent ensuite être colmatées avec une bande autocollante (latex, Vetrap, etc.).

Le flux d'air doit être réglé en fonction de la taille de la boîte utilisée pour avoir une concentration en agents anesthésiques optimale : compter 0,5 L/min pour une boîte de 1L à 15 L/min pour une boîte de 60L) (WEST, HEARD, CAULKETT 2007). Pour le masque, il faut s'adapter à la taille et au poids de l'oiseau comme vu plus haut.

Avant d'ajouter le gaz anesthésique, il est primordial de réaliser une pré-oxygénation pendant 5 à 10 minutes (LIERZ, KORBEL 2012). Celle-ci permet de créer un réservoir de dioxygène 4 à 5 fois supérieur à la normal au sein des sacs aériens (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

Une fois cette pré-oxygénation réalisée, le clinicien peut ajouter l'agent anesthésique volatil, d'abord à 5% puis en diminuant progressivement autour de 2 à 3% jusqu'à l'induction complète (quelques minutes environ). Un oiseau induit en boîte à induction peut être récupéré une fois qu'il n'a plus le réflexe de se redresser. Cela permet de le monitorer tout en finissant l'induction au masque (cf. figure 79).



Figure 79 : Fin d'induction au masque sur un Gris du Gabon (*P. erithacus*) (Image : P. GRENTZINGER).

Ici, on observe que le patient est directement placé sur un tapis chauffant dès l'induction. On remarque aussi que le masque anesthésique est ajusté avec une bande autocollante bleue.

➤ Pré-médication :

La pré-médication n'est pas utilisée en routine chez les oiseaux pour limiter au maximum la contention physique ou les manipulations qui pourraient être stressantes pour le patient (GUNKEL, LAFORTUNE 2005). Néanmoins, elle peut avoir un intérêt pour sédativer les oiseaux trop anxieux ainsi que pour limiter la quantité d'agents anesthésiques à utiliser.

Remarque : Attention à l'utilisation des agents parasympholytiques qui augmentent la viscosité des sécrétions buccales et trachéo-bronchiques et donc les risques d'occlusions des voies respiratoires (LIERZ, KORBEL 2012).

Les molécules utilisables sont présentées dans le tableau 19 ci-dessous :

Tableau 19 : Présentation des molécules disponibles pour la pré-médication des oiseaux (réalisation personnelle d'après (GUNKEL, LAFORTUNE 2005) ; (LIERZ, KORBEL 2012) ; (WEST, HEARD, CAULKETT 2007) et (CARPENTER, MARION 2013).

Famille	Molécule	Posologie (mg/kg)	Voie d'administration	Commentaires
Agents parasympatholytiques	Atropine	0,02 - 0,08	IM	Recommandé uniquement en cas d'antécédents de brady-arythmies Utilisation en routine contestée
		0,01 - 0,02	IV	Cause une augmentation de la viscosité des sécrétions trachéo-bronchiques et donc des risques d'obstructions des voies aériennes
	Glycopyrrolate	0,01 - 0,02	IM, IV	Recommandé uniquement en cas d'antécédents de brady-arythmies Utilisation en routine contestée
				Cause une augmentation de la viscosité des sécrétions trachéo-bronchiques et donc des risques d'obstructions des voies aériennes
Sédatifs et tranquillisants	Butorphanol	0,5 - 1,0	IM	Peut causer une forte dépression respiratoire
	Butorphanol + Kétamine + Médétomidine	1,0 (B) 3,0 (K) 0,04 (M)	IM	Améliore la ventilation et diminue la quantité d'agents volatils nécessaires à la maintenance
	Diazépam	0,2 - 1,0	IM, IV	Privilégier l'injection en IV Peut être réversé avec du Flumazénil (0,1 mg/kg IM)
	Midazolam	0,8 - 3,0	IM	Peut être réversé avec du Flumazénil (0,1 mg/kg IM) Préféré au Diazépam pour les injections IM

Abréviations : IM = intramusculaire ; IV = intraveineux.

➤ Intubation et maintenance :

Il est déconseillé de maintenir l'anesthésie d'un oiseau au masque pour limiter les fuites de gaz vers l'environnement mais aussi éviter d'introduire du gaz dans le tractus digestif du patient (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

L'intubation permet à la fois de protéger les voies aériennes en cas de fausse déglutition, mais également de ventiler l'oiseau en cas d'arrêt respiratoire. Chez les oiseaux, l'arrêt cardiaque suit très rapidement l'arrêt respiratoire. Auquel cas, le pronostic vital s'améliore si l'oiseau est déjà intubé. Enfin, la présence d'une sonde endotrachéale permet l'utilisation d'un capnographe (GUNKEL, LAFORTUNE 2005).

Pour l'intubation, il faut délicatement étendre le cou, ouvrir le bec puis sortir la langue pour pouvoir apercevoir la glotte. Une sonde endotrachéale sans ballonnet peut alors être mise en place (GUNKEL, LAFORTUNE 2005) (cf. figure 80). Comme dit précédemment, il faut veiller à ne pas choisir un trop gros diamètre de sonde pour ne pas risquer de léser la trachée. Pour les tout petits Psittacidés, il est possible d'utiliser des embouts de cathéters ou des sondes urinaires pour chats, à condition que le bout ne soit pas contendant (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

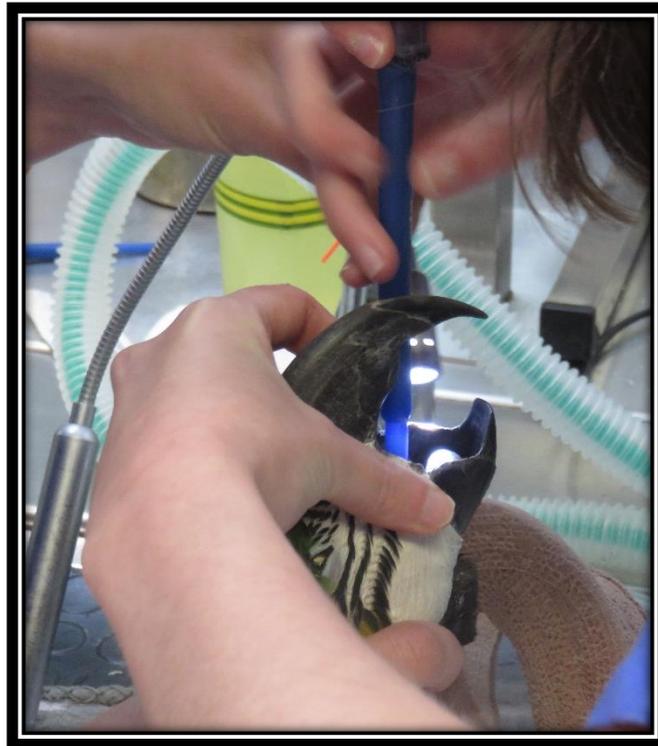


Figure 80 : Intubation d'un Ara bleu et jaune (Ara ararauna) (Image : P. GRENTZINGER).

On remarque ici que l'intubation d'un Psittacidé peut être facilitée si une seconde personne tient la tête et le bec de l'oiseau.

La sonde ne doit pas être enfoncée de plus de 2cm dans la trachée. Une fois en place, elle doit donc être convenablement fixée au bec par une bande adhésive pour ne pas risquer qu'elle ressorte (cf. figure 81) (DEGERNES 2008).



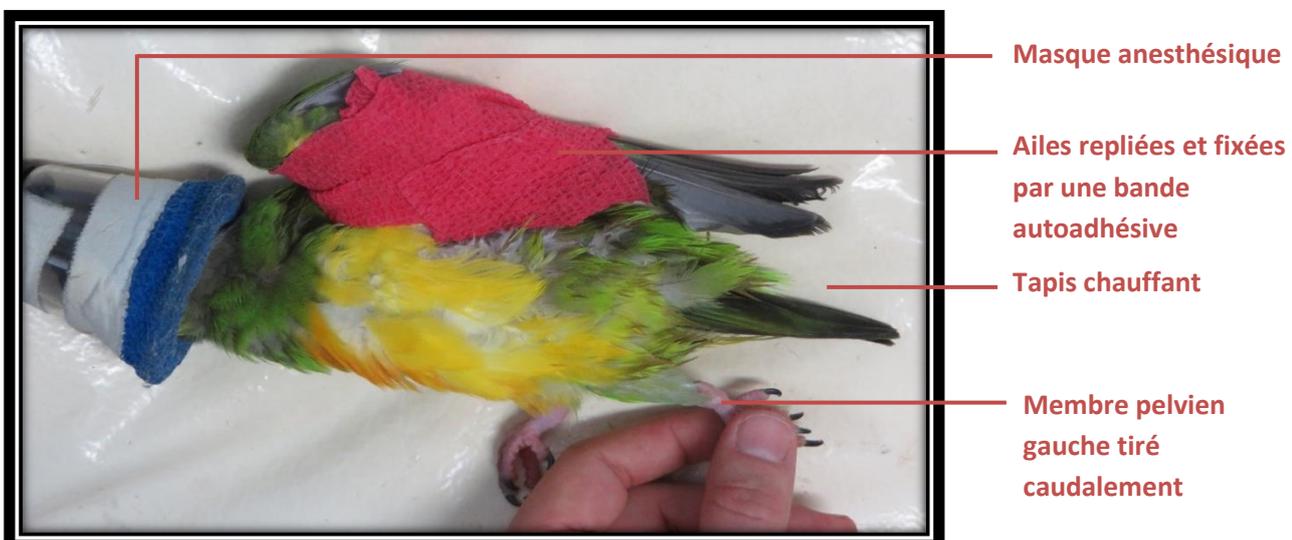
Figure 81 : Sonde endotrachéale en place sur un Ara bleu et jaune (*Ara ararauna*)
(Image : P. GRENTZINGER).

Ici, elle est fixée au bec mandibulaire grâce à une bande adhésive.

➤ Canulation d'un sac aérien :

Cette procédure peut être réalisée en urgence en cas d'obstruction haute des voies respiratoires (corps étranger trachéal, masse, granulome fongique...) ou encore lorsque l'intubation trachéale n'est pas possible ou risque de gêner l'intervention (endoscopie de la trachée ou chirurgie de la tête par exemple) (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

Elle se fait au niveau d'un des sacs aériens thoraciques caudaux ou abdominaux (les deux côtés sont possibles). Sur les plus grands oiseaux, il est même possible de canuler un des sacs cervicaux. Néanmoins, le sac thoracique caudal gauche reste le site privilégié en raison de sa plus grande taille (GUNKEL, LAFORTUNE 2005).



Masque anesthésique

Ailes repliées et fixées
par une bande
autoadhésive

Tapis chauffant

Membre pelvien
gauche tiré
caudalement

Figure 82 : Youyou du Sénégal (*P. senegalus*) en position avant la pose d'une canule au niveau du sac ou abdominal ou thoracique caudal gauche (Image : P. GRENTZINGER, remerciements au Dr. Le Loch).

Sauf en cas d'urgence, cette procédure est à réaliser sur un oiseau déjà anesthésié. L'oiseau est placé en décubitus latéral droit, la patte gauche tirée vers l'arrière et les ailes repliées au-dessus du dos pour laisser apparaître la fosse paralombaire gauche (cf. figure 82) (DEGERNES 2008).

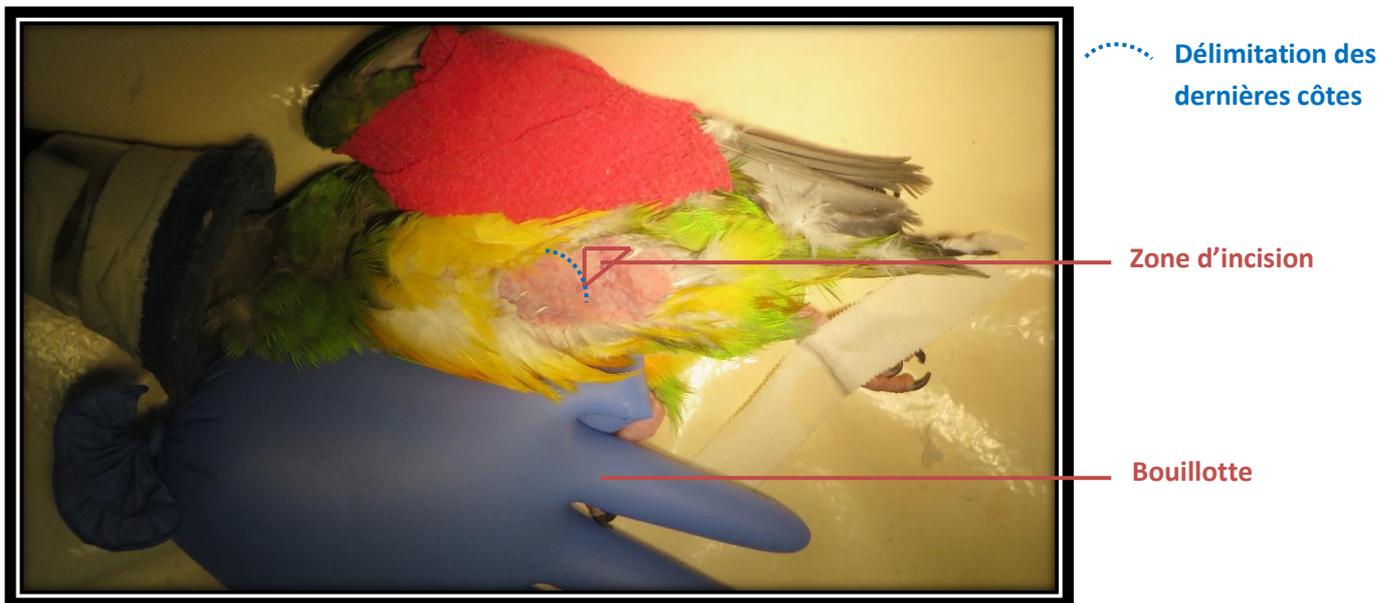


Figure 83 : Zone d'incision pour la canulation des sacs thoracique caudal et abdominal gauches (Image : P. GRENTZINGER, remerciements au Dr. Le Loch).

La zone de canulation est délimitée caudalement par l'insertion du fémur, crânialement par les dernières côtes et dorsalement par le synsacrum (cf. figures 83 et 84) (GUNKEL, LAFORTUNE 2005). Une fois l'oiseau en position, celle-ci est délicatement plumée, nettoyée et désinfectée.

Afin d'assurer l'asepsie de l'intervention, il est conseillé de placer ensuite un champ chirurgical sur l'oiseau. La peau est incisée à la lame de scalpel puis des ciseaux chirurgicaux sont utilisés pour disséquer les tissus mous (plans musculaires et paroi du sac aérien) (GUNKEL, LAFORTUNE 2005).

La canule stérile est ensuite insérée d'un à deux centimètres dans l'ouverture et fixée à la peau par des points de suture (fil non-résorbable). Pour s'assurer qu'elle est correctement en place et fonctionnelle, il suffit d'observer si de la condensation se forme sur les parois de la canule au rythme de la respiration (GUNKEL, LAFORTUNE 2005). Elle peut ensuite être branchée au circuit anesthésique le temps de l'intervention (DEGERNES 2008).

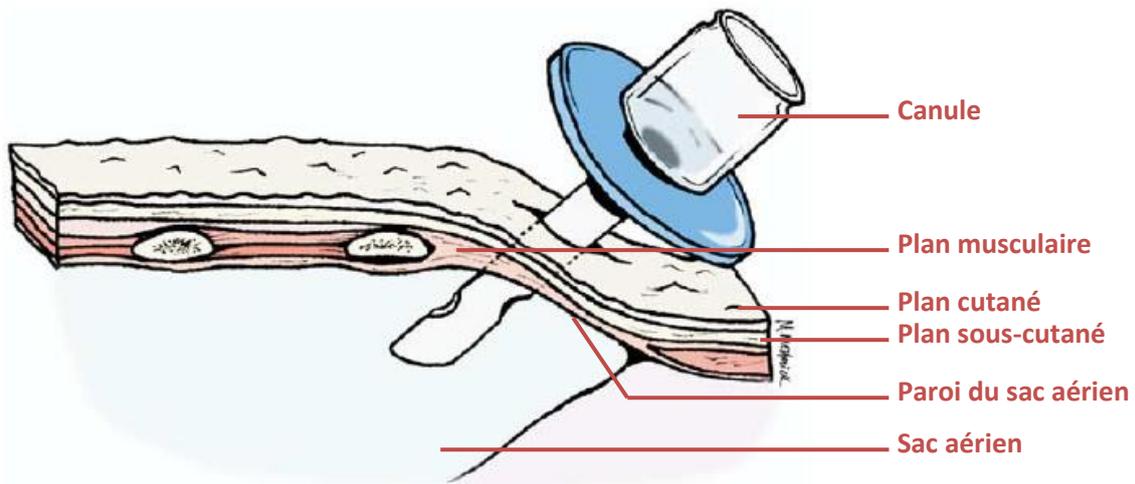


Figure 84 : Schéma d'une canule en place dans un sac aérien et traversant les plans cutané et musculaires avant de pénétrer dans la paroi du sac aérien (GUNKEL, LAFORTUNE 2005).

Le tube peut être laissé en place 3 à 5 jours si le patient est hospitalisé mais doit être vérifié tous les jours (conditions d'asepsie, tube toujours en place, etc.) (WEST, HEARD, CAULKETT 2007). De plus, il est conseillé de maintenir le cou du patient avec un collier élisabéthain ou une collerette pour éviter qu'il ne vienne enlever ou détruire la canule avec son bec. Le perroquet peut également être placé sous antibiothérapie afin de prévenir toute entrée de germes par la canule (DEGERNES 2008).

➤ Réveil :

Le réveil est la période la plus critique (car plus risquée) de l'anesthésie des oiseaux. Le patient doit donc être monitoré avec attention durant cette phase, et ce jusqu'à ce qu'il soit capable de se maintenir sur ses membres pelviens (GUNKEL, LAFORTUNE 2005). De même, une bonne analgésie est primordiale au bon déroulé du réveil.

L'oxygénothérapie peut être maintenue jusqu'au réveil complet de l'oiseau, que ce soit via la sonde endotrachéale ou par un masque anesthésique (cf. figure 85). L'oiseau doit être placé en décubitus ventral ou maintenu la tête en haut dans les bras du praticien et le réveil doit se faire dans le calme.



Figure 85 : Réveil d'un Ara bleu et jaune (*A. ararauna*) (Image : P. GRENTZINGER).

Ici, l'oxygénothérapie se fait via un masque anesthésique et des mesures de réchauffement sont en place (tapis chauffant sous l'alèze, linge autour de l'oiseau et sèche-cheveux). De plus, une serviette placée autour du corps du patient empêche des grands mouvements des ailes ou des pattes et donc un réveil trop brutal.

En effet, il est déconseillé de stimuler le perroquet par des bruits ou des secousses car le stress alors occasionné pourrait lui être fatal (GUNKEL, LAFORTUNE 2005).

S'il constate des sécrétions buccales importantes, le clinicien peut placer l'oiseau tête en bas et nettoyer la cavité buccale (et particulièrement l'entrée de la trachée) avec des compresses absorbantes (GUNKEL, LAFORTUNE 2005). De plus, l'hypothermie est un risque majeur lors de cette phase et les mesures de réchauffement doivent donc être maintenues jusqu'au réveil complet (LIERZ, KORBEL 2012).

Sans anomalie, le réveil est très rapide (quelques minutes à peine) et commence par des tremblements du corps de l'oiseau. Attention, il peut également être brutal avec des mouvements violents des ailes notamment. Il est donc préférable de maintenir le patient dans un linge ou dans les bras jusqu'à ce qu'il puisse être remis en cage (cf. figure 85) (GUNKEL, LAFORTUNE 2005).

Les facteurs pouvant ralentir le réveil sont (GUNKEL, LAFORTUNE 2005) : longue procédure, choix d'un protocole anesthésique inadapté, douleur, hypothermie, maladie sous-jacente limitant la métabolisation des anesthésiques (insuffisance rénale ou hépatique par exemple), obésité (relargage de certains anesthésiques), etc.

Après le réveil, placer l'oiseau dans un environnement chaud, bien oxygéné, sombre et calme pour minimiser le stress et les mouvements. Proposer à manger dès que l'oiseau est parfaitement réveillé pour limiter les risques d'hypoglycémie (attendre quelques heures avant de proposer à boire) (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

b- Monitoring

Comme on l'a déjà évoqué, l'anesthésie d'un oiseau comporte de nombreux risques pour la vie du patient (LICHTENBERGER, KO 2007). Le *monitoring* est donc primordial afin d'assurer la sécurité de ce-dernier. Cependant, si de nombreux outils sont disponibles chez les mammifères, ceux-ci sont rarement fiables pour les oiseaux. L'équipement électronique ne remplace donc en aucun cas les connaissances du praticien (NEVAREZ 2005).

i. Réflexes

La présence ou l'absence de certains réflexes permet d'avoir une indication sur la profondeur de l'anesthésie. Ceux-ci doivent donc être évalués très régulièrement.

Les réflexes examinés chez l'oiseau sont (NEVAREZ 2005) :

- Tonus du bec : indique que l'anesthésie est trop légère s'il est présent.
- Réflexe cornéen (fermeture de la membrane nictitante dès qu'on touche la cornée) : il doit toujours être présent. Si ce n'est pas le cas, l'anesthésie est trop profonde.
- Réflexe palpébral : Disparaît même en anesthésie légère (DEGERNES 2008).
- Réponse à un stimulus douloureux : Pincer l'extrémité distale d'un doigt. Si l'oiseau répond, l'anesthésie est trop légère.

ii. Température

Comme on l'a déjà évoqué, l'hypothermie est une complication fréquente de l'anesthésie d'un oiseau et peut avoir des effets délétères pour l'animal. La température doit donc être monitorée tout au long de l'anesthésie, par exemple grâce à un thermomètre œsophagien (méthode de référence) (NEVAREZ 2005). L'anesthésie entraîne une décontraction des muscles du cloaque et de ses sphincters. Ainsi, la température cloacale est souvent sous-estimée par rapport à la température centrale (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

De plus, il est conseillé de mettre en place des mesures de réchauffement dès l'induction. En effet, un oiseau placé sous anesthésie gazeuse sans mesures de réchauffement perd en moyenne 3 à 3,5°C toutes les 40 minutes (DEGERNES 2008), voire même plus si la cavité coelomique est ouverte sur l'extérieur. Le praticien peut par exemple utiliser (NEVAREZ 2005):

- Des appareils envoyant de l'air chaud (sèche-cheveux, soufflants...): comme chez les mammifères, attention à ne pas assécher les cornées du patient. Ils limitent les pertes par convection (et parfois conduction).
- Des tapis chauffants: à placer entre la table et le patient. Ils limitent les pertes par conduction mais présentent un risque important de brûlures par contact. Il faut donc impérativement séparer l'oiseau de l'appareil grâce à un linge.
- Des bouillottes: à placer au contact de la peau, par exemple le long du thorax ventralement aux ailes. Des gants (latex, nitrile...) remplis d'eau peuvent être utilisés car ils sont pratiques (toutes les cliniques en ont) et comportent moins de risques de brûler l'oiseau. Néanmoins, ils peuvent facilement se rompre et inonder le champ opératoire.
- Des lampes chauffantes: limitent les pertes par radiation et sont facilement disponibles dans le commerce.

iii. Fonction cardio-vasculaire

C'est une part essentielle du *monitoring* d'une anesthésie car elle permet d'avoir des informations sur la fréquence et le rythme cardiaque et la pression artérielle (NEVAREZ 2005). Malheureusement, c'est aussi le domaine pour lequel il est plus difficile de s'équiper.

La fréquence cardiaque peut déjà être contrôlée grâce à un stéthoscope (œsophagien ou non), mais également avec un Doppler en glissant la sonde dans l'œsophage jusqu'à entendre les battements carotidiens (DEGERNES 2008).

Il est également possible d'utiliser un électrocardiographe (= ECG) pour suivre la fréquence et le rythme cardiaques. Chez les oiseaux, il est préférable de fixer les électrodes sur des aiguilles enfoncées dans la peau (LICHTENBERGER 2005). De nombreux exemples d'ECG sont disponibles dans la littérature (ZANDVLIET 2005) (LICHTENBERGER 2005).

La pression artérielle peut être mesurée de manière directe (via un cathéter artériel) ou indirecte (grâce à un Doppler notamment). Cependant, cet examen reste difficile pour les oiseaux de trop petite taille (< 300g) en raison d'un matériel peu adapté (LICHTENBERGER 2005).

Le brassard utilisé pour le Doppler doit mesurer entre 30 et 50% de la longueur du membre sur lequel il est posé. Il doit être fixé autour du fémur ou de l'humérus distal et la sonde du Doppler est

ensuite placée distalement au brassard au niveau de l'artère ulnaire, ulnaire distale ou métatarsienne. La pression artérielle systolique est ensuite mesurée en dégonflant lentement le brassard grâce à un sphygmomanomètre (premier signal audible) (LICHTENBERGER 2005). Répéter plusieurs fois la mesure pour gagner en précision. Cette méthode ne permet pas de calculer la pression artérielle moyenne mais a l'avantage d'être peu coûteuse pour le clinicien. Une pression systolique inférieure à 90 mmHg évoque une hypotension tandis qu'une valeur supérieure à 180 mmHg doit faire suspecter une hypertension (CARPENTER, MARION 2013). Néanmoins, en l'absence de données bibliographiques précises concernant la pression artérielle de chaque espèce, le clinicien doit surtout s'intéresser aux tendances suivies par les valeurs obtenues au Doppler (augmentation ou diminution de la pression systolique au cours de l'intervention).

Contrairement aux mammifères, peu de sites de cathérisation artérielle sont disponibles pour une mesure directe de la pression artérielle. Pour les oiseaux de plus de 200g, le site privilégié est l'artère radiale profonde. Pour les patients de moins de 200g, c'est l'artère ulnaire superficielle (cf. figure 86). En raison de la fragilité des vaisseaux, cette procédure reste compliquée à mettre en œuvre (SCHNELLBACHER et al. 2014).

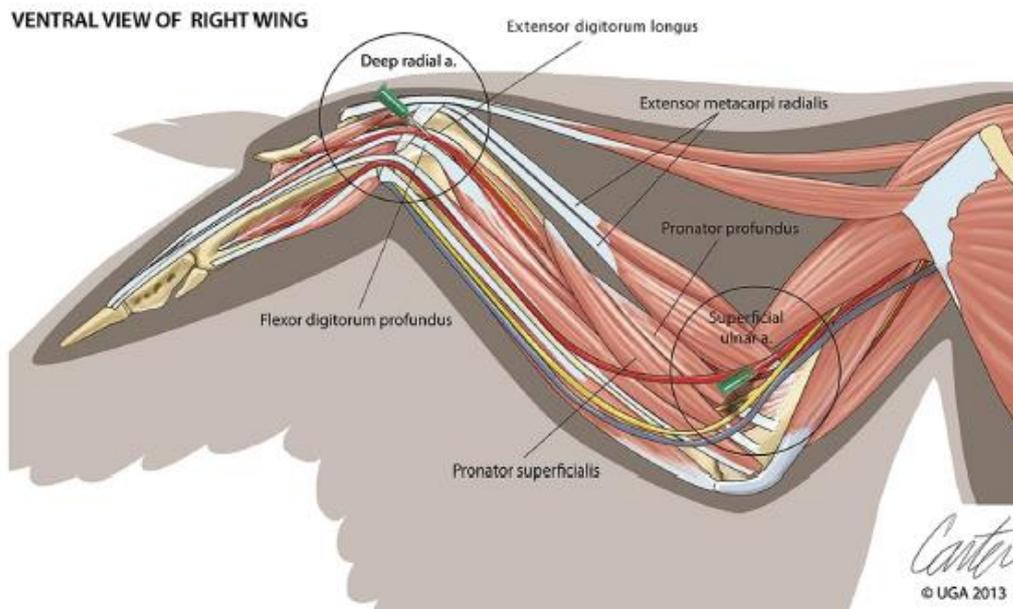


Figure 86 : Sites de cathérisation artérielle (cercles) préférés chez les Psittacidés ((SCHNELLBACHER et al. 2014).

En pratique, la peau peut être incisée pour faciliter la pose du cathéter.

iv. Fonction respiratoire

Le contrôle visuel de la respiration reste le moyen le plus efficace de monitorer la respiration. Les apnées sont des complications fréquentes si l'anesthésie est trop profonde et constituent une menace pour la vie de l'oiseau. Au contraire, une augmentation de la fréquence respiratoire indique une anesthésie pas assez profonde ou une douleur (LICHTENBERGER, KO 2007).

Il existe des moniteurs de la fréquence respiratoire émettant un signal sonore à chaque respiration. Cela permet au chirurgien d'avoir une indication de la respiration tout en gardant le regard fixé sur le site chirurgical. Néanmoins, il faut adapter la taille du capteur à celle de l'oiseau sans quoi l'appareil

risque de ne pas détecter les respirations (NEVAREZ 2005). L'inconvénient de cette technique réside dans le fait que le moniteur peut être trompé par des mouvements chirurgicaux (pression sur les sacs aériens lors d'un déplacement de viscères par exemple). Les bruits émis ne seront alors pas représentatifs de la fréquence respiratoire et pourront même masquer des apnées (DEGERNES 2008).

L'oxymétrie de pouls permet quant à elle de mesurer la saturation en oxygène du sang artériel (= SpO₂, exprimée en pourcentage) et donc de détecter une hypoxie. Chez les Psittacidés, la sonde « anale » est la plus précise et peut être placée dans le cloaque ou dans l'œsophage. La sonde en forme de pince peut également être utilisée et sera fixée préférentiellement au niveau des doigts. Une SpO₂ physiologique est comprise entre 95 et 100%. Une valeur inférieure à 95% indique donc une hypoxie tandis qu'une valeur inférieure à 90% implique une intervention d'urgence pour rétablir l'oxygénation du sang (NEVAREZ 2005).

Le capnographe reste l'un des outils les plus utilisés pour le *monitoring* de l'anesthésie des oiseaux puisqu'il permet d'avoir des informations sur la respiration (fréquence et amplitude du mouvement) et sur le statut acido-basique de l'animal (DEGERNES 2008). En effet, il mesure l'end-tidal de CO₂ (= EtCO₂, soit le pourcentage de CO₂ présent dans le mélange de gaz en fin d'expiration), lui-même corrélé à la pression partielle artérielle en CO₂. Le capnographe indique donc si l'oiseau est en hypercapnie ou non (NEVAREZ 2005).

L'analyse des gaz du sang est rarement entreprise en clinique en raison de la difficulté d'obtenir un échantillon de sang sur les plus petits individus. De plus, le réservoir sanguin des oiseaux est faible comparé à celui des mammifères de même taille. Le clinicien préfère donc souvent éviter des prises de sang répétées (NEVAREZ 2005).

v. Glycémie

Lors de longues procédures, il est conseillé de surveiller régulièrement la glycémie, et ce notamment au réveil.

Les valeurs physiologiques de la glycémie de certaines espèces sont présentées dans le tableau 20 ci-dessous :

Tableau 20 : Valeurs de référence de la glycémie chez certaines espèces de Psittacidés (d'après (CARPENTER, MARION 2013)).

Espèces	Gris du Gabon	Amazones	Perruches ondulées	Callopsittes	Cacatoès
	<i>P. erithacus</i>	<i>Amazona</i> sp.	<i>M. undulatus</i>	<i>N. hollandicus</i>	<i>Cacatua</i> sp.
Valeur (mg/dL)	190 - 350	220 - 350	254 - 399	200 - 450	200 - 300

Espèces	Conures	Eclectus	Inséparables	Aras	Youyou du Sénégal
	<i>Aratinga</i> sp.	<i>E. roratus</i>	<i>Agapornis</i> sp.	<i>Ara</i> sp.	<i>P. senegalus</i>
Valeur (mg/dL)	200 - 350	225 - 300	200 - 400	280 - 320	140 - 250

c- Procédures d'urgence

➤ Complications anesthésiques :

Comme on l'a évoqué plus haut, l'anesthésie des oiseaux comporte des risques pour l'animal. Les complications possibles sont : arrêt respiratoire, arrêt cardiaque, bradycardie, bradypnée, hypotension, hypoglycémie, régurgitations, obstruction de la sonde endotrachéale, hypothermie, hémorragies, mort, etc. (LIERZ, KORBEL 2012).

Celles-ci doivent donc être anticipées par le clinicien afin de gagner du temps si elles surviennent et d'améliorer le pronostic. Dans cette optique, il est conseillé de placer un cathéter intraveineux au début de toute anesthésie (même sur une anesthésie flash si l'oiseau est débilité) (WEST, HEARD, CAULKETT 2007). Si elles surviennent, elles doivent être prises en charge le plus rapidement possible afin de maximiser les chances de sauver l'oiseau, en commençant par diminuer la profondeur de l'anesthésie (DEGERNES 2008).

Enfin, un arrêt cardio-respiratoire a un très mauvais pronostic chez l'oiseau (GUNKEL, LAFORTUNE 2005).

➤ Molécules d'urgence :

Celles-ci doivent être stockées à disposition du clinicien et rapidement accessibles en cas d'urgence. Les molécules utilisables chez les Psittacidés sont résumées dans le tableau 21.

Tableau 21 : Molécules d'urgence disponibles chez les Psittacidés (réalisation personnelle d'après (CARPENTER, MARION 2013); (GUNKEL, LAFORTUNE 2005) ; (WEST, HEARD, CAULKETT 2007)).

Molécule	Dose	Voie d'administration	Commentaires
Atropine	0,02-0,1 mg/kg	SC, IM, IV, IO, IT	Traitement des bradycardies
	0,5 mg/kg	IM, IV, IO, IT	Réanimation cardio-respiratoire
Dobutamine	5-15 µg/kg/min	IV (CRI)	Traitement de l'hypotension
			Ne se substitue pas à une fluidothérapie
Dopamine	5-10 µg/kg/min	IV (CRI)	Traitement de l'hypotension
			Ne se substitue pas à une fluidothérapie
Glycopyrrolate	0,01-0,02 mg/kg	IM, IV	Induction plus lente qu'avec l'atropine
			Traitement des bradycardies
Epinéphrine (1:1000)	0,05-1 mL/kg	IM, IV, IO, IT	Réanimation cardio-respiratoire
			Traitement des bradycardies
Bicarbonate de sodium	1-5 mEq/kg	IV, IO	Réanimation cardio-respiratoire
			Traitement de l'acidose métabolique
Dextrose 50%	500 mg/kg	IV lente	Traitement de l'hypoglycémie
			Ne jamais l'injecter en IM ou SC
Doxapram	5-20 mg/kg	IM, IV, IO, IT	Traitement des arrêts respiratoires
			Utilisation non recommandée, surtout chez les oiseaux en hypoxie.

Abréviations : IM = intramusculaire ; SC = sous-cutanée ; PO = per-os ; IV = intraveineux ; IO = intra-osseux ; IT = intra-trachéal.

➤ Arrêt cardio-respiratoire :

En cas d'arrêt respiratoire, le pronostic vital est réservé à sombre. La procédure de réanimation cardio-respiratoire est la même que pour les mammifères (LIERZ, KORBEL 2012) :

- A = *Airway* : Intuber l'oiseau ou canuler un sac aérien.
- B = *Breathing* : Ventiler l'oiseau (cf. partie suivante).
- C = *Circulation* : Mettre en place un massage cardiaque. Celui-ci est rarement efficace chez les oiseaux en raison de la position du cœur. En effet, celui-ci se situe dorsalement au sternum qui absorbe les chocs du massage.
- D = *Drugs* : Injection des molécules d'urgence (cf. tableau 16).
- E = *Electricity* : Branchement du *monitoring*.
- F = *Fluids* : Fluidothérapie (cf. partie II-D-3).

On peut rajouter à cette procédure les mesures de réchauffement. En effet, la plupart des arrêts cardio-respiratoires sont consécutifs à une hypothermie majeure (température corporelle du patient inférieure à 38°C) qui participe à l'assombrissement du pronostic (LIERZ, KORBEL 2012).

➤ Ventilation en pression positive :

Cette procédure permet de ventiler l'oiseau lorsque celui-ci ne respire plus (ou pas suffisamment). Certains auteurs recommandent d'ailleurs de ventiler l'oiseau au moins une fois par minute afin d'assurer un apport minimum en O₂ dans les sacs aériens (et donc ensuite dans les poumons) (DEGERNES 2008).

Si l'oiseau est en arrêt respiratoire, il est nécessaire de le ventiler 6 à 10 fois par minute sans dépasser une pression inspiratoire de 8 à 10 cmH₂O. Plus que les chiffres, le clinicien doit assurer une expansion optimale du thorax en assurant un temps inspiratoire durant 1/3 du cycle respiratoire. Cette ventilation peut se faire à l'aide d'un ventilateur mécanique à condition que celui-ci soit adapté à la taille de l'oiseau (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

En cas de chirurgie impliquant une ouverture des sacs aériens, les agents anesthésiques sont expulsés vers l'extérieur dans l'environnement (WEST, HEARD, CAULKETT 2007). Le clinicien doit donc s'assurer de se protéger ainsi que son personnel.

d- Analgésie

Comme pour les mammifères, l'analgésie est un point essentiel de l'anesthésie des oiseaux. En effet, la douleur augmente le risque d'apparition de complications (tachycardie, tachypnée, réveil long, etc.).

i. Physiologie de la douleur chez les Psittacidés

En raison de leur tendance à rester stoïques face à des situations stressantes (et typiquement l'examen clinique), il a longtemps été considéré que les oiseaux ne ressentent pas la douleur. Néanmoins, il est désormais clair que cette affirmation est fautive comme nous allons le voir (MACHIN 2005).

La physiologie de la douleur implique une détection périphérique du stimulus douloureux, une transmission du signal et une intégration cérébrale de l'information. Chez l'oiseau, il existe trois types de récepteurs à la douleur (MACHIN (2) 2005) :

- Nocicepteurs mécano-thermiques à seuil élevé : récepteurs polymodaux activés par des températures supérieures à 40°C ainsi que par des stimulations mécaniques. Ils sont comparables aux fibres C non-myélinisées des mammifères.
- Nocicepteurs mécaniques : ont un seuil élevé mais permettent de détecter la douleur sur une zone plus étendue que les précédents.
- Nocicepteurs thermiques : sont moins sensibles au froid et détectent la chaleur à partir d'un seuil plus élevé que chez les mammifères.

Une fois détecté, le signal est transmis à différentes régions du mésencéphale et du prosencéphale de manière similaire à ce qui se passe chez les mammifères, ce qui appuie l'hypothèse que les oiseaux ressentent effectivement la douleur (MACHIN (2) 2005).

De même, comme chez les mammifères, des opioïdes endogènes (comme l'endorphine par exemple) inhibent le signal douloureux en se fixant sur les récepteurs μ , δ et κ (MACHIN (2) 2005).

La présence de structures nerveuses permettant la détection et l'intégration de stimuli douloureux justifient donc d'élaborer un protocole analgésique adapté à la situation et au patient.

ii. Reconnaître la douleur chez l'oiseau

Les oiseaux vont soit masquer la douleur (beaucoup plus que les mammifères), soit exacerber des comportements qu'ils n'ont pas à la maison (picage ou automutilation de la zone douloureuse par exemple). Ainsi, pour pouvoir détecter une douleur, le praticien doit bien connaître les comportements normaux des oiseaux (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

Les signes associés à la douleur chez les Psittacidés sont (WEST, HEARD, CAULKETT 2007) (LIERZ, KORBEL 2012) :

- En cas de douleur aiguë : réaction de fuite face au stimulus, cris, augmentation de la pression artérielle et des fréquences cardiaque et respiratoire, etc.
- En cas de douleur chronique : changement de tempérament (agression, agitation, prostration...), réticence aux déplacements et à se percher, boiterie, léthargie, dos voussé, insomnie, dysorexie voire anorexie associée à un amaigrissement, picage voire automutilation de la zone douloureuse, arrêt du nettoyage du plumage, particulièrement autour du site douloureux, diminution des vocalisations sauf au contact de la zone, etc.

Néanmoins, tous ces comportements peuvent être masqués par une immobilité de l'oiseau si celui-ci est trop stressé (MACHIN (2) 2005).

De plus, les expressions faciales que peuvent exprimer les Psittacidés sont subtiles. La douleur n'est donc pas forcément évidente à détecter, ce qui ne veut pas dire qu'elle est absente (MACHIN (2) 2005).

iii. Gestion de la douleur

L'analgésie doit être mise en place le plus tôt possible, à savoir dès l'arrivée de l'oiseau en consultation si nécessaire ou avant toute intervention douloureuse. L'analgésie doit donc être complètement intégrée au protocole anesthésique (MACHIN (2) 2005). Elle permettra d'ailleurs ainsi de limiter les quantités d'anesthésiques nécessaires.

Les molécules disponibles et leurs posologies sont présentées dans le tableau 22.

➤ Opioides :

Les opioïdes sont indiqués dans le cadre de la gestion de douleur modérées à sévères. En fonction de la dose administrée, ceux-ci peuvent être efficaces quelques heures à peine (LIERZ, KORBEL 2012). Il est donc parfois nécessaire de répéter l'administration.

Chez les oiseaux, les récepteurs κ sont prédominants. Ainsi, la buprénorphine et le fentanyl (ayant une affinité pour les récepteurs μ) n'auront que peu d'intérêt pour l'analgésie des Psittacidés. Le butorphanol quant à lui (agoniste des récepteurs κ avec une forte affinité) permet d'assurer une analgésie satisfaisante et de diminuer les quantités d'anesthésiques nécessaires pour ne plus observer de réponse à un stimulus douloureux (MACHIN 2005). Ceci explique qu'il soit le morphinique de choix chez les Psittacidés (LIERZ, KORBEL 2012).

Les effets secondaires des opioïdes peuvent être une léthargie, une sédation et une dépression respiratoire mais ceux-ci ne sont généralement observés qu'après des administrations répétées (MACHIN 2005). Sur les oiseaux débilisés, il est préférable de ne pas les utiliser au cours d'une anesthésie (LIERZ, KORBEL 2012).

Enfin, les opioïdes sont plutôt utilisés par voie parentérale car ont une mauvaise biodisponibilité s'ils sont donnés par voie orale (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

➤ Anti-inflammatoires stéroïdiens = AIS (corticostéroïdes) :

Les corticostéroïdes peuvent induire une analgésie en limitant l'inflammation liée aux dommages tissulaires. Cependant, ils peuvent influencer la réponse aux opioïdes (endogènes ou iatrogènes). Par exemple, la dexaméthasone réduit l'activité analgésique des opioïdes μ -agonistes alors qu'elle augmente celle des κ -agonistes (MACHIN 2005).

De plus, les effets secondaires des AIS peuvent être très importants chez les Psittacidés (immunosuppression, retard de cicatrisation, maladie hépatique, ulcères gastro-intestinaux, etc.), ce qui explique que les anti-inflammatoires non stéroïdiens leurs sont souvent préférés (ROSENTHAL 2004).

➤ Anti-inflammatoires non stéroïdiens = AINS :

Les prostaglandines sont d'importants médiateurs locaux de l'inflammation et sont également connues pour abaisser les seuils de sensibilité des nocicepteurs. Ainsi, en inhibant la synthèse de prostaglandines, les AINS participent à l'analgésie (MACHIN 2005).

Les AINS administrés per-os chez les oiseaux ont une demi-vie plus courte et une moins bonne biodisponibilité que chez les mammifères. Néanmoins, ces données pharmacocinétiques sont très dépendantes de l'espèce concernée (LIERZ, KORBEL 2012).

L'utilisation préventive des AINS semble diminuer la douleur causée par un traumatisme chirurgical et diminue la quantité d'opioïdes post-chirurgicaux nécessaire lors d'anesthésie multimodale (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

Comme chez les mammifères, les AINS peuvent causer des troubles gastro-intestinaux (saignements, régurgitations, ulcères...) et rénaux (ischémie, nécrose, goute rénale...), et particulièrement la flunixin méglumine (MACHIN 2005).

➤ Agonistes α 2-adrénergiques :

Ceux-ci permettent une sédation, un effet anxiolytique, une analgésie et permettent une réduction des agents nécessaires à l'anesthésie. Néanmoins, les molécules comme la xylazine ou la médétomidine ont également des effets secondaires pouvant être néfastes pour les oiseaux : trémulations musculaires, dépression respiratoire, bradycardie, etc. Elles sont donc peu utilisées en traitement post-opératoire de la douleur (MACHIN 2005).

➤ Kétamine :

La kétamine est un anesthésique dissociatif ayant une valence analgésique. En effet, elle prévient de manière efficace la douleur aiguë liée à une chirurgie mais a une action plus limitée contre les douleurs viscérales. Elle n'est donc pas suffisante pour assurer l'analgésie lors de laparotomies ou de chirurgies orthopédiques (MACHIN 2005).

Tableau 22 : Molécules analgésiques disponibles chez les Psittacidés (réalisation personnelle d'après (CARPENTER, MARION 2013) ; (WEST, HEARD, CAULKETT 2007)).

Molécule	Dose (mg/kg)	Voie d'administration	Fréquence d'administration	Commentaires
AINS				
Ketoprofen	1 - 5	IM	Toutes les 8 à 12h	N'est pas recommandé chez les petites espèces
Carprofen	1 - 4	SC, PO, IM	Toutes les 12h	Ne pas utiliser plus de 7 jours
Meloxicam	0,1 - 0,5	SC, PO	Toutes les 24h	En per-os, biodisponibilité proche de 100%
OPIOÏDES				
Buprénorphine	0,01 - 0,25	IM	Toutes les 8 à 12h	0,1-0,5 mg/kg vu inefficace chez GG
Butorphanol	2 - 5	IM	Toutes les 2 à 6h	Permet une diminution conséquente de la MAC de l'isoflurane
	0,5 - 4	IV	Toutes les 1 à 4h	

Abréviations : IM = intramusculaire ; SC = sous-cutanée ; PO = per-os ; IV = intra-veineux.

2) Sexage

La détermination du sexe de l'oiseau est primordiale dès lors que l'animal est destiné à la reproduction. De plus, c'est une information importante pour le clinicien pour orienter son diagnostic (par exemple, savoir que l'oiseau est un mâle permet d'écarter l'hypothèse de rétention d'œuf en cas de dyspnée). Il existe trois méthodes de sexage des Psittacidés comme nous allons le détailler (TULLY et al. 2009).

a- Par dimorphisme sexuel

Comme on l'a déjà évoqué, de rares espèces de Psittacidés présentent un dimorphisme sexuel. Celui-ci peut être évident comme chez les Eclectus (*E. roratus*) (cf. figure 87) ou les perruches de Barraband (*Polytelis swainsonii*) (cf. figure 88) ou beaucoup plus discret comme chez les perruches ondulées (*M. undulatus*) (cf. figure 89).



Mâle



Femelle

Figure 88 : Dimorphisme sexuel flagrant : exemple de l'Eclectus (*E. roratus*) (Images : P. GRENTZINGER).



Mâle

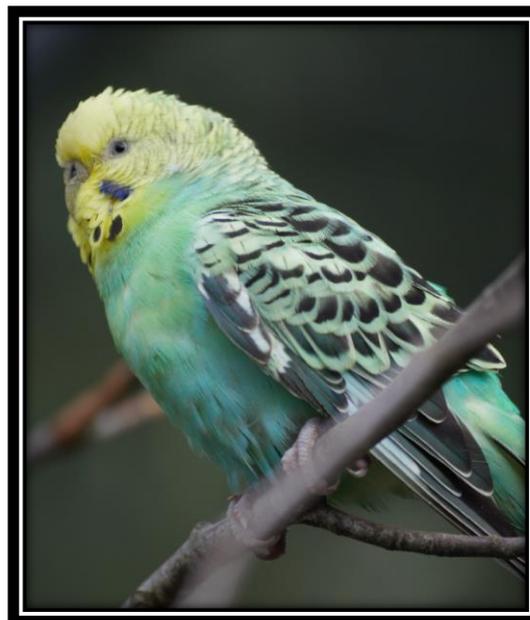


Femelle

Figure 87 : Dimorphisme sexuel plus discret : exemple de la perruche de Barraband (*Polytelis swainsonii*) (Images : P. GRENTZINGER).



Mâle



Femelle

Figure 89 : Dimorphisme sexuel discret : exemple de la perruche ondulée (*M. undulatus*) (Images : L. LEPELLETIER).

La cire (peau entourant les narines) du mâle est bleue alors que celle de la femelle est jaunâtre à grisâtre.

Cet examen a pour avantage d'être extrêmement simple et rapide mais n'est malheureusement applicable que pour de très rares espèces de Psittacidés (HARCOURT-BROWN, CHITTY 2005).

b- Par ADN

Contrairement aux mammifères, les chromosomes sexuels des oiseaux sont nommés W et Z (et non pas X et Y). De plus, chez les oiseaux, la femelle est hétérozygote ZW alors que le mâle est homozygote ZZ (HARCOURT-BROWN, CHITTY 2005).

La technique réside donc à identifier le chromosome W femelle par PCR. Les analyses peuvent se faire en laboratoire sur (HARCOURT-BROWN, CHITTY 2005) :

- Sang : une goutte suffit au test.
- Plume : ADN récupéré dans les cellules arrachées en même temps que la plume. Ainsi, pour assurer la réalisation du test, il est conseillé d'envoyer plusieurs plumes fraîchement prélevées et de ne pas utiliser des plumes tombées lors de la mue.
- Coquille d'œuf : ADN récupéré dans les vaisseaux sanguins parcourant l'intérieur de la coquille.

Cette technique est extrêmement fiable même si une erreur humaine liée à l'interprétation des résultats reste possible.

c- Par visualisation des organes reproducteurs

Cette méthode est la plus fiable mais est également la plus invasive. En effet, elle consiste à observer directement les testicules ou la grappe ovarienne par laparotomie ou grâce à l'endoscopie.

Pour cette raison, elle n'est pas réalisable chez les trop petits oiseaux en raison de la taille du matériel (HARCOURT-BROWN, CHITTY 2005).

Afin de faciliter la procédure, il est conseillé de faire un jeûne de quelques heures avant l'intervention afin de diminuer le volume des anses digestives (TULLY et al. 2009).

Pour l'endoscopie, l'oiseau est placé sous anesthésie. Puis, la procédure est la même que pour canuler le sac aérien gauche : l'oiseau est placé en décubitus latéral droit et une incision est réalisée au même endroit que pour la canule (cf. figure 83). L'endoscope est alors introduit par cette ouverture jusqu' dans le sac aérien abdominal (cf. figure 90).

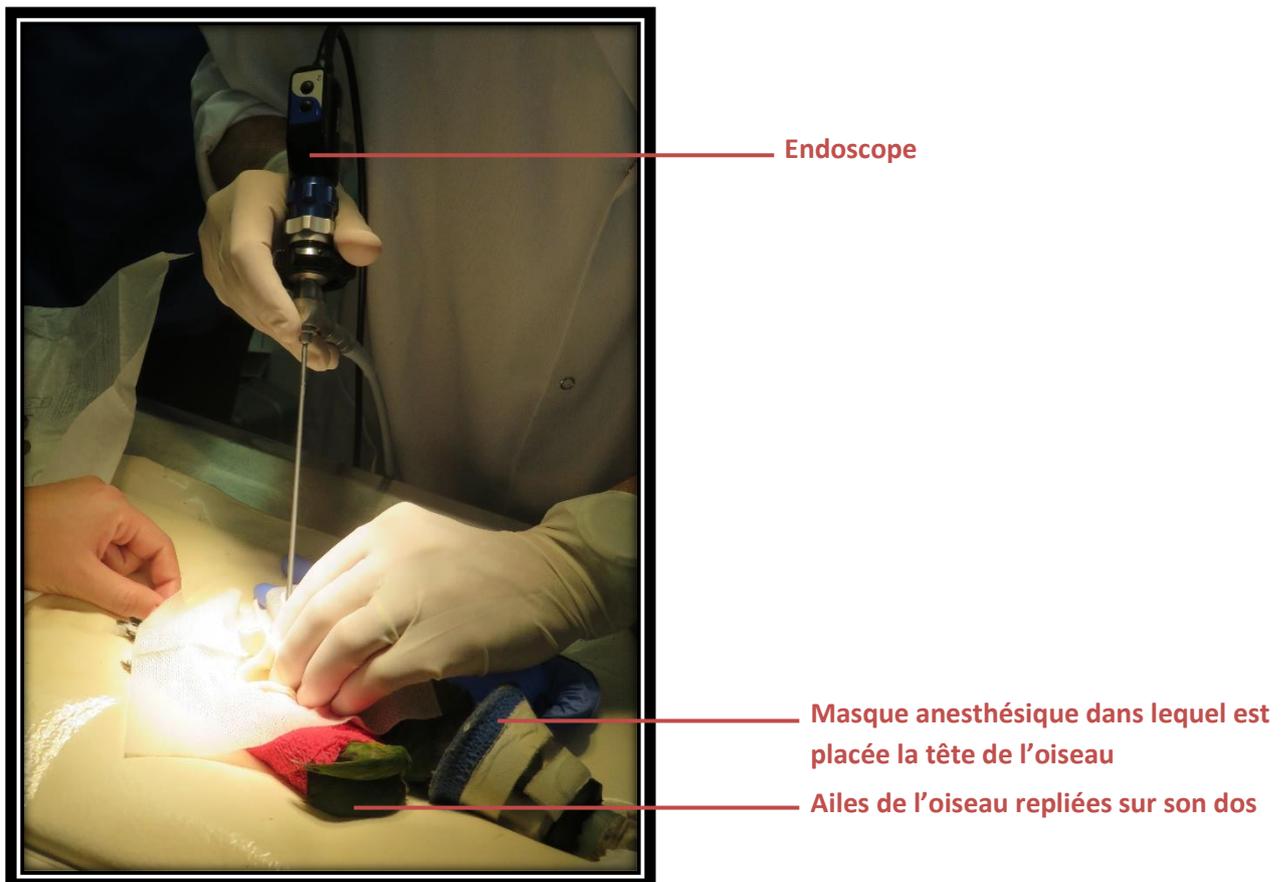


Figure 90 : Endoscopie cœlomique d'un Youyou du Sénégal (P. senegalus). Entrée par le sac aérien abdominal gauche (Image : P. GRENTZINGER, remerciements au Dr. Le Loch).

De là, le clinicien pourra rechercher les gonades au niveau des pôles crâniens des reins (DIVERS 2015). Les figures 91 et 92 montrent l'aspect des gonades observées à l'endoscope.

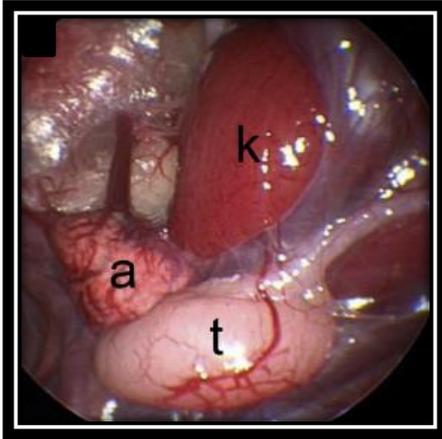


Figure 92 : Observation du testicule gauche (t) d'un Cacatoès à huppe rouge (*Cacatua moluccensis*) mature sous endoscopie (DIVERS 2015).

On observe ici la glande surrénale gauche (a) et le pôle crânial du rein gauche (k).

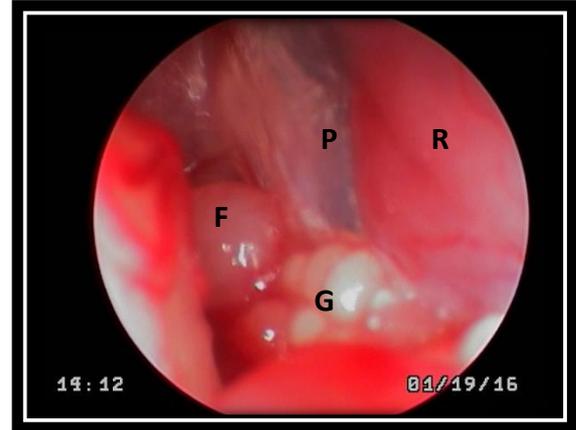


Figure 93 : Observation de la grappe ovarienne (G) d'un Youyou du Sénégal (*P. senegalus*) mature sous endoscopie.

On observe ici un follicule ovarien (F), la paroi séparant deux sacs aériens (P) et le pôle crânial du rein gauche.

Après une endoscopie coelomique, il est conseillé de placer l'oiseau sous Meloxicam pendant quelques jours pour l'aider à gérer l'inconfort de la procédure. De plus, l'incision peut être refermée par un point en U ou en X avec du fil résorbable (cf. figure 91).

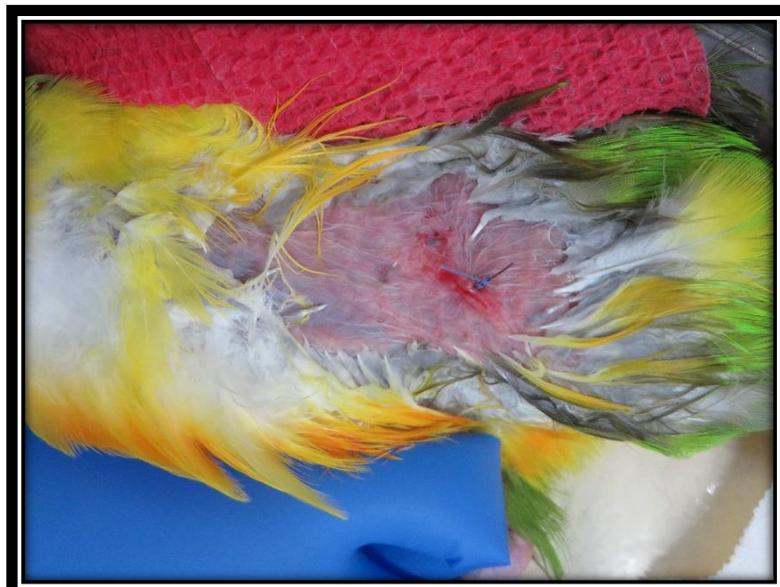


Figure 91 : Zone d'incision refermée par un point de suture à la fin d'une endoscopie sur un Youyou du Sénégal (*P. senegalus*) (Image : P. GRENTZINGER).

Les complications liées à l'endoscopie sont rares si l'examen se fait rapidement et dans de bonnes conditions d'asepsie. Celles-ci sont : hémorragies mineures, entrée de germes dans le sac aérien menant à une aérosacculite et emphysème sous-cutané (DIVERS 2015). Ainsi, les principaux risques pour l'animal sont liés à l'anesthésie.

3) Taille des rémiges

Le but de la taille des rémiges est d'empêcher l'oiseau de voler en diminuant la voilure de l'aile. Certains propriétaires demandent cette procédure afin de limiter les risques d'échappées ou de blessures pendant le vol (l'oiseau qui percute une vitre ou qui vole dans la cheminée par exemple) (ATHAN 1999). Certains parcs zoologiques l'utilisent pour pouvoir présenter des oiseaux en liberté sans risquer de les perdre.

Cette procédure est relativement simple à réaliser mais comporte tout de même quelques pièges que le praticien doit connaître afin de ne pas blesser l'oiseau (ATHAN 1999) :

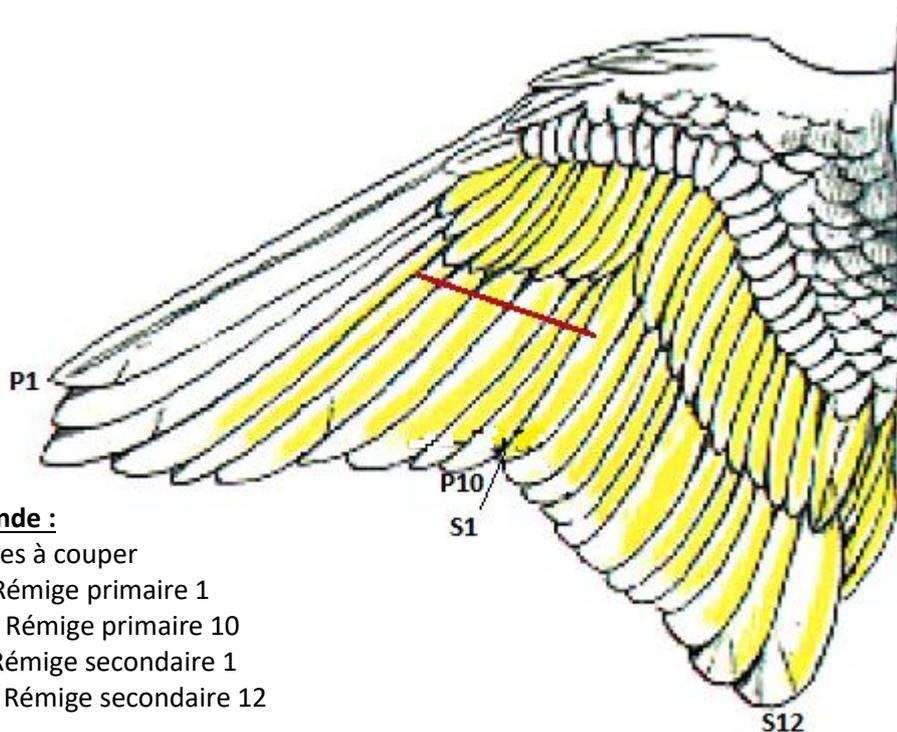
- Ne jamais rémiger l'alula ou les plumes de couvertures.
- Seules les rémiges primaires ont un intérêt à être rémigées puisque ce sont elles qui permettent la prise d'altitude lors du vol.
- Les plumes ne doivent jamais être coupées trop court au risque de créer des complications lors de la repousse ou des douleurs qui pousseront l'oiseau à l'auto-mutilation.
- Une plume coupée ne repousse pas : elle sera remplacée par une nouvelle lors de la mue. Ainsi, il est inutile de rémiger l'oiseau avant une période de mue sous peine de devoir recommencer quelques semaines après.
- Il ne faut jamais arracher une rémige. En effet, les rémiges sont insérées directement sur l'os. Les arracher est donc extrêmement douloureux pour l'animal et comporte de grands risques : automutilation, hémorragie, anomalie à la repousse, etc.

Attention, d'après notre expérience certains oiseaux parviennent à compenser la taille de leur rémiges et continuent donc à voler (développement musculaire, aide par le vent, etc.). Le propriétaire doit donc être prévenu que rémiger son animal n'est pas une garantie absolue contre les risques d'échappées.

Deux techniques de taille des rémiges sont possibles :

- La première consiste à rémiger les deux ailes de manière symétrique. Elle peut sembler plus efficace que la seconde méthode pour empêcher le vol (ATHAN 1999) . Cependant, si l'oiseau essaye de voler (ou s'il est déséquilibré), il ne peut plus supporter son poids et risque donc une chute violente et les traumatismes qui en résultent (fractures, traumatisme crânien, etc.). Pour cette raison et d'après notre expérience, peu de praticiens conseillent cette technique.
- La seconde revient à ne rémiger qu'une seule aile (POWERS 2006). L'oiseau sera alors déséquilibré et tombera en cercles. Néanmoins, l'aile intégrale restante lui permettra de freiner sa chute ce qui limite le risque de traumatismes.

Chaque rémigeage doit être adapté à l'oiseau (POWERS 2006). Ainsi, il est conseillé de commencer par couper à partir de la 4^{ème} rémige primaire et de couper les 5 à 8 rémiges suivantes en se dirigeant vers l'extrémité proximale de l'aile (cf. figure 94). Si cette coupe ne suffit pas, d'autres rémiges peuvent être coupées selon l'appréciation du clinicien.



Légende :

— Plumes à couper

P1 : Rémige primaire 1

P10 : Rémige primaire 10

S1 : Rémige secondaire 1

S12 : Rémige secondaire 12

Figure 94 : Plumes à couper pour une taille des rémiges (réalisation personnelle).

Laisser les 3 premières rémiges primaires permet d'avoir un rémigeage invisible une fois l'aile repliée, ce qui est un facteur esthétique souvent important pour le propriétaire. Néanmoins, cela laisse aussi plus de chances à l'oiseau de compenser la taille de ses rémiges (ATHAN 1999).

Le rémigeage peut se faire sous anesthésie flash ou vigile si le clinicien a un petit peu d'expérience (auquel cas, il est nécessaire de se faire aider par au moins une seconde personne se chargeant de la contention du patient) (cf. figure 95). L'oiseau doit être placé sur le dos, face ventrale des ailes visibles au clinicien. L'aile à rémiger est étendue et le vétérinaire peut alors couper les plumes au niveau du calamus avec des ciseaux ou une pince coupante (cf. figure 95) (ATHAN 1999).



Figure 95 : Taille des rémiges d'un Ara chloroptère (*A. chloropterus*) (Image : P. GRENTZINGER).

Ici, une personne (en haut) assure la contention de l'oiseau tandis que le vétérinaire (en bas) coupe la seconde rémige primaire.

Remarque : Attention à ne jamais couper une plume en pousse. Ceci serait extrêmement douloureux pour l'oiseau et une hémorragie difficile à stopper pourrait survenir (POWERS 2006). Celles-ci sont facilement repérables en raison du tube toujours présent et entourant la plume (cf. figure 96).

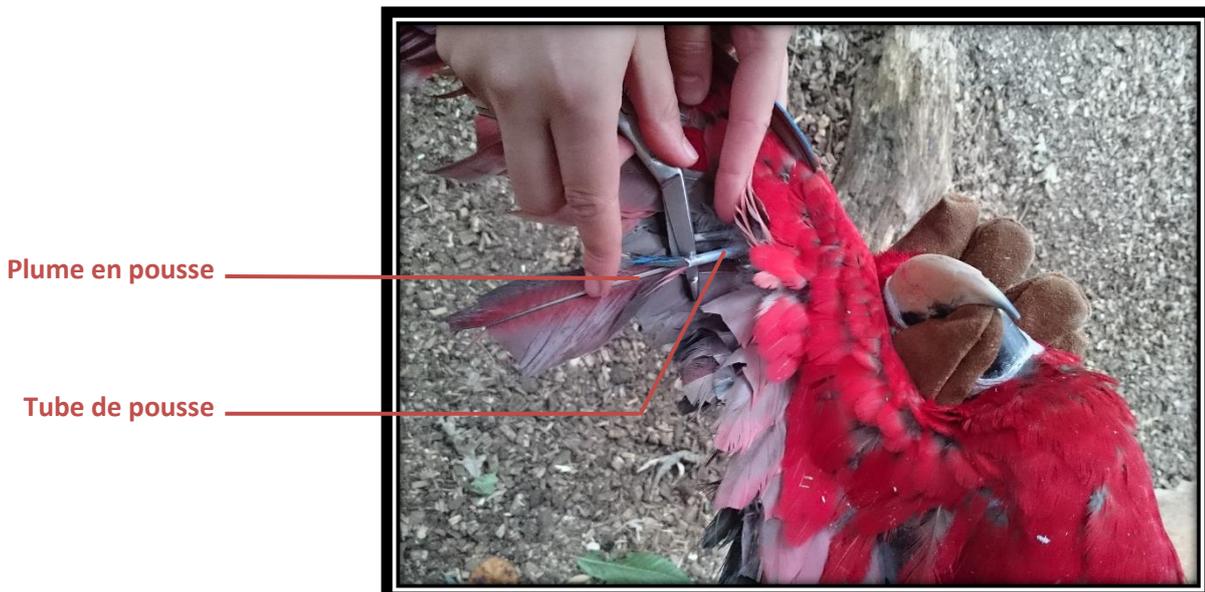


Figure 96 : Rémige en pousse sur un Ara chloroptère (*A. chloropterus*). Une telle plume ne doit surtout pas être coupée (Image : P. GRENTZINGER).

4) Taille du bec et des griffes

Que ce soit à cause d'une pathologie ou par défaut d'usure, le bec et les griffes d'un perroquet peuvent pousser de manière anarchique ce qui finira par gêner l'oiseau (prise alimentaire difficile, perchage impossible, etc.) ou le propriétaire (griffures lorsque le perroquet est sur son bras, etc.). Ce dernier sollicitera alors son vétérinaire pour tailler et limer le bec et les griffes.

a- Les griffes

La coupe de griffes peut se faire de deux manières différentes (POWERS 2006) : avec une pince coupante ou un coupe-griffes (seulement chez les plus petits oiseaux ayant les griffes les plus fines, peut se faire vigile si l'animal est calme) ou avec une lime (anesthésie alors recommandée à cause du stress engendré par le bruit de l'appareil et la sensation du limage) (cf. figure 97).



174 Figure 97 : Limage des griffes d'un Youyou du Sénégal (*P. senegalus*) sous anesthésie flash à l'aide d'une lime rotative (Image : P. GRENTZINGER, remerciements au Dr. Le Loch).

La pulpe de la griffe est assez longue chez l'oiseau. Cependant, il ne faut surtout pas la couper ou la limer car c'est extrêmement douloureux et cela peut engendrer une hémorragie. Si c'est le cas, l'hémorragie peut être stoppée par une poudre styptique. La griffe sera alors nettoyée et désinfectée pendant quelques jours (avec de la bétadine diluée par exemple).

Remarque : Grâce à un entraînement médical poussé, certains propriétaires arrivent à couper et limer les griffes de leur perroquet chez eux et avec la coopération de l'oiseau.

b- Le bec

Le bec des Psittacidés est constitué de couches de kératine recouvrant les os et poussant en continu depuis la jonction peau/bec et en direction du *tomium* : la rhinothèque recouvre l'os maxillaire et la gnathothèque la mandibule. Certaines affections du bec (traumatisme, infection, néoplasie, maladie du bec et des plumes = PBF, ou encore malocclusion congénitale) entraînent une pousse anormale ou une déviation du bec (POWERS 2006) (cf. figures 98 et 99). Le limage du bec devient alors nécessaire et doit se faire au besoin (dès que la prise alimentaire devient difficile ou s'il y a un risque de fracture par exemple).



Figure 99 : Longueur normale du bec d'un Gris du Gabon (*P. erithacus*) (Image : P. GRENTZINGER).



Figure 98 : Bec maxillaire anormalement long chez un Gris du Gabon (*P. erithacus*) (Image : P. GRENTZINGER)

Pour cela, on utilise une lime rotative puis du papier de verre (grains fins) pour les finitions. Le limage est réalisé sous anesthésie flash (cf. figure 100). Attention, les tissus sous-jacents aux couches kératinisées sont très vascularisés. Ainsi, si le bec est limé trop court, une importante hémorragie peut survenir (POWERS 2006). Celle-ci sera traitée de la même manière que pour les griffes.



Figure 101 : Limage du bec maxillaire d'un Gris du Gabon (*P. erithacus*) sous anesthésie flash à l'isoflurane (Image : P. GRENTZINGER).

Enfin, le clinicien doit connaître la morphologie normale du bec des espèces les plus fréquentes. En effet, les Aras (*Ara* sp.), le Cacatoès nasique (*Cacatua tenuirostris*) ou encore le Kéa (*Nestor notabilis*) ont physiologiquement un bec maxillaire très long par rapport au Cacatoès rosablin (*Eolophus roseicapilla*) ou au Loriquet de Swainson (*Trichoglossus haematodus*) (cf. figure 101) par exemple.



Ara chloroptère (*A. chloropterus*)



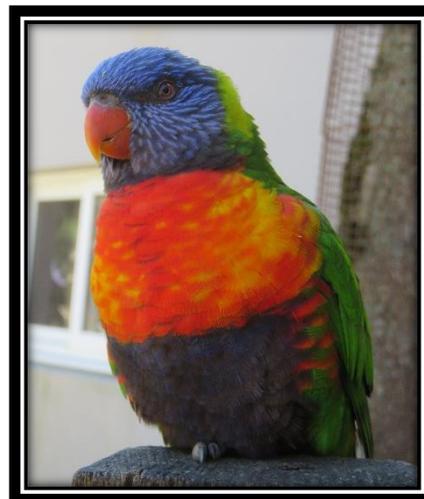
Cacatoès nasique (*Cacatua tenuirostris*)



Nestor Kéa (*Nestor notabilis*)



Cacatoès rosablin (*Eolophus roseicapilla*)



Loriquet de Swainson
(*Trichoglossus haematodus*)

5) Réparation d'un bec fracturé

Lorsque la pousse est trop anormale ou en cas de traumatisme, le bec d'un Psittacidé peut se fracturer que ce soit au niveau de la rhinothèque (cf. figure 102) ou de la gnathothèque (cf. figures 102 et 103).



Figure 103 : Fracture du bec maxillaire sur un Ara bleu et jaune (*A. ararauna*) ayant une anomalie congénitale de la pousse du bec (Image : P. GRENTZINGER).



Figure 102 : Multiples fractures du bec sur un Ara bleu et jaune (*A. ararauna*) suite à un choc contre une vitre lors d'un vol (Image : P. GRENTZINGER).

Lorsque le choc vient de se produire, le vétérinaire doit avant tout gérer la douleur, l'asepsie et les éventuelles hémorragies. Une fois la prise en charge d'urgence, il est important de rechercher d'autres séquelles du traumatisme, et notamment en réalisant des radiographies de la tête à la recherche d'éventuelles fractures (COLES 2007).

Bien souvent, une fracture du bec entraîne une dysorexie voire une anorexie par gêne lors de la prise alimentaire. En effet, comme on l'a déjà évoqué, le bec est un instrument essentiel au perroquet pour se nourrir, que ce soit pour casser des aliments (coques de noix, etc.) ou tout simplement pour s'en saisir. Ainsi, la disparition d'une portion de bec peut entraîner un sévère amaigrissement par inanition qui peut être fatale à l'oiseau en quelques jours à peine (TULLY et al. 2009).

Face à cela, le vétérinaire est tenu de mettre en place un plan de réalimentation adapté (nourriture facilement préhensible par l'animal par exemple), voire de gavage si nécessaire. De plus, il peut créer une prothèse de bec en résine adaptée à son patient et la lui fixer (colle ou clous orthopédiques) (cf. figure 104) (SCHNELLBACHER et al. 2010).

Clou orthopédique



Figure 104 : Prothèse en résine de la rhinothèque sur un *Eclectus* (*E. roratus*) mâle dont le bec a été fracturé suite à une chute (Image : P. GRENTZINGER).

La prothèse doit rester en place tant qu'elle est nécessaire à l'oiseau. De plus, même si l'oiseau remange avec son appareillage, il est important de surveiller son poids très régulièrement dans les semaines qui suivent le traumatisme afin de s'assurer que la prise alimentaire est suffisante (SCHNELLBACHER et al. 2010).

6) Retirer une bague d'identification

Comme on l'a déjà précisé plus haut, la bague d'un Psittacidé ne correspond à aucun registre national et ne permet donc pas de retrouver un oiseau facilement. De plus, celle-ci peut être responsable de blessures graves fréquemment rencontrées en clientèle (RITCHIE, HARRISON, HARRISON 1994) :

- Si elle est trop petite pour l'oiseau ou en cas de gonflement de la patte, la bague va faire un garrot au niveau du membre pelvien en comprimant les vaisseaux sanguins. Ceci entraînera très souvent une automutilation ainsi qu'une gangrène sèche et donc la perte de l'extrémité distale du membre, voire une septicémie en cas de surinfection bactérienne.
- Si elle s'abîme, elle peut léser la peau de l'oiseau et occasionner des plaies qui risquent alors de se surinfecter.
- Très souvent, les oiseaux coincent accidentellement des objets entre leur patte et leur bague. Ils vont alors s'agiter pour se libérer. Malheureusement dans ce cas, c'est bien souvent le tarsométatarse et/ou l'articulation du tarse qui vont rompre avant la bague. Par expérience, le pronostic est alors réservé à sombre pour la patte de l'oiseau (et pour l'oiseau lui-même en cas de fracture ouverte).

Pour ces différentes raisons, les propriétaires demandent souvent au vétérinaire de retirer la bague et de la remplacer éventuellement par une puce électronique.

Un retrait de bague se fait toujours sous anesthésie gazeuse flash pour éviter que l'oiseau ne se blesse en se débattant et pour faciliter le travail du clinicien (HARCOURT-BROWN, CHITTY 2005). En effet, c'est une procédure qui peut être assez difficile, en particulier si le membre est très gonflé et si la bague est prise dans l'œdème (RITCHIE, HARRISON, HARRISON 1994).

La première technique pour retirer la bague est de la faire glisser jusqu'à l'articulation métatarsienne, puis de faire passer à l'intérieur les doigts I et IV et enfin la faire glisser le long des doigts II et III. Cette technique n'est possible que chez les très jeunes oiseaux dont la patte est encore suffisamment fine.

La seconde technique consiste à couper la bague avec une pince coupante à bagues. Néanmoins, cette pratique est à proscrire à absolument en raison de sa dangerosité pour l'animal. En effet, lorsque la pince pénètre dans la bague, le clinicien ne maîtrise plus les forces appliquées à cette dernière qui risque alors de basculer en causant des dommages à la patte de l'oiseau : hématome, lacérations voire même fractures (RITCHIE, HARRISON, HARRISON 1994).

La méthode de référence consiste à couper la bague en deux endroits à l'aide d'une scie rotative de très petit diamètre (RITCHIE, HARRISON, HARRISON 1994). Afin de ne pas léser la peau sous la bague, un objet métallique (sonde cannelée, branche de pince...) peut être glissé entre les deux plans (cf. figure 105). De plus, la bague doit être constamment arrosée de liquide physiologique pour éviter l'échauffement du métal et donc des brûlures du tissu cutané (cf. figure 105).



Figure 105 : Retrait de la bague d'un Youyou du Sénégal (*P. senegalus*) (Image : P. GRENTZINGER).

7) *Prise de sang et mise en place d'un cathéter veineux*

a- **Prise de sang**

Chez les oiseaux, le volume sanguin équivaut à 5 à 13% du poids du corps en fonction de l'espèce (LONGLY 2008). Lors de la prise de sang, le clinicien ne doit pas prélever plus de 10% du volume total sanguin, soit 1% du poids du corps en moyenne. La règle à retenir est que sur un oiseau en bonne santé, il est possible de prélever 1mL de sang pour 100g de poids vif (MURRAY 1997). Ainsi, 0,6 mL pourront être ponctionnés sur un oiseau pesant 60g par exemple. Heureusement, les nouveaux analyseurs disponibles en médecine vétérinaire sont désormais capables de donner des résultats à partir de très petits volumes sanguins (KRAMER, HARRIS 2010).

Néanmoins, l'état de santé du patient doit être pris en compte avant tout prélèvement. Ainsi, la prise de sang pourra être reportée si le vétérinaire considère l'oiseau débilité ou si ce-dernier montre des signes de déshydratation, d'anémie ou d'antécédents d'hémorragie récente (POWERS 2006).

En raison de la proximité des sites de prélèvement avec d'autres structures nobles (carotides, trachée, tendons, faisceaux nerveux, etc.) et de la tendance des perroquets à se débattre sous contention physique, il est conseillé de réaliser la prise de sang sous anesthésie flash.

Comme nous allons le décrire, plusieurs sites sont disponibles à la prise de sang chez les Psittacidés.

i. La veine jugulaire

La veine jugulaire droite est le vaisseau sanguin périphérique le plus développé chez les oiseaux. Elle est d'ailleurs beaucoup plus large que la jugulaire gauche qui est même vestigiale chez certains oiseaux. Ainsi, c'est le site préférentiel de ponction quand une quantité importante de sang doit être ponctionnée (KRAMER, HARRIS 2010).

Dans la pratique, l'oiseau anesthésié est placé en décubitus latéral gauche. Son cou est ensuite étendu (pour les plus gros oiseaux, se faire aider pour maintenir la tête) puis l'*aptérium* (zone sans plume) est mis à jour en écartant les plumes du cou. Puis, la peau est humidifiée avec de l'alcool. La compression est faite d'un doigt à la base du cou au niveau de l'entrée du thorax. La jugulaire se distend alors, la rendant encore plus visible sous la peau fine (cf. figure 106). Pour les oiseaux, il est recommandé d'utiliser l'aiguille la plus fine possible (généralement entre 22 et 28 gauge) (KRAMER, HARRIS 2010).

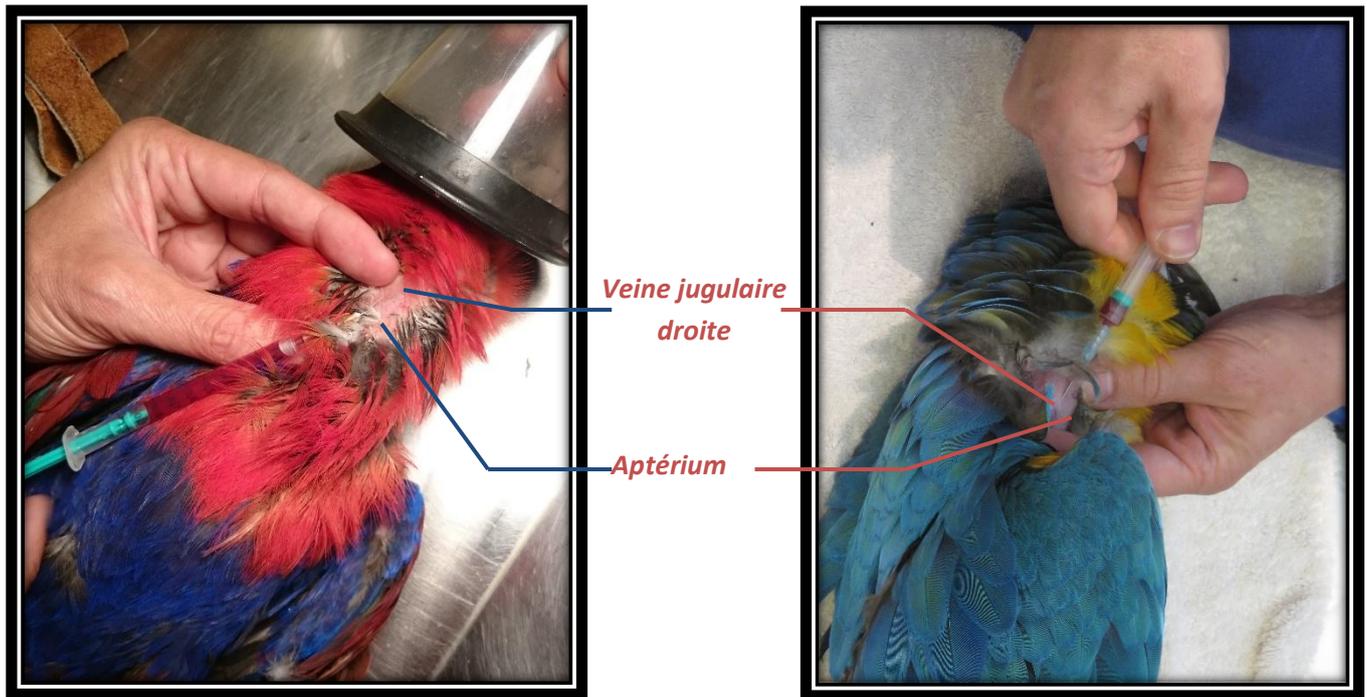


Figure 106 : Prises de sang sur une femelle Eclectus (E. roratus) (à gauche) et un Ara bleu et jaune (A. ararauna) (à droite) au niveau de la veine jugulaire droite (Images : P. GRENTZINGER, remerciements au Dr. Hue et au Dr. RISI).

A gauche, le vétérinaire utilise son pouce gauche pour faire la compression et son index gauche pour étendre le cou. L'aiguille utilisée est une 26 gauge.

A droite, il utilise son index gauche pour la compression et son pouce pour étendre le cou. L'aiguille utilisée est une 23 gauge.

En raison de la finesse de la paroi vasculaire, la principale complication d'une prise de sang à la jugulaire est la formation d'un hématome (POWERS 2006). Celui-ci est rare quand une technique convenable est utilisée mais peut apparaître si l'oiseau se débat, s'il présente un trouble de la coagulation ou encore à cause du manque d'expérience du clinicien (ponction de la veine de part en part par exemple). Une plus grave complication serait la perforation du sac aérien cervical (vue par l'apparition de sang dans la cavité buccale) (KRAMER, HARRIS 2010).

Pour limiter le risque de complications, une anesthésie flash est fortement recommandée afin de faciliter la tâche du vétérinaire. De plus, il est conseillé d'introduire l'aiguille dans la peau avec un angle de 30° avec le plan cutané et le biseau vers la veine (permet de diminuer la longueur d'aiguille à enfoncer dans la veine pour pouvoir récolter du sang) (KRAMER, HARRIS 2010).

ii. Veines ulnaires, radiales et basilaires

Les veines ulnaires et radiales sont situées en face ventrale de l'aile où elles courent le long du radius et de l'ulna. En se rejoignant au niveau coude, elles forment la veine basilaire qui longe l'humérus (cf. figure 107) (CLARK, BOARDMAN, RAIDAL 2009).

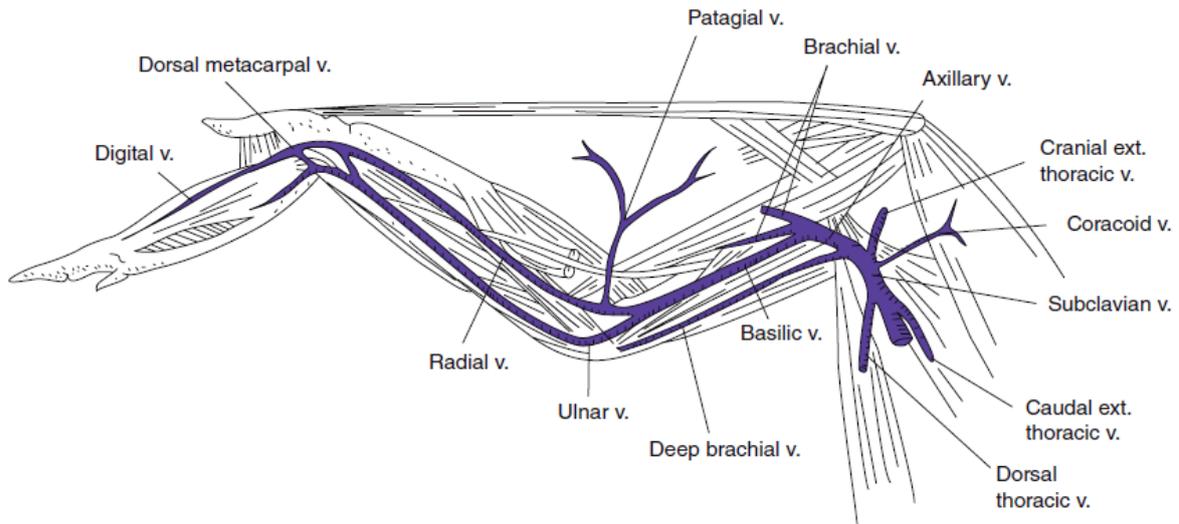


Figure 107 : Anatomie schématique des veines parcourant la face ventrale des ailes des oiseaux (issu de (CLARK, BOARDMAN, RAIDAL 2009)).

Ces veines sont très facilement observables à travers la peau (cf. figure 108), surtout au niveau du coude. Néanmoins, leur faible diamètre fait que ces veines ne sont utilisées que pour les prises de sang des oiseaux de taille moyenne à grande, en particulier si une ponction veineuse a été réalisée peu de temps avant au niveau de la jugulaire (le but étant de préserver celle-ci) (KRAMER, HARRIS 2010).

Avant de faire la prise de sang, la peau est nettoyée avec de l'alcool, ce qui permet également d'écarter les plumes du site de ponction. Le prélèvement est ensuite réalisé de préférence avec une aiguille de 25 à 28 gauge et une seringue d'au maximum 3mL (KRAMER, HARRIS 2010).

L'oiseau est placé en décubitus dorsal et l'aile est étendue parallèlement à la table d'opération. Si l'oiseau est vigile, une attention particulière doit être portée à l'immobilisation de l'aile afin de ne pas risquer de fracture si l'oiseau se débat (si nécessaire, se faire aider par un second manipulateur). La compression est réalisée en région proximale au coude ou le long de l'humérus en fonction de la veine ponctionnée (cf. figure 108) (KRAMER, HARRIS 2010).

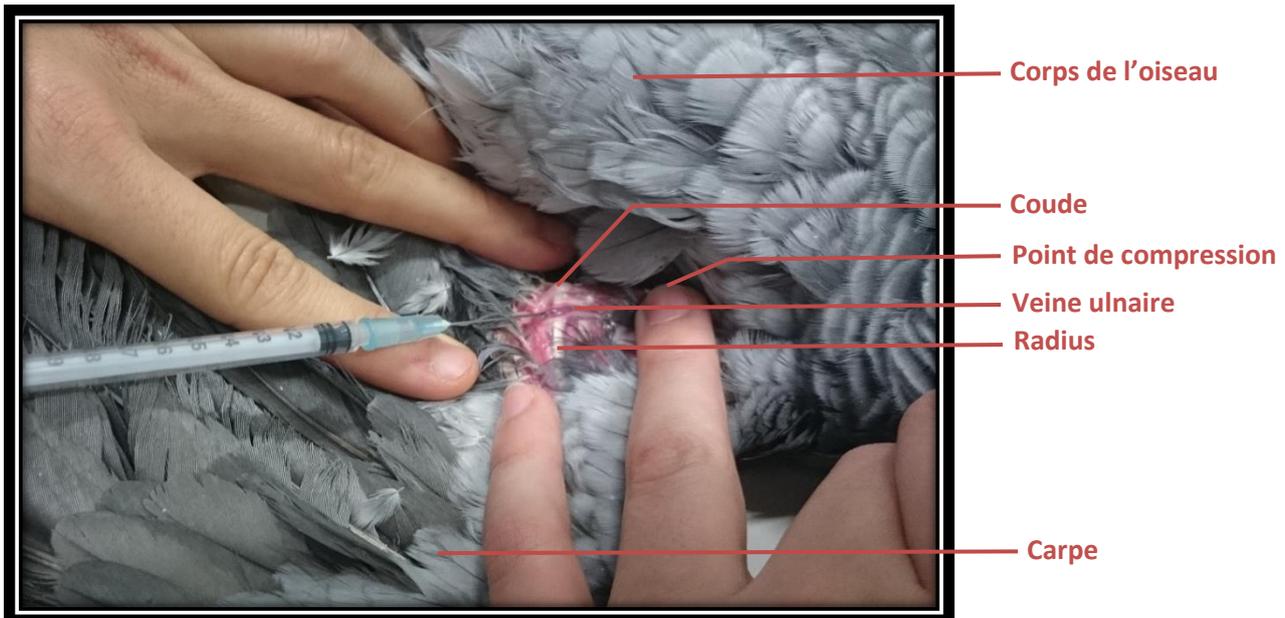


Figure 108 : Prise de sang à la veine ulnaire sur un Gris du Gabon (*P. erithacus*) (Image : P. GRENTZINGER, remerciements au Dr. Le Loch).

Ici, un second manipulateur (main à droite sur la photo) se charge d'étendre l'aile et de faire la compression.

En raison de l'extrême finesse des parois vasculaires, l'apparition d'un hématome est très fréquente pendant ou après la prise de sang même si elle a peu de conséquences (POWERS 2006). Par conséquent, une compression de 30 secondes à 2 minutes doit être réalisée au point d'entrée de l'aiguille afin de favoriser l'hémostase (MURRAY 1997).

iii. Veines métatarsiennes

Comme leur nom l'indique, les deux veines métatarsiennes (médiale et dorsale) courent le long du tarsométatarse, la veine médiale étant la plus utilisée des deux pour la prise de sang (CLARK, BOARDMAN, RAIDAL 2009).

Par rapport aux autres veines citées ci-dessus, elle est plus difficile à ponctionner en raison de l'épaisseur de la peau des pattes et à son aspect reptilien (impression de présence d'écailles). De plus, elle n'est utilisée que chez les plus gros perroquets (Gris du Gabon et plus) car est trop petite chez les autres espèces où la jugulaire lui sera préférée (KRAMER, HARRIS 2010).

Il est conseillé de se placer au niveau de la jonction entre peau fine et peau épaisse, quitte à retirer quelques plumes au préalable. La peau est ensuite désinfectée à l'alcool et la compression est faite caudalement au grasset. Puis, l'aiguille est insérée en suivant un angle très faible avec le plan cutané (cf. figure 109) (KRAMER, HARRIS 2010).

Grace aux tissus musculaires présents autour de la veine et à l'aspect non-extensible de la peau, la formation d'hématome est très rare au niveau de ce site de ponction. Néanmoins, réaliser une hémostase appropriée est de rigueur après chaque prélèvement (KRAMER, HARRIS 2010).

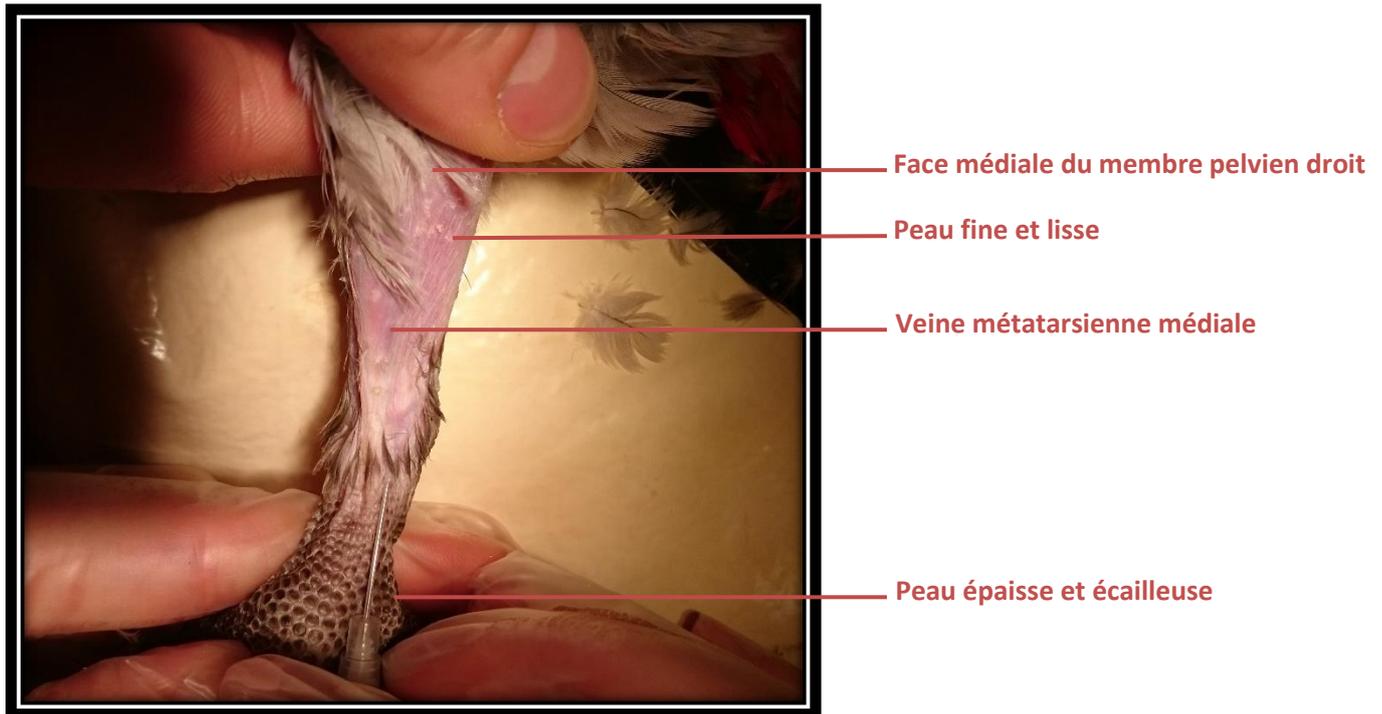


Figure 109 : Prise de sang à la veine métatarsienne médiale sur un Gris du Gabon (*P. erithacus*)
(Image : P. GRENTZINGER)

iv. Au niveau des griffes

Le prélèvement de sang au niveau des griffes est une technique considérée comme étant à proscrire (MURRAY 1997). En effet, elle consiste à couper la griffe jusqu'à la pulpe pour récupérer une goutte de sang.

Cette méthode est donc très douloureuse pour l'oiseau. De plus, elle ne permet de récupérer qu'une très faible quantité de sang capillaire présentant des valeurs biochimiques artéfactuelles par rapport au sang veineux (KRAMER, HARRIS 2010).

b- Pose d'un cathéter intraveineux

La pose d'un cathéter intraveineux (= IV) permet l'administration rapide de molécules en IV, une fluidothérapie ou encore une administration en continue par CRI (= *Constant Rate Infusion*) de molécules analgésiques par exemple. C'est donc un acte fondamental à maîtriser. En effet, le cathéter IV est primordial lors d'anesthésies de plus de 15 minutes ou encore lors de certaines hospitalisations (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

Le cathéter peut être posé au niveau des veines ulnaires, basilaires ou métatarsienne médiale (cf. figure 110). Si possible, la veine jugulaire est à éviter pour ne pas l'abîmer (en particulier si la jugulaire gauche est très peu développée). La veine radiale quant à elle est trop fine pour être cathérisée chez la plupart des oiseaux (CLARK, BOARDMAN, RAIDAL 2009).

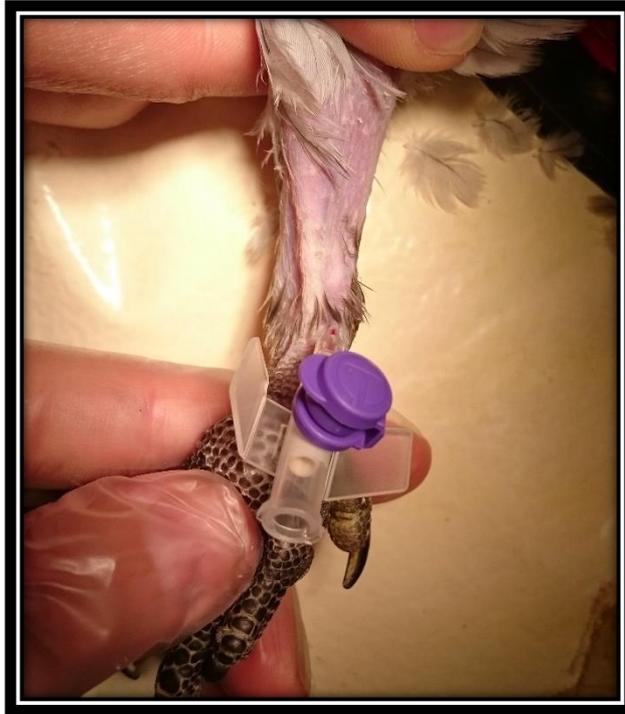


Figure 110 : Pose d'un cathéter intraveineux sur un Gris du Gabon (P. erithacus) au niveau de la veine ulnaire métatarsienne médiale (Image : P. GRENTZINGER).

De plus, si la pose est rendue délicate par la finesse et la fragilité des parois vasculaires (utiliser un cathéter inférieur à 24 gauge), le plus difficile reste de fixer le cathéter et de le maintenir en place (WEST, HEARD, CAULKETT 2007) :

- Au niveau de la veine métatarsienne : fixer le cathéter avec une bande adhésive puis envelopper le membre dans un bandage de type Robert-Jones pour éviter que l'oiseau ne le retire.
- Au niveau des veines ulnaires et basilaires : prendre le cathéter dans un pansement papillon (formé avec une bande adhésive) puis fixer ce-dernier à la peau avec quelques points de suture. Il est ensuite conseillé de maintenir l'aile avec un bandage en 8 (cf. partie I-E-9) pour éviter que le cathéter ne s'enlève (ou que l'oiseau joue avec).

Dans la plupart des cas il faudra mettre au perroquet un collier élisabéthain (collier maintenant le cou tendu ; peut être réalisé avec une bande auto-adhésive type Vetrap autour d'une couche de ouate enroulée autour du cou, cf. figure 111) ou une collerette pour éviter que celui-ci ne détruise ou arrache le cathéter avec son bec (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

Remarque : Par expérience, il arrive parfois que le mandrin soit placé correctement dans la veine mais que le sang ne monte pas (ou très lentement) dans le cathéter. Ceci complique encore la pose du cathéter même si le clinicien apprend à passer outre avec la pratique.



Figure 111 : Collier élisabéthain sur une conure soleil (*A. solstitialis*) mis en place pour protéger le bandage Robert-Jones sur sa patte droite (Image : P. GRENTZINGER).

8) Administration de molécules thérapeutiques

Comme chez les mammifères, le vétérinaire a à sa disposition plusieurs voies d'administrations possibles pour les traitements : per-os (= PO), sous-cutanée (= SC), intramusculaire (= IM), intraveineuse (= IV), intra-osseuse (= IO) ou encore par nébulisation.

Le choix de la voie d'administration dépend de nombreux facteurs (ROMAN (2) 2004) :

- Traitement d'un groupe (préférer la voie orale) ou d'un animal isolé.
- Oiseau apprivoisé ou non : dans les cas où l'oiseau est sauvage et très stressé par la proximité humaine, préférer une forme galénique qui permet de cacher le traitement dans l'alimentation.
- Animal en choc ou en état d'urgence : privilégier les voies IV ou IO
- Oisillon élevé à la main : ajouter le traitement à la pâtée alimentaire
- Pathologie traitée : par exemple, les sacs aériens sont très peu vascularisés ce qui rend les traitements réalisés par voie parentérale rarement efficaces. Les inhalations peuvent donc être utilisées pour avoir une action locale directement au niveau des voies respiratoires.
- Propriétés pharmacologiques de la molécule et volume à administrer.

a- Administration per-os

Le pH du jabot des Psittacidés est acide ce qui peut dénaturer certaines molécules. De plus, la vidange du jabot est difficile à prévoir ce qui rend la biodisponibilité du traitement aléatoire (ROMAN (2) 2004).

i. Via la nourriture ou l'eau de boisson

C'est une solution qui permet de traiter des groupes d'oiseaux, particulièrement si ceux-ci ne se laissent pas approcher par l'homme (vermifuges d'oiseaux en volière par exemple). Néanmoins,

cette technique ne permet pas de garantir une prise du traitement suffisante et équitable entre tous les individus (ROMAN (2) 2004).

De plus, comme on l'a déjà vu, les perroquets font souvent preuve de néophobie alimentaire. Ainsi, si le traitement utilisé ajoute un goût à l'eau de boisson ou à l'aliment, de nombreux oiseaux refuseront de s'alimenter ou trieront les aliments « contaminés » par le traitement (SAMOUR 2008). Ainsi, il n'y a aucune assurance que les concentrations sanguines thérapeutiques seront atteintes par cette voie d'administration (ROMAN (2) 2004).

Pour ces raisons, cette méthode est à éviter sur des oiseaux dysorexiques ou anorexiques et le clinicien (ou le propriétaire) doit s'assurer à chaque fois de la bonne prise du traitement.

ii. Directement dans le bec

Cette méthode peut être proposée aux propriétaires sur un traitement court et dans le cas où il y a peu d'oiseaux à traiter et que ceux-ci sont apprivoisés.

Elle consiste à faire prendre le traitement directement dans une seringue avec la coopération de l'oiseau (qui peut facilement être obtenue grâce à un entraînement médical) (COLES 2007). Pour rendre le médicament plus attractif, celui-ci peut être mélangé à un aliment appétant pour l'oiseau (purée ou jus de fruits par exemple).

L'avantage de cette solution est qu'elle permet de donner la dose adéquate à chaque individu. Néanmoins, le principal inconvénient est que s'il n'y est pas habitué, l'oiseau risque d'avoir peur de la seringue et donc de ne pas s'en approcher.

iii. Par gavage

L'administration d'une molécule par gavage permet de maîtriser de la prise du traitement ou encore de mettre en place un support nutritionnel pour les patients anorexiques.

Pour gaver un perroquet, le vétérinaire doit s'équiper de sondes de gavage métalliques (le bec du perroquet détruira tout autre matériau et l'oiseau risquera alors d'avaler un morceau de sonde) de différentes tailles et longueurs, comme présentées en figure 48. Celles-ci doivent évidemment être nettoyées et désinfectées après chaque utilisation (SAMOUR 2008).

Avant de commencer le sondage, la carrure de l'oiseau détermine la taille de la sonde œsophagienne à utiliser. De plus, celui-ci doit être maintenu dans un linge (si nécessaire par un second manipulateur). La sonde est introduite (vide et sans seringue fixée dessus) par la face latérale gauche du bec puis est dirigée au fond de la cavité buccale (si besoin en maintenant le bec ouvert avec un spéculum). Elle est ensuite glissée dans l'œsophage jusqu'au jabot (à la base du cou, crânialement à l'entrée du thorax) (cf. figure 112) (ROSET 2012). Le clinicien doit alors s'assurer que la sonde est bien en place dans le jabot afin de ne rien administrer dans la trachée. Pour cela, il suffit de palper la trachée et vérifier que la sonde n'est pas à l'intérieur (très facile à constater chez les oiseaux).



Figure 112 : Sonde œsophagienne en place sur une conure soleil (*Aratinga solstitialis*) (Image issue de (ROSET 2012)).

La flèche noire indique l'emplacement de l'extrémité de la sonde situé au niveau du jabot.

Une fois la sonde en place, le clinicien peut administrer délicatement les traitements ou l'aliment de gavage en finissant si possible par administrer un peu d'eau qui servira à la fois à vidanger l'intérieur de la sonde mais aussi à hydrater l'oiseau. Au cours de la procédure, le cou du patient doit être maintenu tendu afin de limiter le risque de régurgitations (SAMOUR 2008). La quantité pouvant être administrée dépend de la taille du jabot qui est peu extensible chez les perroquets adultes : si des éléments de gavage apparaissent dans la cavité buccale au cours de l'administration, la sonde doit être retirée et l'oiseau placé en cage pour qu'il puisse vider sa cavité buccale (ROSET 2012).

Une fois que tout le traitement a été administré, la sonde est retirée avec la seringue encore fixée au bout pour limiter l'entrée d'air dans le jabot. L'oiseau doit ensuite être laissé au calme et surveillé à la recherche de signes de régurgitation.

De nombreux aliments de supports sont disponibles dans le commerce sous forme de poudre à mélanger avec de l'eau. Ceux-ci ont tendance à gonfler et à épaissir une fois reconstitués. Ainsi, la préparation doit être réalisée immédiatement avant l'administration et les restes doivent être jetés (POWERS 2006).

iv. Oesophagostomie

Sur un oiseau trop débilité qui ne se nourrit plus et si le gavage est impossible (masse œsophagienne par exemple), le vétérinaire peut choisir de poser une sonde d'oesophagostomie afin de continuer à alimenter l'oiseau. Cette technique est également recommandée en cas de traumatisme important du bec ne pouvant être corrigé par une prothèse (POWERS 2006).

De même, des oiseaux présentant des régurgitations chroniques peuvent souffrir d'une inflammation du jabot. En s'implantant directement dans le proventricule (donc caudalement au jabot), la sonde d'oesophagostomie permet donc de protéger le jabot et de stopper l'inflammation (WHITTINGTON 2013).

La pose de la sonde se fait sur oiseau anesthésié placé en décubitus latéral (WHITTINGTON 2013) :

- La zone du cou est plumée et la peau est préparée en vue de la chirurgie (nettoyage et désinfection) avant d'être étirée.
- Le vétérinaire peut alors prendre les repères nécessaires à l'insertion de la sonde : l'extrémité de la sonde est placée à la base du sternum et celle-ci est marquée à l'endroit où elle atteint la zone plumée.
- Une pince à hémostase est ensuite insérée dans l'œsophage via le bec de l'oiseau jusqu'à la zone plumée où elle forme une protubérance sous la peau.
- La peau et l'œsophage sont incisés au niveau de cette protubérance et l'extrémité de la pince est extériorisée.
- L'extrémité du tube est alors saisie dans la pince et la sonde est tirée à travers l'incision, l'œsophage, puis la cavité buccale.
- L'extrémité de la sonde sortant dans la cavité buccale est ensuite lubrifiée avec une solution saline puis est redirigée vers le fond de la gorge jusque dans l'œsophage en prenant soin à ne pas lui faire faire de plis.
- Le tube est glissé dans l'œsophage en direction du proventricule jusqu'à ce que le repère tracé au début de l'intervention soit au niveau de la peau.
- La sonde est enfin suturée à la peau grâce à un lacet chinois et le reste du tube est replié le long du corps de l'oiseau où il peut être protégé par un jersey.

La sonde peut être laissée en place plusieurs semaines à condition que l'oiseau la supporte et que le site d'incision de la peau reste propre (WHITTINGTON 2013).

b- Administration sous-cutanée

Cette voie d'administration est une des plus utilisées en pratique en raison de son accessibilité. De plus, elle permet de remplacer facilement les injections intramusculaires quand celles-ci sont impossibles (animal cachectique par exemple) (ROMAN (2) 2004). Elle reste tout de même moins efficace que les voies IV et IO en cas de traitement du choc où l'éventuelle hypovolémie diminue l'absorption des fluides injectés (POWERS 2006).

Lors de l'injection, il ne faut pas dépasser 5 à 10 mL/kg par site d'injection et utiliser des petites aiguilles (25 à 27 Gauge). En effet, la peau des oiseaux est peu extensible : si on injecte trop de produit en un seul point, celui-ci risque alors de ressortir par le point d'injection (ROMAN (2) 2004).

Les sites d'injection privilégiés sont les régions axillaires, inguinales et interscapulaires (POWERS 2006) et l'administration peut se faire sur animal sous anesthésie ou vigile (à condition que la contention soit effectuée correctement) (cf. figure 113).

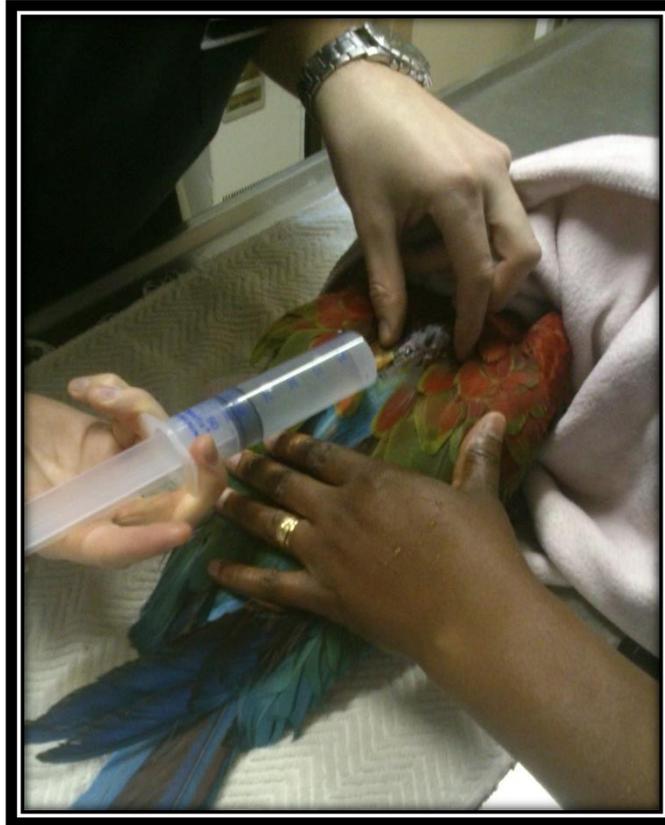


Figure 113 : Injection sous-cutanée au niveau de l'espace interscapulaire chez un *Ara chloroptère* (*A. chloropterus*) (Image : P. GRENTZINGER).

Avant toute injection, le clinicien doit s'assurer que la molécule qu'il utilise ne risque pas d'entraîner de lésions cutanées comme des ulcères ou une nécrose (SAMOUR 2008).

La peau est désinfectée à l'alcool avant l'injection, ce qui permet également d'écarter les plumes pour découvrir la peau. L'aiguille est ensuite enfoncée sous la peau biseau vers l'extérieur et selon un angle très faible avec le plan cutané (presque parallèle). La peau des oiseaux étant très fine, l'aiguille reste visible pendant l'injection et ne doit surtout pas être enfoncée trop profondément.

c- Administration intramusculaire

Ce mode d'administration est très utilisé en routine car très accessible. L'injection est réalisée avec une aiguille fine (26 à 28 Gauge) afin de limiter les lésions musculaires et le clinicien doit s'assurer que la molécule utilisée n'est pas irritante ou nécrosante à long terme (ROMAN (2) 2004).

En raison du système porte rénal, les injections doivent être faites dans la partie crâniale des muscles du bréchet le long de la carène en insérant l'aiguille avec un angle inférieur à 30° avec le plan cutané (POWERS 2006).

d- Administration intraveineuse

Cette voie est généralement utilisée pour des traitements ponctuels en urgence ou pour l'administration de fluides pendant une chirurgie. Pour les traitements à long terme, il est en effet difficile de laisser un cathéter veineux en place chez les Psittacidés qui parviennent souvent à enlever

tout le dispositif. De plus, la finesse des parois vasculaires rend les vaisseaux très fragiles et donc peu adaptés à des ponctions répétées (ROMAN (2) 2004). Si les injections doivent donc être répétées, il est préférable de poser un cathéter ou de changer de voie d'administration (IM par exemple) (POWERS 2006).

Tous les vaisseaux sanguins peuvent servir à l'administration d'un traitement en IV mais les plus couramment utilisés sont les veines (POWERS 2006) :

- Jugulaire droite : très facilement accessible chez les Psittacidés grâce à la présence d'un aptérium.
- Ulnaires et basilaires
- Le sinus occipital : c'est un sinus veineux situé dans la dure-mère entourant le tronc cérébral (cf. figure 114) (CLARK, BOARDMAN, RAIDAL 2009). Néanmoins, en raison de sa forte proximité avec des structures nerveuses nobles, ce site d'injection n'est utilisé que pour l'euthanasie. Pour cela, l'oiseau est au préalable anesthésié puis l'injection se fait au niveau de l'articulation atlanto-occipitale (facilement palpable) en enfonçant l'aiguille avec un angle de 30 à 40° avec l'axe des vertèbres cervicales (ROMAN (2) 2004).

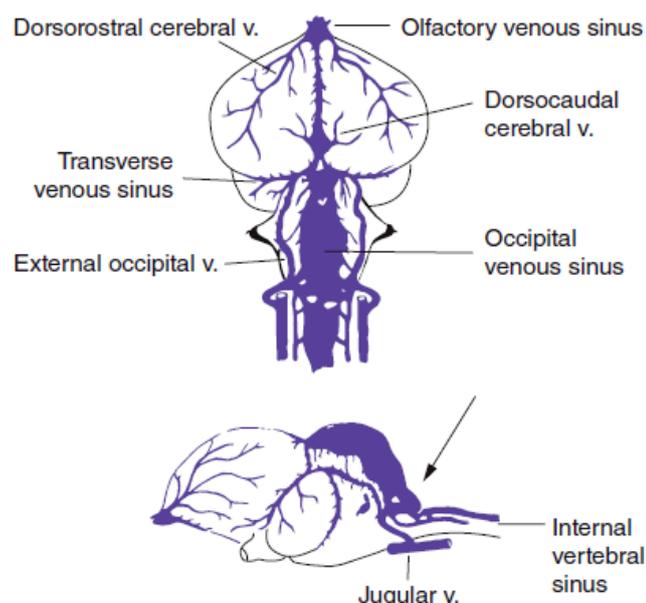


Figure 114 : Localisation anatomique du sinus veineux occipital chez les oiseaux (Schéma issu de (CLARK, BOARDMAN, RAIDAL 2009)).

La flèche noire représente l'angle conseillé pour réaliser une injection dans ce sinus.

La veine métatarsienne médiale n'est pas utilisée pour des injections en raison du système rénal porte (SAMOUR 2008).

e- Administration intra-osseuse

La voie IO est utilisée principalement en urgence pour avoir un accès rapide à la circulation sanguine (BOWLES, LICHTENBERGER, LENNOX 2007). L'injection de solutions alcalines ou hypertoniques doivent cependant être évitées par cette voie car ceux-ci sont irritants et peuvent donc causer une vive douleur chez le patient (ROMAN (2) 2004).

Le cathéter IO peut être placé dans différents os, et principalement dans (POWERS 2006) :

- L'ulna (site de référence) : pour cela, la main est placée en hyperflexion et l'articulation du carpe est plumée, découvrant ainsi le bord distal du radius. La zone est préparée chirurgicalement puis le cathéter est enfoncé jusqu'à la garde en direction de l'articulation du coude et parallèlement à l'axe osseux. Une fois en place, le mandrin est retiré, laissant la canule de cathéter en place (ROMAN (2) 2004).
- Le tibiotarse : une fois le grasset mis en hyperflexion et le ligament tibio-patellaire décalé latéralement, le cathéter est cette fois inséré au niveau de l'extrémité proximale du tibiotarse en direction de l'articulation du tarse, parallèlement à l'axe osseux. La technique et la préparation du membre sont les mêmes que pour la canulation de l'ulna.

Attention, les os pneumatiques (c'est-à-dire reliés aux sacs aériens par des diverticules) ne doivent surtout pas être utilisés pour les injections IO au risque de retrouver le produit dans les voies respiratoires (et donc de noyer l'oiseau en fonction de la quantité administrée) (BOWLES, LICHTENBERGER, LENNOX 2007).

La plupart des oiseaux en choc n'étant pas en état de supporter une anesthésie (même rapide), la pose de cathéter IO peut se faire sur oiseau vigile. Auquel cas, une dose de lidocaïne à 4 mg/kg peut être injectée en SC au niveau du point de canulation pour prévenir la douleur de l'acte (POWERS 2006).

Si le cathéter osseux doit rester en place (au maximum 48 heures), le point d'entrée peut être protégé avec une membrane antiseptique et un bandage. La canule doit ensuite être flushée toutes les 6 heures avec une solution héparinée. S'il est placé dans l'ulna, l'aile doit être maintenue par un bandage en 8 (cf. partie II-C-9) (ROMAN (2) 2004).

L'absorption des fluides injectées en IO est environ équivalente à celle de l'administration IV et le cathéter IO est très rapide à poser, ce qui en fait une voie de choix pour les traitements en urgence (SAMOUR 2008).

f- Administration transcutanée

Cette voie d'administration est anecdotique et réservée aux molécules ayant un passage cutané satisfaisant.

Le principal soin réalisé en transcutané est le traitement antiparasitaire à l'ivermectine : le produit est déposé en général au niveau du patagium d'où il diffusera dans la peau (POWERS 2006).

g- Inhalations

Les inhalations permettent un traitement local des voies respiratoires et particulièrement des sacs aériens que les traitements par voie générale ont du mal à atteindre. Elles sont donc indiquées dans le cadre de sinusites bactériennes ou fongiques, trachéites, bronchopneumonies et aérosaculites (POWERS (2) 2006).

Pour cela, il est conseillé d'utiliser un inhalateur émettant des particules liquidiennes de diamètre inférieur à 3 µm pour atteindre les voies respiratoires profondes (dont le diamètre avoisine les 3 à 10 µm) (POWERS (2) 2006).

L'oiseau est placé dans une boîte hermétique (cage à oxygène ou boîte à induction) pendant la procédure (entre 15 et 20 minutes environ) et ses yeux sont lubrifiés pour éviter un dessèchement de la cornée (POWERS (2) 2006). Si besoin (et si l'oiseau est stressé), un drap peut recouvrir la boîte. Ainsi, les inhalations permettent de réaliser un traitement très peu stressant pour l'oiseau. Cependant, elles peuvent mener à une pollution environnementale, en particulier lors de la vaporisation d'antibiotiques critiques.

Enfin, la nébulisation doit toujours s'accompagner d'un traitement par voie générale afin de gagner en efficacité (SAMOUR 2008). En effet, dans le meilleur des cas, on estime que seulement 20% des particules nébulisées atteignent les voies respiratoires profondes (ROMAN (2) 2004).

h- Administrations topiques

Comme chez les mammifères, de nombreux traitements par voie topique sont disponibles chez les oiseaux (collyres, pommades ophtalmiques, etc.) (SAMOUR 2008).

Seules les pommades cutanées sont à déconseiller chez l'oiseau car ce sont des corps gras très salissants pour le plumage que l'oiseau aura du mal à nettoyer (ROMAN (2) 2004). Cependant, elles restent possibles au niveau des zones dépourvues de plumes (bec, pattes...) à condition de bien protéger la zone d'application afin que l'oiseau ne puisse pas en avaler en essayant de se nettoyer (bandages, collier élisabéthain, etc.).

9) Gestion de plaies et bandages

a- Soins de plaie

Comme chez les mammifères, la première chose à faire face à une plaie est de déterminer si celle-ci est récente donc considérée comme propre (apparue il y a moins de deux heures) ou non.

Chez les oiseaux, il faut également s'assurer de l'intégrité des sacs aériens. Pour cela, la plaie est rincée délicatement avec un liquide physiologique (NaCl ou Ringer Lactate) : si un sac est percé, le vétérinaire pourra alors observer des bulles se formant au niveau de la lésion. Si c'est le cas, le pronostic vital de l'oiseau s'assombrit, la crainte étant une infection respiratoire due à une entrée de germes. Une antibiothérapie préventive est donc indiquée dans cette situation.

Dans tous les cas, le caractère joueur et destructeur des perroquets oblige le clinicien à trouver des solutions pour que celui-ci ne puisse pas atteindre la plaie et le bandage car il pourrait empirer les lésions existantes en s'automutilant (FERRELL 2002) (la seule solution quelque peu résistante étant souvent le collier élisabéthain).

➤ Plaie propre :

La plaie est d'abord nettoyée et désinfectée avec un antiseptique dilué (chlorhexidine ou bétadine). Puis, si les marges peuvent être rapprochées, des sutures peuvent être réalisées. Pour cela, il est conseillé d'utiliser du fil résorbable monofil pour la peau et tressé pour les muscles et de faire les points selon les indications suivantes :

- Points ou surjets en « U » pour la peau.
- Points en « X » pour les muscles.

Si les bords de plaies sont trop éloignés pour réaliser des sutures, il faut favoriser une cicatrisation par seconde intention :

- Après nettoyage et désinfection de la plaie, lui appliquer généreusement un gel hydrocolloïde, un baume cicatrisant ou encore du miel.
- Recouvrir la plaie d'une fine compresse ou d'une membrane hydrocolloïde (de type Algoplaque® par exemple).
- Fixer le tout avec un pansement adapté à la localisation de la plaie.
- Renouveler le pansement tous les 1 à 2 jours jusqu'à cicatrisation complète.

➤ Plaie « sale » :

Une plaie est considérée comme étant « sale » lorsqu'elle date de plus de 2 heures, si elle est souillée (fientes, débris...) ou encore si elle présente des foyers de suppurations (à noter que chez les oiseaux, le pus est solide donc parfois plus difficile à reconnaître).

La procédure à suivre dans ce cas-là est :

- Débridement chirurgical de la plaie : exérèse des tissus non-sains et parage des bords pour les raviver.
- Débridement physico-chimique : nettoyer et désinfecter la plaie avec un antiseptique (faire des bains de plaie si nécessaire), la placer sous une quantité appréciable de compresses sèches, fixer celles-ci avec un bandage adapté à la localisation de la lésion et renouveler ce traitement jusqu'à l'apparition d'un tissu de granulation sain.

b- Bandage en 8 de l'aile

Il est indiqué pour immobiliser l'aile en cas de fracture (radius, ulna, humérus ou métacarpiens), de luxation des articulations de l'aile et de son attache au thorax ou encore en attente d'une chirurgie réparatrice. Ceci permet donc de limiter la douleur liée à la lésion et d'éviter que celle-ci ne s'aggrave.

Remarque : Ce bandage est à prescrire en complément d'une cageothérapie stricte. Sans elle, la guérison ne pourra se faire correctement.

Le bandage doit être imperméable, léger pour ne pas déstabiliser l'oiseau et suffisamment résistant pour maintenir l'aile malgré la force du patient (en particulier chez les grands perroquets). De plus, il doit pouvoir être retiré facilement sans trop abimer le plumage du patient (éviter les bandes adhésives directement sur le plumage car elles arracheront les plumes au retrait du bandage). Il est donc conseillé d'utiliser une bande autoadhésive (type Vetrap) pouvant être associée à une bande de ouate pour matelasser l'aile (CHAVEZ, ECHOLS 2007). Si les bandes sont trop larges, elles peuvent être coupées dans le sens de la longueur pour s'adapter à la taille du patient.

Cette intervention à immobiliser le coude et le carpe par un bandage en forme de 8, les anneaux du 8 entourant respectivement le carpe et le coude et les branches du 8 se croisant au niveau du radius et de l'ulna (CHAVEZ, ECHOLS 2007) :

- Afin de faciliter la pose du bandage, il est conseillé de placer l'oiseau en décubitus dorsal (l'anesthésier si besoin) puis de replier l'aile en position physiologique (cf. figure 115).
- Le premier tour de bande entoure le poignet (cf. figure 115).
- Puis, faire longer le radius et l'ulna par la bande en direction du coude (cf. figure 115).
- Entourer le coude en passant la bande en face dorsale (en prenant au passage les plumes des ailes) puis la ramener jusqu'au carpe (cf. figure 115).
- Recommencer cet enchainement plusieurs fois jusqu'à obtenir un bandage suffisamment résistant.



Figure 115 : Pose d'un bandage en 8 sur une buse variable (*Buteo buteo*). La procédure est la même sur les *Psittacidés* (Images : Dr. RISI).

Attention à ne pas trop serrer le bandage (carpe et coude en hyperflexion) ce qui pourrait engendrer une ankylose voire une arthrose au niveau de ces deux articulations (CHAVEZ, ECHOLS 2007).

Si le bandage est sale ou si l'oiseau a réussi à l'atteindre avec son bec (et donc a pu potentiellement tirer dessus), il doit être intégralement refait.

Remarque : Si l'humérus est fracturé, le bandage en 8 doit être fixé au coude pour immobiliser l'articulation de l'épaule. Pour cela, le bandage en 8 est réalisé normalement. Puis, dans les derniers tours, l'aile blessée est plaquée contre le corps en réalisant plusieurs passages autour du thorax (et en laissant la deuxième aile libre) (CHAVEZ, ECHOLS 2007).

c- Bandage du thorax en harnais

Ce type de bandages est indiqué pour protéger les plaies et traiter les escarres du bréchet tout en laissant les ailes libres.

Pour cela, une tubulure de perfusion ou une chaussette en jersey roulée sur elle-même est fixée (par quelques points de sutures) à la peau au tour de la plaie. Celle-ci évitera que des éléments extérieurs (sol...) exercent des forces sur la plaie (cf. figure 116). Cette tubulure est ensuite protégée par des tours de bande autoadhésive et imperméable en formant un harnais : les branches se croisent au niveau du bréchet et les deux boules entourent les ailes (qu'elles laissent libres) (cf. figure 116) (CHAVEZ, ECHOLS 2007).



Figure 116 : Pose d'un bandage du thorax en harnais sur un oiseau. La procédure est la même sur les Psittacidés (Images : Dr. RISI).

d- Bandage « poupée »

Il est indiqué dans le cadre des affections de la face plantaire du pied (par exemple un podagre = une pododermatite ; à faire en complément d'un soin de plaie « sale » comme décrit plus haut) ou de fracture des doigts. Il permet en effet de soulager le pied en répartissant les points d'appui et d'immobiliser les doigts (CHAVEZ, ECHOLS 2007).

Comme il sera au contact du sol, le bandage doit impérativement être imperméable et solide.

La poupée est réalisée selon cette méthode (CHAVEZ, ECHOLS 2007) :

- Placer une boule de coton ou de compresses la plus grosse possible sous la voûte plantaire de sorte que les doigts tendus de l'oiseau se referment tout juste dessus.
- La boule est ensuite intégralement recouverte par une bande autoadhésive en faisant attention de bien passer entre chaque doigt et en remontant légèrement le long du tarsométatarse.
- Puis, envelopper le tout d'une bande adhésive qui apportera imperméabilité et solidité au bandage. Faire remonter cette bande le long du tarsométatarse pour éviter que la poupée ne glisse.

e- Robert-Jones

Celui-ci sert à immobiliser les fractures du tibiotarse et du tarsométatarse. Il est réalisé de la même manière que chez les mammifères même s'il doit être plus léger que chez ces derniers afin de ne pas trop déstabiliser l'oiseau (CHAVEZ, ECHOLS 2007).

Le membre est placé en position physiologique puis est immobilisé par une bande de ouate recouverte d'abord par une bande autoadhésive puis, si besoin, par une bande adhésive. Si nécessaire, une attelle peut être placée entre les deux premières couches (cf. figure 117). Le bandage s'étend de l'articulation du métatarse jusqu'au fémur (le plus crânialement possible) (CHAVEZ, ECHOLS 2007).



Figure 117 : Pose d'une attelle sur une Conure soleil (*A. solstitialis*) souffrant d'une fracture du tibiotarse (Image : P. GRENTZINGER).

Ici, une paille alimentaire fendue dans le sens de la longueur est utilisée en guise d'attelle.

D) L'urgence chez les Psittacidés

1) *Détecter une urgence chez les Psittacidés*

Comme on l'a déjà évoqué, les oiseaux se comportent comme des proies et ne laissent transparaître aucune faiblesse ou symptôme. Ainsi, un oiseau présentant des signes cliniques de maladie peut déjà être considéré comme nécessitant une prise en charge rapide (HARRIS 2000).

Les symptômes suggérant une prise en charge d'urgence chez les Psittacidés sont indiqués dans le tableau 23 ci-dessous. Evidemment, ces signes cliniques sont des indicateurs mais c'est uniquement le clinicien qui pourra évaluer l'urgence de la situation en fonction du cas qui lui est présenté.

Tableau 23 : Signes cliniques suggérant une prise en charge d'urgence chez les Psittacidés (réalisation personnelle d'après (TULLY et al. 2009) ; (DE MATOS, MORRISEY 2005) ; (CARPENTER, MARION 2013) et (HARRIS 2000)).

Signes cliniques observés	
Signes généraux	Amaigrissement
	Prostration / Abattement
	Gonflement abdominal
	Augmentation du temps de sommeil
	Changement brutal de comportement
	Etat de choc
	Hypothermie
Signes cardiovasculaires	Arrêt cardiaque
	Déshydratation
	Hypotension / Hypovolémie
Traumatismes	Hémorragie
	Boiterie / Asymétrie du vol
	Report de poids sur une des pattes
	Fracture / Luxation
	Traumatisme crânien
	Brûlures
	Morsure par un carnivore domestique
	Automutilation / Plaies
Signes digestifs	Consommation d'un aliment toxique
	Corps étranger dans le système digestif
	Anorexie / Dysorexie
	Vomissements
	Impaction du jabot
	Diarrhées / Anomalie des fientes
	Prolapsus cloacal
Signes neurologiques	Stupeur / Dépression / Coma
	Crises convulsives
	Ataxie
	Parésie / Paralyse
	Opisthotonos
Signes respiratoires	Dyspnée
	Toux / Eternuements
Signes reproducteurs	Rétention d'œuf
	Péritonite liée à l'œuf

2) *Triage et prise en charge d'urgence*

La première étape consiste à déterminer l'urgence de la situation ainsi que les symptômes présentés par l'oiseau (sont-ils plutôt neurologiques, respiratoires, etc...) : c'est le triage (HARRIS 2000). A partir de là, il sera possible de mettre en place les traitements et les soins appropriés.

Attention, le stress de l'oiseau est le pire ennemi du clinicien. En effet, le stress occasionné par une contention peut facilement suffire à tuer un oiseau, surtout si celui-ci est débilité. Ainsi, il faudra toujours veiller à ce que la prise en charge se fasse sans stress sous peine de voir mourir l'oiseau très rapidement.

Ce n'est qu'une fois l'oiseau stabilisé (et donc les risques liés au stress légèrement diminués) que le clinicien pourra réaliser l'examen clinique et les examens complémentaires afin de déterminer l'origine des symptômes observés. Si besoin, il pourra également mettre en place un plan de support nutritionnel (cf. partie I-F-5) (BRISCOE, SYRING 2004).

a- Prise en charge d'urgence générale

Avant toute chose, il faut examiner à distance la respiration de l'animal. Si le patient présente des troubles respiratoires comme une dyspnée ou une polypnée, il doit immédiatement être placé sous oxygénothérapie dans une pièce calme et si possible dans le noir. De même, il doit être manipulé le moins possible pour ne pas le stresser davantage (DE MATOS, MORRISEY 2005).

En cas d'obstruction des voies respiratoires supérieures (par exemple la trachée), la simple oxygénothérapie ne suffira pas car l'oxygène ne parviendra pas jusqu'aux poumons. Dans cette situation et malgré l'immense risque lié à l'anesthésie d'un oiseau débilité, il peut être préférable d'endormir le perroquet pour canuler un sac aérien (BRISCOE, SYRING 2004).

Hormis la détresse respiratoire, les autres paramètres à évaluer rapidement sont la température, l'état d'hydratation et la tension. En effet, un oiseau en état de choc sera souvent en hypothermie en hypotension et/ou déshydraté. Si c'est le cas, des mesures de réchauffements et une fluidothérapie (cf. II-D-3) doivent donc immédiatement être mises en place (BRISCOE, SYRING 2004).

b- Quelques prises en charge particulières

➤ Les hémorragies :

Les hémorragies (plaies, plumes en pousse abimée...) nécessitent également une prise en charge rapide : la perte d'une faible quantité de sang peut mener à une sévère hypovolémie chez l'oiseau (en particuliers les plus petits) (BOWLES, LICHTENBERGER, LENNOX 2007). Une fluidothérapie doit donc être mise en place en plus des soins de plaie.

➤ Fractures et luxations :

Toute atteinte de l'appareil squelettique comme les fractures ou les luxations doit motiver la mise en place immédiate d'une analgésie et d'un système d'immobilisation du membre en attendant une éventuelle prise en charge chirurgicale (cf. partie II-C-9) (DE MATOS, MORRISEY 2005).

De plus, l'oiseau devra alors être placé dans une petite cage pour limiter ses mouvements et donc les risques d'aggravation de la lésion.

➤ Brûlures :

Les brûlures surviennent souvent quand l'oiseau vole dans la cheminée ou se pose sur les plaques de cuisson ou les ustensiles de cuisine brûlants. Les zones de brûlures doivent alors être recouvertes d'une compresse humidifiée au NaCl et débridées si besoin. La lésion peut ensuite être recouverte d'une crème antibiotique (si le clinicien le juge nécessaire) ou encore d'un gel hydrocolloïde avant d'être pansée (BOWLES, LICHTENBERGER, LENNOX 2007).

➤ Prolapsus cloacal :

Le prolapsus cloacal peut être une conséquence d'une rétention d'œuf, d'une masse cœlomique ou encore d'un sevrage inadapté (BOWLES, LICHTENBERGER, LENNOX 2007).

La partie externalisée du cloaque doit alors être nettoyée avec précaution avec une solution de Glucose 30% refroidie : cela permettra de diminuer l'œdème des tissus afin de réduire le prolapsus plus facilement. Les tissus doivent ensuite être examinés avec attention à la recherche de zones nécrosées ou de morceaux d'œufs qui doivent être retirés. Une fois assainis, le cloaque peut être remis en place avec un coton-tige lubrifié et une cloacopexie peut être réalisée si besoin (en cas de récurrence par exemple) (BOWLES, LICHTENBERGER, LENNOX 2007).

➤ Traumatisme crânien :

C'est une affection malheureusement assez commune chez les oiseaux capables de voler et qui se caractérisera notamment par un état de stupeur, une prostration et parfois des signes nerveux (atteinte des nerfs crâniens, crises convulsives, ataxie...) (BOWLES, LICHTENBERGER, LENNOX 2007).

Après avoir réalisé une prise en charge d'urgence générale (oxygénothérapie, fluidothérapie, etc.), il est conseillé de mettre en place une analgésie (BOWLES, LICHTENBERGER, LENNOX 2007). S'il le juge nécessaire, le clinicien peut également administrer du Mannitol (0,2 à 2 mg/kg en IV lente toutes les 24 heures) (CARPENTER, MARION 2013).

En revanche, les corticostéroïdes sont contre-indiqués chez les oiseaux car ces derniers sont très sensibles à leurs effets secondaires (immunodépression en particulier) (BOWLES, LICHTENBERGER, LENNOX 2007).

➤ Crises convulsives :

Comme chez les mammifères, les crises convulsives se caractérisent par un déroulement en quatre étapes (prodrome, phase d'aura, ictus et phase postictale) et peuvent être généralisées ou partielles. Chez les oiseaux, les plus fréquentes sont les crises convulsives généralisées tonico-cloniques (DELK 2012). Les différentes causes de crises convulsives sont représentées dans le tableau 19 ci-dessous.

En cas de *status epilepticus* (crise durant plus de 5 minutes ou deux crises consécutives sans récupération totale de la conscience entre les deux), la prise en charge doit être extrêmement rapide et consiste à stopper la crise le plus vite possible avec du diazépam : 1 mg/kg intra-cloacal ou IM ou 0,5 mg/kg IV ou IO à répéter si besoin toutes les 2 minutes jusqu'à un total de 3 doses (DELK 2012).

La glycémie doit ensuite être immédiatement contrôlée et si nécessaire un bolus de glucose 30% peut être administré (1 mL/kg IV) (DELK 2012).

Une fois la crise stoppée, l'oiseau est placé sous oxygénothérapie, fluidothérapie, mesures de réchauffement, au calme et dans le noir, tout en étant toujours surveillé de près (DELK 2012).

Les examens à réaliser pour investiguer l'origine des crises sont (cf. tableaux 24 et 25) (BOWLES, LICHTENBERGER, LENNOX 2007) : examen clinique complet, examen neurologique, mesure de la pression artérielle, mesure de la glycémie et de la calcémie, biochimie (paramètres hépatiques et rénaux particulièrement), numération-formule sanguine, radiographies et éventuellement scanner ou IRM si les autres examens n'ont montré aucune anomalie.

➤ L'arrêt cardio-respiratoire :

Celui-ci peut survenir à tout moment, même au cours d'une consultation initialement sans caractère d'urgence. C'est pourquoi le clinicien se doit d'être préparé à cette éventualité (ROMAN (2) 2004).

La procédure de réanimation cardio-pulmonaire est décrite dans la partie I-E-1.

Tableau 24 : Diagnostic différentiel, traitements et pronostics des crises convulsives chez les Psittacidés (partie 1/2)
(réalisation personnelle d'après (DELK 2012) et (CARPENTER, MARION 2013)).

Causes	Diagnostic	Traitement	Pronostic
Nutritionnelles	Hypovitaminose E et carence en Sélénium	Vitamine E (0,06 mg/kg IM tous les 7jours) / Sélénium (0,05-0,1 mg/kg IM tous les 7 jours)	Sombre
	Hypovitaminose B1 (thiamine)	Thiamine (1-3 mg/kg IM tous les 7 jours)	Réservé
Traumatiques	Traumatisme crânien	cf. plus haut	Sombre
	Athérosclérose prédisposant aux accidents vasculaires cérébraux	Correction de l'alimentation	Réservé
Cardiovasculaires	Syndrome hyperlipémiqum chez les femelles en ponte entraînant des embolies vasculaires lipidiques pouvant causer des ischémies cérébrales	Fluidothérapie, adaptation de l'alimentation, leuprolide acétate (250-750 µg/kg IM) voire pose d'implant de Suprelorin	Bon à réservé
Néoplasies	Tumeurs intracrâniennes (tumeurs des cellules gliales, papillomes du plexus choroïdien, lymphosarcomes...) causant une augmentation de la pression intracrânienne	Aucun	Sombre
	Tumeurs extracrâniennes (hépatiques, rénales, ovariennes, etc.)	Réséction de la tumeur si possible	Réservé à sombre
Métaboliques	Troubles hépatiques (encéphalose hépatique, lipidose, maladie de stockage du fer...)	Fluidothérapie, lactulose (150-650 mg/kg PO BID ou TID)	Réservé à sombre
	Hypoglycémie	Glucose 30% (1 mL/kg)	Réservé

Tableau 25 : Diagnostic différentiel, traitements et pronostics des crises convulsives chez les Psittacides (partie 1/2)
(réalisation personnelle d'après (DELK 2012) et (CARPENTER, MARION 2013)).

Causes		Diagnostic	Traitement	Pronostic
Métaboliques (suite)	Hypocalcémie	Régime alimentaire inadapté, hypocalcémie < 6mg/dL	Correction du régime alimentaire, calcium gluconate dilué (50-100 mg/kg IM puis 3- 10 mg/kg PO SID) et vitamine D3 (3300 UI/KG IM tous les 7 jours)	Bon à réservé
			cf. IV	
Infectieuses	<i>Chlamydomphila psittaci</i>		cf. IV	
	Dilatation du proventricule (PDD)			
Toxiques	Plomb	Exposition signalée dans les commémoratifs, radiographie (corps étranger de radio-opacité métallique), concentration sanguine en plomb augmentée	Retrait de la source d'intoxication, calcium EDTA (chélateur : 35 mg/kg IM ou PO BID pendant 3 à 5 jours)	Réservé à sombre
	Zinc	Exposition signalée dans les commémoratifs, radiographie (corps étranger de radio-opacité métallique), concentration sanguine en zinc augmentée	Retrait de la source d'intoxication	Réservé à sombre
	Pesticides (organophosphates et carbamates)	Exposition signalée dans les commémoratifs	Atropine et soins intensifs	Sombre
Epilepsie primaire		Diagnostic d'exclusion	Il existe peu d'études sur les effets anticonvulsivants chez les oiseaux donc ceux-ci sont à utiliser avec précaution. De plus, le phénobarbital et le bromure de potassium ne sont pas efficaces chez les oiseaux	Réservé à sombre selon la fréquence et l'intensité des crises

3) Fluidothérapie

Les besoins en eau journaliers d'entretien des oiseaux sont estimés à environ 40 à 60 mL/kg/j (WEST, HEARD, CAULKETT 2007). Bien évidemment, ces besoins augmentent quand l'oiseau est stressé ou malade. De plus, la fluidothérapie fait partie intégrante de la prise en charge d'urgence (et particulièrement en cas d'état de choc ou de crises convulsives) et a pour but de restaurer la volémie, de corriger une déshydratation et d'assurer une perfusion d'entretien suffisante (DE MATOS, MORRISEY 2005).

La réhydratation per-os est contre-indiquée dans les cas traumatismes crâniens, stase digestive, décubitus latéral et crises convulsives. De plus, elle n'est efficace qu'en cas de faible déshydratation (< 5%) (POWERS 2006).

Comme on l'a vu plus tôt, il est également possible de réhydrater un oiseau par voie sous-cutanée. Cependant, celle-ci ne permet pas l'administration de grands volumes de fluides en raison de la faible élasticité de la peau (ne pas dépasser 20 mL/kg en un point d'injection) et de la vasoconstriction liée à un éventuel choc hypovolémique (POWERS 2006). De plus, seuls des fluides isotoniques et non irritants doivent être injectés (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

Pour ces raisons, la réhydratation d'urgence se fait plutôt par voie intraveineuse ou en intra-osseuse (BRISCOE, SYRING 2004).

➤ Cristalloïdes :

Les fluides les plus utilisés pour la fluidothérapie chez les oiseaux sont les cristalloïdes, et particulièrement le NaCl 0,9% et le Ringer Lactate. Ceux-ci doivent être au préalable réchauffés (à environ 38-39°C) avec de limiter les risques d'hypothermie (ROMAN 2004).

Le débit d'entretien conseillé est de 2 mL/kg/h mais celui-ci peut être augmenté chez les petits patients ou en cas de déshydratation sévère (par exemple, faire un bolus de 10 à 20 mL/kg sur 5 à 7 minutes ou fixer le débit à 10 mL/kg/h jusqu'à amélioration des signes cliniques) (DE MATOS, MORRISEY 2005).

En cas d'hémorragie sévère et s'il est impossible de transfuser, il est possible d'utiliser des cristalloïdes hypertoniques à 4mL/kg sur 10 minutes pour augmenter le volume intravasculaire (attention, l'effet est transitoire) (WEST, HEARD, CAULKETT 2007).

➤ Colloïdes :

Les colloïdes sont indiqués en cas de choc hypovolémique (résultant d'une hémorragie majeure par exemple) et leurs effets durent plus longtemps que les cristalloïdes hypertoniques.

Il est recommandé de ne pas les administrer à plus de 20 mL/kg/j (en commençant par une première dose à 10 mL/kg) (DE MATOS, MORRISEY 2005).

4) Transfusion sanguine

La transfusion sanguine est indiquée en cas d'hémorragie aiguë sévère (perte de plus de 20% du volume sanguin total), d'hématocrite inférieur à 20%, de thrombocytopénie majeure et de troubles de la coagulation (MARTINHO 2009).

Néanmoins, elle est contre-indiquée dans plusieurs situations : patient normovolémique ou déshydraté à plus de 7%, anémie chronique mais patient ne présentant aucun signe clinique et patient anémié présentant une hypoprotéïnémie (MARTINHO 2009).

Les signes cliniques d'une anémie sont une fatigabilité, une tachypnée et une tachycardie et le diagnostic de certitude se fait en mesurant l'hématocrite. Comme chez les mammifères, l'anémie peut être régénérative ou non (SHAW, TULLY, NEVAREZ 2009).

Les groupes sanguins des Psittacidés ne sont pas connus à ce jour mais on sait qu'il existe environ 28 groupes sanguins chez les poulets. Ainsi, il est prudent de réaliser une réaction croisée avant chaque transfusion pour s'assurer de la compatibilité entre le donneur et le receveur, particulièrement si l'oiseau reçoit une deuxième transfusion ou si le sang transfusé est prélevé chez un oiseau d'une espèce différente (SHAW, TULLY, NEVAREZ 2009). La procédure de réaction croisée ne sera pas décrite ici mais l'a été par Felipe Martinho (MARTINHO 2009).

Si possible, il est conseillé de transfuser du sang issu d'un oiseau de la même espèce que le patient, même si un donneur hétérologue reste envisageable (en particulier pour une première transfusion). Dans ce deuxième cas, la durée de vie des hématies transfusées sera plus courte (MARTINHO 2009).

➤ Procédure :

Le sang doit être prélevé sur un donneur sain juste avant la transfusion à hauteur de 1% du poids du corps puis mélangé à des anticoagulants (citrate de sodium selon un ration de 1 pour 9 par exemple, ou héparine à 0,25 mL pour 10 mL de sang) (MARTINHO 2009).

L'oiseau transfusé doit recevoir 10 à 20 mL de sang chauffé à température corporelle par kilogramme, le but étant de corriger l'hématocrite à plus de 25% et la pression artérielle à plus de 90 mmHg. La transfusion se fait par voie IV ou IO en bolus répétés toutes les 5 à 10 minutes ou grâce à une pompe à perfusion sur une période de 4 heures (MARTINHO 2009).

➤ Oxyglobine :

S'il lui est impossible de transfuser du sang total, le clinicien peut administrer de l'oxyglobine (Ringer Lactate modifié avec 13 g/L d'hémoglobine bovine polymérisée) à 15 mL/kg IV. Même si celle-ci risque de faire diminuer encore l'hématocrite, elle possède également de nombreux avantages (SHAW, TULLY, NEVAREZ 2009) :

- Bonne distribution de l'oxygène dans les tissus.
- Diminution du risque de transmissions de maladies.
- Réaction croisée inutile.
- Conservation possible jusqu'à 3 ans.

5) *Support nutritionnel*

Les oiseaux malades voire en état de choc sont souvent réticents à se nourrir alors qu'ils ont de grands besoins métaboliques. Le support nutritionnel devient donc essentiel à la récupération et à la survie de l'oiseau. Par conséquent, il doit être mis en place dès les premiers signes d'anorexie ou d'amaigrissement (DE MATOS, MORRISEY 2005).

Comme on l'a évoqué plus haut, le vétérinaire peut gaver l'oiseau par différentes voies (voie orale ou oesophagostomie notamment). Cependant, c'est une procédure très stressante pour l'oiseau donc il faut avant tout s'assurer que celui-ci sera capable de la supporter (POWERS 2006).

6) Intoxications fréquentes chez les Psittacidés

Les principaux toxiques rencontrés par les Psittacidés sont listés dans les tableaux 26 et 27 (cette liste n'étant évidemment pas exhaustive). Ces tableaux nous montrent qu'il existe de nombreuses substances toxiques pour les perroquets dans leur environnement proche (MURPHY 2015) (LIGHTFOOT, YEAGER 2008) (PUSCHNER, POPPENGA 2009).

Face à cela, il s'avère que les propriétaires sont souvent peu informés, ce qui mène à de nombreux accidents (comme par exemple de cas fréquent d'ajout d'avocat dans la ration alimentaire menant presque inexorablement à la mort rapide du perroquet).

En cas d'intoxication, la prise en charge d'un Psittacidé est indiquée sur la figure 118 :

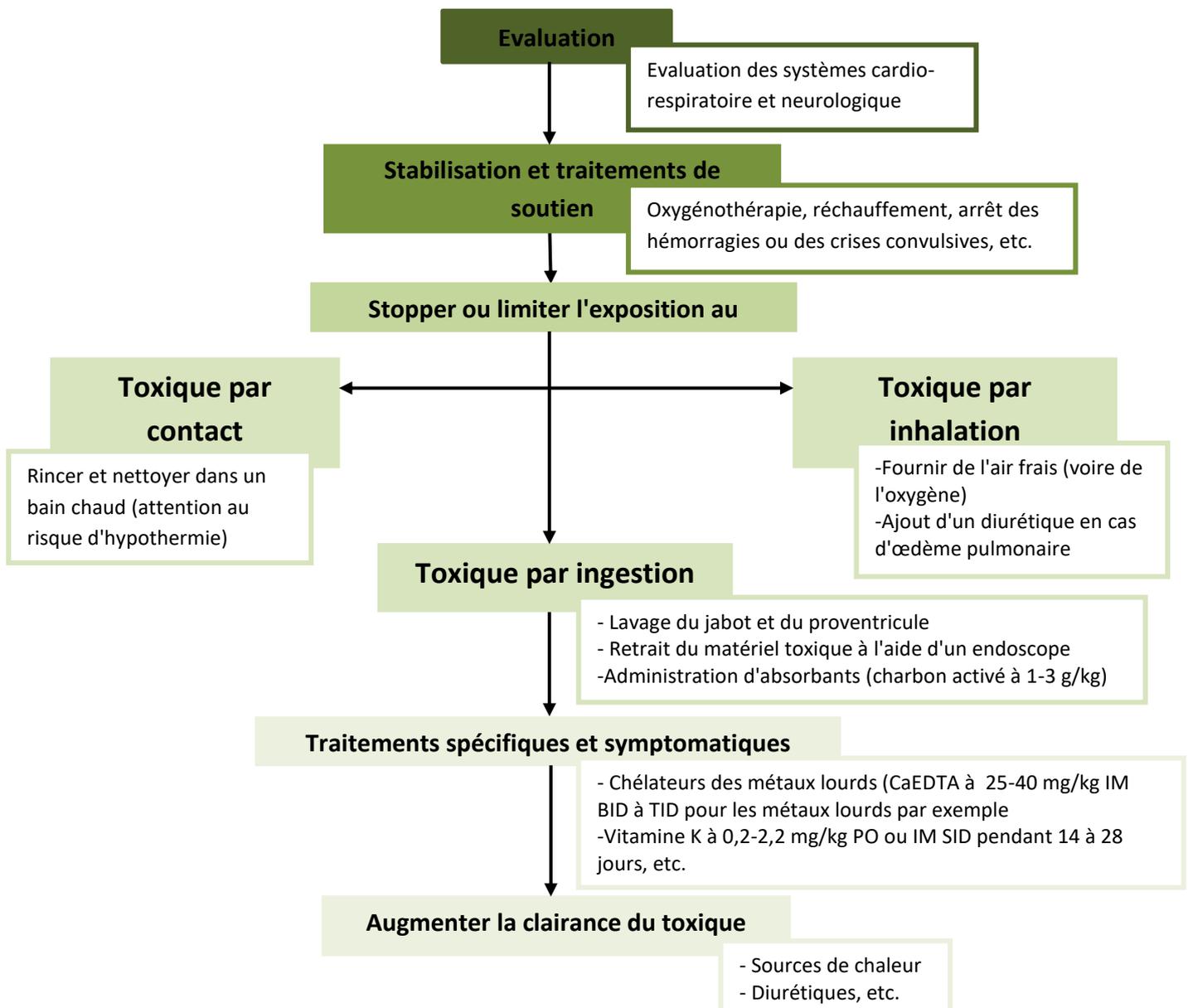


Figure 118 : Prise en charge d'une intoxication chez les Psittacidés (réalisation personnelle d'après (LIGHTFOOT, YEAGER 2008)et (CARPENTER, MARION 2013)).

Tableau 26 : Différents toxiques pour les Psittacés et signes cliniques associés (partie 1/2) (réalisation personnelle d'après (MURPHY 2015) ; (PUSCHNER, POPPENGA 2009) ; (LIGHTFOOT, YEAGER 2008)).

Toxiques		Exemples de conditions d'intoxication	Signes cliniques associés
Insecticides	Imidaclopride	APE chien ou chat	Léthargie, ptyalisme, vomissements, diarrhée et ataxie
	Fipronil	APE chien ou chat, parfois vaporisé sur ou en direction de l'oiseau	Diarrhée, vomissements, tremblements, dyspnée, crises convulsives, mort
Rodenticides	Anti-vitamine K	L'oiseau les confond avec des granulés de son alimentation ou joue avec l'emballage	Hémorragies, hématomes, tachypnée, tachycardie, fatigabilité
Engrais et fertilisants		Ingestion accidentelle quand l'oiseau est en liberté	Dyspnée, muqueuse cyanosées, mort rapide
	Cuivre		Anémie, faiblesse généralisée, mort
Métaux	Plomb	L'oiseau détruit des murs peints à la peinture au plomb ou des jouets fabriqués à base de plomb	Hémoglobinurie, polyurie, polydipsie, dépression, état de stupeur, anorexie, anémie sévère, crises convulsives, mort rapide
	Zinc	L'oiseau détruit les barreaux d'une cage en acier galvanisé	Léthargie, faiblesse musculaire, polyurie, polydipsie, diarrhée, régurgitations, signes neurologiques, mort
	Fer	Alimentation trop riche en fer	Maladie de stockage du fer (cf. partie III)
Plantes et champignons	Rhubarbe (feuilles)		Hypocalcémie et hypomagnésémie sévères
	Avocat (<i>Persea americana</i>) : feuilles, fruit, écorce et graines	Donnés par erreur ou méconnaissance dans l'alimentation	Détresse respiratoire, hydropéricarde, œdème sous-cutané et mort en quelques heures ou 2 jours
	Champignons		La plupart sont toxiques (signes neurologiques, cardiaques, insuffisance rénale aigüe, hémolyse, etc.) et certains sont létaux
	Azalées, rhododendrons (<i>Rhododendron</i> sp.)		Arythmies cardiaques, gastroentérite, abatement, ataxie et convulsions
	Muguet (<i>Convallaria majalis</i>), digitale (<i>Digitalis</i> sp.), laurier rose (<i>Nerium oleander</i>), if (<i>Taxus baccata</i>), etc.	L'oiseau en liberté joue et grignote les plantes présentes dans la pièce	Gastroentérite, arythmies cardiaques, etc.
Chêne (<i>Quercus</i> sp.) (tannins des feuilles, écorces et glands)		Insuffisance rénale et hépatique et gastroentérite, anorexie, incoordination motrice, mort	
Cycas (<i>Cycas</i> sp.) et Zamiaçées (<i>Zamia</i> sp.) (fruits, graines et feuilles)		Signes neurologiques et digestifs, insuffisance hépatique aigüe	
Persil (<i>Petroselinum crispum</i>)		Photosensibilité, lésions cutanées	
Clématite (<i>clematis</i> sp.), robinier faux-acacia (<i>Robinia pseudoacacia</i>), lupin (<i>Lupinus</i> sp.), poinsettia (<i>Euphorbia</i> sp.), vigne vierge, noyaux de fruits, etc.			

Tableau 27 : Différents toxiques pour les Psittacidés et signes cliniques associés (partie 2/2) (réalisation personnelle d'après (MURPHY 2015) ; (PUSCHNER, POPPENGA 2009) ; (LIGHTFOOT, YEAGER 2008)).

Toxiques	Exemples de conditions d'intoxication		Signes cliniques associés
Toxiques liés à l'activité humaine	Téflon (polytétrafluoroéthylène)	Oiseau présent dans la cuisine lors de la cuisson d'aliments	Irritation des voies respiratoires, dyspnée, incoordination motrice, crises convulsives, coma, mort
	Fumée	Feux, fumée de cuisson, etc.	Dyspnée, immunosuppression prédisposant à des surinfections
	Nicotine	Exposition chronique	Inhalation : conjonctivites, rhinites, dermatites, prédisposition à l'athérosclérose, etc.
			Consommation : excitabilité, signes gastro-intestinaux et neurologiques, mort
			Contact cutané : inflammation cutanée, picage
			Contact : irritation cutanée
	Désinfectants à base d'ammoniac	Désinfection d'objets ou de surface à proximité de l'oiseau	Inhalation : conjonctivite, inflammation des voies respiratoires, immunosuppression
	Aérosols (déodorants, produits d'entretien, etc.)	Utilisation à proximité de l'oiseau	Dyspnée, étournements, irritation des muqueuses respiratoires
	Graphite	Certaines mines de crayons	Vomissements, diarrhée
	Essence	Ingestion accidentelle quand l'oiseau est en liberté	Œdème, nécrose hépatique, diarrhée, vomissements, tachycardie, arythmies, mort
Nourriture humaine	Chocolat (théobromine et caféine)	Ingestion accidentelle ou méconnaissance du propriétaire qui en donne à son oiseau	Tachycardie, hypertension, arythmies cardiaques, polyurie, signes digestifs, trémulations musculaires, mort
	Sel		Polyurie, polydipsie, dépression, tremblements, raideurs, trémulations musculaires, mort
	Alcool		Incoordination motrice, mort
Gaz	Gaz naturel, monoxyde de carbone, etc.	Fuite de gaz dans la maison	Mort rapide, avant l'homme (oiseau sentinelle)

Ainsi, le vétérinaire a un rôle primordial d'information du propriétaire afin de prévenir le risque d'intoxication de l'oiseau.

CONCLUSION :

Comme on a pu le voir, la prise en charge des Psittacidés regorge de particularités liées aux caractéristiques anatomiques et physiologiques de cette famille. De plus, l'examen clinique peut être très frustrant pour le clinicien car il révèle peu d'indices pour le diagnostic et est même parfois impossible à réaliser en raison du caractère de l'oiseau. Ainsi, le vétérinaire est très vite amené à réaliser des examens complémentaires afin de pouvoir poser un diagnostic.

III- Les examens complémentaires réalisables sur les Psittacidés

A) Analyses sanguines

On l'a vu, l'examen clinique des Psittacidés peut être très frustrant pour le clinicien car il soulève souvent plus de questions qu'il n'offre de réponses. Ainsi, le clinicien est rapidement amené à réaliser des examens complémentaires afin d'affiner son diagnostic, que ce soit des analyses hématologiques, de l'imagerie médicale ou de l'endoscopie.

1) *Numération et formule sanguines*

La numération-formule sanguine (= NFS) est l'un des examens complémentaires les plus importants de la médecine aviaire en raison de la richesse des informations qu'elle procure. Même s'il existe quelques différences entre la composition du sang des oiseaux et celle des mammifères, les fonctions des cellules sanguines sont similaires chez ces deux classes.

a- **Obtention des prélèvements**

Les différents sites et techniques de prélèvements sanguins ont été décrits dans la partie II-C-7 et ne seront donc pas repris ici.

Chez les oiseaux, il est préférable de conserver le sang dans des tubes contenant de l'EDTA (= éthylène-diamine-tétra-acétique) car c'est l'anticoagulant qui conserve le mieux les cellules sanguines. De plus, il apparaît que l'hémolyse est moins importante quand les prélèvements sont conservés à 4°C plutôt qu'à 20°C (CLARK, BOARDMAN, RAIDAL 2009).

Le sang est ensuite étalé en frottis le plus rapidement possible après le prélèvement. Celui-ci ne doit pas altérer les cellules tout en étant suffisamment fin pour permettre la lecture des résultats (CAPITELLI, CROSTA 2013).

Une fois sec, le frottis est fixé puis coloré avec une coloration à base de bleu de méthylène et d'éosine (May-Grünwald Giemsa par exemple). Puis, il est correctement rincé pour retirer l'excès de colorant et séché (CLARK, BOARDMAN, RAIDAL 2009).

b- **Les différentes cellules sanguines et leurs rôles**

i. Lignée érythrocytaire

Contrairement aux mammifères, les érythrocytes des oiseaux sont nucléés. Ceux des Psittacidés sont elliptiques avec un noyau ovale en leur centre et leur taille varie en fonction de l'espèce. Néanmoins, il faut retenir qu'ils ont une taille plus importante que ceux des mammifères (CLARK, BOARDMAN, RAIDAL 2009).

Le noyau des érythrocytes est composé de chromatine basophile de plus en plus condensée à mesure que la cellule vieillit. Le cytoplasme quant à lui est éosinophile (cf. figure 119 plus bas). Certains érythrocytes ont une forme circulaire (poïkilocytes) et peuvent être présents en faible quantité chez les oiseaux sains (CLAVER, QUAGLIA 2009). De même, une légère anisocytose est considérée comme normale chez les Psittacidés (CAPITELLI, CROSTA 2013).

De plus, des polychromatophiles (avant-dernier stade de maturation des érythrocytes) peuvent être observés de manière physiologique en petite quantité (moins de 5%). Ils sont reconnaissables à leurs inclusions basophiles dans le cytoplasme correspondant à des zones d'accumulation d'ARN ribosomial (CAPITELLI, CROSTA 2013).

Des stades inférieurs de développement des érythrocytes peuvent également être observés, à l'instar des rubricytes. Ceux-ci sont plus petits et plus ronds que les érythrocytes et ont un ratio noyau/cytoplasme plus important que ces derniers (CLARK, BOARDMAN, RAIDAL 2009).

Enfin, il est possible de voir quelques érythrocytes sans noyau en très faible quantité (moins de 1%) : ce sont des érythroplastides. Néanmoins, leur rôle et l'évolution de leur population lors de phénomène pathologique ne sont pas encore connus (CLAVER, QUAGLIA 2009).

ii. Lignée leucocytaire

La lignée leucocytaire comprend les granulocytes dont le cytoplasme contient des inclusions (hétérophiles, éosinophiles et basophiles) et les cellules mononuclées (lymphocytes et monocytes).

➤ Hétérophiles :

Ce sont les granulocytes présents en majorité chez les oiseaux. Chez les Psittacidés, ce sont même les leucocytes prédominants (CAPITELLI, CROSTA 2013).

Ils sont ronds, irréguliers et possèdent un noyau plurilobé basophile (2 à 3 lobes dans la plupart des cas) ainsi que des granules cytoplasmiques fusiformes acidophiles (cf. figure 119 plus bas). Ces dernières peuvent parfois présenter un corps granulaire central plus pâle (CLARK, BOARDMAN, RAIDAL 2009).

Chez les Psittacidés, la phagocytose des agents pathogènes est principalement assurée par les hétérophiles qui ont une activité antimicrobienne à large spectre. On peut les comparer aux neutrophiles des mammifères (CLAVER, QUAGLIA 2009).

➤ Éosinophiles :

Ils correspondent à la population de granulocytes la moins présente chez les Psittacidés (CAPITELLI, CROSTA 2013).

Ce sont des cellules rondes, irrégulières, contenant un noyau bilobé basophile apparaissant très foncé au frottis (ce qui le différencie du noyau d'un hétérophile) (cf. figure 119 plus bas). Le cytoplasme est généralement bleu pâle et contient des granules éosinophiliques rondes (CLARK, BOARDMAN, RAIDAL 2009). La couleur de celles-ci peut varier d'une espèce à une autre, allant d'un gris bleuté à un bleu foncé.

Malheureusement, il peut être difficile de les différencier des hétérophiles pour un hématologiste inexpérimenté (CLARK, BOARDMAN, RAIDAL 2009).

Leur fonction est encore mal connue chez les oiseaux (CLAVER, QUAGLIA 2009).

➤ Basophiles :

Ils sont facilement identifiables par leurs inclusions cytoplasmiques très foncées (presque noires). Ce sont des cellules rondes, plus petites que les autres granulocytes et dont le noyau contient généralement un seul lobe qui paraît pâle par rapport aux granules qui l'entourent (CLARK, BOARDMAN, RAIDAL 2009) (cf. figure 119 plus bas).

Outre leur couleur, les granules des basophiles diffèrent de celles des hétérophiles ou des éosinophiles par leur taille : elles sont beaucoup plus petites (CLAVER, QUAGLIA 2009).

Les basophiles jouent un rôle important dans les premiers stades de l'inflammation (CAPITELLI, CROSTA 2013) et dans les réactions d'hypersensibilité (CLAVER, QUAGLIA 2009).

➤ Lymphocytes :

Ce sont les cellules mononuclées présentes en plus grande quantité chez les oiseaux (CLARK, BOARDMAN, RAIDAL 2009).

Il existe trois types de lymphocytes qui diffèrent selon leur taille (cf. figure 119 plus bas) (CAPITELLI, CROSTA 2013) :

- Lymphocytes de petite taille : ce sont les plus petits leucocytes. Ils ont un noyau rond et volumineux entouré d'un cytoplasme de petite taille. Celui-ci est non-granuleux.
- Lymphocytes de taille moyenne : intermédiaires aux deux autres.
- Lymphocytes de grande taille : ils sont plus grands que les granulocytes et sont à peu près de la même taille que les monocytes. Leur noyau est rond à ovale et entouré d'un cytoplasme de petite taille.

Les lymphocytes des oiseaux ont un fonctionnement similaire à celui des mammifères : les lymphocytes B possèdent des récepteurs aux antigènes (immunoglobulines) tandis que les lymphocytes T sont impliqués dans l'immunité à médiation cellulaire (CLAVER, QUAGLIA 2009).

➤ Monocytes :

Ce sont des cellules massives (les plus grandes cellules sanguines chez l'oiseau) dont le noyau est dentelé et en forme de fer à cheval (cf. figure 119 plus bas) (CAPITELLI, CROSTA 2013).

Les monocytes ont un cytoplasme plus grand et un noyau qui apparaît plus clair que les lymphocytes (CLARK, BOARDMAN, RAIDAL 2009).

Comme chez les mammifères, ce sont des macrophages qui agissent dans le sang mais qui permettent également de renouveler les stocks tissulaires de macrophages (CLAVER, QUAGLIA 2009).

➤ Thrombocytes :

Ce sont les cellules assurant l'hémostase primaire par la formation d'un thrombus blanc au niveau des brèches vasculaires. De plus, ils ont une activité phagocytaire ayant un rôle dans l'immunité non-spécifique des oiseaux (CAPITELLI, CROSTA 2013).

Les thrombocytes sont plus petits que toutes les autres cellules sanguines. Ils possèdent un noyau ovoïde très dense et très foncé ainsi qu'un cytoplasme très clair (voire incolore) (CLARK, BOARDMAN, RAIDAL 2009). Ils sont souvent confondus avec des lymphocytes de petite taille à la lecture du frottis.

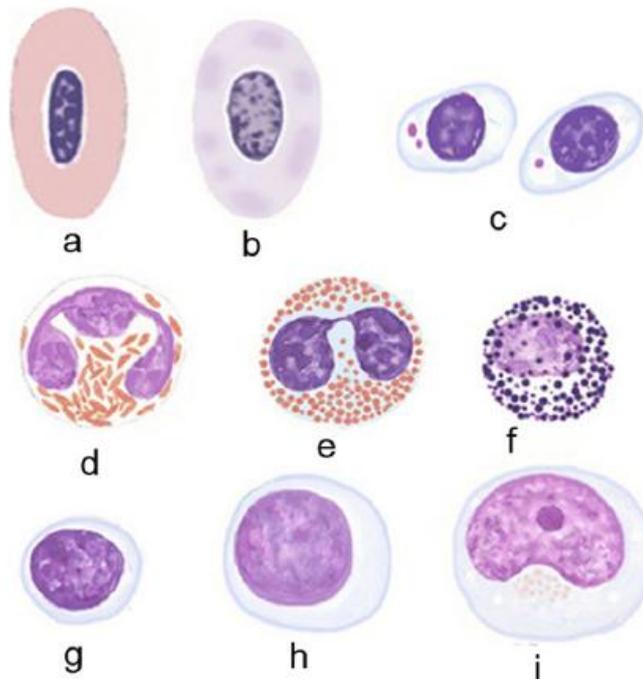


Figure 119 : Les différentes cellules sanguines des oiseaux (schéma issu de (CLAVER, QUAGLIA 2009))

Légende : Erythrocyte (a), polychromatophiles (b), thrombocytes (c), hétérophiles (d), éosinophile (e), basophile (f), lymphocyte de petite (g) et de grande taille (h) et monocyte (i)

c- Mesures hématologiques et comptage cellulaire

➤ Hématocrite :

L'hématocrite correspond au pourcentage du volume occupé par les érythrocytes par rapport au volume total sanguin.

La méthode de référence pour le mesurer est de centrifuger du sang dans un tube à microhématocrite (12 000g pendant 5 minutes ou 3000g pendant 30 minutes) (CAPITELLI, CROSTA 2013).

Chez les Psittacidés, la norme se situe entre 35% et 55% (CAPITELLI, CROSTA 2013).

➤ La concentration en hémoglobine :

Celle-ci est mesurée par spectrophotométrie (longueur d'onde 540 nm), si possible après centrifugation de l'échantillon (pour retirer le biais lié aux noyaux des érythrocytes lysés qui se retrouvent libres) (CAPITELLI, CROSTA 2013).

Chez la plupart des Psittacidés, la concentration en hémoglobine se situe entre 11 et 18 g/dL.

➤ Comptage des cellules sanguines :

Malheureusement, il n'existe pas encore d'automate adapté aux particularités hématologiques des oiseaux. Ainsi, la présence d'érythrocytes nucléés oblige le vétérinaire à procéder à un comptage manuel des cellules sanguines. C'est une méthode chronophage et imprécise dont le résultat dépend de l'expérience du clinicien et qui requiert du matériel particulier (cellules de comptage, etc.) (CAPITELLI, CROSTA 2013). C'est pourquoi de nombreux vétérinaires choisissent d'envoyer un échantillon de sang et des frottis à des laboratoires spécialisés.

Néanmoins, il est possible d'obtenir une approximation du nombre de leucocytes directement sur frottis (méthode abordable pour tous les vétérinaires à condition d'avoir un microscope). Pour cela, il faut observer le frottis au grossissement x40 et compter les leucocytes présents par champ en renouvelant le compte sur 10 champs différents. La moyenne des résultats est ensuite calculée et le nombre obtenu est multiplié par 2000. Il s'avère que cette technique a tendance à surestimer le nombre de leucocytes mais elle peut déjà donner une indication au praticien (CAPITELLI, CROSTA 2013).

Enfin, il est souvent difficile d'obtenir un comptage fiable des thrombocytes car ceux-ci ont tendance à s'agglutiner entre eux (CAPITELLI, CROSTA 2013).

d- Résultats

i. Facteurs pouvant influencer les résultats

Il existe de nombreux facteurs pouvant influencer les résultats d'une numération-formule sanguine, à savoir (CRAY 2015) :

- L'âge du patient : par exemple, le nombre total de leucocytes semble diminuer avec l'âge. Au contraire, le nombre total d'érythrocytes croît significativement quand l'oiseau vieillit (de même pour le pourcentage d'hétérophiles).
- L'espèce : de grandes variations interspécifiques ont été constatées chez les Psittacidés.
- Le mode d'élevage : la localisation de la volière (intérieur/extérieur), la reproduction, l'exercice physique, l'alimentation, etc. sont autant de facteurs qui peuvent modifier la NFS.
- Le moment de la prise de sang : la saison, l'heure de la journée, etc.
- Le sexe de l'oiseau : les mâles auraient un ratio hétérophiles/lymphocytes plus important que les femelles.
- Le mode de prélèvement :
 - ✓ Le stress lié à la contention peut engendrer une leucocytose physiologique par exemple.
 - ✓ Les effets sur la NFS de l'anesthésie gazeuse ne sont encore pas connus chez les Psittacidés.
 - ✓ Le site de prélèvement ainsi que le matériel utilisé (une aiguille trop fine peut causer une hémolyse).
 - ✓ Les conditions de conservation des prélèvements et notamment anticoagulant utilisé : chez les oiseaux, il est conseillé d'utiliser de l'EDTA et de conserver l'échantillon à 4°C pendant maximum 12 heures.

- La méthode de comptage cellulaire : il existe trois méthodes différentes, chacune ayant des biais de mesure. De plus, certaines cellules sont difficiles à différencier les unes des autres comme on a pu l'évoquer.
- L'erreur humaine : biais d'interprétation des résultats, inexpérience, etc.

De plus, certains artéfacts peuvent gêner la lecture du frottis comme par exemple (CLARK, BOARDMAN, RAIDAL 2009):

- Une altération de la structure des cellules : si le frottis est mal étiré, certaines cellules peuvent être détruites.
- Des artéfacts de coloration.
- La présence de cellules non hématologiques ou d'agents contaminants (poussières, etc.) provenant d'une mauvaise technique de prélèvement ou de conservation.

Ainsi, le clinicien doit toujours pondérer les résultats obtenus avec les signes cliniques observés chez le patient.

ii. Intervalles de référence

On l'a vu, il existe de grandes variations interspécifiques des normes hématologiques chez les Psittacidés. Afin d'être le plus rigoureux possible et pour pouvoir interpréter correctement ses résultats d'analyses, le vétérinaire doit donc se référer à des normes déterminées pour l'espèce à laquelle appartient son patient.

Heureusement, la littérature fournit désormais de nombreuses données sur la NFS de différentes espèces de Psittacidés. Certaines de ces valeurs sont présentées en annexe 6.

iii. Interprétation des résultats

Les interprétations possibles d'une NFS d'un Psittacidés sont résumées dans les tableaux 28 et 29 présentés ci-dessous :

Tableau 28: Interprétation d'une NFS chez les Psittacidés (partie 1/2) (réalisation personnelle d'après (CARPENTER, MARION 2013) ; (MITCHELL, JOHNS 2008))

Paramètres		Variation	Interprétation	
Lignée rouge	Hématocrite (= Ht) et érythrocytes	Diminution	Anémie modérée (Ht entre 25% et 35 %) à sévère (Ht inférieur à 20%)	
			Coagulopathies	
			Hémorragie aigüe ou chronique	
			Destruction des érythrocytes (parasites, etc.)	
			Septicémie	
			Mycobactériose, aspergillose, etc.	
			Hépatite chronique	
			Leucémie lymphoïde	
		Augmentation	Déshydratation	
			Augmentation de la demande en oxygène (vol, exercice important...)	
Maladie respiratoire chronique (obstruction des voies respiratoires, aspergillose, etc.)				
Leucocytes	Hétérophiles	Hétérophilie	Infection bactérienne, fongique virale ou parasitaire	
			Processus inflammatoire	
			Stress	
			Indicatrice de maladie systémique sévère (septicémie, virémie, etc.) si présence d'hétérophiles toxiques	
			Intoxication au Zinc	
			Iatrogène après l'administration de corticoïdes	
			Hétéropénie	Augmentation de la consommation (12 à 24 heures après l'initiation d'une inflammation aigüe)
				Diminution de la production (atteinte de la moelle osseuse)
	Certains agents pathogènes comme le Circovirus			
	Eosinophiles	Eosinophilie	Parasitisme gastro-intestinal	
			Réaction d'hypersensibilité de type IV	
		Eosinopénie	Corticostéroïdes	
			Stress	
	Basophiles	Basophilie	Premiers stades de l'inflammation aigüe	
			Réaction d'hypersensibilité	
			Stress prolongé	
	Lymphocytes	Lymphocytose	Stimulation antigénique (notamment virale et en particulier le Circovirus)	
			Leucémie lymphoïde (souvent associée à une anémie et une thrombocytopenie)	
		Lymphonpénie	Excès de corticostéroïdes (iatrogènes ou non)	
			Infection virale sévère	
Endotoxémie				
Septicémie				

Tableau 29: Interprétation d'une NFS chez les Psittacidés (partie 2/2) (réalisation personnelle d'après (CARPENTER, MARION 2013) ; (MITCHELL, JOHNS 2008))

Paramètres	Variation	Interprétation	Paramètres
Leucocytes	Monocytes	Monocytose	Phénomène inflammatoire granulomateux (aspergillose, mycobactériose, etc.)
			Chlamydophilose (souvent associée à une hétérophilie)
			Nécrose tissulaire
			Inflammation chronique
			Infection aux mycoplasmes (souvent associée à une hétérophilie et une lymphopénie)
		Parasitisme	
		Monocytopénie	Premiers stades de l'inflammation aigüe
Thrombocytes		Attention, il est très difficile de les compter chez les oiseaux donc le résultat est rarement fiable	
		Thrombocytopénie	Augmentation de la destruction ou de l'utilisation (septicémie, CIVD, etc.)
			Peut être observée lors d'infection par un Circovirus ou un Polyomavirus
			Carence en vitamine K
	Hépatopathie		
		Thrombocytose	Inflammation chronique

Remarque : En cas d'anémie, le clinicien peut déterminer si celle-ci est régénérative ou non en observant la lignée rouge (MITCHELL, JOHNS 2008). En effet, une anisocytose marquée ainsi qu'une augmentation des populations de réticulocytes et de rubricytes indiquent un phénomène régénératif. Attention, ces paramètres ne seront pas toujours visibles dans les premiers instants qui suivent une hémorragie aigüe (JONES 2015).

2) Biochimie sanguine et ionogramme

La biochimie sanguine permet au clinicien d'avancer dans sa démarche diagnostique en explorant le fonctionnement des organes internes.

Les analyses sont réalisées sur du plasma. Pour cela, le sang est prélevé dans un tube hépariné puis il est centrifugé. Il faut noter que le plasma des oiseaux a une couleur jaune physiologique due à la présence de caroténoïdes remplaçant la bilirubine. Une coloration rose ou rouge indique une hémolyse. Celle-ci peut être due à des défauts lors de la prise de sang (trop de pression dans la seringue, trop petite aiguille, etc.) ou de la conservation de l'échantillon (congélation, maintien à température ambiante pendant trop longtemps, etc.) (CAPITELLI, CROSTA 2013).

La littérature fournit des valeurs de référence biochimiques pour de nombreuses espèces de Psittacidés. Néanmoins, les résultats dépendent grandement de l'automate utilisé. Ces valeurs sont donc des indications pour le clinicien (CAPITELLI, CROSTA 2013).

a- Paramètres exploitables chez les oiseaux

i. Paramètres rénaux

➤ Acide urique :

L'acide urique est synthétisé dans le foie et dans une moindre mesure dans les tubules rénaux. Il est ensuite excrété à 90% dans les tubules proximaux tandis que les 10% restants sont filtrés dans les glomérules (CAPITELLI, CROSTA 2013).

La quantité d'acide urique dépend de l'âge (plus faible chez les jeunes), de l'espèce et du régime alimentaire de l'oiseau (CAPITELLI, CROSTA 2013).

La mesure de la concentration sanguine en acide urique permet donc d'évaluer le fonctionnement des reins mais également du foie. Néanmoins, elle peut être difficile à évaluer : une polyuro-polydipsie peut masquer une augmentation de la concentration en acide urique par exemple (COLES 2007).

En cas de dysfonctionnement rénal, l'acide urique s'accumule dans le sang puis précipite dans les tissus (notamment dans les articulations et à la surface des viscères) sous forme de cristaux d'urates en causant alors de la goutte (COLES 2007).

➤ Créatinine et urée :

Les concentrations sériques en urée et en créatinine des Psittacidés sont relativement faibles par rapport aux mammifères. De plus, elles ont une faible valeur diagnostic chez les oiseaux et sont donc rarement évaluées (CAPITELLI, CROSTA 2013).

ii. Enzymes hépatiques et musculaires

➤ Aspartate aminotransférase (= AsAT) :

Cette enzyme est principalement active dans le foie et les muscles mais sa distribution peut varier d'une espèce à l'autre (COLES 2007).

La concentration sérique en AsAT est sensible mais peu spécifique de lésions hépatiques ou musculaires. Elle est souvent évaluée en parallèle de la créatinine phospho-kinase (enzyme musculaire spécifique) pour différencier un dommage musculaire d'une lésion hépatique (CAPITELLI, CROSTA 2013).

➤ Alanine aminotransférase (= AlAT) :

Très peu spécifique chez les oiseaux, elle n'est jamais évaluée (CAPITELLI, CROSTA 2013).

➤ Lactate déshydrogénase (= LDH) :

Cette enzyme est localisée dans de nombreux tissus. Ainsi, son activité n'est pas du tout spécifique du fonctionnement hépatique. Néanmoins, sa concentration plasmatique varie plus rapidement que celle des AsAT et AlAT (COLES 2007).

➤ Créatinine phospho-kinase (= CPK) :

Cette enzyme est spécifique du tissu musculaire. Ainsi, une modification de sa concentration sérique donne une indication précise de l'intégrité du tissu musculaire (COLES 2007).

Elle permet de différencier une atteinte hépatique d'une lésion musculaire (CAPITELLI, CROSTA 2013) :

- Une augmentation conjointe des AsAT, CPK et LDH évoque une lésion musculaire.
- Une augmentation des AsAT et LDH sans variation de les CPK indique quant à elle une lésion hépatique.

Remarque : Attention, les CPK ont une demi-vie plasmatique plus courte que les AsAT et la LDH, ce qui implique qu'elles reviennent plus rapidement dans les intervalles physiologiques que les deux autres. Ainsi, une lésion musculaire aiguë (injection IM de produit irritant par exemple) aura la même présentation à l'analyse qu'une hépatopathie ce qui peut mener à des erreurs de diagnostic (CAPITELLI, CROSTA 2013).

➤ Amylase :

Cette enzyme n'est pas spécifique et les données littéraires sur son activité sont très rares chez les oiseaux. Elle est donc difficilement interprétable (CAPITELLI, CROSTA 2013).

iii. Métabolites

➤ Biliverdine et bilirubine :

Les oiseaux ne possèdent pas de biliverdine-réductase. Ainsi, le principal pigment chez eux est la biliverdine. Elle n'est pas mesurable en routine mais la présence d'une coloration plasmatique vert prononcé évoque une pathologie hépatique ou biliaire sévère et annonce un pronostic sombre (CAPITELLI, CROSTA 2013).

➤ Acides biliaires :

Les acides biliaires sont synthétisés dans le foie depuis le cholestérol puis sont excrétés dans la bile. Plus de 90% sont ensuite réabsorbés dans le jéjunum et l'iléon d'où ils rejoignent les hépatocytes via la circulation porte (cycle entéro-hépatique) (CAPITELLI, CROSTA 2013). Ainsi, la concentration plasmatique en acides biliaires est un indicateur sensible de la fonction hépatique chez les Psittacidés.

Contrairement aux mammifères, un seul échantillon prélevé après un jeûne de 12 heures permet d'identifier si une augmentation des acides biliaires est postprandiale ou non. Cependant, un tel jeûne n'est pas recommandé chez les petits oiseaux ou chez les patients débilisés (COLES 2007).

➤ Cholestérol :

Comme on l'a vu, le cholestérol est éliminé par le foie sous forme d'acides biliaires. C'est donc un indicateur du fonctionnement hépatique (BELCHER et al. 2014).

➤ Glucose :

La glycémie des oiseaux est contrôlée par l'insuline et le glucagon de manière similaire à celle des mammifères. Cependant, chez les oiseaux, un diabète peut être causé par une hypoinsulinémie mais aussi une hyperglucagonémie (COLES 2007).

➤ Protéines totales :

Le sang des oiseaux contient physiologiquement moins de protéines que celui des mammifères : en général, entre 2,5 et 4,5 g/L chez les Psittacidés (CAPITELLI, CROSTA 2013).

Les protéines plasmatiques correspondent à l'albumine, aux protéines de transport et de coagulation, au fibrinogène, aux enzymes circulantes, aux hormones et aux immunoglobulines. Outre leurs fonctions respectives, elles permettent le maintien de la pression osmotique (COLES 2007).

La méthode la plus abordable pour mesurer la quantité de protéines totales plasmatiques est le réfractomètre. Malheureusement, le résultat obtenu est rarement fiable en raison de la glycémie physiologiquement plus élevée chez les Psittacidés que chez les mammifères. L'électrophorèse des protéines reste donc la méthode de dosage la plus fiable (CAPITELLI, CROSTA 2013).

Le ratio albumine/globulines est normalement compris entre 1,5 et 3,5 chez les Psittacidés. Une diminution de ce ratio indique une hypoalbuminémie ou une hyperglobulinémie. Cependant, ceci est à interpréter avec précaution car le résultat dépend grandement des méthodes de dosage et du laboratoire (CAPITELLI, CROSTA 2013).

iv. Electrolytes

Comme chez les mammifères, un ionogramme peut être réalisé pour rechercher d'éventuels désordres électrolytiques.

Les ions fréquemment explorés sont le potassium, le sodium, le calcium (total et ionisé) et le phosphore (CAPITELLI, CROSTA 2013).

b- Interprétation des résultats

L'interprétation des résultats d'un ionogramme est résumée par le tableau 30 et celle d'une analyse biochimique est présentée dans les tableaux 31 et 32. Les intervalles de référence sont présentés en annexe 7.

Tableau 30 : Interprétation d'un ionogramme chez les Psittacidés (réalisation personnelle d'après (COLES 2007) et (CAPITELLI, CROSTA 2013))

Paramètres	Augmentation		Diminution	
	Hypothèses diagnostiques	Exemples	Hypothèses diagnostiques	Exemples
Potassium	Maladie rénale	Nécrose tissulaire avancée	Troubles digestifs	Diarrhée chronique, anorexie prolongée...
	Acidémie			
			Alcalémie	
Sodium	Rare	Apports excessifs dans l'alimentation, déshydratation...	Par pertes	Maladie rénale, diarrhée
			Hydratation excessive	Polydipsie, iatrogène (fluidothérapie)
Calcium total	Hypervitaminose D3		Déséquilibres alimentaires	Carences en calcium ou Vitamine D3, excès d'apports en phosphore
	Ostéolyse secondaire à une néoplasie		Alcalémie	
	Hyperalbuminémie (celle-ci n'influence pas le calcium ionisé)		Hypoalbuminémie (celle-ci n'influence pas le calcium ionisé)	
			Troubles reproducteurs	Rétention d'œuf chronique
Phosphore	Physiologique chez les jeunes oiseaux		Hypovitaminose D3	
	Maladie rénale sévère	Hypervitaminose D3	Troubles digestifs	Malabsorption, anorexie à long terme, etc.
	Artéfactuelle en cas d'hémolyse		Troubles reproducteurs	Rétention d'œuf chronique

Tableau 31 : Interprétation d'une biochimie sanguine chez les Pittacidés (partie 1/2) (réalisation personnelle d'après (BELCHER et al. 2014); (COLES 2007) et (CAPITELLI, CROSTA 2013)).

Paramètres	Augmentation		Diminution	
	Hypothèses diagnostiques	Exemples	Hypothèses diagnostiques	Exemples
Acide urique	Lésion rénale sévère (perte de 70% des capacités fonctionnelles du rein)	Molécules iatrogènes néphrotoxiques, Intoxication au plomb, Obstruction des voies urinaires, Néphrite, Calcinose rénale, Néphropathie associée à une hypovitaminose A	Troubles hépatiques	Shunt porto-systémique, insuffisance hépatique
			Déshydratation sévère	Carences alimentaires en protéines
ASAT	Augmentation de la production	Régime hyperprotéique, Nécrose tissulaire sévère, Longue mise à jeun	Polyuro-polydipsie	Insuffisance rénale, températures extérieures élevées, etc.
			Lésion hépatique ou musculaire Modérée si supérieure à 350 IU/L	Artéfactuelle
LDH	Une concentration supérieure à 800 IU/L correspond à une augmentation majeure	Hépatopathies de toutes sortes, Maladie de Pacheco, Chlamydophylose, Exposition à des substances hépatotoxiques, latrogène (doxycycline, kétoconazole, fluconazole, itraconazole, etc.)	Artéfactuelle	
			Lésions tissulaires diverses	Artéfactuelle
CPK	Lésion musculaire	Traumatisme, Injection IM, Cardiopathie, Fonte musculaire due à un amaigrissement avancé, Exercice trop long, contention physique	Artéfactuelle	
Amylase	Très peu spécifique	Maladie pancréatique, intoxication au Zinc, etc.	Nécrose pancréatique ou artéfactuelle	
Acides biliaires à jeun	Hépatopathie	Obstruction des voies biliaires, mauvaise perfusion hépatique (dont shunt porto-systémique)	Artéfactuelle	
			Dysfonctionnement du cycle entéro-hépatique	
Cholestérol	Hépatopathie	Obstruction des voies biliaires, fibrose hépatique, hyperplasie des canaux biliaires, etc.	Atteinte digestive	Maldigestion, Malabsorption, Anorexie de longue durée, etc.
			Autres	

Tableau 32 : Interprétation d'une biochimie sanguine chez les Psittacidés (partie 2/2) (réalisation personnelle d'après (BELCHER et al. 2014); (COLES 2007) et (CAPITELLI, CROSTA 2013)).

Paramètres	Augmentation		Diminution	
	Hypothèses diagnostiques	Exemples	Hypothèses diagnostiques	Exemples
Glycémie	Modérée (> 500 - 600 mg/dL)	Glucocorticoïdes endogènes ou iatrogènes, excitation, hyperthermie, stress	Troubles digestifs	Anorexie prolongée, Maldigestion, Malabsorption
			Hépatopathie	Maladie de Pacheco, lipidose hépatique, etc.
	Marquée (> 700 - 900 mg/dL)	Suspicion de diabète mellitus	Trouble infectieux	Septicémie, Entérotoxémie,
			Dysendocrinies	Hypothyroïdisme
Albumine	Déshydratation		Troubles digestifs	Maldigestion, malabsorption, entéropathie causant une fuite protéique chronique...
			Troubles rénaux	Néphropathie
			Troubles hépatiques	Maladie de Pacheco, lipidose hépatique, etc.
			Hypoalbuminémie	cf. ci-dessus
Protéines	Déshydratation		Hémorragie externe marquée	Néphropathie
			Hyperglobulinémie	Processus infectieux aigu ou chronique
	Stress chronique		Induction oestrogénique	Rétention d'œuf

3) Analyse des gaz du sang

L'analyse des gaz du sang permet au clinicien d'évaluer le statut acido-basique du patient (à partir d'un échantillon de sang veineux) ainsi que les échanges gazeux pulmonaires (à partir de sang artériel) (MONTESINOS, ARDIACA 2013).

Comme chez les mammifères, le statut acido-basique de l'oiseau est contrôlé par la régulation de la concentration sanguine en CO₂ (plus celle-ci augmente, plus le sang est acide) et en HCO₃⁻ (qui a un pouvoir alcalinisant).

En général, les systèmes respiratoires et métaboliques se compensent mutuellement en permettant ainsi le maintien du pH sanguin à sa valeur physiologique (7,4 en moyenne chez les oiseaux) (MONTESINOS, ARDIACA 2013). Néanmoins, il arrive que certaines maladies affectent l'un ou l'autre des systèmes et engendrent alors des déséquilibres du statut acido-basique (ce qui peut être délétère pour l'animal).

Cette fois encore, les valeurs de référence diffèrent d'une espèce à l'autre et il existe peu de données bibliographiques, ce qui rend l'interprétation des résultats difficile.

Les différentes causes des désordres acido-basiques sont énumérées dans le tableau 33.

Tableau 33 : Désordres acido-basiques et différentes causes possibles. Les valeurs de références indiquées sont celles du Gris du Gabon (P. erithacus) (réalisation personnelle d'après (MONTESINOS, ARDIACA 2013)).

pH sanguin	Mécanisme	Causes	Exemples
Acidémie (pH < 7,35)	Acidose respiratoire (non compensée par une alcalose métabolique)	Hypoventilation (pCO ₂ > 35 mmHg)	Sédation, anesthésie, contention physique trop serrée
		Troubles de la ventilation	Obstruction des voies respiratoires supérieures, etc.
	Acidose métabolique (non compensée par une alcalose respiratoire)	Augmentation de la production d'ions H ⁺)	Lactatémie après un exercice important
		Excrétion des ions H ⁺ insuffisante	Insuffisance rénale
		Perte de HCO ₃ ⁻	Diarrhée, pertes rénales, etc.
		Fluidothérapie inappropriée	Utilisation de fluides ne contenant pas de précurseurs du bicarbonate)
Alcalémie (pH > 7,45)	Alcalose respiratoire (non compensée par une acidose métabolique)	Hyperventilation (pCO ₂ < 25 mmHg)	Hypoxie, douleur, stress, ventilation manuelle excessive lors d'une anesthésie...
	Alcalose métabolique (non compensée par une acidose respiratoire)	Perte d'ions H ⁺	Vomissements
		Gain d'HCO ₃ ⁻	Iatrogène
pH compris entre 7,35 et 7,45	Acidose métabolique compensée par une alcalose respiratoire (ou vice versa)		
	Acidose respiratoire compensée par une alcalose métabolique (ou vice versa)		
	Concentrations sanguines en CO ₂ et en HCO ₃ ⁻ dans les normes		

➤ Détermination du trou anionique ou *Anion Gap* (= AG) :

L'AG représente les anions non mesurés par les analyseurs et aide le clinicien à déterminer l'origine d'une acidose métabolique. Il est calculé selon la formule suivante :

$$AG = ([Na^+] + [K^+]) - ([HCO_3^-] + [Cl^-])$$

Avec $[Na^+]$, $[K^+]$, $[HCO_3^-]$ et $[Cl^-]$ les concentrations sanguines respectives en ions sodium, potassium, bicarbonate et chlore.

Néanmoins, il n'existe pas de valeur de référence de l'AG chez les Psittacidés dans la littérature. Ce paramètre n'est donc pour l'instant pas utilisé en clinique (MONTESINOS, ARDIACA 2013).

B) Imagerie médicale

Les modes de fonctionnement des différents appareils d'imagerie médicale (scanner, IRM, etc.) ne seront pas rappelés dans ce travail. Les informations nécessaires peuvent être trouvées dans différents ouvrages (SILVERMAN, TELL 2010), (GROUT 2013) et (JIMENEZ, ARMBRUST 2009).

1) *Radiographie*

Par expérience, l'examen radiographique est utilisé très fréquemment chez les oiseaux. Chaque vétérinaire souhaitant développer une activité aviaire devrait donc équiper sa clinique avec du matériel radiographique (appareil à rayon X, films radiographiques ou écrans photostimulables et grilles anti-diffusantes, même si celles-ci sont très rarement utilisées chez les Psittacidés) adapté aux oiseaux (SILVERMAN, TELL 2010).

La principale difficulté de l'examen radiographique consiste à maintenir l'oiseau immobile. En raison du caractère difficile des perroquets, ceux-ci sont souvent placés sous anesthésie flash le temps de la réalisation des clichés (sauf bien sûr si leur état de santé ne le permet pas) (SILVERMAN, TELL 2010).

a- Examen radiographique de l'appareil squelettique

Cet examen permet d'examiner la qualité des os et de rechercher d'éventuelles lésions (fractures, luxations, etc.).

Les os longs des oiseaux ont un aspect radiographique très différent de celui des os des mammifères. Ceci est dû à une cavité médullaire plus large et un cortex plus fin chez les oiseaux, ainsi qu'à la présence d'os pneumatiques (humérus, fémur...). Dans certains cas, un dessin trabéculaire est même visible (TULLY et al. 2009).

De plus, les oiseaux ne possèdent pas de centres d'ossification épiphysaires contrairement aux mammifères (TULLY et al. 2009).

Chez les femelles, une hypercalcification homogène physiologique peut être visible avant le début d'une ponte (COLES 2007).

Les réactions périostées et les zones d'ostéolyses évoquent un processus inflammatoire ou tumoral (TULLY et al. 2009).

i. La tête

Les clichés peuvent être réalisés selon cinq incidences : ventro-dorsale, latéro-latérale gauche et latéro-latérale droite, oblique gauche et oblique droite (GROUT 2013).

Le clinicien peut réaliser des radiographies de la tête lorsqu'il suspecte des lésions du crâne (type fractures, etc.), du bec ou des voies respiratoires (masses, abcès...).

L'oiseau est placé directement au contact de la cassette radiographique, puis (GROUT 2013) :

- Pour une vue ventro-dorsale : l'oiseau est positionné en décubitus dorsal, le corps est maintenu avec un gant plombé et la tête est étirée crânialement dans le prolongement du corps grâce à un sparadrap fixé au bec.
- Pour les vues latéro-latérale : l'oiseau est placé en décubitus latéral, le corps est maintenu avec un gant plombé et la tête est étirée crânialement dans le prolongement du corps grâce à un sparadrap fixé au bec.
- Pour les vues obliques : l'oiseau est positionné comme en vue latéro-latérale puis une rotation de la tête de 15 à 30 degrés est effectuée.

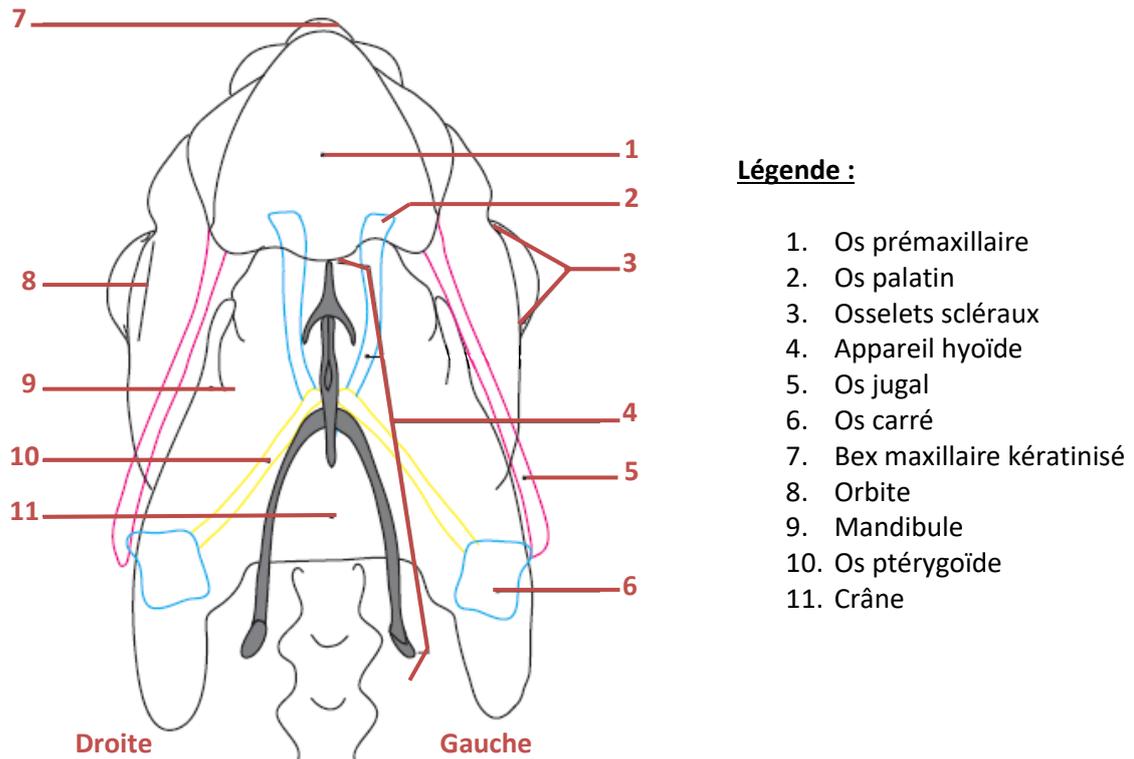


Figure 121 : Schéma de l'anatomie de la tête d'un Psittacidé adulte en vue ventro-dorsale (SILVERMAN, TELL 2010).

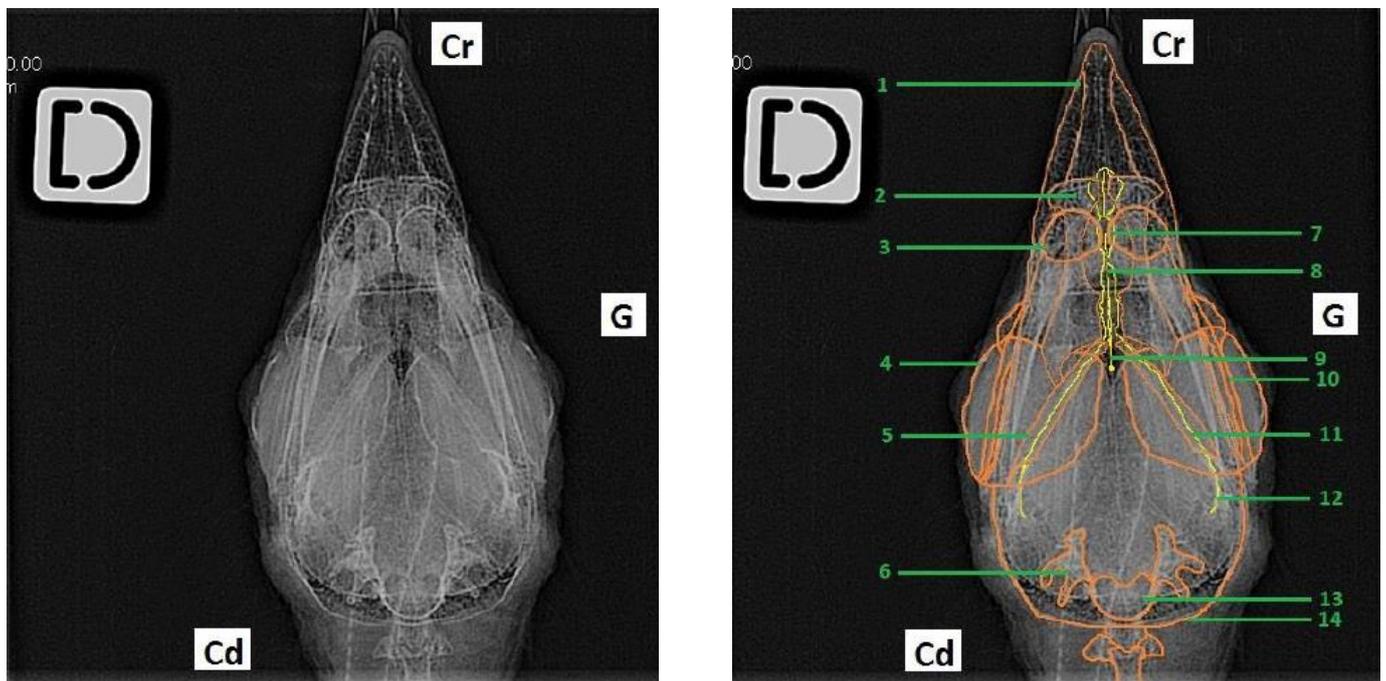
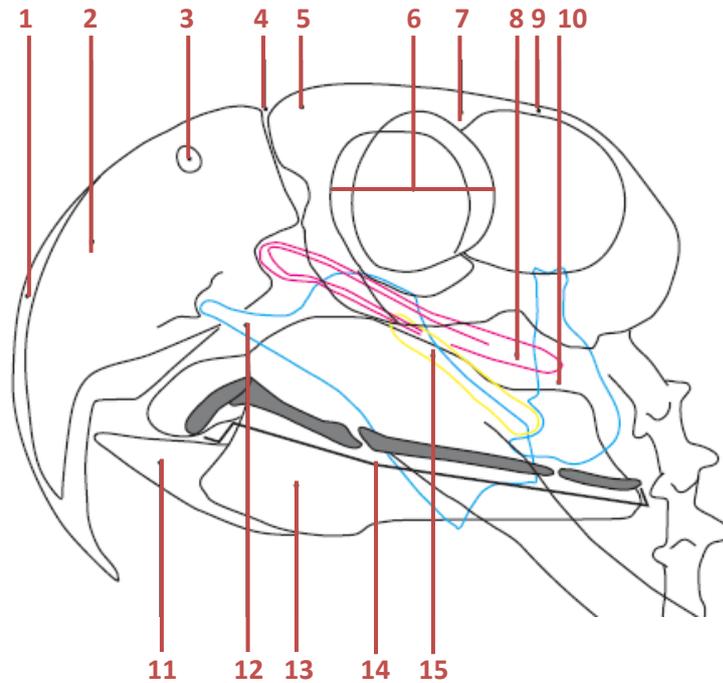


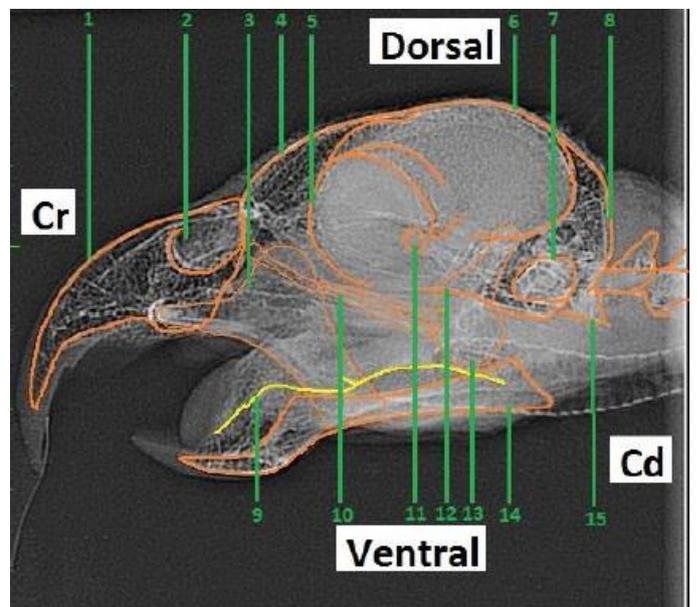
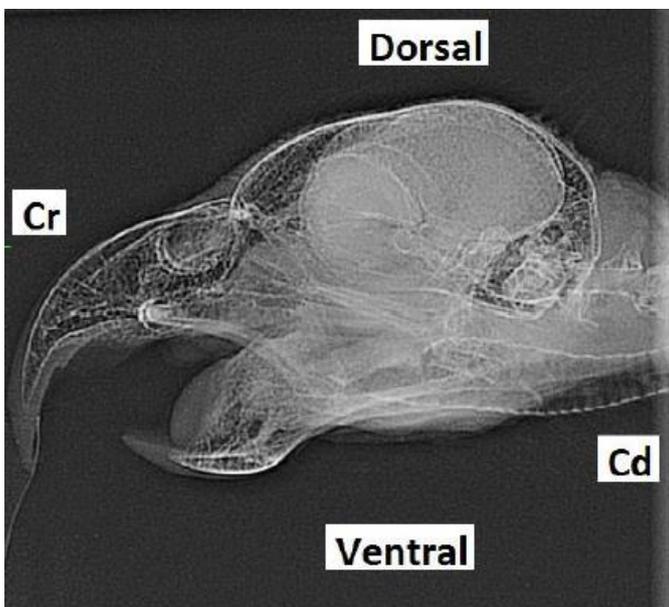
Figure 120 : Radiographie de la tête d'un Gris du Gabon (*P. erithacus*) adulte selon une incidence ventro-dorsale et son schéma d'interprétation (GROUT (2) 2013).



Légende :

- | | | |
|----------------------------------|----------------|--------------------------------|
| 1. Bec maxillaire kératinisé | 6. Orbite | 11. Os mandibulaire kératinisé |
| 2. Os prémaxillaire | 7. Crâne | 12. Os palatin |
| 3. Narine externe | 8. Os jugal | 13. Mandibule |
| 4. Zone de flexion crâniofaciale | 9. Os pariétal | 14. Os hyoïde |
| 5. Os frontal | 10. Os carré | 15. Os ptérygoïde |

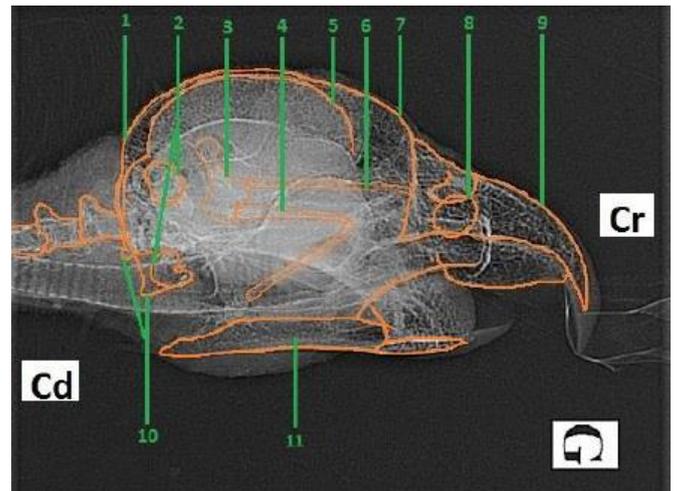
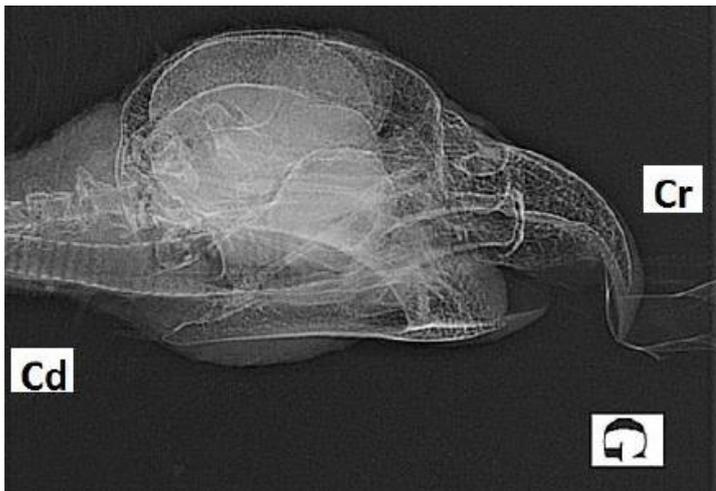
Figure 123 : Schéma de l'anatomie de la tête d'un Psittacidé adulte en vue latérale gauche (d'après SILVERMAN, TELL 2010).



Légende :

- | | | |
|---------------------|----------------------|-----------------------------|
| 1. Os prémaxillaire | 6. Os pariétal | 11. Foramen optique |
| 2. Opercule nasal | 7. Bulle tympanique | 12. Arc sub-orbitaire |
| 3. Os palatin | 8. Os supraoccipital | 13. Os carré |
| 4. Os frontal | 9. Appareil hyoïdien | 14. Os mandibulaire |
| 5. Os préfrontal | 10. Os jugal | 15. Processus paraoccipital |

Figure 122 : Radiographie de la tête d'un Gris du Gabon (*P. erithacus*) adulte selon une incidence latéro-latérale droite et son schéma d'interprétation (GROUT (2) 2013).



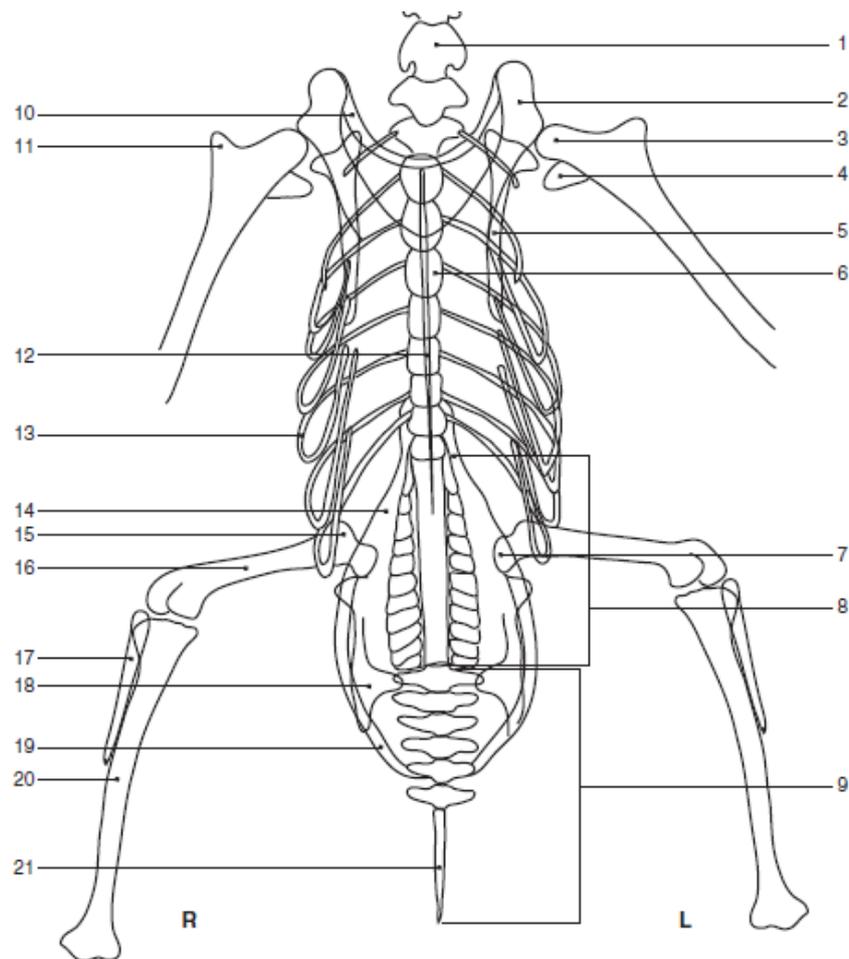
Légende :

- | | | |
|-----------------------|---------------------|-----------------------------|
| 1. Os supra-occipital | 5. Os préfrontal | 9. Os prémaxillaire |
| 2. Bulle tympanique | 6. Os jugal | 10. Processus paraoccipital |
| 3. Os carré | 7. Os frontal | 11. Os mandibulaire |
| 4. Os ptérygoïde | 8. Opercules nasaux | |

Figure 124 : Radiographie de la tête d'un Gris du Gabon (P. erithacus) adulte selon une incidence oblique gauche et son schéma d'interprétation (GROUT (2) 2013).

ii. Le rachis et les côtes

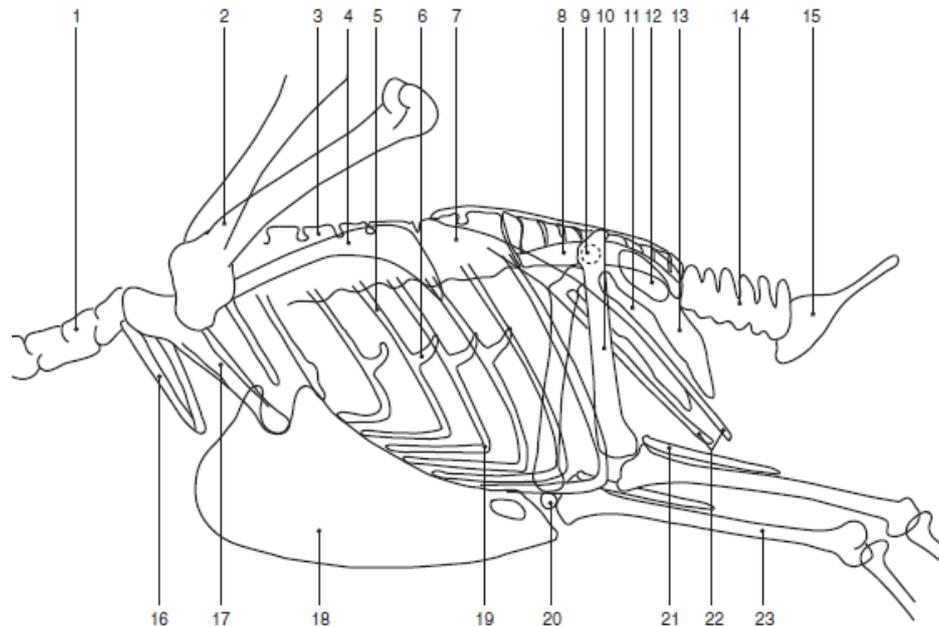
Le rachis et les côtes sont observés sur les radiographies de la cavité coelomique qui seront traitées ultérieurement.



Légende :

- | | | |
|-----------------------------------|-----------------------------------|------------------------|
| 1. Vertèbres cervicales | 8. Synsacrum | 15. Trochanter fémoral |
| 2. Coracoïde | 9. Vertèbres caudales | 16. Fémur |
| 3. Tête humérale | 10. Clavicule | 17. Fibula |
| 4. Tubercule ventral de l'humérus | 11. Tubercule dorsal de l'humérus | 18. Ischium |
| 5. Scapula | 12. Sternum | 19. Pubis |
| 6. Vertèbres thoraciques | 13. Côte | 20. Tibiotarse |
| 7. Tête fémorale | 14. Ilium | 21. Pygostyle |

Figure 125 : Schéma de l'anatomie de l'appareil squelettique d'un Psittacidé adulte en vue ventro-dorsale (d'après SILVERMAN, TELL 2010).



Légende :

- | | | |
|--------------------------|---------------------------|------------------------------|
| 1. Vertèbres cervicales | 8. Synsacrum | 16. Clavicule |
| 2. Humérus | 9. Tête fémorale | 17. Coracoïde |
| 3. Vertèbres thoraciques | 10. Fémur | 18. Sternum |
| 4. Scapula | 11. Foramen obturateur | 19. Jonction costo-chondrale |
| 5. Côte | 12. Foramen iliosciatique | 20. Patella |
| 6. Processus unciforme | 13. Ischium | 21. Fibula |
| 7. Ilium | 14. Vertèbres caudales | 22. Pubis |
| | 15. Pygostyle | 23. Tibiotarse |

Figure 126 : Schéma de l'anatomie de l'appareil squelettique d'un Psittacidé adulte en vue latérale gauche (d'après SILVERMAN, TELL 2010).

iii. Membre thoracique

Le membre thoracique est observé selon deux incidences (GROUT 2013) et (GROUT (2) 2013):

- **Caudo-crâniale** : une personne maintient l'oiseau tête en bas (corps perpendiculaire à la cassette) tandis qu'un deuxième manipulateur étire l'aile le plus parallèlement possible à la table. Un clinicien expérimenté peut la faire seul (cf. figure 127).
- **Médio-latérale** : le perroquet est placé en décubitus dorsal sur la cassette radiographique, le corps maintenu par un gant plombé ou par une main (protégée) du manipulateur et l'aile étendue parallèlement à la cassette par la seconde main du manipulateur (cf. figure 128).



Figure 128 : Positionnement d'un Gris du Gabon (*P. erithacus*) pour la réalisation d'une radiographie du membre thoracique en vue médio-latérale (issue de GROUT 2013).

Avant de prendre le cliché, les mains des manipulateurs doivent être recouvertes de gants plombés

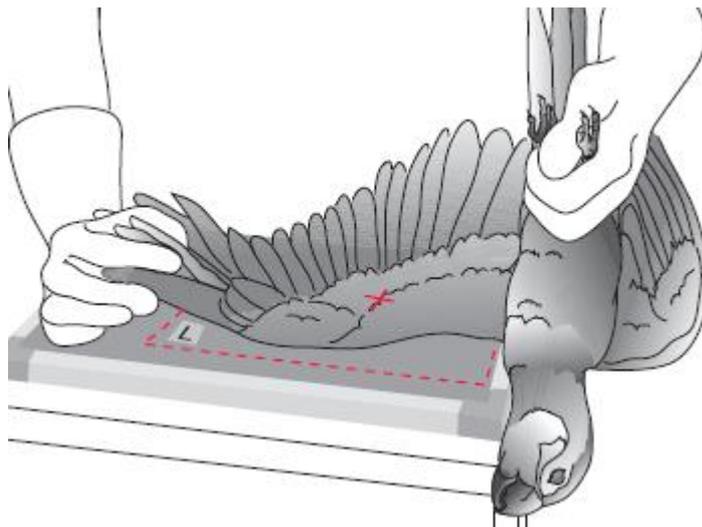
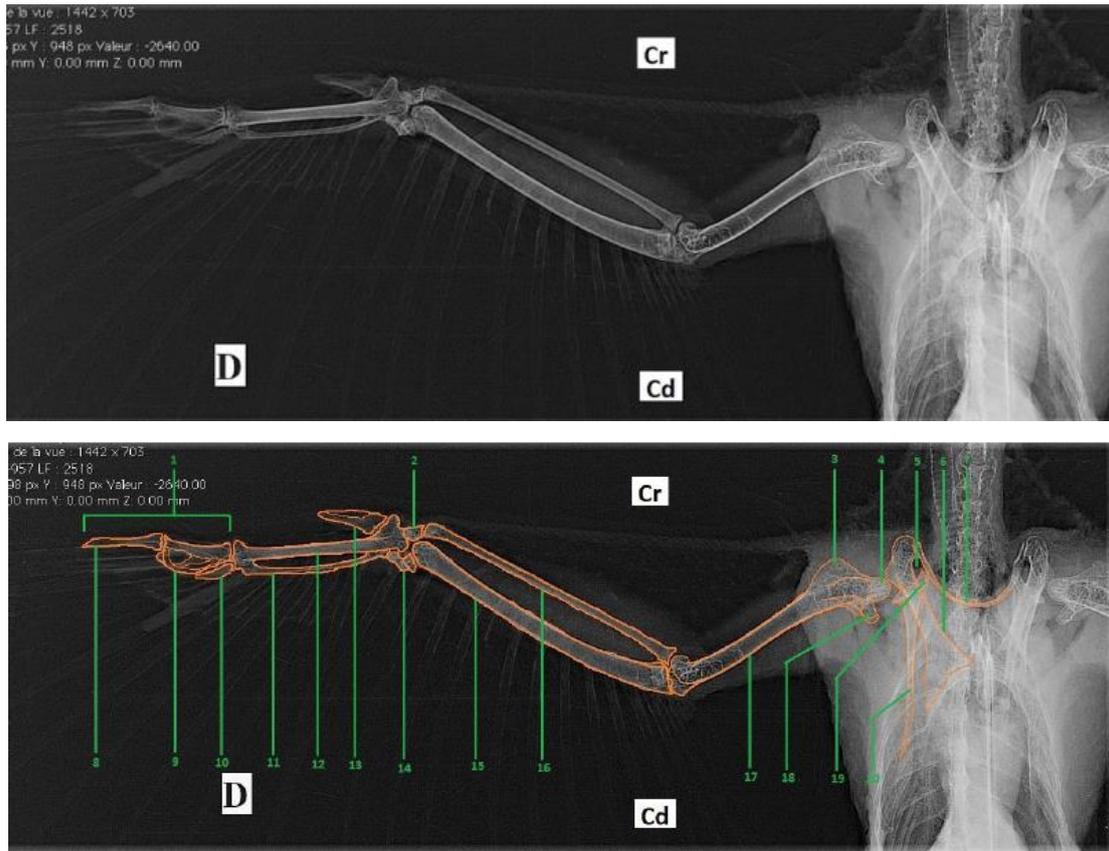


Figure 127 : Positionnement d'un perroquet pour la réalisation d'une radiographie du membre thoracique en vue caudo-crâniale (issu de SILVERMAN, TELL 2010).

Remarque : Les manipulateurs doivent toujours veiller à se protéger des rayons X (utilisation des équipements de protection individuelle, etc.).

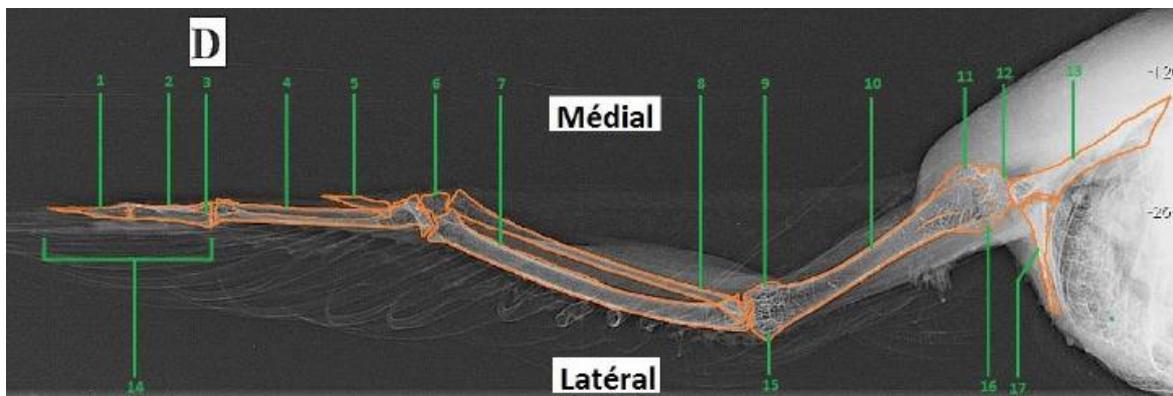
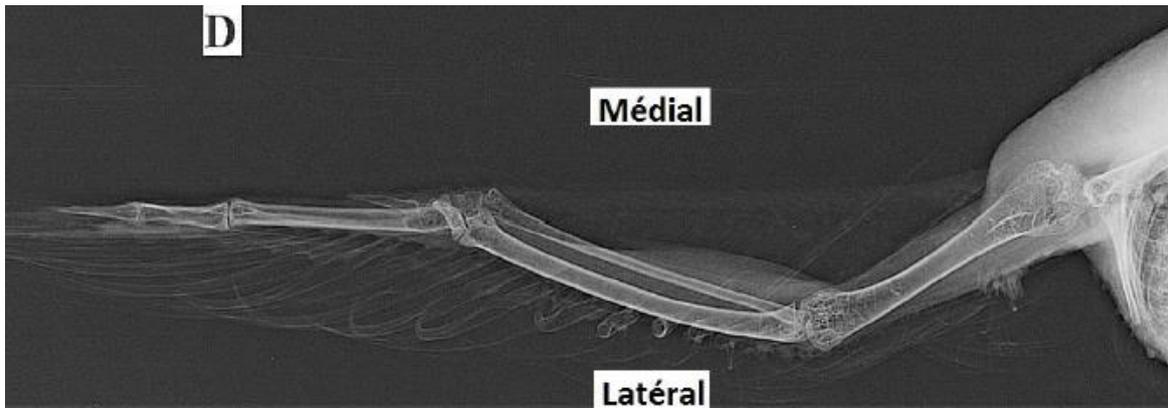
Pour plus de facilité et de rigueur lors de l'interprétation des radiographies, il est possible de comparer des radiographies des deux membres (SILVERMAN, TELL 2010).



Légende :

- | | | |
|----------------------------------|--|---------------------------------|
| 1. Doigt II | 6. Coracoïde | 11. Os métacarpien mineur |
| 2. Os radial du carpe | 7. Clavicule | 12. Os métacarpien majeur |
| 3. Tubercule dorsal de l'humérus | 8. 2 ^{ème} phalange du doigt II | 13. Phalanges 1 et 2 du doigt I |
| 4. Tête humérale | 9. 1 ^{ère} phalange du doigt II | 14. Os ulnaire du carpe |
| 5. Canal tri-osseux | 10. 1 ^{ère} phalange du doigt III | |

Figure 129 : Radiographie de l'aile droite d'un Gris du Gabon (*P. erithacus*) adulte selon une incidence médio-latérale et son schéma d'interprétation (GROUT (2), 2013).



Légende :

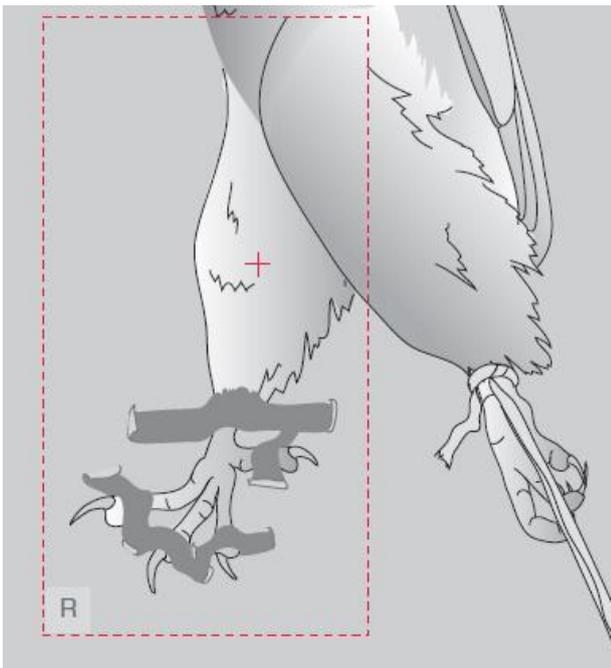
- | | | |
|---|------------------------------------|------------------------------------|
| 1. 2 ^{ème} phalange du doigt II | 7. Ulna | 13. Coracoïde |
| 2. 1 ^{ère} phalange du doigt II | 8. Radius | 14. Doigt II |
| 3. 1 ^{ère} phalange du doigt III | 9. Condyle ventral de l'humérus | 15. Condyle dorsale de l'humérus |
| 4. Os métacarpien majeur | 10. Humérus | 16. Tubercule dorsale de l'humérus |
| 5. Phalanges 1 et 2 du doigt I | 11. Tubercule ventral de l'humérus | 17. Scapula |
| 6. Os radial du carpe | 12. Tête humérale | |

Figure 130 : Radiographie de l'aile droite d'un Gris du Gabon (P. erithacus) adulte selon une incidence caudo-crâniale et son schéma d'interprétation (GROUT (2), 2013).

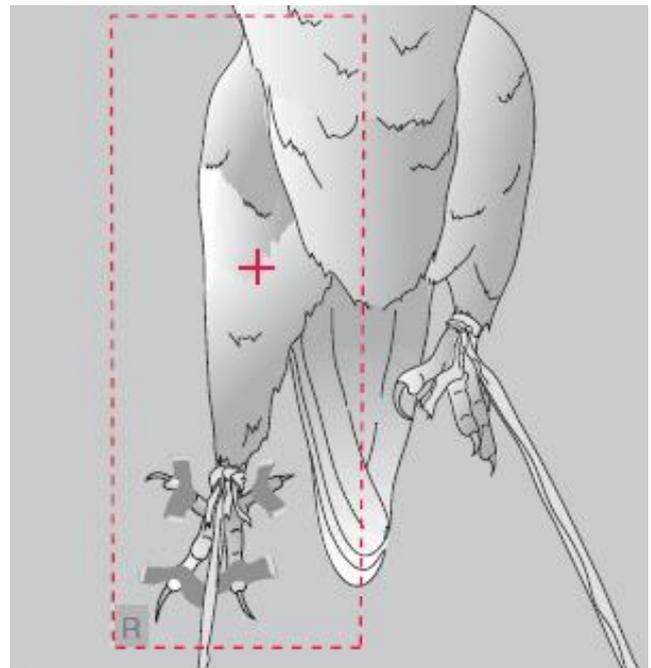
iv. Le membre pelvien

Le membre pelvien peut être étudié selon deux incidences radiographiques (GROUT 2013) et (GROUT (2) 2013) :

- Médio-latérale : l'oiseau est placé en décubitus latéral du côté du membre étudié. Puis, le corps est maintenu en avant tandis que le membre étudié est tiré ventro-caudalement à l'aide d'un sparadrap (et le membre controlatéral dorso-caudalement) (cf. figure 131).
- Crânio-caudale : Cette fois l'oiseau est placé en décubitus dorsal et le membre étudié mis en extension grâce à du sparadrap (cf. figure 131).

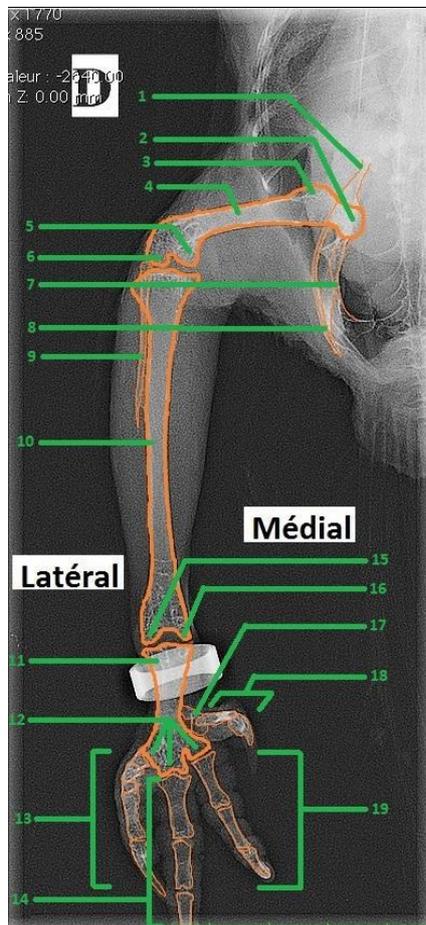
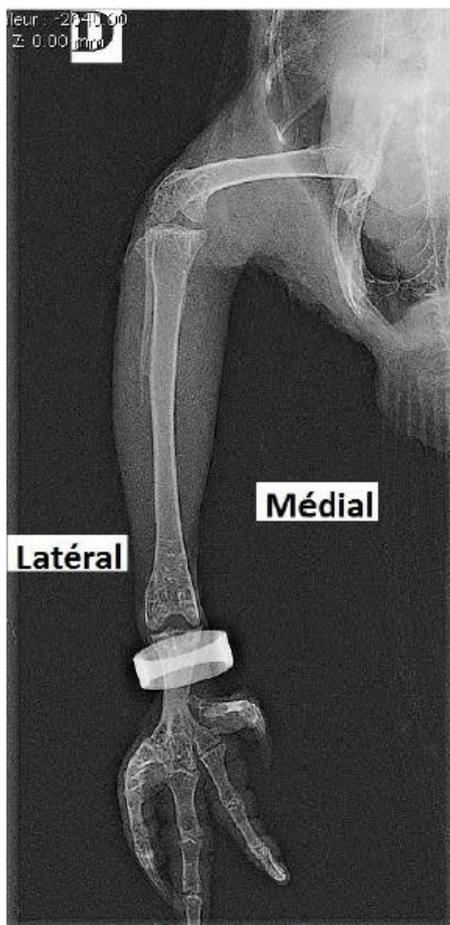


Incidence médio-latérale.



Incidence crânio-caudale.

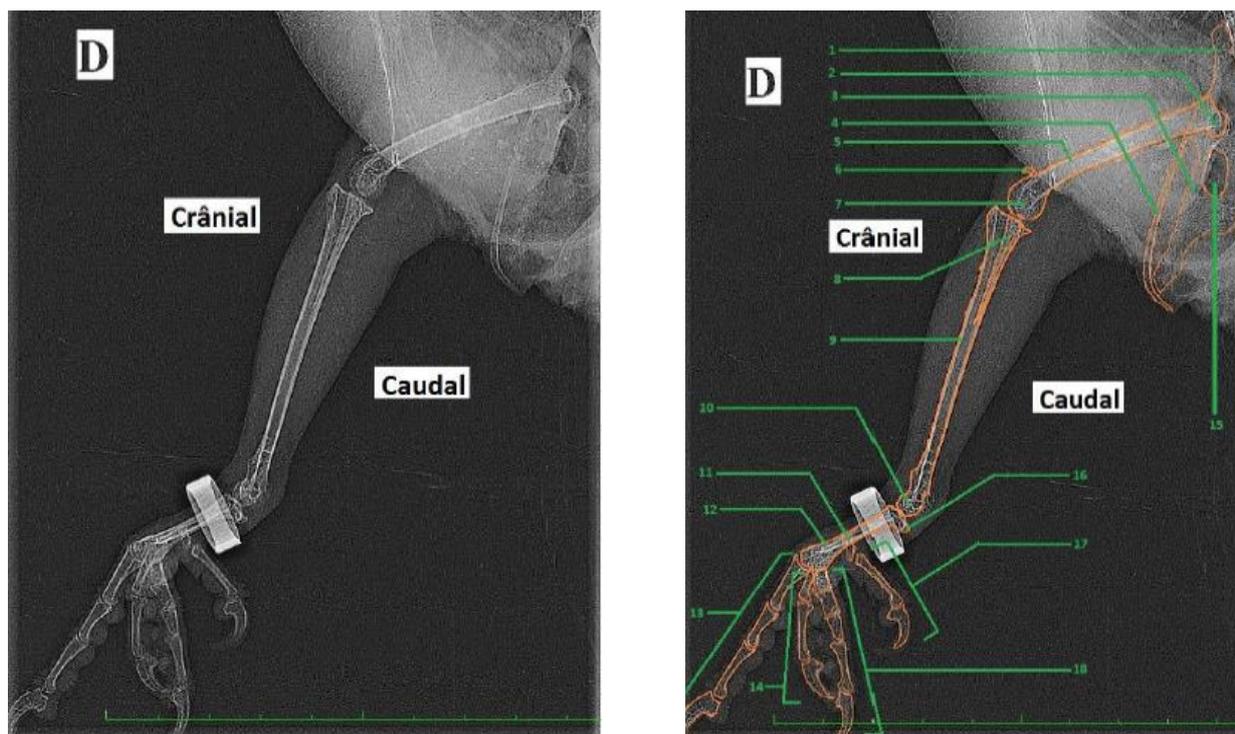
Figure 131 : Positions pour la radiographie du membre pelvien d'un Psittacidé. Les pointillés rouges indiquent la zone à radiographier (issu de SILVERMAN, TELL 2010).



Légende :

1. Ilium
2. Tête fémorale
3. Trochanter fémoral
4. Fémur
5. Condyle médial du fémur
6. Condyle latéral du fémur
7. Ischium
8. Pubis
9. Fibula
10. Tibiotarse
11. Tarsométatarse
12. Trochlée du tarsométatarse
13. Doigt IV
14. Doigt III
15. Condyle latéral du tibiotarse
16. Condyle médial du tibiotarse
17. Métatarse
18. Doigt I
19. Doigt II

Figure 132 : Radiographie du membre pelvien droit d'un Gris du Gabon (*P. erithacus*) adulte selon une incidence crânio-caudale et son schéma d'interprétation (GROUT (2) 2013).



Légende :

- | | | |
|------------------|----------------------------|---|
| 1. Ilium | 7. Condyles fémoraux | 13. Doigt III |
| 2. Tête fémorale | 8. Fibula | 14. Doigt II |
| 3. Ischium | 9. Tibiotarse | 15. Foramen ilio-ischiatique |
| 4. Pubis | 10. Condyles du tibiotarse | 16. Crête hypotarsale du tarsométatarse |
| 5. Fémur | 11. Métatarse | 17. Doigt I |
| 6. Patella | 12. Tarsométatarse | 18. Doigt IV |

Figure 133 : Radiographie du membre pelvien droit d'un Gris du Gabon (P. erithacus) adulte selon une incidence médio-latérale et son schéma d'interprétation (GROUT (2) 2013).

b- Examen radiographique de la cavité coelomique

i. Positionnement

Deux incidences sont toujours nécessaires pour examiner la cavité coelomique : ventro-dorsale et latéro-latérale (droite ou gauche).

Pour l'incidence ventro-dorsale, le perroquet est placé en décubitus dorsal. Ses ailes sont écartées et maintenues ouvertes par des sacs de sables ou des gants de plomb et les pattes sont étirées caudalement. Ces dernières peuvent être fixées à la table d'examen par du sparadrap afin de permettre au manipulateur de s'écarter du faisceau primaire (cf. figure 134) (SILVERMAN, TELL 2010).

Les figure 134 illustrent combien il est difficile de se passer d'anesthésie pour radiographier un perroquet.



Ara bleu et jaune (A. ararauna)



Gris du Gabon (P. erithacus)

Figure 134 : Ara bleu et jaune et Gris du Gabon en position pour une radiographie ventro-dorsale de la cavité cœlomique (Images : P. GRENTZINGER, remerciements à la clinique pour animaux exotiques de l'université de Pretoria).

Ici, les deux oiseaux sont en position idéale car le manipulateur n'a pas besoin de les maintenir et peut donc se protéger du faisceau de rayon X.

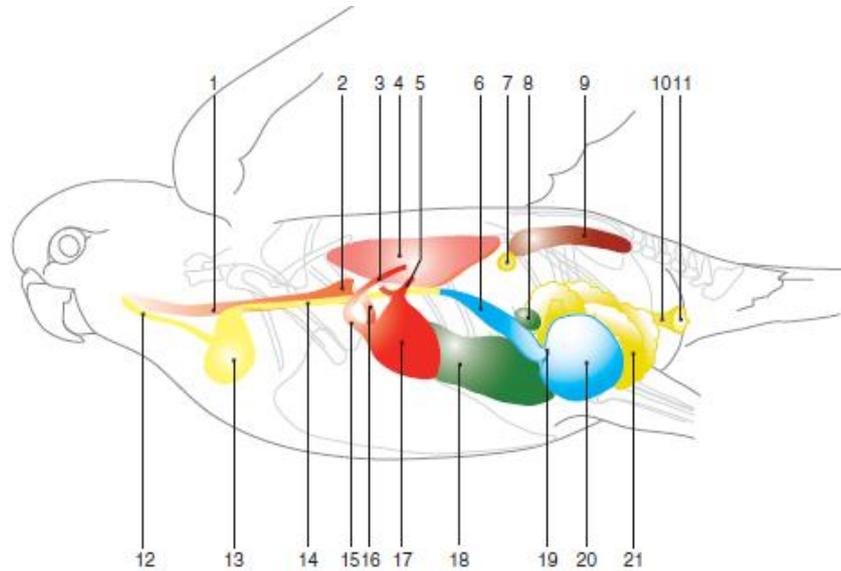
Pour l'incidence latéro-latérale, l'oiseau est placé en décubitus latéral, les ailes relevées dorsalement et les pattes étirées caudalement. Dans l'idéal, le clinicien peut maintenir l'oiseau avec des sacs de sables ou des gants plombés ce qui lui permet de se maintenir à l'écart (cf. figure 135) (SILVERMAN, TELL 2010).



Figure 135 : Gris du Gabon (P. erithacus) en position pour une radiographie latéro-latérale de la cavité cœlomique (Image : P. GRENTZINGER, remerciements à la clinique pour animaux exotiques de l'université de Pretoria).

ii. Anatomie radiographique

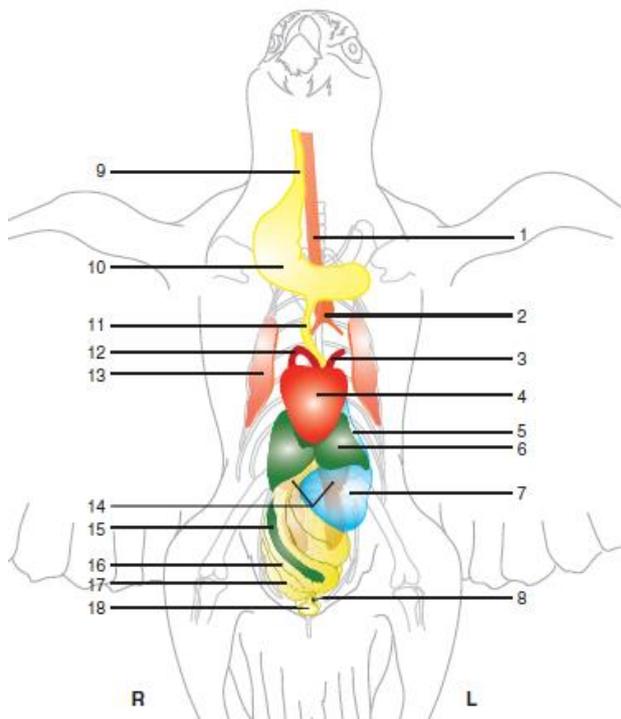
Avant de se lancer dans l'interprétation d'un cliché radiographique, le clinicien doit s'assurer de bien connaître les structures anatomiques et leurs repères.



Légende :

- | | | |
|---------------------|--------------------------------------|--|
| 1. Trachée | 8. Rate | 15. Départ de l'artère brachiocéphalique |
| 2. Syrinx | 9. Reins | 16. Artère pulmonaire |
| 3. Aorte | 10. Colon | 17. Cœur |
| 4. Poumons | 11. Cloaque | 18. Foie |
| 5. Veine pulmonaire | 12. Portion cervicale de l'œsophage | 19. Isthme entre le proventricule et le gésier |
| 6. Proventricule | 13. Jabot | 20. Gésier |
| 7. Gonades | 14. Portion thoracique de l'œsophage | 21. Intestins |

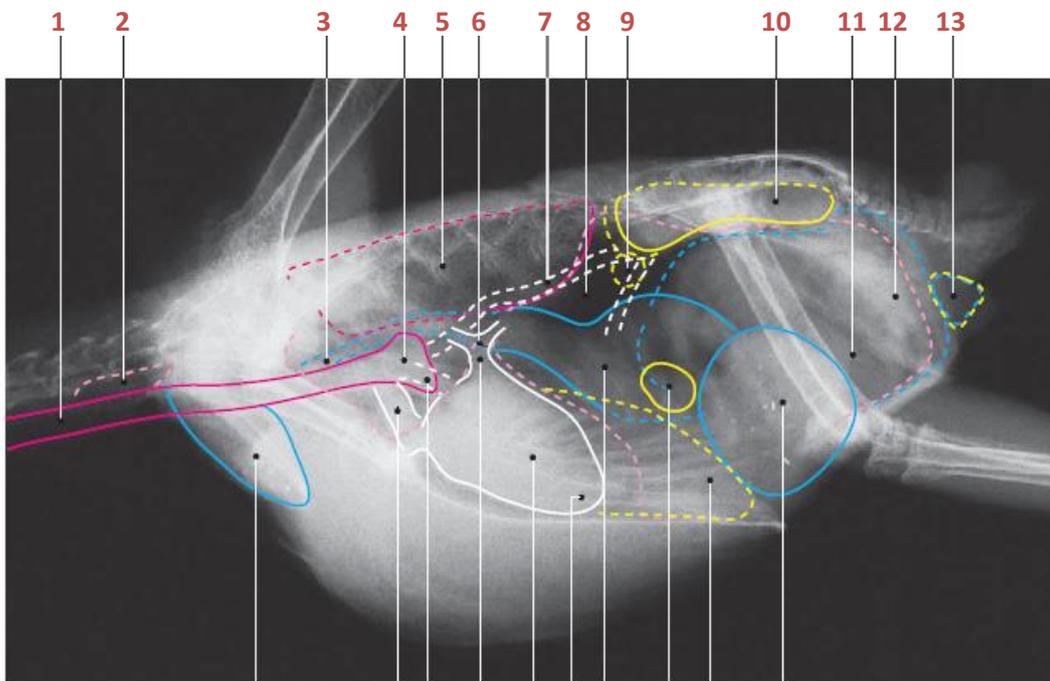
Figure 137 : Schéma de l'anatomie de la cavité coelomique vue de profil d'un Psittacidé adulte (issu de SILVERMAN, TELL 2010).



Légende :

- | |
|---------------------------------------|
| 1. Trachée |
| 2. Syrinx |
| 3. Tronc pulmonaire |
| 4. Cœur |
| 5. Proventricule |
| 6. Foie |
| 7. Gésier |
| 8. Colon |
| 9. Portion cervicale de l'œsophage |
| 10. Jabot |
| 11. Portion thoracique de l'œsophage |
| 12. Aorte et artère brachiocéphalique |
| 13. Poumon droit |
| 14. Reins |
| 15. Pancréas |
| 16. Duodénum |
| 17. Intestins |
| 18. Cloaque |

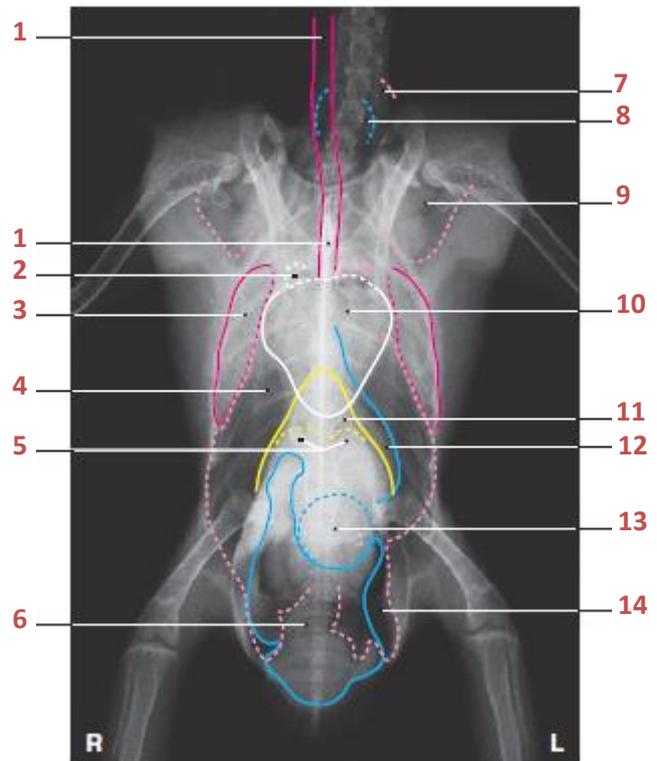
Figure 136 : Schéma de l'anatomie de la cavité coelomique vue de face d'un Psittacidé adulte (issu de SILVERMAN, TELL 2010).



Légende :

- | | | |
|--------------------------|---|----------------------------|
| 1. Trachée | 9. Gonades | 16. Artère pulmonaire |
| 2. Air sac cervical | 10. Reins | 17. Atrium gauche |
| 3. Œsophage | 11. Sac aérien abdominal
(superposé aux intestins) | 18. Ventricules cardiaques |
| 4. Syrinx | 12. Intestins | 19. Apex du cœur |
| 5. Poumons | 13. Cloaque | 20. Proventricule |
| 6. Veine pulmonaire | 14. Jabot | 21. Rate |
| 7. Aorte | 15. Aorte et départ de l'artère
brachiocéphalique | 22. Foie |
| 8. Sac aérien thoracique | | 23. Gésier |

Figure 138 : Radiographie de la cavité cœlomique d'un Gris du Gabon (P. erithacus) adulte en vue latéro-latérale et son schéma d'interprétation (d'après SILVERMAN, TELL 2010).



Légende :

- | | | |
|--------------------------------------|----------------------------|--------------------------|
| 1. Trachée | 6. Intestins | 11. Foie |
| 2. Aorte et artère brachiocéphalique | 7. Sac aérien cervical | 12. Proventricule |
| 3. Poumon droit | 8. Jabot | 13. Gésier |
| 4. Sac aérien thoracique | 9. Sac aérien claviculaire | 14. Sac aérien abdominal |
| 5. Reins | 10. Cœur | |

*Figure 139 : Radiographie de la cavité coelomique d'un Gris du Gabon (*P. erithacus*) adulte en vue ventro-dorsale et son schéma d'interprétation (d'après SILVERMAN, TELL 2010).*

➤ Appareil respiratoire :

La trachée doit avoir une radio-opacité aérique. Chez les Psittacidés, elle est très souple et suit la colonne vertébrale. Le cou de l'oiseau doit donc être étendu pour permettre une meilleure visibilité de la trachée. La syrinx se situe crânialement au carrefour bronchique mais peut être difficile à observer sur une radiographie chez les perroquets (TULLY et al. 2009). Les lésions radiographiques de la trachée et de la syrinx sont rarement visibles sur une radiographie (sauf les masses) (NEWELL, ROBERTS, BENNETT 1997).

Les poumons sont finement réticulés et ont un aspect en « nid d'abeilles » (cf. figure 140). Leur radio-opacité n'est donc pas complètement aérique. De plus, cet aspect est physiologique et sa disparition évoque une maladie pulmonaire (pneumonie, aspergillose...). Contrairement à ceux des mammifères, leur aspect et leur taille ne varient pas au cours du cycle respiratoire (NEWELL, ROBERTS, BENNETT 1997).

Les sacs aériens ont une radio-opacité aérique et leurs parois ne sont pas visibles chez les oiseaux sains. Les anomalies radiographiquement visibles des sacs aériens peuvent être des augmentations focales ou diffuses de leur radio-opacité, une sur-distension du sac ou encore une atélectasie (NEWELL, ROBERTS, BENNETT 1997).

➤ Foie :

Le foie dessine une forme de sablier avec le cœur (cf. figure 140). La disparition de ce sablier peut indiquer (TULLY et al. 2009) : une hépatomégalie ou une microhépatie, une cardiomégalie, la présence d'une masse thoracique abdominale crâniale de radio-opacité tissulaire masquant les silhouettes cardiaques ou hépatiques, ou encore la présence d'une masse coelomique déplaçant le foie ou le cœur (un œuf par exemple).

➤ Rate :

Chez les oiseaux, la rate n'est pas toujours visible à la radiographie (TULLY et al. 2009).

Une splénomégalie suggère une chlamydophilose (particulièrement si le foie est lui aussi de taille augmentée). Les néoplasies de la rate sont rares chez les Psittacidés (TULLY et al. 2009).

➤ Tube digestif :

Le tube digestif d'un Psittacidé est composé de (crânialement à caudalement) : œsophage, jabot, proventricule (qui assure la digestion chimique), ventricule ou gésier (dans lequel se fait la digestion mécanique), intestins et cloaque (HARCOURT-BROWN, CHITTY 2005) (cf. figures 136 et 137).

Le tube digestif est plus facilement étudiable sur une incidence latéro-latérale (COLES 2007).

Un corps étranger métallique présent dans le tube digestif est très facilement identifiable en raison de sa radio-opacité. Attention cependant à ne pas les confondre avec la puce électronique (cf. figure 140) ou du grit (qui peut être physiologique en petite quantité chez les Psittacidés) (TULLY et al. 2009).

La présence de gaz en quantité excessive dans les intestins est un signe évocateur d'iléus parasitaire, de gastroentérite bactérienne ou encore d'une obstruction (TULLY et al. 2009).

Un déplacement du ventricule indique une masse ou une organomégalie adjacente (hépatomégalie, rétention d'œuf, etc.) (TULLY et al. 2009).

➤ Appareil cardio-vasculaire :

L'apex cardiaque se situe au niveau du 5^{ème} ou 6^{ème} espace intercostal (TULLY et al. 2009).

La radiographie a une portée très limitée dans le diagnostic des maladies (TULLY et al. 2009).

➤ Appareil uro-génital :

Les reins sont uniquement visibles sur une incidence latéro-latérale et repose contre la colonne vertébrale à hauteur du synsacrum. Toutes les structures se superposant dans cette région rend l'examen radiographique des reins très difficile (TULLY et al. 2009).

Sur une vue de profil, les gonades sont visibles crânialement au pôle crânial des reins (TULLY et al. 2009).

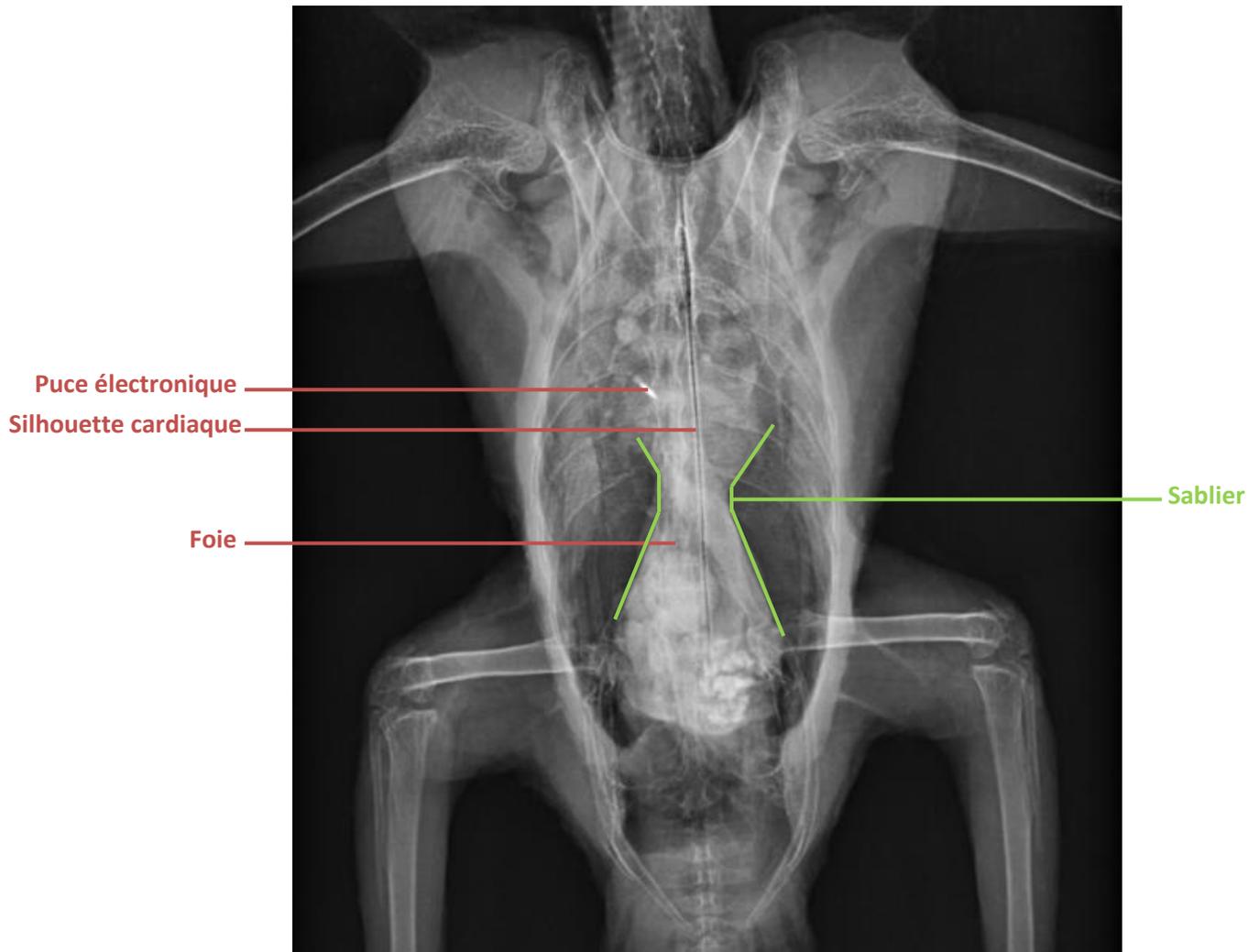


Figure 140 : Radiographie de la cavité coelomique d'un Ara bleu et jaune (*A. ararauna*) adulte en vue ventro-dorsale (Image : ENVT – Clinique NAC).

Ainsi, sur la radiographie de la cavité coelomique, le clinicien doit prêter attention à :

- L'absence d'anomalie des tissus osseux (rachis, côtes, vertèbres, membres, etc.) : fractures, luxations, radio-opacité anormale, etc.
- La position anatomique des organes : vérifier qu'aucun n'est déplacé ou de taille anormale.
- L'absence de masses de radio-opacité anormale (dans le cas contraire, essayer de déterminer son origine)
- L'absence d'anomalies radiographiques le long de l'arbre respiratoire.
- La présence d'un sablier cardio-hépatique bien marqué (cf. figure 140).
- L'absence de corps étranger de radio-opacité (surtout métallique) dans la cavité coelomique et particulièrement dans le tube digestif.

iii. Utilisation d'un produit de contraste, l'exemple du transit baryté

L'utilisation d'un produit de contraste permet de mettre en évidence certaines structures sur une radiographie en augmentant ou en diminuant la radio-opacité d'un ou plusieurs organes du corps. Chez les oiseaux, cette technique est utilisable pour réaliser une angiographie, une urographie, une rhinosinographie ou encore un transit baryté, en particulier si la réalisation d'une échographie ou d'un examen tomодensitométrique est impossible (GROUT 2013).

Plusieurs types de contrastes peuvent être utilisés (KRAUTWALD-JUNGHANNS, SCHLOEMER, PEES 2008) :

- Le contraste positif augmentant la radio-opacité du tissu :
 - ✓ Le sulfate de baryum (ou baryte) dont l'administration est limitée à la voie orale (elle permet donc l'exploration du tube digestif).
 - ✓ Les produits iodés hydrosolubles qui ont un champ d'application plus large car peuvent être administrés par différentes voies (veineuse notamment).
- Le contraste négatif qui diminue la radio-opacité du tissu : air, CO₂, etc.
- Le double contraste où les deux types de contrastes précédents sont combinés (permet par exemple d'observer l'état de la muqueuse digestive en gonflant le tube digestif d'air tandis que la baryte tapisse la muqueuse).

Le transit baryté est l'examen réalisé le plus fréquemment chez les Psittacidés, c'est pourquoi il sera présenté ici. Il est indiqué en cas de suspicion d'atonie du tube digestif (vomissements, régurgitations, présence de graines non digérées dans les fientes...), de présence de masse coelomique (afin de déterminer la nature de celle-ci) ou encore de radiographie coelomique anormale.

Pour cette investigation, l'oiseau est placé sous anesthésie afin de limiter le stress lié à l'intervention. Une radiographie coelomique est réalisée à T-5 minutes puis le produit de contraste est administré par gavage directement dans le jabot. Le sulfate de baryum est le produit de contraste de référence pour cet examen (administrer 20 à 25 mL/kg de baryte diluée à 20% ou 30%). Il est néanmoins contre-indiqué en cas de suspicion de perforation du tube digestif (auquel cas, utiliser un produit iodé) (KRAUTWALD-JUNGHANNS, SCHLOEMER, PEES 2008).

D'autres radiographies sont ensuite réalisées à T0, T+10 minutes, T+20 min., T+30 min., T+1 heure, T+1h30, T+2h... jusqu'à ce que le produit de contraste atteigne le cloaque (KRAUTWALD-JUNGHANNS, SCHLOEMER, PEES 2008).

➤ Présentation d'un exemple vu en clinique :

Un jeune Gris du Gabon (*P. erithacus*) de quatre mois est présenté en clinique pour abattement, dyspnée, amaigrissement et régurgitations évoluant depuis une semaine environ.

Après un examen clinique qui n'a révélé qu'une cachexie, une radiographie coelomique est réalisée (cf. figures 141 et 142 présentées ci-dessous).

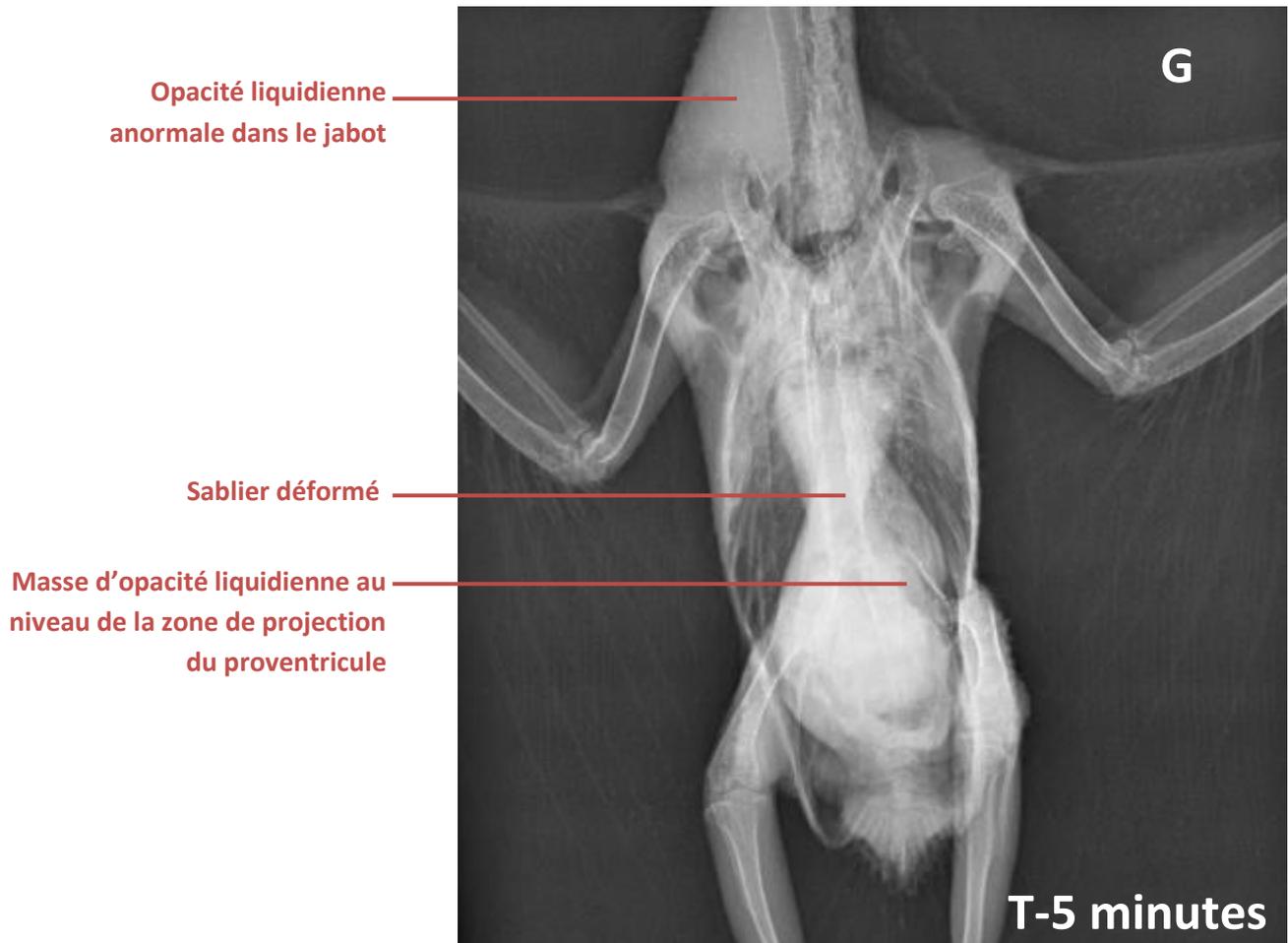


Figure 142 : Radiographie cœlomique de face du patient (Image : Clinique NAC – ENVT).

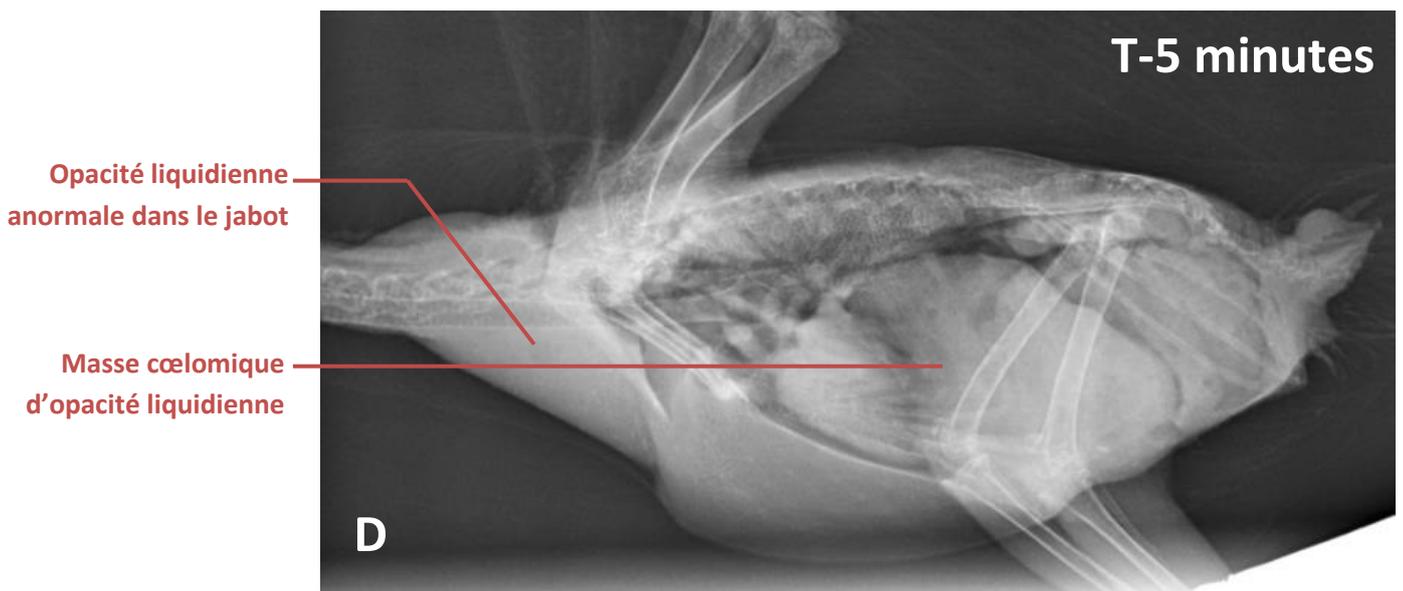


Figure 141 : Radiographie cœlomique de profil du patient (Image : Clinique NAC – ENVT).

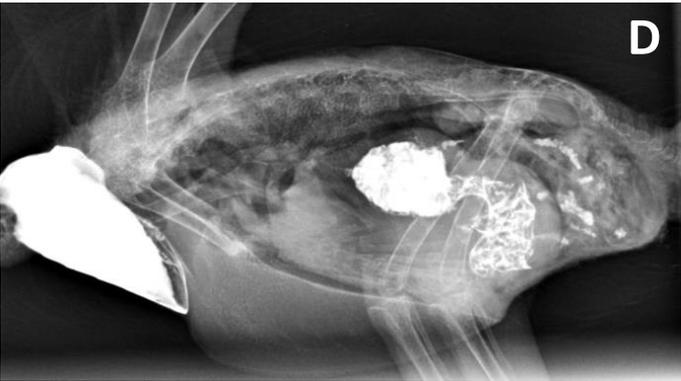
Sur ces radiographies, on note la présence d'un radio-opacité tissulaire anormale au niveau du jabot (évoquant une masse du jabot ou un état de remplissage trop important de celui-ci) ainsi qu'une masse cœlomique de radio-opacité tissulaire déforme le sablier. Néanmoins, il est impossible en l'état actuel de déterminer l'origine de cette masse (proventricule, foie, abcès, etc. sont autant de possibilités). Un transit baryté est donc réalisé. Pour plus de simplicité, seules les radiographies de profil (incidence latéro-latérale) seront présentées ici (cf. figure 143).



T0



T+10 minutes



T+20 minutes



T+30 minutes



T+1 heure



T+1h30



T+2h



T+4h



T+6h

Figure 143 : Transit baryté réalisé sur un Gris du Gabon (*P. erithacus*) de 4 mois (depuis T0 jusqu'à T+6h) (Images : Clinique NAC – ENVT).

Ce transit baryté montre que le produit de contraste atteint très rapidement le proventricule (dès T0). Puis, la baryte s'écoule dans le gésier et les intestins jusqu'au cloaque qu'il atteint à T+1h30. Néanmoins, il reste toujours du produit de contraste dans le jabot et dans le ventricule à T+6h, ce qui est anormal chez un oisillon de cet âge (chez qui la digestion se fait en quelques heures) (HOLLAND 1962).

Ceci indique donc que :

- La masse cœlomique détectée sur les premières radiographies correspond au proventricule qui est dilaté.
- Il n'y a pas de corps étranger ou d'impaction du tube digestif
- Le transit digestif est ralenti.
- Il n'y a pas de vidange complète du jabot, même après 6 heures d'examen.

Toutes ces observations amènent donc le clinicien à suspecter les différentes causes de dilatation du proventricule, à savoir : la maladie de dilatation du proventricule (= PDD pour *Proventricular Dilatation Disease*), une proventriculite bactérienne ou fongique, une intoxication au zinc ou au

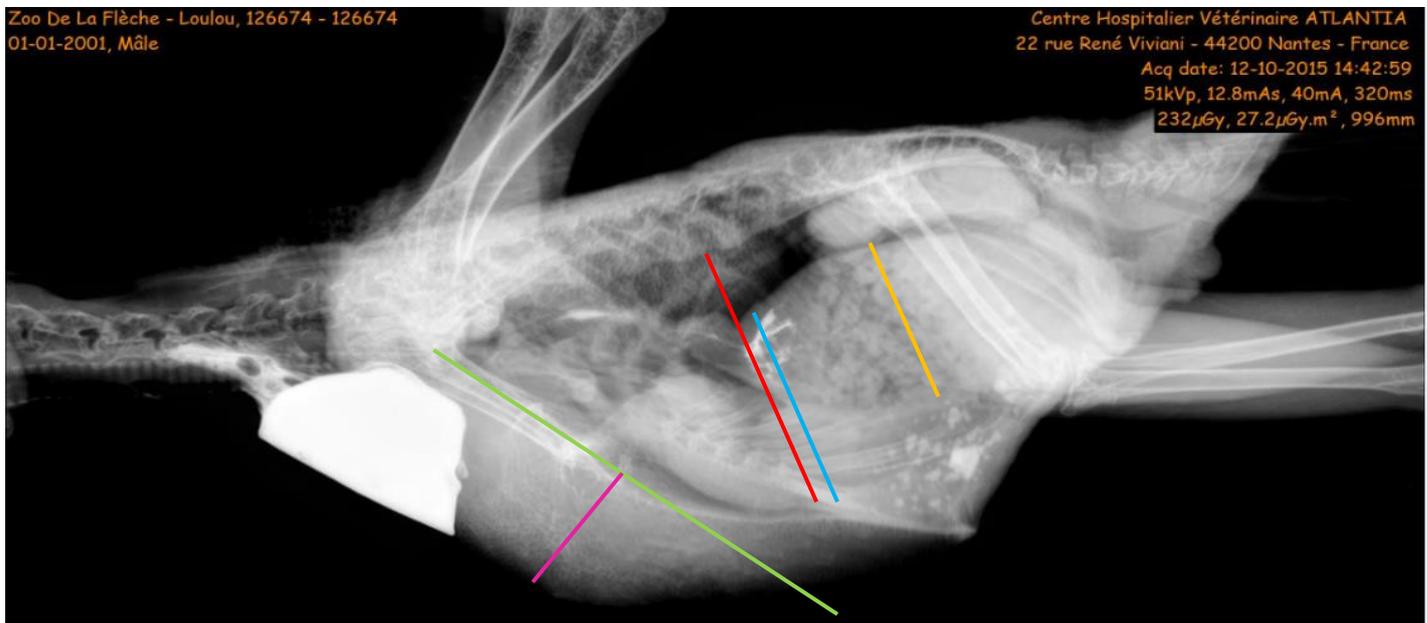
plomb, une mégabactériose, une aspergillose, une chlamyphilose ou encore une tumeur du pylore (très peu probable étant donné l'âge du patient).

➤ Détermination du diamètre du proventricule :

Si le vétérinaire a un doute concernant une éventuelle dilatation du proventricule, il peut utiliser des repères radiographiques permettant de déterminer si le diamètre de ce dernier est anormal ou pas. Ces repères sont tracés sur une radiographie cœlomique prise selon une incidence latéro-latérale et réalisée de préférence avec un produit de contraste afin de mieux délimiter le proventricule (TULLY et al. 2009).

Pour cela, il doit tracer différentes lignes qui lui serviront de repères (cf. figure 144) (DENNISON, PAUL-MURPHY, ADAMS 2008) :

- Hauteur maximale de la cavité cœlomique au niveau de la portion proximale du proventricule : hauteur allant de la face ventrale du corps vertébral jusqu'à la face dorsale du sternum (distance A).
- Distance maximale depuis la délimitation dorsale du proventricule (au niveau de sa partie proximale) jusqu'à la face dorsale du sternum (distance B).
- Diamètre maximal du proventricule (distance C).
- Droite suivant l'axe des coracoïdes (ligne D).
- Distance maximale entre les faces ventrale et dorsale du sternum selon une droite perpendiculaire à la ligne D (distance E).



Légende :

- Distance **A** = 78 mm
- Distance **B** = 59 mm
- Distance **C** = 30 mm
- Ligne **D**
- Distance **E** = 27 mm

Figure 144 : Transit baryté et mesure du diamètre du proventricule réalisés sur un Ara bleu et jaune (*A. ararauna*) adulte (Image : Clinique Atlantia à Nantes, remerciements au Dr. Risi).

Différents ratios sont ensuite calculés (DENNISON, PAUL-MURPHY, ADAMS 2008) :

- Ratio 1 : $R1 = (\text{Distance C}) / (\text{Distance B})$ soit $R1 = 0,508$ dans cet exemple.
- Ratio 2 : $R2 = (\text{Distance C}) / (\text{Distance A})$ soit $R2 = 0,384$ ici.
- Ratio 3 : $R3 = (\text{Distance C}) / (\text{Distance E})$ soit $R3 = 1,111$ ici.
- Ratio 4 : $R4 = (\text{Distance B}) / (\text{Distance A})$ soit $R4 = 0,756$ ici.

Plutôt que de mesurer directement le diamètre du proventricule sur le cliché, l'utilisation de ces ratios permet de s'affranchir des différences de tailles et de forme de cet organe en fonction des espèces. Néanmoins, le tracé des droites est variable d'un clinicien à un autre ce qui rend cette méthode approximative (DENNISON, PAUL-MURPHY, ADAMS 2008).

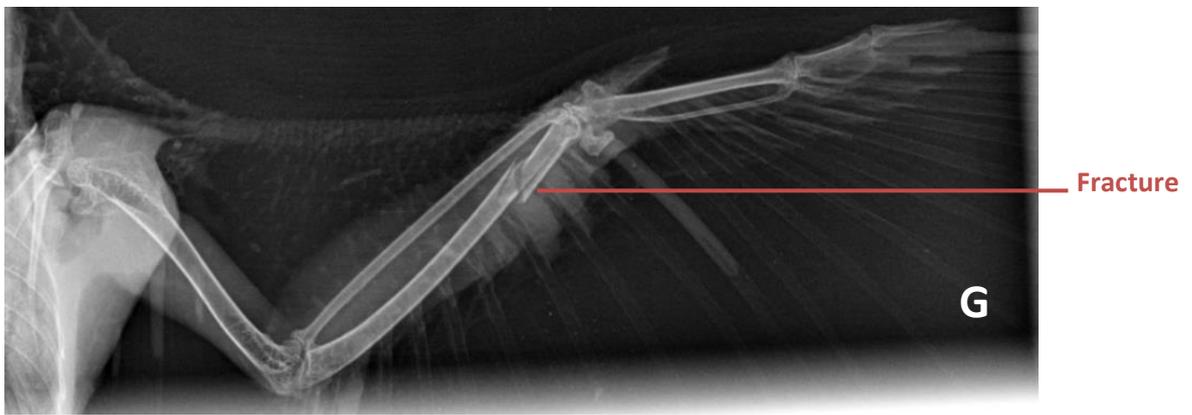
Le ratio 3 est le paramètre le plus sensible et le plus objectif pour détecter une dilatation anormale du proventricule. Ainsi, obtenir un ratio R3 inférieur à 0,48 permet d'exclure une maladie du proventricule tandis qu'un ratio R3 supérieur à 0,52 est compatible avec une telle pathologie (DENNISON, PAUL-MURPHY, ADAMS 2008). Dans notre exemple, R3 est égal à 1,111. La dilatation du proventricule de cet oiseau est donc avérée et doit être investiguée.

Les autres ratios (R1, R2 et R4) peuvent également être exploités et montrent une dilatation proventriculaire si leurs valeurs sont respectivement supérieures à 0,49, 0,65 et 0,87. Néanmoins, leur sensibilité est très mauvaise et ils sont donc peu utilisés en pratique (DENNISON, PAUL-MURPHY, ADAMS 2008).

Remarque : La mesure du diamètre du proventricule n'est possible que si l'oiseau est correctement positionné sur la radiographie (coracoïdes superposés, têtes fémorales superposées, pattes étirées caudalement, etc.).

c- Exemples de lésions observées à la radiographie

Les figures 145 à 148 sont des radiographies de Psittacités présentés en consultation. Les commémoratifs ayant motivé la réalisation d'un examen radiographique sont également précisés.



Aile gauche vue selon une incidence médio-latérale.



Aile gauche vue selon une incidence caudo-crâniale.

Figure 145 : Radiographies de l'aile gauche d'un *E. roratus* présenté pour douleur au niveau de ce membre suite à une chute survenue la veille (Image : Clinique NAC – ENVT).

On observe ici une fracture multi-esquilleuse de l'ulna gauche



Aile gauche vue selon une incidence médio-latérale.



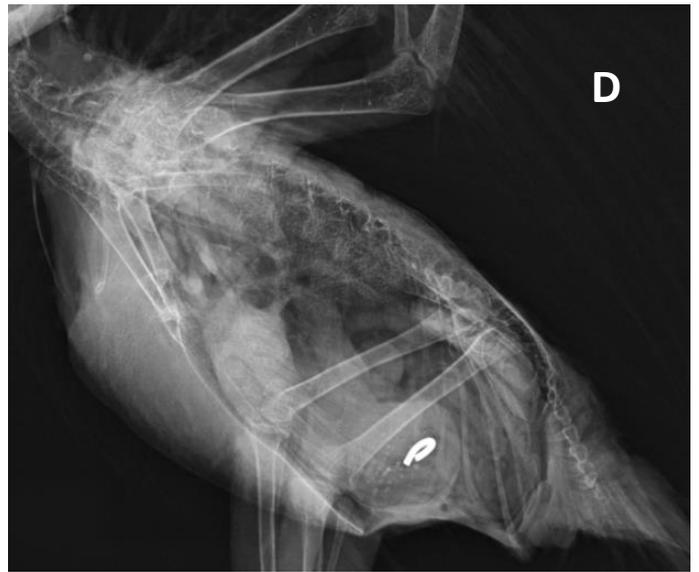
Aile gauche vue selon une incidence médio-latérale.

Figure 146 : Radiographies de l'aile gauche du même *E. roratus* après 40 jours de bandage en 8 et de cageothérapie (Source : Clinique NAC – ENVT).

On note la formation d'un cal osseux au niveau du trait de fracture.



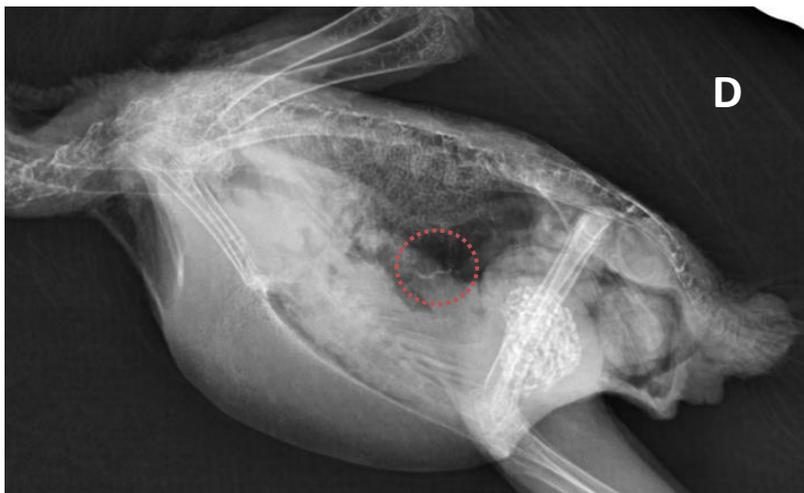
Incidence ventro-dorsale.



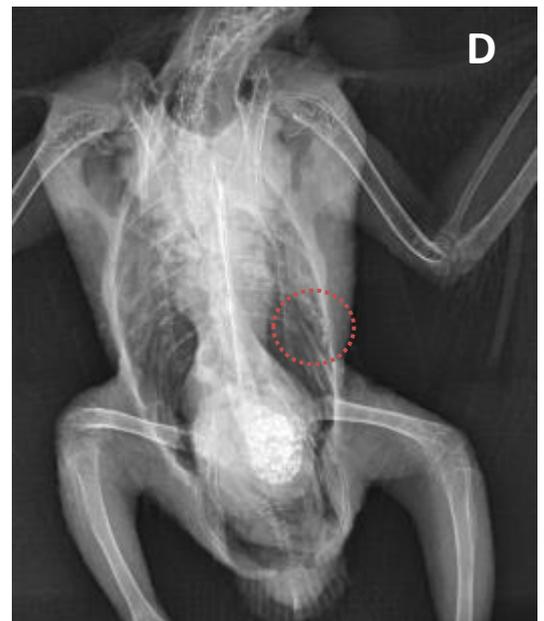
Incidence latéro-latérale.

Figure 148 : Radiographies cœlomique d'un Ara chloroptère (A. chloropterus) présenté pour abattement majeur, diarrhée brunâtre et régurgitations évoluant depuis 2 jours (Source : Clinique NAC – ENVT).

Ce perroquet a été placé dans une nouvelle volière en acier galvanisé il y a une semaine. Sur ces radiographies, on observe un objet de radio-opacité métallique dans le gésier. De plus, les symptômes observés correspondent à ceux d'une intoxication au zinc. Une intoxication avec un morceau du grillage de la nouvelle volière est donc suspectée.



Incidence latéro-latérale.



Incidence ventro-caudale.

Figure 147 : Radiographies cœlomique d'un Gris du Gabon (P. erithacus) présenté pour légère dyspnée évoluant depuis deux semaines (Source : Clinique NAC – ENVT).

On remarque la présence de petites masses dans les sacs aériens et particulièrement le sac aérien thoracique gauche (cercles rouges).

2) Echographie

L'échographie est un outil diagnostique non-invasif qui complète généralement un examen radiographique en donnant des informations sur la structure interne des organes. Etant indolore et souvent rapide, elle peut être réalisée sur oiseau vigile ou anesthésié (TULLY et al. 2009).

Néanmoins, cet outil est peu utilisé chez les oiseaux et ce pour trois raisons (TULLY et al. 2009) :

- La petite taille de certains patients pour lesquelles même la plus petite sonde disponible en médecine vétérinaire sera trop large.
- La présence de sacs aériens qui forment un grand volume d'air dans la cavité coelomique, empêchant ainsi la propagation des ultrasons.
- Les cliniciens lui préfèrent souvent l'endoscopie dont l'interprétation est plus abordable et qui permet plus facilement de réaliser des prélèvements (biopsies, etc.) au cours de l'examen.

La principale indication de l'échographie chez les oiseaux est l'exploration de la fonction cardiaque (échocardiographie), du tractus digestif, du foie et de l'appareil uro-génital (CASSAIGNE 2006).

Remarque : Le gel échographique n'est pas toxique pour les oiseaux. Attention cependant à l'augmentation du risque d'hypothermie lorsque ce gel est utilisé en trop grande quantité.

a- Echocardiographie

L'échocardiographie est indiquée dans différentes situations :

- Suspicion de cardiomégalie à la radiographie (elle permettra alors de faire la distinction entre hypertrophie, dilatation, masse cardiaque et épanchement péricardique) (ZOLLER 2013).
- Auscultation d'un souffle ou d'une arythmie cardiaque à l'examen clinique (ZOLLER 2013).
- Signes évocateurs d'une cardiopathie : ascite, incoordination musculaire, cyanose des muqueuses, etc. (PEES, KRAUTWALD-JUNGHANNS 2005).

Les particularités anatomiques de l'oiseau et de son cœur rendent impossible l'utilisation du protocole d'échocardiographie des mammifères. Par exemple, les modes M et TM (unidimensionnel, permettant de mesurer l'épaisseur des tissus et la contractilité du cœur) ne sont pas utilisables chez l'oiseau (CASSAIGNE 2006). L'utilisation du mode B (bidimensionnel, donnant une image en mouvement de la zone recherchée) est donc la méthode de référence chez les oiseaux (PEES, KRAUTWALD-JUNGHANNS 2005).

En raison de l'importance de la fréquence cardiaque et de la petite taille du cœur du patient, le clinicien doit utiliser du matériel répondant à certains critères (PEES, KRAUTWALD-JUNGHANNS 2005) et (ZOLLER 2013) :

- Production d'au moins 100 images par secondes.
- Possibilité de se servir des fonctions Doppler (spectral et couleur) et ECG.
- Sonde ayant de petites surfaces couplantes (microconvexe ou à balayage sectoriel par déphasage) et une fréquence d'au moins 7,5 MHz. L'utilisation de sondes pédiatriques développées en médecine humaine est possible.

- Possibilité d'enregistrer des images ou vidéos.

➤ Protocole :

Pour ne pas être gêné par le tube digestif lors de l'examen, il est conseillé de laisser l'oiseau à jeun quelques temps avant l'échocardiographie (pas plus de 2 à 4 heures chez les Psittacidés).

L'oiseau doit ensuite être tenu à la verticale, la tête en haut. Il y a deux types d'approches possibles pour la sonde (PEES, KRAUTWALD-JUNGHANNS 2005) :

- Ventromédiane (approche de référence) : la sonde est positionnée contre le bréchet (enlever quelques plumes si besoin). Le cœur est ensuite observé selon deux coupes longitudinales : verticale (visualisation de deux chambres) ou horizontale (quatre chambres visibles) (cf. figure 149). C'est la seule approche qui permette l'utilisation du mode Doppler.
- Parasternale (chez les oiseaux ayant un espace suffisamment large entre les dernières côtes et l'os pelvien) : le membre pelvien droit est tiré crânialement ou caudalement, libérant ainsi un espace sur la paroi cœlomique contre lequel la sonde est posée. Le cœur peut alors être observé en coupe semitransverse.

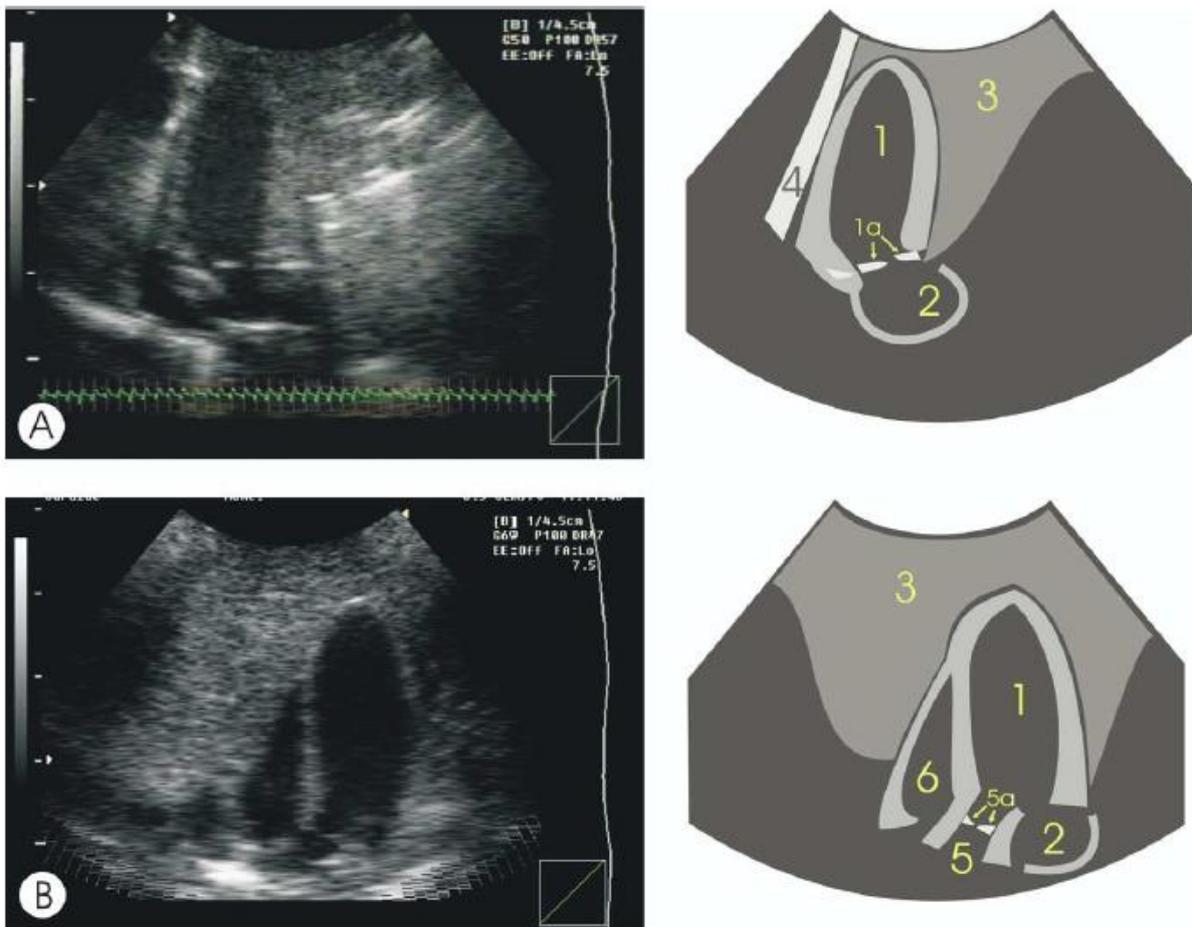


Figure 149 : Echocardiographie en mode B d'un Gris du Gabon (*P. erithacus*) sain en approche ventromédiane selon une coupe longitudinale verticale (A) et horizontale (B) (PEES, KRAUTWALD-JUNGHANNS 2005).

Différentes structures sont reconnaissables ici : ventricule gauche (1), valvule atrio-ventriculaire gauche (1a), atrium gauche (2), foie (3), Sternum (4), aorte (5), Valve aortique (5a) et ventricule droit (6)

Dans la plupart des cas, l'échocardiographie est facilitée par la présence d'une cardiopathie. En effet, l'organomégalie (cœur, foie...) et la congestion tissulaire qui en découle facilitent la transmission des ultrasons (ZOLLER 2013).

Les découvertes les plus fréquentes réalisées à l'échocardiographie sont un hydropéricarde associé à une hypertrophie ou une dilatation du ventricule droit indiquant une insuffisance cardiaque droite congestive. Les atteintes du ventricule gauche sont moins fréquentes (PEES, KRAUTWALD-JUNGHANNS 2005).

Remarque : Une technique d'échocardiographie trans-œsophagienne a été étudiée en 2010. Cette méthode permet d'obtenir des images de meilleure qualité et permet d'utiliser le mode M de l'échographe. Néanmoins, ce protocole n'est réalisable que chez les plus grands Psittacidés (*Ara* sp.) (BEAUFRERE et al. 2010).

b- Echographie du tube digestif et de ses annexes

i. Le foie

Les indications d'une échographie du foie sont les mêmes que pour les mammifères (CASSAIGNE 2006) : signes cliniques évocateurs d'une insuffisance hépatique, suspicion d'une hépatomégalie à la radiographie, anomalie des marqueurs biochimiques du foie...

Le foie est un organe très facilement accessible à l'échographie, en particulier en cas d'ascite où le fluide présent dans la cavité cœlomique facilite la transmission des ultrasons. L'approche est ventromédiane et se fait caudalement au processus xyphoïde (TULLY et al. 2009). Malheureusement, les sacs aériens thoraciques caudaux et abdominaux empêche la visualisation complète de l'organe (et notamment de ces bords (CASSAIGNE 2006).

L'échographie permet donc d'observer une partie du parenchyme hépatique et les éventuelles lésions qui le composent. Auquel cas, la forme, la taille et la distribution de ces dernières peuvent être évaluées.

Comme il est impossible de mesurer la taille de l'organe, les principaux signes d'hépatomégalie chez les Psittacidés sont : la présence de parenchyme hépatique dépassant nettement du processus xyphoïde, la dilatation des vaisseaux sanguins hépatiques (signe de congestion) et une échogénicité augmentée du parenchyme (signe de surcharge) (CASSAIGNE 2006).

En cas de processus néoplasique, le parenchyme est classiquement hétérogène à l'échographie (foyers de nécrose anéchogènes ou masses tumorales hyperéchogènes) (CASSAIGNE 2006).

La biopsie hépatique échoguidée est un acte assez bien supporté par l'oiseau et réalisée de la même manière que chez les mammifères. Elle permet de faire une analyse histologique du parenchyme (COLES 2007).

La vésicule biliaire peut également être en partie observée. Néanmoins, les lésions de voies biliaires sont rares chez les oiseaux (TULLY et al. 2009).

ii. Tractus digestif

Il existe peu d'indications à l'échographie du tractus digestif car l'examen radiographique avec produit de contraste (voie à double contraste) apporte généralement suffisamment d'informations au chirurgien (COLES 2007).

Chez les Psittacidés, le gésier est très facilement identifiable (grâce notamment au grit) depuis une approche ventromédiane ou latérale. Le reste du tube digestif (proventricule, intestins, cloaque, etc.) est également visible dans les fenêtres d'observation laissées par les sacs aériens. Le pancréas, quant à lui, est très difficilement visible (TULLY et al. 2009).

Un épaissement de la paroi intestinale peut être observé en cas d'entérite, de tuberculose, d'infiltrations tumorales, de parasitose marquée ou encore de granulomes bactériens (des colibacilles le plus souvent) (CASSAIGNE 2006).

Le cloaque peut également être examiné. Les lésions les plus fréquentes sont des masses dans la paroi (papillomes cloacaux principalement) ou encore des concrétions d'acide urique (CASSAIGNE 2006).

c- Echographie de la rate

Les altérations du parenchyme splénique sont très difficiles à diagnostiquer à la radiographie. De même, il peut être ardu d'observer une rate saine à l'échographie en raison de sa très petite taille. De plus, la forme et la taille de la rate varient grandement d'une espèce à l'autre (TULLY et al. 2009).

L'abord se fait par voie latérale. La rate est légèrement plus échogène que le foie mais son parenchyme doit être homogène (TULLY et al. 2009).

En cas de splénomégalie, la rate est plus facilement identifiable et son échogénicité est souvent diminuée. Un parenchyme hétérogène évoque alors un processus tumoral tandis qu'un parenchyme homogène correspond plutôt à un traumatisme ou à un processus infectieux (CASSAIGNE 2006).

d- Echographie du tractus urogénital

L'échographie permet de distinguer les affections rénales des lésions génitales.

i. Les reins

L'échographie permet de diagnostiquer des lésions rénales, comme par exemple (TULLY et al. 2009) :

- Une tumeur : les reins apparaissent élargis et avec un parenchyme très hétérogène.
- Des kystes : Lésion ronde, bien définie et créant un renforcement postérieur.
- Ou encore un processus inflammatoire : parenchyme très hétérogène.

L'abord des reins se fait par voie ventromédiane (CASSAIGNE 2006).

ii. L'appareil génital

➤ Les testicules :

Les principales lésions touchant les testicules sont les processus tumoraux (principalement les sertolinomes). Ceux-ci créent des petites zones de nécroses (hypoéchogènes) (CASSAIGNE 2006).

Néanmoins, la complexité de l'image testiculaire à l'échographie et la petite taille des testicules chez les Psittacidés (particulièrement chez les petits patients) rend le diagnostic très difficile (CASSAIGNE 2006).

➤ Les ovaires et l'oviducte :

Il est facile de repérer une tumeur ovarienne à l'échographie : la grappe ovarienne est en effet hypertrophiée et la tumeur est souvent ronde, bien délimitée et hétérogène (TULLY et al. 2009).

Les kystes ovariens, quant à eux, forment des lésions rondes et anéchogènes, créant ainsi un renforcement postérieur (CASSAIGNE 2006).

Les follicules ovariens en cours de développement peuvent également être observés : ils ont un contenu hyperéchogène (le vitellus) et sont entourés par la coquille en fin de maturation (qui apparaît très hyperéchogène) (TULLY et al. 2009).

Enfin, l'examen échographique de l'oviducte peut permettre de mettre en évidence une salpingite (la paroi apparaît alors épaissie et contenant un exsudat hypo ou anéchogène) (CASSAIGNE 2006), ou encore une rétention d'œuf (même si celui-ci ne possède pas encore sa coquille contrairement à la radiographie) (TULLY et al. 2009).

3) *Scanner*

Comme on a pu le voir, l'examen des tissus mous est limité chez l'oiseau : la radiographie ne donne que peu d'informations et l'échographie est limitée par la présence des sacs aériens.

Le scanner est un examen non-invasif qui permet d'obtenir des images en coupe du corps de l'oiseau ainsi que des reconstitutions des organes en 3 dimensions. Chez l'oiseau, il est généralement utilisé de manière à obtenir des coupes transversales ou sagittales du corps ou du crâne espacées de 1 à 5 mm (cf. figure 151) (GUMPENBERGER, HENNINGER 2001).

Pour cet examen, l'oiseau doit être impérativement sédaté ou anesthésié pour empêcher les mouvements et limiter le stress (cf. figure 150) (KUSMIERCZYK et al. 2013). Il est ensuite placé en décubitus ventral ou dorsal selon le choix du clinicien (et en fonction de la zone à examiner), l'axe médian de son corps parallèle au faisceau de l'appareil (cf. figure 150).



Figure 150 : Scanner d'un Eclectus mâle (*E. roratus*) placé en décubitus ventral
(Image : B. THIBAUT, remerciements à la clinique Atlantia à Nantes).

Les indications du scanner chez les Psittacidés sont les suivantes (GUMPENBERGER, HENNINGER 2001) :

- Observation des structures calcifiées (tissus osseux) et en particulier de la tête et du rachis.
- Recherche d'une organomégalie (reins, foie, rate, etc.) (cf. figure 151), de lésions kystiques, de calcifications dystrophiques (reins, foie, poumons et sacs aériens en particulier) ou d'anomalies de densité. La présence des sacs aériens cœlomiques permet d'ailleurs de mettre en évidence certains organes comme les reins et le foie.
- Examen du tractus digestif, en particulier le proventricule et le gésier (les intestins sont difficilement repérables). Pour faciliter l'examen, un produit de contraste (sulfate de baryum dilué) peut être utilisé.
- Exploration du tractus génital : le scanner donne de nombreuses informations quant au nombre, la taille, la forme et la position des follicules et des œufs. Les testicules quant à eux sont très rarement observés en raison de leur petite taille.
- Exploration de l'arbre respiratoire : diagnostic de masses (tumoraux, granulomes mycosiques...), d'un épaissement des parois des sacs aériens ou encore de zone de calcifications.
- Observation du système nerveux central : mise en évidence d'hémorragies intracrâniennes, de malformations, de traumatismes ou encore de néoplasies.
- Examen des yeux : Certaines structures des yeux (comme les osselets scléreux, la chambre antérieure de l'œil, etc.) peuvent être observées au scanner. Néanmoins, cet examen reste limité par la petite taille des yeux des Psittacidés.

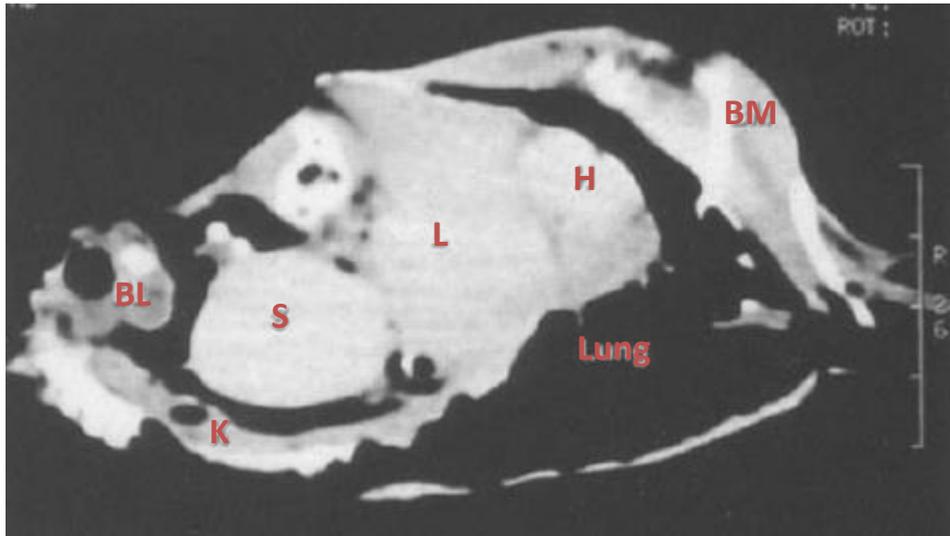


Figure 151 : Coupe sagittale paramédiane de la cavité cœlomique d'une Amazone poudrée (*A. farinosa*) femelle (GUMPENBERGER, HENNINGER 2001).

Ici, les poumons (Lung), le foie (L), le cœur (H), la rate (S), les reins (K), les intestins (BL) et les muscles pectoraux (BM) sont visibles. Cette image montre une splénomégalie majeure.

Malheureusement, cet examen est peu réalisé en pratique à cause de son prix élevé. De plus, il existe très peu de données bibliographiques ou d'images de références concernant le scanner des Psittacités. En pratique, il est donc conseillé de réaliser un scanner au patient et à un individu de la même espèce afin de pouvoir comparer les images obtenues pour les deux individus.

4) Imagerie par résonance magnétique (= IRM)

L'IRM est un examen non-invasif permettant de reconstituer des images en coupe des structures internes grâce à un champ magnétique externe. De plus, la reconstitution d'images en trois dimensions à partir de ces coupes est également possible.

Elle est indiquée pour l'observation des structures nerveuses (cerveau, moelle épinière...) et des tissus mous (organes cœlomiques, arbre respiratoire, etc.) ou encore pour la recherche de masses tumorales. En effet, elle offre un contraste remarquable entre les différents tissus mous (HARRISON, LIGHTFOOT 2006).

C'est un examen assez long (une dizaine de minutes) qui nécessite une immobilité totale de l'oiseau. Ainsi, il est préférable que celui-ci soit anesthésié (COLES 2007). Il est ensuite placé en décubitus dorsal (GROUT 2013).

Remarque : Attention, cet examen ne doit pas être réalisé si des objets magnétiques sont à proximité ou dans l'oiseau (certaines bagues, puce électronique, corps étranger digestif, etc.) (COLES 2007). Ceci peut causer des difficultés pour le *monitoring* de l'anesthésie du patient.

Chez les perroquets, les meilleures images semblent être obtenues en coupe sagittale en pondérations T1 (graisse hyperintense et eau hypointense) et T2 (graisse hypointense et eau hyperintense). De plus, un produit de contraste (gadolinium à 0,1 mmol/kg administré par voie intraveineuse par exemple) peut être utilisé pour faciliter la visualisation de certains tissus (appareil vasculaire par exemple) (GROUT 2013).

Néanmoins, l'IRM est très peu pratiquée en médecine aviaire, et ce pour plusieurs raisons :

- Examen long et compliqué nécessitant la mise au point préalable de séquences d'acquisition des images.
- Infrastructures et matériel onéreux et difficiles à rentabiliser pour le clinicien : antennes adaptées au patient, cage de Faraday, etc. L'IRM reste donc un examen peu disponible en médecine vétérinaire.
- La lecture et l'interprétation des images requièrent des compétences particulières, d'autant plus que les données bibliographiques sont très rares.
- Examen onéreux pour le propriétaire.

C) L'endoscopie

Tout orifice suffisamment large pour permettre le passage de l'endoscope peut être examiné visuellement. En permettant une observation directe des organes, l'endoscopie est un outil diagnostique complémentaire des techniques d'imagerie médicale. De plus, elle permet la réalisation de prélèvements (biopsies, écouvillons, etc.) (TULLY et al. 2009).

Chez les Psittacidés (et plus généralement chez les oiseaux), l'endoscopie est facilitée par la présence des sacs aériens : grâce à eux, l'oiseau est déjà « pré-insufflé » pour l'examen. De plus, ils constituent une série de cavités dans lesquelles l'endoscope peut facilement être introduit (HARRIS 1999).

Comme nous allons le voir, la cœlioscopie et la trachéoscopie sont les deux applications les plus courantes de l'endoscopie en médecine aviaire.

L'endoscopie d'un Psittacidé est toujours réalisée sous anesthésie pour limiter le stress de la procédure, éviter que l'oiseau n'abîme le matériel (notamment lors d'une endoscopie de la cavité buccale) et pour que celui-ci reste immobile.

1) *Matériel*

Chez les oiseaux, l'endoscopie est réalisée grâce à un endoscope rigide dont le diamètre doit être adapté à la taille de l'oiseau. En général, les vétérinaires aviaires utilisent un embout de 2,7mm de diamètre et de 170 à 190 mm de longueur (DIVERS 2010).

Pour faciliter l'examen et avoir un champ visuel le plus large possible, il est recommandé de choisir une lentille qui offre un champ de vision incliné de 30° (CHAI, ROMAN 2005).

La source lumineuse doit être au minimum de 150 W et la lumière est guidée par des fibres de verre (attention donc au guide lumineux qui est très fragile) (CHAI, ROMAN 2005).

Enfin, une gaine adaptée à l'embout de l'endoscope et munie d'un canal opérateur, une pince à préhension et une pince à biopsie mesurant 1,7 mm de diamètre peuvent venir compléter l'équipement du clinicien (DIVERS 2010).

L'utilisation d'une caméra et d'un système vidéo ne sont pas obligatoires même si elles apportent un confort à l'examen ainsi que la possibilité de réaliser des enregistrements.

En raison de sa grande fragilité, il est important de prendre quelques précautions pour protéger l'équipement (CHAI, ROMAN 2005) :

- Tenir l'endoscope par l'oculaire plutôt que par la tige.
- Eviter toute chute ou coup. Attention à ce que le guide lumineux n'entraîne pas l'endoscope dans une chute (notamment lorsqu'on le pose sur la table d'examen par exemple).
- Nettoyer le matériel après chaque utilisation avec un tissu non abrasif puis un trempage dans une solution protéolytique.
- Stérilisation uniquement à froid par trempage (bannir l'utilisation d'une cuve à ultrasons ou d'un autoclave).

Remarque : Le matériel disponible en médecine humaine en pédiatrie ou pour les arthroscopies peut également être utilisé chez les plus grands Psittacidés (DIVERS 2010).

2) Indications

Comme on l'a déjà expliqué, les Psittacidés masquent les symptômes de maladies jusqu'à ce que celles-ci atteignent un stade avancé. Néanmoins, ils ont tendance à se dégrader rapidement dès l'apparition des premiers signes cliniques. Ainsi, réaliser une endoscopie dès l'apparition des premiers signes cliniques peut permettre de faire une avancée rapide dans la démarche diagnostique (DIVERS 2010).

De plus, l'endoscopie est le seul examen (hormis la laparotomie) qui permet la visualisation des parois des sacs aériens (HARRIS 1999).

Cet examen est donc indiqué en cas de (CHAI, ROMAN 2005) :

- Anomalie de l'examen clinique ou d'un autre examen complémentaire (organomégalie suspectée à la radiographie par exemple).
- Examens cliniques et complémentaires réalisés au préalable non concluants ou peu évocateurs.
- Sexe de l'oiseau.
- Chirurgie sous contrôle endoscopique (ablation de granulomes aspergillaires, vasectomie, salpingohystérectomie, etc.).

Néanmoins, les contre-indications à la réalisation d'une endoscopie sont les suivantes (CHAI, ROMAN 2005) :

- Etat général du patient trop altéré pour que celui-ci supporte une anesthésie.
- Obésité de l'oiseau (exploration alors difficile et augmentation du risque anesthésique).
- Ascite : la perforation accidentelle du sac aérien exploré créerait alors une ouverture sur la cavité péritonéale, causant un risque de passage du liquide d'épanchement dans l'arbre respiratoire (risque de « noyade interne »).
- Eviter les abords latéraux en cas de ponte à cause du risque de rupture de la grappe ovarienne au cours de l'intervention.

Les avantages et inconvénients de l'endoscopie sont résumés dans le tableau 34 présenté ci-dessous :

Tableau 34 : Avantages et inconvénients de l'endoscopie chez les Psittacidés (réalisation personnelle d'après (TULLY et al. 2009) ; (CHAI, ROMAN 2005) ; (DIVERS 2010) ; (HERNANDEZ-DIVERS, HERNANDEZ-DIVERS 2004))

Avantages	Inconvénients
La cavité coelomique peut être entièrement examinée via seulement un ou deux points d'incision	Invasif
Prélèvements possibles (biopsies, écouvillons, lavage des sacs aériens, etc.)	Anesthésie nécessaire, même sur un oiseau débilité
Visualisation directe des organes	Impossible sur un trop petit oiseau
Moins invasive qu'une laparoscopie exploratrice	Difficile à réaliser en cas de tube digestif plein ou de ponte (écrasement des sacs aériens). La mise à jeun est donc conseillée avant une coelioscopie.
Examen riche et rapide quand le praticien est expérimenté	Examen laborieux si le clinicien manque d'expérience
Moins onéreux que le scanner ou l'IRM	Complications possibles (cf. plus bas).
Dans certains cas, permet un diagnostic rapide et donc une prise en charge optimisée	Matériel très onéreux à l'achat et très fragile

3) Endoscopie non invasive

a- Tête

L'endoscopie permet de réaliser un examen poussé de la cavité buccale (langue, choanes, oropharynx, etc.) et de réaliser des prélèvements (prélèvement d'éventuels dépôts au niveau des choanes notamment) (CHAI, ROMAN 2005).

Chez les plus grands oiseaux, les narines et les conduits auditifs externes peuvent également être examinés en surface à l'aide d'un endoscope. Néanmoins, le matériel ne peut pas être introduit profondément dans ces cavités en raison de leur taille (TULLY et al. 2009).

b- Trachéoscopie

La trachéoscopie est indiquée en cas de modification ou perte soudaine de la voix, dyspnée sévère, insuffisance respiratoire sévère (le patient doit alors être stabilisé avant d'entreprendre l'examen) (HERNANDEZ-DIVERS, HERNANDEZ-DIVERS 2004). Dans ces conditions, la trachéoscopie est le premier examen à réaliser (HARRIS 1999).

Pour réaliser cet examen, l'endoscope est introduit dans la cavité buccale puis dans le larynx situé caudalement à la base de la langue. Cette étape est facilitée si le cou de l'oiseau est étendu (cf. figure 152) (TAYLOR 1997).



Lumière de l'endoscope observée à travers la trachée et la peau du cou

Figure 153 : Trachéoscopie sur un Gris du Gabon (*P. erithacus*) (Image : P. GRENTZINGER, remerciements au Dr. Le Loc'h).

L'endoscope peut alors être engagé jusqu'à la syrinx et la jonction trachéo-bronchique (cf. figure 152).

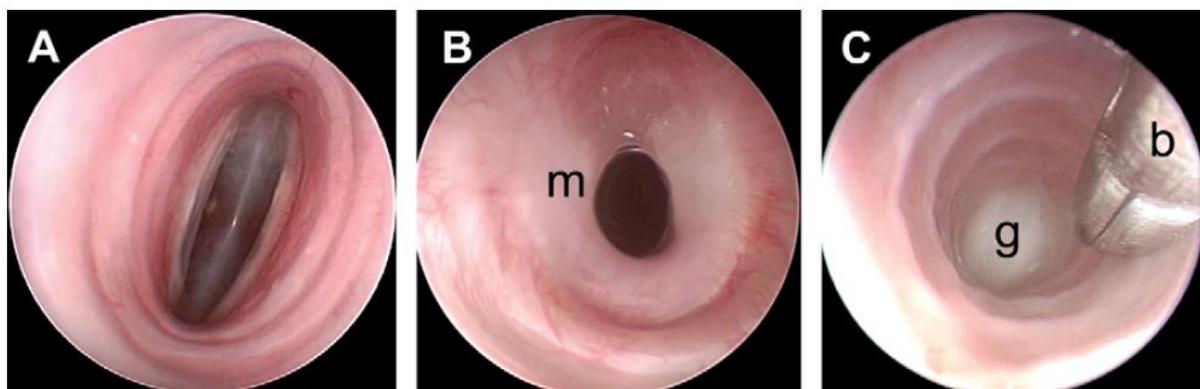


Figure 152 : Images issues de trachéoscopies (Source : DIVERS 2010).

*Syrinx et trachée distale saines chez un Gris du Gabon (*P. erithacus*) (A), zone de striction de la trachée (m) d'un Gris du Gabon (*P. erithacus*) (B) et biopsie d'un granulome crânial à la syrinx chez un Cacatoès à huppe rouge (*Cacatua moluccensis*).*

Remarque : Comme on l'a déjà évoqué, les anneaux trachéaux des oiseaux sont complets. Ainsi, la trachéoscopie n'est réalisable que sur les plus grands Psittacidés (poids supérieur à 200 grammes en moyenne) sur lesquels il n'y a pas de risque de léser la trachée (TAYLOR 1997).

Afin de ne pas être gêné par la sonde endotrachéale lors de cet examen, il est conseillé de canuler le sac aérien abdominal pour maintenir l'anesthésie (cf. partie II-C-1). Ceci permet également de procurer une voie d'apport en oxygène au patient éventuellement dyspnéique (CHAI, ROMAN 2005).

c- Tube digestif

L'examen endoscopique de l'œsophage, du jabot, du proventricule et du gésier est possible chez la plupart des Psittacidés dont le poids ne dépasse pas 500 grammes. Pour les plus grands perroquets, il est difficile d'atteindre le gésier par la voie orale (auquel cas, une ingluviotomie est nécessaire) (HERNANDEZ-DIVERS, HERNANDEZ-DIVERS 2004).

Afin de limiter les risques de régurgitations et de fausse déglutition, tous les oiseaux doivent être intubés et inclinés de 30 à 45 degrés (la tête en hauteur) (DIVERS 2010). De même, une compresse absorbante peut être placée au niveau de la glotte pour éviter le passage de particules acides dans la trachée (particulièrement au moment du retrait des instruments du tractus digestif) (TAYLOR, MURRAY 1999).

L'endoscope est introduit dans la cavité buccale puis dans l'œsophage via le pharynx. La muqueuse digestive doit être examinée à la recherche d'ulcérations, d'une inflammation, de zones de strictions ou de masses. Au besoin, des biopsies des lésions peuvent être réalisées (TAYLOR, MURRAY 1999).

Pour faciliter l'examen, de l'air ou un soluté saline tiédie (à 39,5°C environ) peuvent être insufflés dans le tube digestif (DIVERS 2010). De plus, un jeûne peut être mis en place avant la gastroscopie afin de ne pas être gêné par du contenu alimentaire (TAYLOR, MURRAY 1999).

Remarque : La visibilité est souvent meilleure au retrait de l'endoscope que lors de son insertion dans le tube digestif (CHAI, ROMAN 2005).

Si un corps étranger est observé, le vétérinaire peut essayer de le retirer à l'aide de forceps ou d'une pince à biopsie (DIVERS 2010).

d- Cloacoscopie

La cloacoscopie est l'examen de référence pour évaluer l'état de la muqueuse cloacale et rechercher des masses (papillomes le plus souvent), des concrétions d'acide urique ou des signes d'inflammation (HERNANDEZ-DIVERS, HERNANDEZ-DIVERS 2004).

Néanmoins, cet examen est rendu difficile par la présence de fécès et d'urates. Un rinçage préalable du cloaque avec une solution saline tiédie est donc nécessaire. De l'air peut également être insufflé en resserrant les marges de l'anus autour de l'endoscope (CHAI, ROMAN 2005). Attention, un rinçage trop abondant du cloaque peut entraîner des régurgitations. L'intubation de l'oiseau est donc nécessaire pour le protéger du risque de fausses déglutitions (DIVERS 2010).

Chez les Psittacidés, le *coprodeum* (partie du cloaque sur laquelle s'ouvre le rectum) correspond à la chambre crâniale du cloaque. C'est également la plus développée. L'*urodeum* (où s'abouche les deux uretères et les conduits déférents ou l'oviducte) est plus petit et plus caudal. Enfin, le *proctodeum* est la chambre du cloaque la plus caudale et est en relation avec l'anus. C'est le site de localisation préférentiel des papillomes (TAYLOR, MURRAY 1999).

4) Endoscopie invasive : *coelioscopie*

a- Les différentes voies d'abord

Pour chaque voie d'abord, la zone d'incision doit être préparée chirurgicalement (plumée, nettoyée et désinfectée). A la fin de l'intervention, il est recommandé de refermer la plaie grâce à un point de suture en U ou en X en utilisant du fil résorbable (peau et muscles pris en masse) (HERNANDEZ-DIVERS, HERNANDEZ-DIVERS 2004).

i. Voie latérale

Lors de la réalisation d'une *coelioscopie*, la voie d'abord la plus utilisée chez les oiseaux est la voie latérale via le sac aérien thoracique caudal (CHAI, ROMAN 2005). Cet abord a déjà été détaillé dans la partie traitant de la canulation d'un sac aérien (cf. partie II-C-1).

Il est recommandé de maintenir délicatement l'ouverture de la cavité *coelomique* à l'aide d'une compresse stérile. Ceci permet de garantir la stérilité de l'intervention et de limiter les fuites de gaz anesthésique dans l'environnement (cf. figure 154) (CHAI, ROMAN 2005).



Figure 154 : Coelioscopie par voie latérale d'un Youyou du Sénégal (P. senegalus) (Images : P. GRENTZINGER, remerciements au Dr. Le Loc'h).

L'image montre la compresse stérile utilisée pour maintenir l'endoscope.

Une fois l'endoscope introduit dans le sac aérien thoracique caudale, le clinicien peut explorer les autres sacs aériens en les ponctionnant d'un coup sec et en y introduisant l'endoscope. Les perforations ainsi créées ne semblent pas avoir de conséquences pour l'oiseau (à condition bien sûr de ne pas trop en créer) et cicatrisent en 5 à 10 jours (DIVERS 2010).

Les structures visibles lors d'une cœlioscopie par voie latérale sont détaillées dans le tableau 35.

Tableau 35 : Structures visibles en fonction de la localisation de l'endoscope (réalisation personnelle d'après (CHAI, ROMAN 2005) ; (DIVERS 2010) et (HERNANDEZ-DIVERS, HERNANDEZ-DIVERS 2004))

Cœlioscopie latérale gauche		Cœlioscopie latérale droite	
Localisation de l'endoscope	Organes observés	Localisation de l'endoscope	Organes observés
Sac aérien thoracique caudal	Surface caudale des poumons et ostiums du sac aérien	Sac aérien thoracique caudal	Surface caudale des poumons et ostiums du sac aérien
	Cœur et péricarde		Cœur et péricarde
	Paroi séparant les sacs aériens thoracique caudal et abdominal		Paroi séparant les sacs aériens thoracique caudal et abdominal
	Paroi séparant les sacs aériens thoracique caudal et crânial		Paroi séparant les sacs aériens thoracique caudal et crânial
	Gésier et proventricule		Gésier et proventricule
	-		Pancréas
	Portion caudale du lobe gauche du foie		Portion caudale des lobes gauche et droit du foie
Sac aérien abdominal	Intestins	Sac aérien abdominal	Intestins
	Rein (lobes médian et caudal) et uretère gauches		Rein (lobes médian et caudal) et uretère droits
	Rate		-
	Gésier et proventricule		Gésier et proventricule
	Gonades (grappe ovarienne ou testicule gauche)		Gonades (testicule droit)
	Surrénale gauche (crânialement au pôle crânial du rein)		Surrénale droite (crânialement au pôle crânial du rein)
	Cloaque		Cloaque
	Os pelvien		Os pelvien
Sac aérien thoracique crânial	Portion crâniale du poumon gauche	Sac aérien thoracique crânial	Portion crâniale du poumon droit
	Portion crâniale du lobe gauche du foie		Portion crâniale du lobe droit du foie
	Cœur et péricarde		Cœur et péricarde
	Côtes et sternum		Côtes et sternum

ii. Voie caudale

Pour l'abord par voie caudale, la cavité péritonéale est incisée caudalement à la pointe du bréchet et sur la ligne médiane (attention à ne pas léser le bord caudal du foie, surtout en cas d'hépatomégalie) (CHAI, ROMAN 2005). L'oiseau est alors placé en décubitus dorsal.

C'est la seule voie permettant d'observer l'intégralité de la face ventrale du foie (lobes droit et gauche) et de réaliser des biopsies hépatiques. De plus, c'est la voie d'abord à privilégier en cas d'ascite puisqu'elle permet d'éviter d'ouvrir un sac aérien (DIVERS 2010).

iii. Voie crâniale

La voie d'abord se fait alors par le sac aérien claviculaire. Pour cela, l'oiseau est placé en décubitus latéral, les ailes étendues contre la table de chirurgie. La peau est ensuite préparée puis incisée au niveau de l'espace inter-claviculaire, crânialement au bréchet et à gauche de la ligne médiane (afin d'éviter le jabot). Le sac aérien claviculaire est ensuite ponctionné et l'endoscope y est introduit en direction caudo-dorsale (cf. figure 155) (CHAI, ROMAN 2005).



Figure 155 : Cœlioscopie par voie crâniale sur un Gris du Gabon (P. erithacus) (Image : P. GRENTZINGER, remerciements à la clinique pour oiseaux et animaux exotiques de l'université vétérinaire de Pretoria).

L'endoscope doit être manipulé avec une extrême précaution dans cette région en raison de sa proximité avec certains gros vaisseaux (veines brachiocéphaliques par exemple) (DIVERS 2010).

Cette voie d'abord est rarement utilisée et est indiquée pour l'investigation de masses cœlomiques crânielles (thyroïdiennes notamment). Elle donne accès à la face externe de la trachée et de la syrinx, au cœur, au péritoine, à certains vaisseaux à la partie crâniale des poumons, aux thyroïdes et aux parathyroïdes (cf. figure 156) (DIVERS 2010).

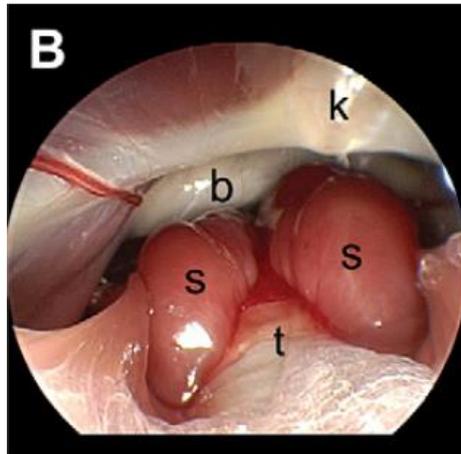


Figure 156 : Apparence normale des muscles de la syrinx (s), de la trachée (t), de la carène proximale (k) et du tronc brachiocéphalique (b) vus par endoscopie par voie d'abord crâniale chez une Amazone à front jaune (*Amazona ochrocephala*) (Source : DIVERS 2010).

b- Observations et interprétations

La visualisation directe des structures internes permet d'examiner leur couleur, leur taille (attention à l'effet grossissant de l'endoscope qui peut être trompeur), leur forme ainsi que d'éventuelles lésions à leur surface.

i. Appareil respiratoire

➤ Sacs aériens :

Les parois des sacs aériens doivent être examinées avec attention. Chez un oiseau sain, celles-ci sont fines, transparentes et peu vascularisées (cf. figure 157). Au contraire, en cas d'inflammation (aérosaculite), elles s'épaississent et abordent une vascularisation dense (CHAI, ROMAN 2005).

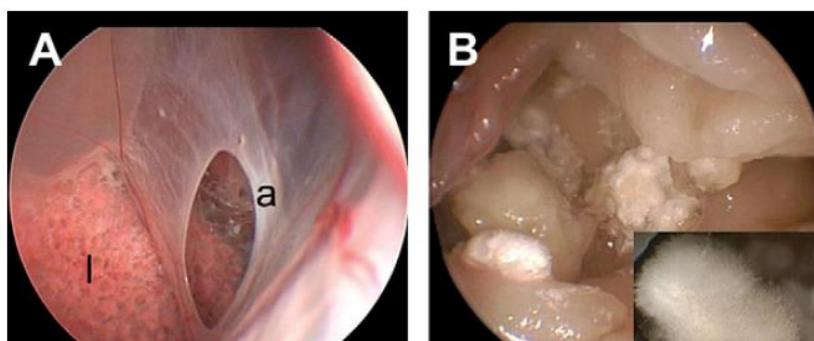


Figure 157 : Visualisation des sacs aériens par endoscopie réalisée par voie d'abord caudale) (DIVERS 2010).

- A : Paroi délimitant les sacs aériens thoracique caudal et abdominal (a) et poumon (l) visibles chez une Amazone (*Amazona sp.*). Le trou présent dans la paroi sacculaire correspond au passage de l'endoscope
- B : Paroi sacculaire blanchâtre et très épaissie et granulomes fongiques chez une Amazone (*Amazona sp.*).

De plus, des granulomes peuvent être présents à leur surface (cf. figure 157). Le diagnostic étiologique ne peut jamais se faire uniquement par l'aspect visuel de ces granulomes. Ceux-ci doivent donc être prélevés afin de réaliser une analyse histologique et une mise en culture. La plupart du temps, leur origine est fongique (*Aspergillus* sp. surtout) mais ils sont souvent associés à des surinfections bactériennes (TAYLOR 1997).

Enfin, des parasites peuvent parfois être observés le long des parois des sacs aériens (filaires souvent) (CHAI, ROMAN 2005).

Remarque : Chez les oiseaux obèses, des dépôts lipidiques peuvent être observés sur la paroi des sacs aériens (CHAI, ROMAN 2005).

➤ Poumons :

A l'endoscopie, la surface des poumons apparaît rose clair (cf. figure 158). Celle-ci doit donc être examinée à la recherche de changements de couleur ou de consistance (TAYLOR 1997).

Une congestion ou une inflammation s'exprime souvent par une couleur rougeâtre de la surface pulmonaire (cf. figure 158). Celle-ci est souvent rencontrée chez les oiseaux exposés à une pollution chronique de l'air ambiant (tabagisme passif, encens, etc.). Au contraire, un œdème pulmonaire entraîne une coloration grisâtre à blanche (TAYLOR 1997).

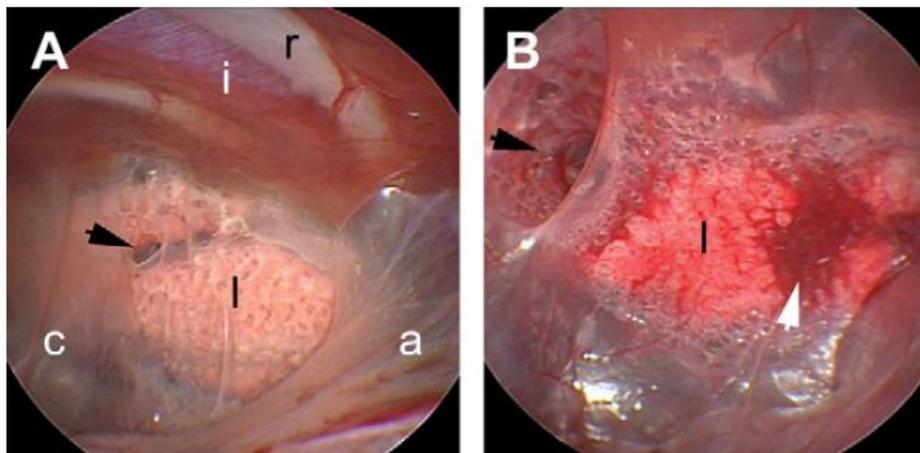


Figure 158 : Poumons d'oiseaux vus à l'endoscopie (DIVERS 2010).

- A : Aspect ventrolatéral d'un poumon sains (l) chez un pigeon biset (*Columba livia*) (l'aspect des poumons est similaire chez les Psittacidés). On observe également l'ostium du sac aérien thoracique caudal (flèche), les côtes (r), les muscles intercostaux (i) et les parois des sacs thoracique crânial (c) et abdominal (a)
- B : Hémorragie (flèche blanche) et congestion pulmonaire (l) sur un poumon d'Amazone (*Amazona* sp.). L'ostium du sac aérien thoracique caudal (flèche noire) est également visible.

La présence de petites taches noires sur les poumons peut signifier une anthracose pulmonaire due à une inhalation de poussières. C'est une lésion bénigne (CHAI, ROMAN 2005).

ii. Le tractus digestif et ses glandes annexes

➤ L'appareil digestif :

La face externe de l'œsophage n'est visible qu'en abord crânial. Celui-ci doit avoir un diamètre régulier sur toute sa longueur (environ égal à celui de la trachée) (CHAI, ROMAN 2005).

L'examen de la face externe du tube digestif permet la recherche de masses, de signes de congestion ou encore de dépôts calciques (TULLY et al. 2009).

➤ Le foie :

Le foie doit avoir un aspect homogène et une coloration rouge foncé. De plus, il ne doit pas dépasser l'extrémité distale du bréchet et doit avoir des bords fins (CHAI, ROMAN 2005).

➤ Le pancréas :

Il peut être difficile à observer. Il doit avoir une couleur jaunâtre homogène et être peu vascularisé (cf. figure 159) (TULLY et al. 2009).

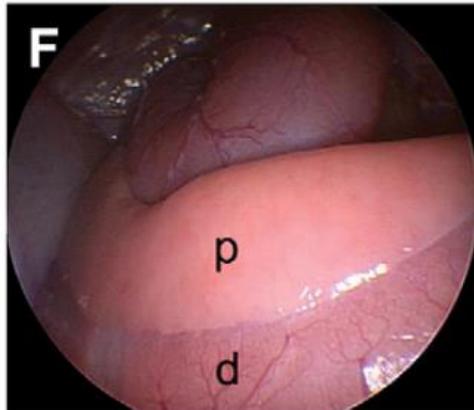


Figure 159 : Pancréas (p) et duodénum (d) observés depuis de sac aérien abdominal chez un Ara (Ara sp.) (DIVERS 2010).

iii. La rate

Elle est située sur le côté droit du ventricule au niveau de l'isthme (jonction proventricule-gésier). En temps normal, elle est ronde et de même aspect que le pôle crânial du rein avec lequel elle peut être confondue (CHAI, ROMAN 2005).

iv. L'appareil uro-génital

➤ L'appareil génital :

Comme nous avons pu le voir dans la partie II-C-2, l'endoscopie permet de sexer l'oiseau avec certitude (DIVERS 2015).

Chez la femelle, la grappe ovarienne (cf. figure 160) et l'oviducte ne sont visibles que par un abord latéral gauche puisque le tractus femelle droit dégénère au cours du développement embryonnaire jusqu'à complètement disparaître (CHAI, ROMAN 2005).

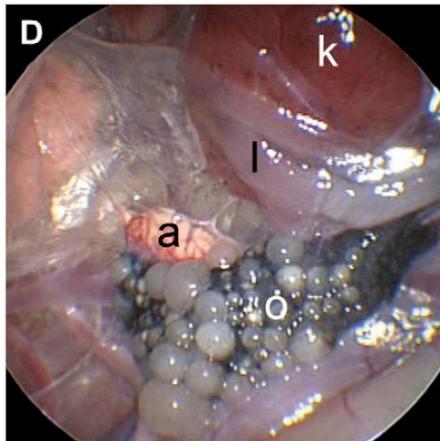


Figure 160 : Grappe ovarienne d'un Cacatoès blanc (*Cacatua alba*) vue à l'endoscopie (DIVERS 2010).

Lobe crânial du rein gauche (k), grappe ovarienne mature (o), ligament suspenseur (l) et glande surrénale chez un Cacatoès blanc (*Cacatua alba*). La couleur sombre de la grappe est physiologique chez cette espèce.

L'oviducte est tortueux et longe les reins pour atteindre le cloaque. Son diamètre est trois fois plus important que celui des uretères (qui sont reconnaissables à leur couleur blanchâtre) (CHAI, ROMAN 2005).

Les testicules quant à eux sont ovoïdes et de couleur claire. Attention, leur volume peut augmenter de plus de 100 fois lors de la période de reproduction. Les canaux déférents ont un diamètre légèrement inférieur à celui des uretères et sont parallèles à ces derniers (CHAI, ROMAN 2005).

➤ Les reins :

Les reins possèdent trois lobes (crânial, médian et caudal) et des vaisseaux peuvent être visibles à leur surface (cf. figure 160).

v. Le système endocrinien

➤ Les thyroïdes et parathyroïdes :

Elles sont visibles uniquement grâce à un abord crânial. Elles sont situées contre les carotides au niveau de la paroi du sac aérien claviculaire (CHAI, ROMAN 2005).

Elles ont une forme ovoïde de quelques millimètres de diamètre et sont de couleur rose foncé. Les glandes doivent être observées et doivent avoir la même apparence et la même taille (CHAI, ROMAN 2005).

Les parathyroïdes accolées caudalement aux thyroïdes. Elles sont plus claires et légèrement plus petites que ces dernières (CHAI, ROMAN 2005).

➤ Les surrénales :

Elles se situent crânialement aux pôles crâniaux des reins et ont une forme triangulaire, une couleur beige et un aspect légèrement hétérogène (cf. figure 160). La surrénale droite est souvent plus difficile à voir que la gauche (CHAI, ROMAN 2005).

vi. L'appareil cardio-vasculaire

Peu importe la voie d'abord utilisée, le cœur est facilement repérable grâce à ses battements. Néanmoins, la fréquence cardiaque est si élevée qu'elle rend difficile l'observation du cœur, du péricarde et des grands vaisseaux (CHAI, ROMAN 2005).

Les ponctions péricardiques sont réalisées au niveau de l'apex du cœur, vu depuis une voie d'abord caudale (CHAI, ROMAN 2005).

c- Procédures réalisables sous contrôle endoscopique

Comme on l'a déjà évoqué, l'un des grands avantages de l'endoscopie est de permettre la réalisation de biopsies pendant l'examen au cas où des lésions sont objectivées.

Celles-ci sont réalisées à l'aide d'une pince à biopsie à cupules ovales à adapter à l'oiseau et à l'endoscope (utiliser des pinces de 1,7 à 2,3 mm de diamètre environ). Des hémorragies peuvent survenir après le prélèvement mais celles-ci sont en général sans gravité (CHAI, ROMAN 2005).

De manière générale, tous les tissus mous peuvent être biopsiés (reins, foie, rate, poumons, paroi des sacs aériens, etc.). En cas de lésion diffuse, il est conseillé de réaliser plusieurs prélèvements. Dans l'idéal, la biopsie doit être réalisée en périphérie de la lésion pour essayer de récupérer du tissu sain en même temps (DIVERS 2010).

En cas de suspicion de kyste ou d'abcès, il est conseillé de ponctionner et drainer la lésion plutôt que de risquer qu'elle ne s'écoule dans les sacs aériens (DIVERS 2010).

De plus, certaines chirurgies sont réalisables sous contrôle endoscopique (parage de granulomes déposés à la surface des parois des sacs aériens, orchidectomie, salpingohystérectomie, etc.). Ceci permet de limiter l'ouverture de la cavité péritonéale nécessaire à une laparotomie (DIVERS (2) 2010).

5) Complications pouvant survenir après une endoscopie

Les complications liées à l'endoscopie sont rares et leur fréquence d'apparition diminue avec l'expérience du clinicien (CHAI, ROMAN 2005).

Lors d'hémorragies ou d'écoulement de fluides dans les sacs aériens, l'oiseau doit immédiatement être placé à 45° par rapport au sol et la tête en haut pour que le liquide n'atteigne pas les poumons (CHAI, ROMAN 2005).

Les autres complications pouvant survenir sont des traumatismes des organes (foie, rate, etc.) lorsque le geste n'est pas suffisamment précis, ou encore les infections nosocomiales si les conditions d'asepsie ne sont pas respectées (CHAI, ROMAN 2005).

Néanmoins, les principales complications sont dues à l'anesthésie qui est malheureusement nécessaire pour cet examen (DIVERS 2010).

CONCLUSION :

En raison de toutes les informations qu'ils apportent au vétérinaire, les examens complémentaires sont très utilisés en médecine aviaire. En effet l'hématologie, l'imagerie médicale ou encore l'endoscopie permettent de mettre en évidence des anomalies ou des lésions, ce qui aidera à progresser dans la démarche diagnostique. Cependant, l'oiseau malade n'est pas toujours en état de supporter une anesthésie est bien souvent nécessaire pour réaliser ces procédures. C'est donc au clinicien qu'il appartient de décider si ces examens doivent être entrepris ou non.

IV- Maladies fréquentes affectant les Psittacidés

Dans cette partie seront présentées les maladies souvent rencontrées chez les Psittacidés. Cette liste n'est pas exhaustive et les affections présentées sont dites « fréquentes » en raison du nombre important de cas présentés dans la littérature ou rencontrés en clinique (LEVINE 2003) (ROSSKOPF 2003).

Afin de rendre cette partie la plus didactique possible, les maladies seront présentées sous forme de tableau en fonction du motif de consultation exprimé par le propriétaire.

A) Pathologie respiratoire

La dyspnée est un motif de consultation très courant pour les Psittacidés (OROSZ, LICHTENBERGER 2011) (GRAHAM 2004). Les hypothèses diagnostiques que le clinicien doit envisager face à une gêne respiratoire chez un perroquet sont résumées en annexe 8.

Seules l'aspergillose et la chlamyphilose seront détaillées ici, en raison de leur importance chez les Psittacidés (TULLY 1995).

Remarque : On rappelle qu'un oiseau présenté en dyspnée doit avant tout être stabilisé avant de réaliser des examens (même l'examen clinique).

1) *L'aspergillose*

Avec la candidose, l'aspergillose fait partie des deux infections fongiques les plus fréquentes chez les Psittacidés. L'agent infectieux le plus répandu est *Aspergillus fumigatus*, même si d'autres membres de l'espèce *Aspergillus* sp. peuvent contaminer les oiseaux (notamment *A. flavus* et *A. niger*) (OROSZ 2000).

A. fumigatus est un germe saprophyte opportuniste transmis majoritairement par voie aérienne (inhalation des spores) et plus rarement par voie digestive ou à travers la coquille de l'œuf. Une fois ingérées, les spores germent et forment des granulomes aspergillaires qui ont une action mécanique (obstruction des voies aériennes), irritative et toxique (sécrétion d'aflatoxine). Elles peuvent ensuite se disséminer dans tout l'organisme (OROSZ 2000).

Il existe de nombreux facteurs favorisant la multiplication de ce germe (JONES, OROSZ 2000) :

- Stress immunitaire (maladie concomitante, traumatisme, intoxications, administration de corticoïdes...).
- Episode de stress prolongé pour l'oiseau (voyage, changement de propriétaire, etc.).
- Environnement chaud et humide ou au contraire trop sec.
- Mauvaises conditions d'hygiène (cage pas suffisamment nettoyée, mauvaise ventilation de la pièce où se situe la cage, etc.).

Deux présentations cliniques sont possibles (OROSZ 2000) :

- Forme chronique (la plus fréquente) : alternance de périodes de rémission et d'aggravation avec symptômes généraux (altération de l'état général, amaigrissement chronique, vomissements, diarrhée, plumage terne, dyspnée, modification de la voix, etc.)

- Forme aiguë : Episode de dyspnée et d'anorexie aigu suivi par la mort de l'animal dans les 2 à 5 jours qui suivent. Elle concerne surtout les jeunes oiseaux gardés dans des conditions d'hygiène déplorables.

Le diagnostic peut être délicat (JONES, OROSZ 2000) :

- Clinique : symptomatologie, commémoratifs évocateurs (période de stress, mauvaises conditions d'entretien...), etc.
- Hématologique : hétérophilie marquée, monocytose, lymphopénie, hyperprotéïnémie, élévation des AsAT et/ou des CPK et anémie non-régénérative sont tous des signes évocateurs.
- Endoscopie : observation des granulomes fongiques et d'une aérosaculite (seulement évocateur car on ne peut pas diagnostiquer une aspergillose seulement sur l'aspect visuel des granulomes).
- Culture : très long et non diagnostic car *A. fumigatus* est un germe ubiquitaire.
- Cytologie sur des prélèvements (réalisés sous endoscopie, écouvillon trachéal, etc.) : nombre important de macrophages et d'hétérophiles en présence d'éléments fongiques (attention aux contaminations environnementales).
- Radiologie avec parfois :
 - ✓ Une augmentation de la radio-opacité des poumons et des sacs aériens.
 - ✓ Masses focales de radio-opacité tissulaire dans les voies respiratoires (correspondant aux granulomes agglomérés).
 - ✓ Perte de contraste cœlomique (hépatomégalie, splénomégalie, ascite...).
 - ✓ Modification du sablier cardio-hépatique (hépatomégalie...).
 - ✓ A noter que le pronostic s'assombrit si de telles lésions sont visibles.
- Sérologie : recherche d'anticorps (à partir de 7 à 10 jours après l'infection) et d'antigènes par ELISA (mais les faux positifs sont nombreux).

Le traitement est long (plusieurs semaines nécessaires) et difficile et la guérison n'est pas possible (rémission seulement), ce qui décourage souvent le propriétaire. La thérapie repose sur (KRAUTWALD-JUNGHANNS, VORBRÜGGEN, BÖHME 2015) :

- Traitement chirurgical : débridement des granulomes aspergillaires (sous endoscopie si besoin).
- Traitement systémique : antifongiques (voriconazole, itraconazole, kétoconazole, amphotéricine B, etc.). Attention, des résistances à ces molécules ont été décrites.
- Traitement local par inhalations : énilconazole, itraconazole ou amphotéricine B, etc.

Enfin, la prophylaxie est uniquement sanitaire (hygiène rigoureuse, proscrire la paille pour la litière, etc.) (OROSZ 2000).

2) *La chlamydophilose*

La chlamydophilose, aussi appelée chlamyidiose, psittacose ou ornithose est due à une bactérie intracellulaire stricte Gram - : *Chlamydophila psittaci* (FUDGE 1984).

Cette maladie est très contagieuse mais le portage asymptomatique est fréquent (on estime que 30 à 40% des oiseaux sont porteurs en France). La transmission se fait principalement par inhalation du germe contenu dans des aérosols produits par les fientes, les urines, la salive ou les sécrétions nasales (WEST 2011). Les oisillons sont d'ailleurs souvent infectés au nid lorsqu'ils sont nourris par les parents (HARKINEZHAD, GEENS, VANROMPAY 2009).

Une fois inhalée, la bactérie pénètre dans les cellules des muqueuses respiratoires (tropisme) puis l'incubation dure de 3 jours à plusieurs semaines (WEST 2011).

La présentation clinique diffère en fonction de la souche bactérienne et de l'hôte. Les symptômes communément observés sont (HARKINEZHAD, GEENS, VANROMPAY 2009) (DE FREITAS RASO et al. 2006) :

- Forme suraigüe (rare) : mort en 24 à 48 heures.
- Forme aigüe (la plus fréquente) : altération de l'état général, péricardite, péritonite, hépatite, signes respiratoires (rhinite avec jetage nasal séro-purulent, sinusite, aérosaculite, pneumonie, etc.), digestifs (diarrhée, vomissements), ophtalmologiques (épiphora...) et nerveux en fin d'évolution (convulsions, etc.). La mort survient en 2 à 3 semaines.

Le diagnostic peut se faire de différentes façons (WEST 2011), (HARKINEZHAD, GEENS, VANROMPAY 2009) :

- Clinique : l'association de signes oculaires et respiratoires (voire digestifs) est fortement évocatrice.
- Imagerie médicale : augmentation de la radio-opacité des voies respiratoires (aérosaculite et pneumonie), splénomégalie, hépatomégalie.
- Hématologie : signes peu spécifiques (anémie, hétérophilie, augmentation des paramètres hépatiques, etc.)
- Diagnostic sérologique (certitude) : recherche d'antigènes par immunofluorescence ou PCR sur écouvillon des choanes, du cloaque et des conjonctives (dès 72 heures après l'infection).
- Recherche des anticorps par ELISA à partir de 10 jours post-infection (VANROMPAY et al. 2000).

Comme nous allons le voir dans la partie IV-E, la chlamyphilose est une zoonose majeure et potentiellement mortelle pour l'homme. Or, un oiseau guéri continue d'excréter le germe toute sa vie. Ainsi, en cas de certitude de chlamyphilose, l'euthanasie de l'oiseau est conseillée.

B) Pathologie digestive

Les maladies digestives se traduisent souvent par des diarrhées et/ou des vomissements chez les Psittacidés (ROSSKOPF 2003).

Les principales causes de diarrhées et vomissements sont résumées respectivement en annexes 10 et 11 d'une part, et 12 et 13 d'autre part. Seule la maladie de dilatation du proventricule sera détaillée ici.

➤ La maladie de dilatation du proventricule :

La maladie de dilatation du proventricule est plus communément appelée PDD (pour *Proventricular Dilatation Disease*).

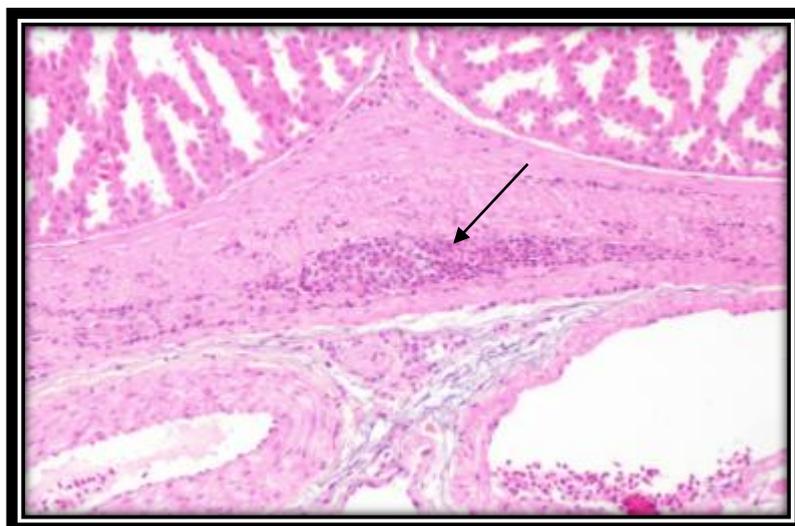
Encore aujourd'hui, la pathogénie de la PDD reste mal connue. En effet, elle a longtemps été considérée comme une maladie infectieuse multifactorielle (HOPPES et al. 2010).

Ce n'est qu'en 2008 qu'un Bornavirus a été identifié comme agent étiologique de la maladie (HOPPES et al. 2010). C'est un virus très contagieux mais il existe des portages asymptomatiques. La transmission est horizontale par ingestion (via les fécès, etc.) et éventuellement inhalation du germe, mais aussi verticale (HOPPES, TIZARD, SHIVAPRASAD 2013).

Après l'infection (parfois des années après), une réponse immunitaire lymphoplasmocytaire se met en place contre le virus. Ces lymphocytes sont principalement présents au niveau des nœuds lymphatiques mésentériques, des nerfs de la portion crânial du tube digestif (dont proventricule), dans les nerfs sciatiques, vagues et brachiaux et dans certains organes comme la rate et les surrénales. Pour une raison encore inconnue, chez certains perroquets cette réponse évolue en une réaction auto-immunitaire, causant la destruction des cellules nerveuses par les lymphocytes T. Cette dégradation des fibres nerveuses innervant le tube digestif entraîne alors un défaut de vidange du proventricule, jusqu'à une atonie complète, d'où une dilatation progressive.

Il existe différentes méthodes de diagnostic de la PDD (GANCZ, CLUBB, SHIVAPRASAD 2010) :

- Recherche de l'ARN viral par PCR ou immunohistochimie sur fientes, plumes sang ou pièces nécropsiques. Attention, la présence du virus ne signifie pas forcément qu'il y a une PDD clinique puisqu'il existe des portages asymptomatiques (en cas d'absence de réponse auto-immune).
- Sérologie : recherche des anticorps par PCR, Western-blot, immunofluorescence ou ELISA (mais là encore, infection ne signifie pas maladie).
- Radiographie : suspicion par mise en évidence d'une dilatation du proventricule (cf. partie III-B-1).
- Histologie sur biopsie du proventricule ou du cloaque ou sur pièces nécropsiques : observation d'infiltrations lymphoplasmocytaires principalement centrées autour des cellules nerveuses (cf. figure 161).



Le traitement est uniquement palliatif à base d'AINS (inhibiteurs de la cyclo-oxygénase 2 ou méloxicam entre autres) et de soutien nutritionnel (gavage, fluidothérapie...) (GANCZ, CLUBB, SHIVAPRASAD 2010) (HOPPES (2) et al. 2013) (DAHLHAUSEN, ALDRED 2002).

C) Pathologie de la reproduction

Nous nous intéresserons ici uniquement à la rétention d'œuf, même si les Psittacidés peuvent également souffrir de salpingite, orchite, etc. (HADLEY 2010).

La rétention d'œuf est une forme de dystocie commune des Psittacidés. Elle survient quand un oiseau ne parvient pas à pondre son œuf et que celui-ci reste coincé dans le tractus génital (oviducte, cloaque, etc.) (HADLEY 2010).

Les facteurs favorisant ou prédisposant à la rétention d'œuf sont : le stress, la malnutrition (particulièrement des régimes trop riches en gras ou carencés en calcium), l'obésité, la sédentarité, maladie systémique, anomalie de l'œuf (malformations, etc.), une torsion de l'oviducte, etc. (HADLEY 2010).

Les signes cliniques associés sont : une dyspnée sévère (compression des sacs aériens et douleur), une agitation (avec efforts expulsifs) suivi d'une dégradation de l'état général, une anorexie et même parfois une parésie ou une paralysie (par compression des vaisseaux sanguins irrigants les membres pelviens) ou un prolapsus cloacal (HADLEY 2010).

Le diagnostic passe par (ROSEN 2012) :

- Palpation cœlomique (œuf palpable).
- Imagerie médicale (particulièrement radiographie) : visualisation de l'œuf, surtout s'il a déjà sa coquille.
- Transillumination : éclairer la cavité cœlomique avec une lumière forte (celle de l'endoscope par exemple) permet de localiser l'œuf chez les plus petits patients.

Le traitement doit être mis en place le plus rapidement possible : c'est une urgence (ROSEN 2012) :

- Commencer par réhydrater l'oiseau et le réchauffer, voire l'oxygéner si besoin. Injecter également du calcium.
- Si l'œuf est coincé au niveau du salpinx : lubrifier le cloaque à l'aide de vaseline ou d'huile de paraffine et faire sortir l'œuf par taxis externe (attention à ne jamais forcer). Si ça ne fonctionne pas, ponctionner l'œuf en passant par les voies naturelles pour le faire diminuer de volume. S'il implose, veiller à retirer tous les débris.
- Si l'œuf est bloqué dans l'oviducte : l'utilisation d'ocytocine est déconseillée par certains auteurs à cause du risque de rupture utérine (CARPENTER, MARION 2013). Le retrait chirurgical par laparotomie doit alors être envisagé.

Remarque : Les récurrences sont fréquentes, en particulier si la rétention est liée à une origine alimentaire (hypocalcémie, etc.).

D) Pathologie cutanée

Il existe de nombreuses maladies cutanées chez les Psittacidés. Nous détaillerons ici le picage et la maladie du bec et des plumes.

1) Le picage

Le picage correspond à l'action de l'oiseau de s'arracher ses propres plumes. C'est un trouble bien connu des propriétaires mais dont l'étiologie peut être difficile à déterminer (LAMBERSKI 1995).

En cas de d'alopecie, il est important de commencer par déterminer si l'absence de plume vient effectivement d'un picage et non d'une absence de pousse de plumes ou d'une chute de celles-ci (en demandant par exemple au propriétaire s'il a déjà vu son oiseau s'enlever ses plumes).

S'il est communément admis que le picage peut avoir une origine comportementale (oiseau qui s'ennuie par exemple, ou qui stresse suite à un changement de propriétaire), il ne faut pas oublier qu'il peut avoir d'autres étiologies (LAMBERSKI 1995). Par exemple, une parasitose externe causera un prurit et l'oiseau pourra se retirer des plumes abimées par les parasites en se grattant.

La figure 162 détaille la démarche diagnostique à suivre en cas de picage (FRITSCH 1989) :

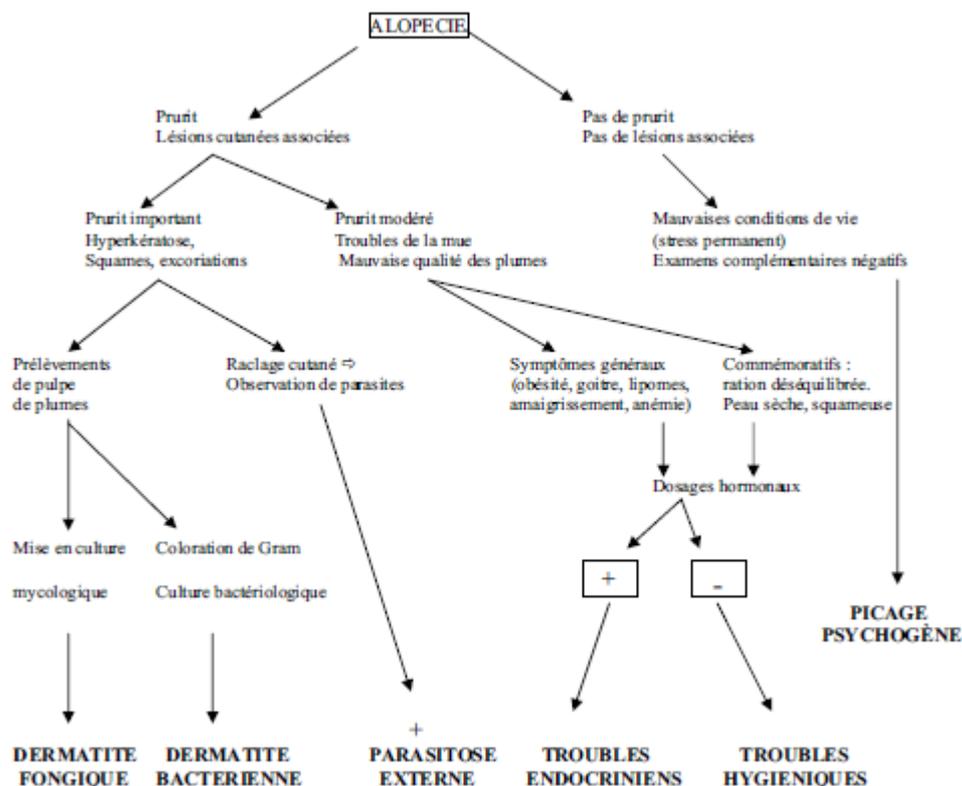


Figure 162 : Démarche diagnostique à suivre en cas de picage chez les Psittacidés (FRITSCH 1989)

En attendant de traiter la cause, le vétérinaire peut tenter de stopper le picage en posant une collerette ou un collier élisabéthain.

2) *La maladie du bec et des plumes*

La maladie du bec et des plumes est communément appelée PBFD (pour *Psittacine Beak and Feather Disease*). Elle est due à un circovirus (virus à ADN non enveloppé) très contagieux (MARCHON 2003).

Ce virus est très résistant dans l'environnement et est transmis via les fécès et la poussière de plume ou le lait de jabot (nourriture fournie par les parents aux oisillons lorsque ceux-ci sont encore au nid) (par contact ou par le milieu).

L'incubation peut prendre 25 jours à quelques mois en fonction de l'âge de l'oiseau au moment de l'infection (plus courte chez les jeunes oiseaux) (MARCHON 2003).

Ce virus a un tropisme pour les cellules épithéliales (plumes, follicules plumeux et bec en particulier). Une fois en place, le virus induit une nécrose de l'épithélium folliculaire, ce qui mène à une dysplasie de la plume produite par ce follicule. De plus, ce virus semble avoir un pouvoir immunosuppresseur qui prédispose l'oiseau à d'éventuelles surinfections (MARCHON 2003).

Les symptômes de cette maladie sont (MARCHON 2003) :

- Forme chronique (la plus fréquente, surtout chez les jeunes oiseaux) :
 - ✓ Altérations du plumage : alopecie bilatérale qui s'accroît à chaque mue, décoloration du plumage, dysplasie des plumes qui poussent (hampe tordue...), etc.
 - ✓ Lésions au niveau du bec et de la cavité buccale (souvent moins visibles que les lésions du plumage) : élongation des deux portions du bec (surtout mandibulaire), fractures spontanées, nécrose du palais, ulcères buccaux.
- Forme aigüe (se manifeste au cours de la première mue, soit vers 3 mois environ) : abattement, anorexie, diarrhée, dysplasie importante des plumes et mort en 10 à 15 jours.
- Forme suraigüe (rare) : mortalité néonatale en quelques heures.

Le diagnostic est réalisé par (MARCHON 2003) :

- Clinique : symptômes évocateurs.
- Histologique sur plume prélevée avec son collier épidermique et sa pulpe : mise en évidence de lésions inflammatoires et nécrotiques et des corps d'inclusion viraux cytoplasmiques.
- Recherche de l'ADN du virus par PCR sur pièces nécropsiques.
- Sérologie : recherche des antigènes par immunohistochimie.

Il n'existe pas de traitement spécifique à cette maladie. De plus, en raison de la forte contagiosité, l'euthanasie de l'animal peut être conseillée.

E) Zoonoses

Certaines maladies des perroquets peuvent être transmissibles à l'homme, certaines pouvant même être fatales. Le vétérinaire se doit donc d'en avoir conscience et d'en informer le propriétaire.

Les principales zoonoses transmises par les Psittacidés sont présentées dans le tableau 36 (EVANS 2011).

Tableau 36 : Principales zoonoses transmises par les Psittacidés (réalisation personnelle d'après (EVANS 2011)).

Maladies	Agent pathogène	Mode de transmission	Symptômes chez l'homme
Bactériennes	Chlamydophilose (= Psittacose chez l'homme)	Inhalation des bactéries lors du nettoyage de la cage par exemple.	Les manifestations les plus graves ont lieu chez les personnes immunodéprimées Fièvre, maux de tête, douleurs musculaires, toux sèche, pneumonie, insuffisance rénale, hépatite, pancréatite, arthrite, signes neurologiques, mort
	Salmonellose	Ingestion (aliments contaminés) ou par contact	Maux de ventre, maux de tête, fièvre, nausées, vomissements, diarrhée liquide profuse Disparition des symptômes en 4 à 7 jours
	Tuberculose	Inhalation	Complications (hépatite, mort...) rares mais possibles Fièvre, amaigrissement, douleur abdominale, fatigue, diarrhée chronique et anémie.
	Mais également <i>Pasterella</i> sp., <i>Klebsiella</i> sp., <i>Yersinia</i> sp., <i>E. coli</i> , etc.		
Virales	Grippe aviaire	Inhalation ou contact direct avec des sécrétions oculaires, fécales ou respiratoires	Toux, fièvre, etc.
Fongiques	Aspergillose	Inhalation des spores	Signes respiratoires et digestifs
	Candidose	Ingestion	Troubles digestifs (diarrhée, etc.)
	Giardiase	Ingestion	Prurit, lésions papulaires, etc.
Parasitaires	Parasitoses externes	Contact ou via l'environnement	

CONCLUSION

Ces dernières années, la détention de perroquets s'est démocratisée en France. En effet, un public de plus en plus large s'est trouvé attiré par leurs côtés colorés et exotiques, leur caractère sociable et joueur, et même pour certains leur capacité à parler.

Malheureusement il en résulte que, comme dans tout phénomène de masse, certaines personnes achètent un perroquet de manière impulsive, sans s'informer auparavant sur l'animal qu'elles acquièrent. L'oiseau est alors considéré comme un simple animal de compagnie, au même titre que les chiens ou les chats. Or, même en captivité, les Psittacidés ne sont pas des animaux domestiques. En effet, ce sont des compagnons très exigeants et ayant leur propre caractère et leurs besoins. Il s'avère d'ailleurs que la grande majorité des pathologies dont souffrent les Psittacidés sont dues à des mauvaises conditions de captivité.

De plus, leur exceptionnelle longévité (certains pouvant vivre plus de 80 ans) justifie à elle seule la réflexion sérieuse préalable à l'acquisition d'un perroquet. C'est alors souvent au clinicien qu'il incombe d'expliquer au propriétaire tous les engagements que représentent l'adoption d'un tel oiseau : financiers d'une part (l'achat de l'oiseau, du matériel, de la nourriture, etc.), mais aussi en temps (l'entretien de l'oiseau requiert en effet beaucoup de patience au quotidien).

Cependant, de nombreux vétérinaires sont réticents à accepter des perroquets comme patients et préfèrent les référer dans des structures spécialisées, fréquemment du fait d'un manque de connaissances. En effet, les programmes du tronc commun de l'enseignement vétérinaire ne laissent actuellement que peu de place à l'étude des Psittacidés. Or, ceux-ci présentent de nombreuses particularités anatomiques et physiologiques qui les différencient grandement des mammifères et qui peuvent surprendre le praticien.

Ce guide a donc pour but de rendre abordable la consultation des Psittacidés aux vétérinaires n'ayant pas l'habitude d'en recevoir en présentant les espèces auxquelles ils peuvent être confrontés, les principaux aspects pratiques de la prise en charge des perroquets, ainsi que les conseils pour l'entretien de ces derniers au quotidien. L'objectif final est que chaque clinicien puisse être le garant du bien-être de ces animaux chez leur propriétaire mais également en clinique.

Enfin, la pratique de la médecine des Psittaciformes qui s'inscrit dans un phénomène de société duquel le clinicien ne peut se tenir éloigné, lui ouvre un nouveau champ de compétences qui lui permettra de diversifier son quotidien en accueillant de nouveaux patients appartenant à d'autres ordres : Strigiformes (rapaces nocturnes), Passériformes (passereaux), Anatidés (oies, canards...), etc.

Thèse de Mme Pauline GRENTZINGER

Le Professeur responsable
VetAgro Sup campus vétérinaire

Claudine Kirkorian

Le Président de la thèse

Kirk

Vu et permis d'imprimer

Lyon, le 30 NOV. 2016

Pour Le Président de l'Université,
Le Président du Comité de Coordination des Etudes Médicales
Professeur Pierre COCHAT

Le Directeur général
VetAgro Sup

Par Délégation
Dr. L. FREIBURGER
Directeur de l'Enseignement
et de la Vie Étudiante
VetAgro Sup Campus Vétérinaire

GROUPEMENT HOSPITALIER EST
Professeur KIRKORIAN
Hôpital Cardio-Vasculaire et Pneumologie
Unité 51



BIBLIOGRAPHIE

- ALEXANDER, D. J., 2000. A review of avian influenza in different bird species.pdf. *Veterinary microbiology*. 2000. Vol. 74, pp. 3-13.
- ANDRE, A., 2000. Affections des estomacs chez les oiseaux de cage et volière. *Le Point Vétérinaire*. 2000. Vol. 31, n° 207, pp. 31-37.
- ATHAN, M. S., 1999. Trimming the Companion Parrot's Wings. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 1999. Vol. 8, n° 4, pp. 174-177.
- BAUCK, L., 1995. Nutritional problems in pet birds. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 1995. Vol. 4, n° 1, pp. 3-8.
- BAUCK, L., 1998. Psittacine Diets and Behavioral Enrichment. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 1998. Vol. 7, n° 3, pp. 135-140.
- BEAUFRERE, H., PARIAUT, R., NEVAREZ, J. G. et TULLY, T., 2010. Feasibility of transesophageal echocardiography in birds without cardiac disease. *Journal of the American Veterinary Medical Association*. 2010. Vol. 236, n° 5, pp. 540-547.
- BELCHER, C., JILL HEATLEY, J., PETZINGER, C., HOPPES, S. H., LARNER, C. D., SHEATHER, S. J. et MACFARLANE, R., 2014. Evaluation of Plasma Cholesterol, Triglyceride, and Lipid Density Profiles in Captive Monk Parakeets (*Myiopsitta monachus*). *Journal of Exotic Pet Medicine*. 2014. Vol. 23, n° 1, pp. 71-78.
- BERTHIER, J-L., BLANVILLAIN, C., BOMSEL, M-C., GERBERT, S. et CHADUC, Y., 1996. Anaesthesia and immobilisation in zoo mammals and birds with Medetomidine-Ketamine combination, and reversal with atipamezole. In : *European Association of Zoo- and Wildlife Veterinarians (EAZWV), First scientific meeting*. Rostck, Allemagne : EAZWV. 1996.
- BOWLES, H., LICHTENBERGER, M. et LENNOX, A., 2007. Emergency and Critical Care of Pet Birds. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2007. Vol. 10, n° 2, pp. 345-394.
- BRISCOE, J. A. et SYRING, R., 2004. Techniques for emergency airway and vascular access in special species. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 2004. Vol. 13, n° 3, pp. 118-131.
- BRUGERE-PICOUX, J., MILES, A., DAVISON, S., NINH NGUYEN, T. P., SHIVAPRASAD, H. L. et VAILLANCOURT, J-P., 2011. Les herpèsvirus des oiseaux. *Bulletin de l'Académie vétérinaire de France, fascicule thématique « Pathologie comparée des herpèsviroses »*. 2011. Vol. 164, n° 4, pp. 341-351.
- CAPITELLI, R. et CROSTA, L., 2013. Overview of Psittacine Blood Analysis and Comparative Retrospective Study of Clinical Diagnosis, Hematology and Blood Chemistry in Selected Psittacine Species. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2013. Vol. 16, n° 1, pp. 71-120.
- CARDONA, C. J., XING, Z., SANDROCK, C. et DAVIS, C. E., 2009. Avian influenza in birds and mammals. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*. 2009. Vol. 32, n° 4, pp. 255-273.
- CARPENTER, James W. et MARION, Christopher J. (éd.), 2013. *Exotic animal formulary*. 4th ed. St. Louis, Mo : Elsevier. SF917 .C27 2013

- CASSAIGNE, R., 2006. *L'échographie de la cavité thoraco-abdominale chez l'oiseau : données bibliographiques et étude expérimentale chez le poulet*. Thèse de doctorat vétérinaire. Nantes : Faculté de Médecine, Nantes. Oniris : Ecole Nationale Vétérinaire, Agroalimentaire et de l'Alimentation Nantes Atlantique.
- CHAI, N. et ROMAN, Y., 2005. L'endoscopie invasive et non invasive chez les oiseaux. *Le Point Vétérinaire*. 2005. N° 253, pp. 2-9.
- CHANNOY, P. et ROCHER, P., 2011. *L'encyclopédie des oiseaux de cage et volière*. De Vecchi. Paris.
- CHAVEZ, W. et ECHOLS, M. S., 2007. Bandaging, Endoscopy, and Surgery in the Emergency Avian Patient. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2007. Vol. 10, n° 2, pp. 419-436.
- CHITTY, J., 2011. Hospitalization of Birds and Reptiles. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 2011. Vol. 20, n° 2, pp. 98-106.
- CITES COP17, 2016. EXAMEN DES PROPOSITIONS D'AMENDEMENT DES ANNEXES I ET II. In : *17ème conférence des Parties* [en ligne]. Johannesburg, Afrique du Sud : Convention on International Trade of Endangered Species. 5 octobre 2016. pp. 1-24. [Consulté le 15 octobre 2016]. Disponible à l'adresse : <https://cites.org/fra/cop/17/prop/index.php>
- CITES, 1973. *Convention sur le commerce international des espèces de faune et de flore sauvages menacées d'extinction (Amendement du 30 avril 1983)* [en ligne]. 1973. Convention on International Trade of Endangered Species. [Consulté le 4 février 2016]. Disponible à l'adresse : <https://cites.org/fra/disc/text.php>
- CITES, 2016. *Annexes I, II et III de la CITES valables à partir du 10 mars 2016* [en ligne]. 2016. Convention on International Trade of Endangered Species. [Consulté le 20 avril 2016]. Disponible à l'adresse : <https://cites.org/fra/app/appendices.php>
- CLARK, P., BOARDMAN, W. et RAIDAL, S., 2009. *Atlas of clinical avian hematology*. Oxford ; New York : Wiley-Blackwell. SF994 .C53 2009
- CLAVER, J. A. et QUAGLIA, A. I. E., 2009. Comparative Morphology, Development, and Function of Blood Cells in Nonmammalian Vertebrates. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 2009. Vol. 18, n° 2, pp. 87-97.
- CLIPPINGER, T. L., BENNETT, R. A. et PLATT, S. R., 2007. The Avian Neurologic Examination and Ancillary Neurodiagnostic Techniques: A Review Update. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2007. Vol. 10, n° 3, pp. 803-836.
- CLIPPINGER, T. L., 1997. Diseases of the lower respiratory tract in companion birds. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 1997. Vol. 6, n° 4, pp. 201-208.
- COLES, B. H. (éd.), 2007. *Essentials of avian medicine and surgery*. 3rd ed. Oxford, UK ; Ames, Iowa : Blackwell Pub.
- COOK, E. K., 2012. Teaching Avian Patients and Caregivers in the Examination Room. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2012. Vol. 15, n° 3, pp. 513-522.

- CRAY, C., 2015. Reference Intervals in Avian and Exotic Hematology. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2015. Vol. 18, n° 1, pp. 105-116.
- DAHLHAUSE, B., SOLER-TOVAR, D. et SAGGESE, M. D., 2012. Diagnosis of Mycobacterial Infections in the Exotic Pet Patient with Emphasis on Birds. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2012. Vol. 15, n° 1, pp. 71-83.
- DAHLHAUSEN, B. et ALDRED, S., 2002. Resolution of clinical proventricular dilatation disease by cyclooxygenase 2 inhibition. In : *Association of Avian Veterinarians*. Monterey, USA : Association of Avian Veterinarians. 2002. pp. 9-12.
- DAVIES, R. R., 2000. Avian liver disease - Etiology and Pathogenesis. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 2000. Vol. 9, n° 3, pp. 115-125.
- DAVIS, C., 1999. New handling techniques for the avian patient. In : *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine* [en ligne]. Elsevier. 1999. pp. 178-182. [Consulté le 29 novembre 2016]. Disponible à l'adresse : <http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1055937X99800243>
- DE FREITAS RASO, T., SEIXAS, G. H., GUEDES, N. M. R. et PINTO, A. A., 2006. Chlamydophila psittaci in free-living Blue-fronted Amazon parrots (Amazona aestiva) and Hyacinth macaws (Anodorhynchus hyacinthinus) in the Pantanal of Mato Grosso do Sul, Brazil. *Veterinary Microbiology*. 2006. Vol. 117, n° 2-4, pp. 235-241.
- DE MATOS, R. et MORRISSEY, J. K., 2005. Emergency and Critical Care of Small Psittacines and Passerines. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 2005. Vol. 14, n° 2, pp. 90-105.
- DEGERNES, Laurel, 2008. Anesthesia for companion birds. *Compendium*. 2008. Vol. 30, n° 10, pp. 2-8.
- DEL HOYO, J., ELLIOTT, A. et SARGATAL, J., 1992. *Sandgrouse to Cuckoos*. Lynx Edicions. Barcelone. Handbook of the Birds of the World.
- DELK, K., 2012. Clinical Management of Seizures in Avian Patients. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 2012. Vol. 21, n° 2, pp. 132-139.
- DENNISON, S.E., PAUL-MURPHY, J. et ADAMS, W. M., 2008. Radiographic determination of proventricular diameter in psittacine birds. *Journal of the American Veterinary Medical Association*. 2008. Vol. 232, n° 5, pp. 709-714.
- DIVERS, S. J., 2010. Avian Diagnostic Endoscopy. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2010. Vol. 13, n° 2, pp. 187-202.
- DIVERS, S. J., 2015. Endoscopic Sex Identification in Chelonians and Birds (Psittacines, Passerines, and Raptors). *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2015. Vol. 18, n° 3, pp. 541-554.
- DIVERS (2), S. J., 2010. Avian Endosurgery. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2010. Vol. 13, n° 2, pp. 203-216.
- DONELEY, R. J.T., 2009. Bacterial and Parasitic Diseases of Parrots. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2009. Vol. 12, n° 3, pp. 417-432.

- EVANS, E. E., 2011. Zoonotic Diseases of Common Pet Birds: Psittacine, Passerine, and Columbiform Species. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2011. Vol. 14, n° 3, pp. 457-476.
- FERRELL, S. T., 2002. Avian integumentary system. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 2002. Vol. 11, n° 3, pp. 125-135.
- FRITSCH, C., 1989. *Le picage du perroquet*. Thèse de doctorat vétérinaire. Lyon : Université Claude Bernard.
- FRONEFIELD, S., 2010. The Goal: Quality Avian Medicine. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 2010. Vol. 19, n° 1, pp. 4-21.
- FUDGE, A. M., 1984. Update on chlamydiosis. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*. 1984. Vol. 14, n° 2, pp. 201-221.
- FUDGE, A. M., 2001. Diagnosis and treatment of avian bacterial diseases. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 2001. Vol. 10, n° 1, pp. 3-11.
- GANCZ, A. Y., CLUBB, S. et SHIVAPRASAD, H. L., 2010. Advanced Diagnostic Approaches and Current Management of Proventricular Dilatation Disease. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2010. Vol. 13, n° 3, pp. 471-494.
- GERLACH, H., 2001. Megabacteriosis. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 2001. Vol. 10, n° 1, pp. 12-19.
- GILL, F et DONSKER, D, 2016. *IOC World Bird List (v.6.3)* [en ligne]. 2016. IOC. [Consulté le 25 septembre 2016]. Disponible à l'adresse : <http://www.worldbirdnames.org/updates/>
- GRAHAM, J. E., 2004. Approach to the dyspneic avian patient. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 2004. Vol. 13, n° 3, pp. 154-159.
- GREENACRE, C. B., 2005. Viral diseases of companion birds. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2005. Vol. 8, n° 1, pp. 85-105.
- GROSSET, Claire, 2009. Nutrition des psittacidés - Les erreurs les plus courantes. *L'Essentiel*. 2009. Vol. 147, pp. 32-34.
- GROUT, J-P., 2013. *Anatomie radiographique et topographique du perroquet gris - Tome 1*. Thèse de doctorat vétérinaire. Nantes : Faculté de Médecine, Nantes. Oniris : Ecole Nationale Vétérinaire, Agroalimentaire et de l'Alimentation Nantes Atlantique.
- GROUT (2), J.P., 2013. *Anatomie radiographique et topographique du perroquet gris - Tome 2*. Thèse de doctorat vétérinaire. Nantes : Faculté de Médecine, Nantes. Oniris : Ecole Nationale Vétérinaire, Agroalimentaire et de l'Alimentation Nantes Atlantique.
- GRUNKENMEYER, V., 2010. Advanced Diagnostic Approaches and Current Management of Avian Hepatic Disorders. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2010. Vol. 13, n° 3, pp. 413-427.

- GUMPENBERGER, M. et HENNINGER, W., 2001. The Use of Computed Tomography in Avian and Reptile Medicine. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 2001. Vol. 10, n° 4, pp. 174-180.
- GUNKEL, C. et LAFORTUNE, M., 2005. Current Techniques in Avian Anesthesia. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 2005. Vol. 14, n° 4, pp. 263-276.
- HADLEY, T. L., 2010. Management of Common Psittacine Reproductive Disorders in Clinical Practice. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2010. Vol. 13, n° 3, pp. 429-438.
- HARCOURT-BROWN, N. et CHITTY, J., 2005. *British Small Animal Veterinary Association Manual of Psittacine Birds*. 2ème. HARCOURT-BROWN and CHITTY. BSAVA Manuals.
- HARKINEZHAD, T., GEENS, T. et VANROMPAY, D., 2009. Chlamydophila psittaci infections in birds: A review with emphasis on zoonotic consequences. *Veterinary Microbiology*. 2009. Vol. 135, n° 1-2, pp. 68-77.
- HARPER, E. et SKINNER, N. D., 1998. Clinical nutrition of small psittacines and passerines. In : *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. Elsevier. 1998. pp. 116–127.
- HARRIS, D. J., 1999. Rigid endoscopy: one practitioner's perspective. In : *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. Elsevier. 1999. pp. 107–109.
- HARRIS, J. M., 2000. General practice and emergency medicine. In : *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. Elsevier. 2000. pp. 184–188.
- HARRISON, G. J. et LIGHTFOOT, T. L., 2006. *Clinical avian medicine*. Palm Beach, Florida : Spix publishing, Inc.
- HAWLEY, B. et RITZMAN, T., 2000. *Manual of avian nutrition*. St. Louis, Mo : Mosby.
- HEIDENREICH, B., 2014. Diet and Its Role in the Behavioral Health and Training of Exotic Species. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2014. Vol. 17, n° 2, pp. 235-247.
- HERNANDEZ-DIVERS, S. J. et HERNANDEZ-DIVERS, S. M., 2004. Avian Diagnostic Endoscopy. *Compendium*. 2004. Vol. 13, n° 2, pp. 839-852.
- HOLLAND, G., 1962. *Encyclopedia of Aviculture*. Hancock House Publishers.
- HOPPE, S., GRAY, P. L., PAYNE, S., SHIVAPRASAD, H.L. et TIZARD, I., 2010. The Isolation, Pathogenesis, Diagnosis, Transmission, and Control of Avian Bornavirus and Proventricular Dilatation Disease. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2010. Vol. 13, n° 3, pp. 495-508.
- HOPPE, S. H., TIZARD, I. et SHIVAPRASAD, H.L., 2013. Avian Bornavirus and Proventricular Dilatation Disease. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2013. Vol. 16, n° 2, pp. 339-355.
- HOPPE (2), S. H., HEATLEY, J. J., GUO, J., TURNER, D., SHIVAPRASAD, H. L. et TIZARD, I., 2013. Meloxicam Treatment in Cockatiels (*Nymphicus hollandicus*) Infected With Avian Bornavirus. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 2013. Vol. 22, n° 3, pp. 275-279.
- HUNT, C., 2015. Neurological Examination and Diagnostic Testing in Birds and Reptiles. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 2015. Vol. 24, n° 1, pp. 34-51.

JIMENEZ, D. A. et ARMBRUST, L. J., 2009. Digital Radiographic Artifacts. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*. 2009. Vol. 39, n° 4, pp. 689-709.

JOBLING, J. A., 2010. *The Helm dictionary of scientific bird names: from aalge to zusii*. London : HELM C.

JONES, J. H., EFFMANN, E. L. et SCHMIDT-NIELSEN, K., 1981. Control of air flow in lungs of birds : radiographic studies. *Respiration physiology*. 1981. Vol. 45, pp. 121-131.

JONES, M. P. et OROSZ, Susan E., 1996. Overview of avian neurology and neurological diseases. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 1996. Vol. 5, n° 3, pp. 150-164.

JONES, M. P. et OROSZ, Susan E., 2000. Diagnosis of Aspergillosis in Birds. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 2000. Vol. 9, n° 2, pp. 52-58.

JONES, M. P., PIERCE, K. E. et WARD, D., 2007. Avian Vision: A Review of Form and Function with Special Consideration to Birds of Prey. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 2007. Vol. 16, n° 2, pp. 69-87.

JONES, M. P., 2015. Avian Hematology. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2015. Vol. 18, n° 1, pp. 51-61.

JOURNAL OFFICIEL DE L'UNION EUROPÉENNE, 2014. *RÈGLEMENT (UE) No 1320/2014 DE LA COMMISSION du 1er décembre 2014 modifiant le règlement (CE) no 338/97 du Conseil relatif à la protection des espèces de faune et de flore sauvages par le contrôle de leur commerce* [en ligne]. Décembre 2014. [Consulté le 15 septembre 2016]. Disponible à l'adresse : <http://eur-lex.europa.eu/legal-content/FR/TXT/?uri=CELEX%3A32014R1320>

KORBEL, R., REESE, S. et HEGNER, K., 1998. Anatomical and clinical examination of the iridocorneal angle (gonioscopy) and the ciliary body in various bird species. In : *Proceedings of the Meeting of the European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians*. Chester, UK: European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians. 1998. pp. 330-41.

KOVALIK, P. et AL., 2016. *Cross reference between IOC 6.3 and H&M4(incl. Errata), Clements v2015, HBW/BL(vol1), HBW, Peters, TiF 3.06, BirdLife 8, S&M '93, IOC 6.2, IOC 6.1. Simplified version* [en ligne]. 2016. IOC Bird List. [Consulté le 29 septembre 2016]. Disponible à l'adresse : <http://www.worldbirdnames.org/updates/>

KRAMER, M. H. et HARRIS, D. J., 2010. Avian Blood Collection. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 2010. Vol. 19, n° 1, pp. 82-86.

KRAUTWALD-JUNGHANNS, M., VORBRÜGGEN, S. et BÖHME, J., 2015. Aspergillosis in Birds: An Overview of Treatment Options and Regimens. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 2015. Vol. 24, n° 3, pp. 296-307.

KRAUTWALD-JUNGHANNS, M.-E., SCHLOEMER, J. et PEES, M., 2008. Iodine-Based Contrast Media in Avian Medicine. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 2008. Vol. 17, n° 3, pp. 189-197.

KUSMIERCZYK, J., WALL, C. R., HOPPES, S., BUDKE, C. M. et SPAULDING, K. A., 2013. Comparison of Computed Tomographic Images of Birds Obtained With Sedation vs General Anesthesia. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 2013. Vol. 22, n° 3, pp. 251-257.

- LAMBERSKI, N., 1995. A diagnostic approach to feather picking. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 1995. Vol. 4, n° 4, pp. 161-168.
- LEVINE, B. S., 2003. Common disorders of Amazons, Australian Parakeets and African Grey Parrots. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 2003. Vol. 12, n° 3, pp. 125-130.
- LICHTENBERGER, Marla et KO, Jeff, 2007. Critical Care Monitoring. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. mai 2007. Vol. 10, n° 2, pp. 317-344. DOI 10.1016/j.cvex.2007.01.004.
- LICHTENBERGER, M., 2005. Determination of Indirect Blood Pressure in the Companion Bird. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 2005. Vol. 14, n° 2, pp. 149-152.
- LIERZ, M. et KORBEL, R., 2012. Anesthesia and Analgesia in Birds. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 2012. Vol. 21, n° 1, pp. 44-58.
- LIGHTFOOT, T. L. et YEAGER, J. M., 2008. Pet Bird Toxicity and Related Environmental Concerns. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2008. Vol. 11, n° 2, pp. 229-259.
- LONGLEY, Lesa, 2008. *Anaesthesia of Exotic Pets*. Londres : Saunders Elsevier.
- MACHIN, K. L., 2005. Avian Analgesia. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 2005. Vol. 14, n° 4, pp. 236-242.
- MACHIN (2), Karen L., 2005. Avian pain : Physiology and Evaluation. *Compendium*. 2005. pp. 98-109.
- MANS, C., 2014. Sedation of Pet Birds. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 2014. Vol. 23, n° 2, pp. 152-157.
- MARCHON, D. A. J., 2003. *Diagnostic différentiel des affections de la plume chez les Psittacidés : exemple de la Psittacine Beak and Feather Disease*. Thèse de doctorat vétérinaire. Créteil : Faculté de médecine de Créteil.
- MARTIN, S., 2007. The Art of Training Parrots. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 2007. Vol. 16, n° 1, pp. 11-18.
- MARTINHO, F., 2009. Indications and Techniques for Blood Transfusion in Birds. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 2009. Vol. 18, n° 2, pp. 112-116.
- MCDONALD, D., 2003. Feeding ecology and nutrition of Australian lorikeets. In : *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. Elsevier. 2003. pp. 195–204.
- MEEHAN, C.L. et MENCH, J.A., 2002. Environmental enrichment affects the fear and exploratory responses to novelty of young Amazon parrots.pdf. *Applied Animal Behaviour Science*. 2002. Vol. 79, pp. 75-88.
- MEJIA-FAVA, J. et COLITZ, C.M.H., 2014. Supplements for Exotic Pets. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2014. Vol. 17, n° 3, pp. 503-525.
- MINISTÈRE DE L'AGRICULTURE, DE L'ALIMENTATION, DE LA PÊCHE ET DES AFFAIRES RURALES ET LE MINISTRE DE L'ÉCOLOGIE ET DU DÉVELOPPEMENT DURABLE, 2004. *Arrêté du 10 août 2004 fixant les*

conditions d'autorisation de détention d'animaux de certaines espèces non domestiques dans les établissements d'élevage, de vente, de location, de transit ou de présentation au public d'animaux d'espèces non domestiques [en ligne]. août 2004. NOR: DEVN0430298A. [Consulté le 20 septembre 2016]. Disponible à l'adresse : <https://www.legifrance.gouv.fr/affichTexte.do?cidTexte=LEGITEXT000018810562>

MINISTÈRE DE L'AGRICULTURE ET DE LA PÊCHE ET LA MINISTRE DE L'ÉCOLOGIE ET DU DÉVELOPPEMENT DURABLE, 2006. *Arrêté du 24 mars 2006 modifiant les arrêtés du 17 avril 1981 modifié fixant les listes des oiseaux protégés sur l'ensemble du territoire et du 15 mai 1986 modifié fixant sur tout ou partie du territoire national des mesures de protection des oiseaux représentés dans le département de la Guyane* [en ligne]. 24 mars 2006. NOR: DEVN0650174A. [Consulté le 20 septembre 2016]. Disponible à l'adresse : <https://www.legifrance.gouv.fr/eli/arrete/2006/3/24/DEVN0650174A/jo/texte>

MINISTÈRE DE L'ÉCOLOGIE, DU DÉVELOPPEMENT DURABLE ET DE L'ÉNERGIE ET LE MINISTRE DE L'AGRICULTURE, DE L'AGROALIMENTAIRE, 2015. *Arrêté de Guyane : Arrêté du 25 mars 2015 fixant la liste des oiseaux représentés dans le département de la Guyane protégés sur l'ensemble du territoire et les modalités de leur protection* [en ligne]. 25 mars 2015. NOR: DEVL1502938A. [Consulté le 20 septembre 2016]. Disponible à l'adresse : <https://www.legifrance.gouv.fr/eli/arrete/2015/3/25/DEVL1502938A/jo/texte>

MINISTÈRE DES FINANCES ET DES COMPTES PUBLICS, 2015. *Règlement applicable aux espèces de faune et de flore sauvages menacées d'extinction, Circulaire du 02 Décembre 2015* [en ligne]. Décembre 2015. [Consulté le 20 septembre 2016]. Disponible à l'adresse : <http://www.actu-environnement.com/ae/reglementation/circulaire-du-02-12-2015-fcpd1529681c.php>

MITCHELL, E. B. et JOHNS, J., 2008. Avian Hematology and Related Disorders. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2008. Vol. 11, n° 3, pp. 501-522.

MONTESINOS, A. et ARDIACA, M., 2013. Acid-Base Status in the Avian Patient Using a Portable Point-of-Care Analyzer. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2013. Vol. 16, n° 1, pp. 47-69.

MORRISEY, J. K., 1997. Diseases of upper respiratory tract in companion birds. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 1997. Vol. 6, n° 4, pp. 195-200.

MURPHY, L. A., 2015. Environmental Toxicology: Considerations for Exotic Pets. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 2015. Vol. 24, n° 4, pp. 390-397.

MURRAY, M. J., 1997. Diagnostic techniques in avian medicine. In : *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. Elsevier. 1997. pp. 48-54.

NEVAREZ, J. G., 2005. Monitoring During Avian and Exotic Pet Anesthesia. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 2005. Vol. 14, n° 4, pp. 277-283.

NEWELL, S. M., ROBERTS, G. D. et BENNETT, R. A., 1997. Imaging techniques for avian lower respiratory diseases. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 1997. Vol. 6, n° 4, pp. 180-186.

- OROSZ, S. E., ENSLEY, P. K. et HAYNES, C. J., 1992. *Avian Surgical Anatomy : Thoracic and Pelvic Limbs*. Bellingham, USA : W B Saunders Co.
- OROSZ, S. E. et LICHTENBERGER, M., 2011. Avian Respiratory Distress: Etiology, Diagnosis, and Treatment. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2011. Vol. 14, n° 2, pp. 241-255.
- OROSZ, S. E., 2000. Overview of aspergillosis: pathogenesis and treatment options. In : *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. Elsevier. 2000. pp. 59–65.
- OROSZ, S. E., 2014. Clinical Avian Nutrition. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2014. Vol. 17, n° 3, pp. 397-413.
- OROSZ, Susan E. et BRADSHAW, G.A., 2007. Avian Neuroanatomy Revisited: From Clinical Principles to Avian Cognition. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. septembre 2007. Vol. 10, n° 3, pp. 775-802. DOI 10.1016/j.cvex.2007.06.001.
- OROSZ, Susan E., 2002. Clinical considerations of the thoracic limb. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2002. Vol. 5, n° 1, pp. 31–48.
- PALMEIRI, C., ROY, P., DHILLON, A.S. et SHIVAPRASAD, H.L., 2013. Avian Mycobacteriosis in Psittacines: A Retrospective Study of 123 Cases. *Journal of Comparative Pathology*. 2013. Vol. 148, n° 2-3, pp. 126-138.
- PANTCHEV, A., STING, R., BAUERFEIND, R., TYCZKA, J. et SACHSE, K., 2009. New real-time PCR tests for species-specific detection of *Chlamydophila psittaci* and *Chlamydophila abortus* from tissue samples. *The Veterinary Journal*. 2009. Vol. 181, n° 2, pp. 145-150.
- PASS, D. A., 1995. Normal anatomy of the avian skin and feathers. In : *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. Elsevier. 1995. pp. 152–160.
- PEES, M. et KRAUTWALD-JUNGHANNS, M., 2005. Avian echocardiography. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 2005. Vol. 14, n° 1, pp. 14-21.
- PEPPERBERG, I. M., 2010. Vocal learning in Grey parrots: A brief review of perception, production, and cross-species comparisons. *Brain and Language*. 2010. Vol. 115, n° 1, pp. 81-91.
- PERON, F., HOUMMADY, S., MAUNY, N. et BOVET, D., 2012. Touch screen device and music as enrichments to captive housing conditions of african grey parrots. *Journal of Veterinary Behavior: Clinical Applications and Research*. 2012. Vol. 7, n° 6, pp. 13-14.
- PHALEN, D. N., 2014. Update on the Diagnosis and Management of *Macrorhabdus Ornithogaster* (Formerly *Megabacteria*) in Avian Patients. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2014. Vol. 17, n° 2, pp. 203-210.
- POWERS, L. V., 2006. Common Procedures in Psittacines. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2006. Vol. 9, n° 2, pp. 287-302.
- POWERS (2), L. V., 2006. Techniques for Drug Delivery in Psittacine Birds. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 2006. Vol. 15, n° 3, pp. 193-200.

- PUSCHNER, B. et POPPENGA, R. H., 2009. Lead and Zinc Intoxication in Companion Birds. *Compendium*. 2009. Vol. 31, pp. 1-12.
- RAMIS, A., TARRES, J., FONDEVILA, D. et FERRER, L., 1996. Immunocytochemical study of the pathogenesis of Pacheco's disease in budgerigarS. *Veterinary Microbiology*. 1996. Vol. 52, pp. 49-61.
- RITCHIE, B. W., HARRISON, G. J. et HARRISON, L. R. (éd.), 1994. *Avian medicine: principles and application*. Lake Worth, Fla : Wingers Pub.
- RITCHIE, B. W., NIAGRO, F. D., LATIMER, K. S., PRITCHARD, N., CAMPAGNOLI, R. P. et LUKERT, P. D., 1996. An inactivated avian polyomavirus vaccine is safe and immunogenic in various psittaciformes.pdf. *Vaccine*. 1996. Vol. 14, n° 12, pp. 1103-1107.
- ROMAN, Yannick, 2004. Gestes d'urgence chez les oiseaux. In : *Premier congrès international sur les animaux exotiques de l'association Yaboumba*. Siem Reap. 2004. pp. 49-51.
- ROMAN (2), Yannick, 2004. Thérapeutique chez les oiseaux. In : *Premier congrès international sur les animaux exotiques de l'association Yaboumba*. Siem Reap. 2004. pp. 52-57.
- ROSEN, L. B., 2012. Avian Reproductive Disorders. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 2012. Vol. 21, n° 2, pp. 124-131.
- ROSENTHAL, K. L., 2004. Therapeutic contraindications in exotic pets. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 2004. Vol. 13, n° 1, pp. 44-48.
- ROSET, K., 2012. Clinical Technique: Tube Feeding the Avian Patient. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 2012. Vol. 21, n° 2, pp. 149-157.
- ROSSKOPF, W. J., 2003. Common conditions and syndromes of Canaries, Finches, Lories and Lorikeets, Lovebirds and Macaws. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 2003. Vol. 12, n° 3, pp. 131-143.
- ROZEK, J. C. et MILLAM, J. R., 2011. Preference and motivation for different diet forms and their effect on motivation for a foraging enrichment in captive Orange-winged Amazon parrots (*Amazona amazonica*). *Applied Animal Behaviour Science*. 2011. Vol. 129, n° 2-4, pp. 153-161.
- ROZEK, Jessica C., DANNER, Lindsey M., STUCKY, Paul A. et MILLAM, James R., 2010. Over-sized pellets naturalize foraging time of captive Orange-winged Amazon parrots (*Amazona amazonica*). *Applied Animal Behaviour Science*. juin 2010. Vol. 125, n° 1-2, pp. 80-87. DOI 10.1016/j.applanim.2010.03.001.
- RUPLEY, A. E. et SIMONE-FREILICHER, E., 2015. Psittacine Wellness Management and Environmental Enrichment. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2015. Vol. 18, n° 2, pp. 197-211.
- SAMOUR, Jaime, 2008. *Avian Medecine*. 2ème. Abu Dhabi : Elsevier.
- SCHMID, R., DOHERR, M. G. et STEIGER, A., 2006. The influence of the breeding method on the behaviour of adult African grey parrots (*Psittacus erithacus*). *Applied Animal Behaviour Science*. 2006. Vol. 98, n° 3-4, pp. 293-307.

SCHNELLBACHER, R., STEVENS, A. G., MITCHELL, M. A., BEAUFRERE, H. et TULLY, T. N., 2010. Use of a Dental Composite to Correct Beak Deviation in Psittacine Species. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 2010. Vol. 19, n° 4, pp. 290-297.

SCHNELLBACHER, Rodney, DA CUHNA, Anderson, OLSON, Emily E. et MAYER, Joerg, 2014. Arterial Catheterization, Interpretation, and Treatment of Arterial Blood Pressures and Blood Gases in Birds. *Journal of Exotic Pet Medicine*. avril 2014. Vol. 23, n° 2, pp. 129-141. DOI 10.1053/j.jepm.2014.02.015.

SCHULMAN, Mark, 2015. *Rapport annuel UICN 2015* [en ligne]. 2015. UICN. [Consulté le 9 septembre 2016]. Disponible à l'adresse : <https://www.iucn.org/fr/secretariat/rapports-annuels>

SCOTT, G. R. et WINMILL, A. J., 1960. Newcastle Disease in the Grey Parrot (*Psittacus Erithacus* L.). *Journal of Comparative Pathology and Therapeutics*. 1960. Vol. 70, pp. 115–119.

SEAL, B. S., KING, D. J. et BENNETT, J. D., 1996. Characterization of Newcastle disease virus vaccines by biological properties and sequence analysis of the hemagglutinin-neuraminidase protein gene. *Vaccine*. 1996. Vol. 14, n° 8, pp. 761-766.

SEIBERT, Lynne M. et CROWELL-DAVIS, Sharon L., 2001. Gender effects on aggression, dominance rank, and affiliative behaviors in a flock of captive adult cockatiels (*Nymphicus hollandicus*). *Applied Animal Behaviour Science*. 2001. Vol. 71, pp. 155-170.

SEIBERT, Lynne M., 2007. Husbandry considerations for better behavioral health in psittacine species. *Compendium*. 2007. Vol. 29, n° 5, pp. 303-306.

SHAW, S., TULLY, T. et NEVAREZ, J. G., 2009. Avian Transfusion Medicine. *Compendium*. 2009. Vol. 31, n° 12, pp. 1-7.

SHEPPARD, C. et DIERENFIELD, E., 2002. Iron Storage Disease in Birds: Speculation on Etiology, Implications for Captive Husbandry. *Journal of avian medicine and surgery*. 2002. Vol. 16, n° 3, pp. 192-197.

SHIVAPRASAD, H. L. et PALMEIRI, C., 2012. Pathology of Mycobacteriosis in Birds. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2012. Vol. 15, n° 1, pp. 41-55.

SILVERMAN, S. et TELL, L. A., 2010. *Radiology of birds: an atlas of normal anatomy and positioning*. St. Louis, Mo : Saunders/Elsevier. OCLC: 699309423

STAHL, Scott et KRONFELD, David, 1998. Veterinary nutrition of large psittacines. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 1998. Vol. 7, n° 3, pp. 128-134.

STYLES, D. K., TOMASZEWSKI, E., JAEGER, L. A. et PHALEN, D. N., 2004. Psittacid herpesviruses associated with mucosal papillomas in neotropical parrots. *Virology*. 2004. Vol. 325, n° 1, pp. 24-35.

SWAYNE, D. E. (éd.), 2008. *Avian influenza*. 1st ed. Ames, Iowa : Blackwell Pub.

TAYLOR, M. et MURRAY, M. J., 1999. Endoscopic examination and therapy of the avian gastrointestinal tract. In : *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. Elsevier. 1999. pp. 110–114.

- TAYLOR, M., 1997. Endoscopic diagnosis of avian respiratory tract diseases. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 1997. Vol. 6, n° 4, pp. 187-194.
- TULLY, T. N., LAWTON, M. P. C., DORRESTEIN, G. M. et JONES, A. K. (éd.), 2009. *Avian medicine handbook*. 2ème. Butterworth-Heinemann. SF994 .A93 2000
- TULLY, T. N., 1995. Avian respiratory diseases : clinical overview. *Journal of avian medicine and surgery*. 1995. Vol. 9, n° 3, pp. 162-174.
- UICN, 2012. *The UICN Red List of Threatened Species* [en ligne]. 2012. Birdlife International. [Consulté le 10 janvier 2016]. Disponible à l'adresse : <http://www.iucnredlist.org/>
- UICN, 2015. *UICN Statuts et Règlements Révision d'Octobre 2015* [en ligne]. 2015. UICN. [Consulté le 9 septembre 2016]. Disponible à l'adresse : <https://cmsdata.iucn.org/fr/node/568>
- VAN ZEELAND, Y., SCHOEMAKER, N., RAVESTEIJN, M. M., MOL, M. et LUMEIJ, J. T., 2013. Efficacy of foraging enrichments to increase foraging time in Grey parrots (*Psittacus erithacus erithacus*). *Applied Animal Behaviour Science*. 2013. Vol. 149, n° 1-4, pp. 87-102.
- VANDERHEYDEN, N., 1997. Clinical manifestations of Mycobacteriosis in pet Birds. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 1997. Vol. 6, n° 1, pp. 18-24.
- VANROMPAY, D., LUBLIN, A., VANLOOCK, M. et MULENGA, S., 2000. Serology of Chlamydiaceae psittaci infections in psittaciformes.pdf. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 2000. Vol. 9, n° 1, pp. 43-49.
- VELASCO, C., 2000. Candidiasis and Cryptococcosis in birds. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 2000. Vol. 9, n° 2, pp. 75-81.
- WELLE, K. R., 2011. Maximizing Avian Wellness Examinations. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 2011. Vol. 20, n° 2, pp. 86-97.
- WELLEHAN, J. F., CHILDRESS, A. L., MARSCHANG, R., JOHNSON, A. J., LAMIRANDE, E. W., ROBERTS, J. F., VICKERS, M. L., GASKIN, J. M. et JACOBSON, E. R., 2009. Consensus nested PCR amplification and sequencing of diverse reptilian, avian, and mammalian orthoreoviruses. *Veterinary Microbiology*. 2009. Vol. 133, n° 1-2, pp. 34-42.
- WEST, AUNDRIA, 2011. A Brief Review of Chlamydia psittaci in Birds and Humans. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 2011. Vol. 20, n° 1, pp. 18-20.
- WEST, Gary, HEARD, Darryl et CAULKETT, Nigel, 2007. *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and anesthesia*. 1ère. Ames : Blackwell Pub.
- WHITTINGTON, J. K., 2013. Esophagostomy Feeding Tube Use and Placement in Exotic Pets. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 2013. Vol. 22, n° 2, pp. 178-191.
- WILLIAMS, D. L., 2012. *Ophthalmology of exotic pets*. 1ère. Cambridge : Wiley-Blackwell.
- WILSON, L., 1999. The Appropriate Bird for the Appropriate Owner. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 1999. Vol. 8, n° 4, pp. 165-173.

YOUNG, P., 62-71. Selected herpesviral diseases of birds. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 62-71. Vol. 4, n° 2, pp. 1995.

YPELAAR, I., BASSAMI, M. R., WILCOX, G. E. et RAIDAL, S. R., 1999. A universal polymerase chain reaction for the detection of psittacine beak and feather disease virus. *Veterinary microbiology*. 1999. Vol. 68, n° 1, pp. 141–148.

ZANDVLIET, M. N., 2005. Electrocardiography in psittacine birds and ferrets. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 2005. Vol. 14, n° 1, pp. 34-51.

ZOLLER, G., 2013. *Pathologie cardiovasculaire des oiseaux*. Thèse de doctorat vétérinaire. Lyon : Université Claude Bernard.

ANNEXES

Type	Parasites	Localisation dans l'hôte	Signes cliniques associés	Diagnostic	Transmission	Exemples de traitements médicaux	Mesures sanitaires
Arthropodes	Gale du bec et des pattes : <i>Knemidocoptes pilae</i>	Sous l'épiderme	Lésions croûteuses au niveau de : bec, cire, face, pattes, cloaque et bout des ailes	Clinique (visualisation des lésions) ou raclage cutané	Par contact ou via l'environnement	Ivermectine (0,2 mg/kg PO, SC, IM ; à répéter 15 jours après)	Nettoyage et désinfection de l'environnement + isoler les oiseaux atteints
	<i>Dermanyssus gallinae</i> : Poux rouges hématophages	Poux piqueurs présents en surface de l'oiseau uniquement pour le nourrissage puis se cachent dans les recoins sombres et les objets en bois dans la volière	Signes liés à l'anémie (dyspnée, mauvais état général, mort, etc...)	Poux difficilement observables sur les oiseaux ; inspecter les recoins sombres ou le bois dans l'environnement	Via l'environnement	Ivermectine (0,2 mg/kg PO, SC, IM ; à répéter 15 jours après)	Très résistants dans l'environnement donc vide sanitaire long + changer tout le matériel en bois de l'enclos
	Poux broyeurs (histophages) : <i>Neopsittacoirmus</i> sp., <i>Psittacoirmus</i> sp., etc.	En surface	Epaississement de la peau, prurit, picage, détérioration du plumage, etc...	Observation directe des parasites ou des oeufs collés aux plumes	Par contact ou via l'environnement	Pyréthrine ou Carbaryl en poudre à saupoudrer sur le plumage	Traitement de l'environnement (poudres) recommandé
	Puces piqueuses : <i>Echidnophaga gallinacea</i>	En surface souvent fixé aux plumes de la tête	Signes liés à l'anémie (dyspnée, mauvais état général, mort, etc...) + prurit	Observation directe des parasites	Via l'environnement	Pyréthrine en poudre à saupoudrer sur le plumage	Isoler les perroquets des volailles
	Tiques (<i>Ixodes</i> sp., etc...)	En surface	Signes liés à l'anémie (dyspnée, mauvais état général, mort, etc...)	Observation directe des parasites	Via l'environnement	-	Retirer la tique le plus rapidement possible

Annexe 2 : Endoparasites fréquemment rencontrés chez les Pittacidés (partie 1/3) (réalisation personnelle d'après SAMOUR 2008, DONELEY 2009 et CARPENTER, MARION 2013).

Type	Parasites	Localisation dans l'hôte	Signes cliniques associés	Diagnostic	Matériel contaminant	Exemples de traitements médicaux	Mesures sanitaires
Protozoaires	<i>Eimeria</i> spp. et <i>Isopora</i> spp.	Muqueuse intestinale	Souvent asymptomatique, sinon : diarrhée (± hémorragique), amaigrissement, atteinte de l'état général	Coprocopie (attention, les signes cliniques peuvent apparaître avant que les oocystes ne soient détectables dans les fèces)	Fèces (oocystes sporulés) - contamination par ingestion	Métronidazole (10-30 mg/kg PO BID sur 10 jours ou 10 mg/kg IM SID) ; Refaire un traitement 5 jours après	Nettoyage et désinfection quotidienne du matériel souillé par les fientes
	Cryptosporidies	Surface épithéliales (digestives, respiratoires, urinaires, etc...)	Souvent asymptomatique, sinon : déshydratation, dépression, anorexie, diarrhée, vomissements, troubles respiratoires (éternuements, jetage nasal, ...)	Coprocopie (oocystes) ou par analyses histologiques sur pièces nécropsiques après autopsie	Fèces (oocystes sporulés) - contamination par ingestion ou inhalation	Paromomycine (100 mg/kg PO BID pendant 7 jours)	Nettoyage et désinfection quotidienne du matériel souillé par les fientes + vide sanitaire (oocystes résistants dans l'environnement)
	Microsporidiose = Encéphalitozoonose (<i>Encephalitozoon helium</i>)	Parasite intracellulaire obligatoirement touchant différents tissus (tube digestif, reins, foie, cornée, tractus respiratoire, etc...)	Non-spécifiques : diarrhée, anorexie, abattement, amaigrissement, troubles respiratoires, kératoconjonctivite	PCR ou par analyses histologiques sur pièces nécropsiques après autopsie	Fèces (oocystes sporulés) - contamination par ingestion ou inhalation	Albendazole (25 mg/kg PO SID sur 90 jours ou 50 mg/kg PO SID sur 5 jours)	Nettoyage et désinfection quotidienne du matériel souillé par les fientes + vide sanitaire

Annexe 3 : Endoparasites fréquemment rencontrés chez les Psittacidés (partie 2/3) (réalisation personnelle d'après SAMOUR 2008, DONELEY 2009 et CARPENTER, MARION 2013).

Type	Parasites	Localisation dans l'hôte	Signes cliniques associés	Diagnostic	Matériel contaminant	Exemples de traitements médicaux	Mesures sanitaires
Protozoaires	<i>Toxoplasma gondii</i>	Trachyzoïtes dans les cellules phagocytaires mononucléées	Anorexie, amaigrissement, ataxie, conjonctivite, perte de la vue, mort.	Analyses histologiques sur pièces nécropsiques après autopsie	Oocystes dans les fécès de chats - contamination par ingestion	Pyriméthamine (0,5-1 mg/kg PO BID sur 30 jours) associée au Triméthoprime-Sulfadiazine (30 mg/kg PO BID à TID)	Maintenir le perroquet hors de portée des chats et de leurs litières
	<i>Giardia psittaci</i>	Tube digestif	Entérite : amaigrissement, graines non digérées dans les fientes, diarrhée chronique, abattement, mortalité néonatale élevée, etc.	Visualisation sur un étalement frais de selles (mais excrétion intermittente)	Fécès (cystes) - contamination par ingestion	Métronidazole (10-30 mg/kg PO BID sur 10 jours ou 10 mg/kg IM SID)	Nettoyage et désinfection quotidienne du matériel souillé par les fientes aux ammoniums quaternaires
	<i>Trichomonas gallinae</i>	Jabot	Signes associés à une ingluvite : régurgitations, amaigrissement, pyalisme, diarrhée, mort par inanition	Visualisation des parasites sur un lavage du jabot au NaCl (flagellés mobiles)	Nourriture contaminée (dont lait de jabot)	Ronidazole (6-10 mg/kg PO SID sur 6-10 jours ou 100-200 mg/L d'eau de boisson sur 7 jours)	Isoler les oiseaux porteurs
Nématodes	Ascaridés (<i>Ascaridia hermaphrodita</i> , <i>A. columbae</i> , etc.)	Tube digestif (principalement dans le duodénum)	Léthargie, mauvais état général, diarrhée, mort	Coproscopie (visualisation des œufs)	Contamination par ingestion de fientes ou de nourriture et d'eau souillées	Fenbendazole (33 mg/kg PO SID sur 3 jours ou 125 mg/L d'eau de boisson sur 5 jours)	Nettoyage et désinfection quotidienne de la cage et/ou vermifuger l'oiseau tous les 2-3 mois
	<i>Capillaria</i> (<i>C. annulata</i> et <i>C. obsignata</i>)	Jabot, œsophage et cavité buccale	Anorexie, dysphagie, diarrhée et amaigrissement	Coproscopie (visualisation des œufs)	Fécès - Transmission via nourriture souillée ou hôtes intermédiaires (= insectes)	Traitement difficile (nombreuses résistances aux anthelminthiques)	Nettoyage et désinfection quotidienne du matériel souillé par les fientes et contrôle des populations d'insectes

Annexe 4 : Endoparasites fréquemment rencontrés chez les Psittacidés (partie 3/3) (réalisation personnelle d'après SAMOUR 2008, DONELEY 2009 et CARPENTER, MARION 2013).

Type	Parasites	Localisation dans l'hôte	Signes cliniques associés	Diagnostic	Matériel contaminant	Exemples de traitements médicamenteux	Mesures sanitaires
Cestodes	<i>Raillietenia</i> sp.	Tube digestif	Anorexie, amaigrissement, diarrhée	Segments de vers (ou œufs) visibles à la coproscopie ou au fond de la cavité buccale	Contamination par ingestion de l'hôte intermédiaire (certains insectes)	Praziquantel (10 mg/kg PO, IM, SC ; répéter l'injection 7 jours après) + Fenbendazole (15 mg/kg PO SID sur 5 jours ou 33 mg/kg PO SID sur 3 jours)	Nettoyage et désinfection quotidienne du matériel souillé par les fientes et contrôle des populations d'insectes
	<i>Choanataenia</i> sp.						
	<i>Gastronemia</i> sp.						
	<i>Idiogenes</i> sp.						
	<i>Amoebataenia</i> sp.						
Arthropodes	Acaréens des sacs aériens : <i>Cytodites nudus</i> et <i>Sternostoma tracheacolum</i>	Arbre respiratoire (principalement trachée et sacs aériens) ; plutôt rares chez les Psittacidés	Augmentation des bruits respiratoires, perte ou modification de la voie, dyspnée et abattement	Difficile : visualisation des adultes dans la trachée ou identification des œufs à la coproscopie ou dans un lavage trachéal	Fécès - Contamination principalement au nid par les parents	Ivermectine (0,2 mg/kg PO, SC, IM ; à répéter 15 jours après) ; antibiothérapie parfois nécessaire pour contrôler les surinfections bactériennes concomitantes	Nettoyage et désinfection de l'environnement + isoler les oiseaux atteints

Type	Parasites	Localisation dans l'hôte	Signes cliniques associés	Diagnostic	Méthode de transmission	Traitement médical	Mesures sanitaires
Protozoaires	<i>Haemoproteus</i>	Dans les érythrocytes ou les cellules endothéliales des vaisseaux sanguins, poumons, foie et rate. Une fois infecté, l'oiseau est porteur pour le reste de sa vie.	Rarement symptomatique	Frottis sanguin (visualisation du parasite dans les cellules)	Via insectes piqueurs hématophages	Rarement nécessaire. Si besoin, utiliser la chloroquine associée à la primaquine	Protéger l'oiseau des insectes piqueurs hématophages
	<i>Plasmodium</i> = Malaria aviaire	Dans les érythrocytes, thrombocytes, leucocytes et cellules épithéliales. Une fois infecté, l'oiseau est porteur pour le reste de sa vie.	Signes clinique rares sauf en cas d'infestation massive (anémie, amaigrissement, abattement, dyspnée, hémoglobinurie, mort)	Frottis sanguin (visualisation du parasite dans les cellules)	Via certains moustiques (<i>Culex</i> et <i>Aedes</i>)	Souvent trop tard si l'oiseau est symptomatique mais les autres oiseaux en contact doivent être traités avec chloroquine + primaquine	Protéger l'oiseau des moustiques hématophages
	<i>Leucocytozoon</i>	Dans les érythrocytes et les leucocytes.	Anorexie, abattement, déshydratation, hémoglobinurie (due à une anémie hémolytique)	Frottis sanguin (visualisation du parasite dans les cellules)	Via mouches mordaises	Chloroquine + primaquine	Protéger l'oiseau des mouches mordaises

Annexe 6 : Intervalles de référence de la NFS de certaines espèces de Pittacidés (réalisation personnelle d'après CARPENTER, MARION 2013 et CLARK, BOARDMAN, RAYDAL, 2009

Espèces	Gris du Gabon	Amazones	Amazonne à front bleu	Aras	Ara bleu et jaune	Callopsitte	Cacatoès	Cacatoès à huppe jaune	Eclectus	Conure soleil	Youyou du Sénégal	
	<i>P. erithacus</i>	<i>Amazona</i> sp.	<i>A. aestiva</i>	<i>Ara</i> sp.	<i>A. ararauna</i>	<i>N. hollandicus</i>	<i>Cacatua</i> sp.	<i>C. galerita</i>	<i>E. roratus</i>	<i>A. solstitialis</i>	<i>P. senegalus</i>	
Paramètre	Unité											
Hématocrite	%	43 - 51	44 - 56	44 - 56	45 - 55	41 - 51	45 - 57	40 - 54	41 - 49	35 - 47	39 - 49	36 - 48
Cellules rouges	x 10 ⁶ /µL	3,0 - 3,6	2,6 - 3,5	2,6 - 3,5	2,5 - 4,5	2,7 - 3,5	2,5 - 4,7	2,5 - 2,95	2,4 - 3,0	2,4 - 3,9	2,5 - 4,0	2,4 - 4
Leucocytes	x10 ³ /µL	6,0 - 12	5,0 - 17	6,0 - 13	6,0 - 13,5	8,0 - 16	5,0 - 10	5,0 - 13	12 - 16	9,0 - 15	6,0 - 11,0	4 - 14
Hémoglobine	g/dL	14,2 - 17,0	13,8 - 17,9	13,8 - 17,9	14,8 - 18,9	14,8 - 18,9	-	12,0 - 14,8	13,8 - 17,1	11,5 - 16	12,0 - 16,0	11,0 - 16,0
Lymphocytes	%	19 - 50	20 - 67	22 - 65	20 - 50	18 - 53	25 - 55	20 - 50	22 - 56	23 - 57	20 - 49	25 - 45
Monocytes	%	0 - 2	0 - 2	0 - 1	0 - 3	0 - 2	0 - 2	0 - 2	0 - 2	0 - 1	0 - 1	0 - 2
Hétérophiles	%	45 - 73	31 - 71	33 - 72	45 - 70	49 - 71	40 - 70	45 - 72	44 - 75	46 - 70	44 - 72	55 - 57
Eosinophiles	%	0 - 1	0 - 0	0 - 1	0 - 2	0 - 1	0 - 2	0 - 2	0 - 1	0 - 1	0 - 1	0 - 1
Basophiles	%	0 - 1	0 - 2	0 - 1	0 - 5	0 - 1	0 - 6	0 - 1	0 - 1	à -1	0 - 2	0 - 1
MCV	fL	137 - 155	156 - 194	156 - 194	90 - 185	132 - 157	-	154 - 170	145 - 187	95 - 220	90 - 190	90 - 200
MCH	pg	41,9 - 52,8	44,7 - 58,6	44,7 - 58,6	27 - 53	49,4 - 56,4	-	45,0 - 55,5	53,8 - 60,6	27,0 - 55,0	28,0 - 55,0	27 - 55
MCHC	g/dL	28,9 - 34,0	28,9 - 35,8	28,9 - 35,8	23,0 - 32,0	34,7 - 39,8	-	24,1 - 32,9	33,3 - 37,6	22,0 - 33,0	23,0 - 31,0	23,0 - 32,0
Thrombocytes	K/µL	11 - 42	10 - 67	10 - 67	-	11 - 34	-	11 - 34	7 - 24	-	-	-

La mention '-' signifie que les valeurs ne sont pas connues.

Annexe 7 : Intervalles de référence de la biochimie sanguine de certaines espèces de Psittacides (réalisation personnelle d'après CARPENTER, MARION 2013 et CLARK, BOARDMAN, RAYDAL, 2009)

Espèces	Gris du Gabon	Amazones	Amazona à front bleu	Aras	Ara bleu et jaune	Callopsitte	Cacatoès	Cacatoès à huppe jaune	Eclectus	Conure soleil	Youyou du Sénégal	
	P. erithacus	Amazona sp.	A. aestiva	Ara sp.	A. ararauna	N. hollandicus	Cacatua sp.	C. galerita	E. roratus	A. solstitialis	P. senegalus	
Paramètres	Unité											
ASAT	UI/L	110 - 340	150 - 344	146 - 408	65 - 168	64 - 168	128 - 396	140 - 360	120 - 208	144 - 339	138 - 355	120 - 330
Protéines totales	g/dL	2,7 - 4,4	2,6 - 4,5	3,5 - 6,5	2,4 - 4,4	2,5 - 4,2	2,1 - 4,8	2,6 - 4,8	2,4 - 4,8	3,2 - 4,3	2,4 - 4,5	3 - 4,5
LDH	UI/L	154 - 378	160 - 368	158 - 366	70 - 220	69 - 220	122 - 378	208 - 414	118 - 374	198 - 386	155 - 346	150 - 350
Amylase	UI/L	415 - 626	184 - 478	184 - 478	239 - 564	239 - 516	113 - 870	228 - 876	-	150 - 645	-	190 - 550
Acides biliaires	µmol/L	12 - 96	33 - 154	34 - 140	7 - 100	27 - 86	44 - 108	34 - 112	24 - 98	30 - 110	12 - 92	20 - 85
Cholestérol	mg/dL	100 - 250	148 - 228	100 - 270	96 - 264	96 - 249	-	96 - 212	146 - 248	100 - 261	112 - 255	130 - 340
CPK	UI/L	140 - 411	117 - 425	130 - 417	88 - 361	92 - 380	160 - 420	147 - 418	164 - 396	132 - 410	153 - 372	100 - 330
Acide urique	mg/dL	2,2 - 11	2,2 - 10	2,3 - 10	1,8 - 12	1,9 - 11	3,4 - 11	3,8 - 11	2,2 - 11	2,0 - 11	2,2 - 12	2,3 - 16
Créatinine	mg/dL	0,1 - 0,4	0,1 - 0,4	0,1 - 0,4	0,1 - 0,5	0,1 - 0,5	0,1 - 0,4	0,1 - 0,4	-	0,1 - 0,4	-	0,1 - 0,4
Glucose	mg/dL	256 - 360	246 - 378	246 - 389	210 - 360	210 - 368	228 - 440	206 - 418	200 - 345	216 - 396	167 - 380	140 - 250
Calcium total	mg/dL	8 - 14	8 - 13,9	8,2 - 13,8	8,4 - 11,9	8,4 - 11,8	8,2 - 10,9	8,2 - 11,5	8 - 12	7 - 13,0	8 - 11,2	6,5 - 13
Calcium ionisé	mEq/L	0,96 - 1,22	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Phosphore	mg/dL	3,2 - 5,4	3,1 - 5,5	3,1 - 5,5	2,0 - 12,0	2,0 - 12,0	3,2 - 4,8	2,5 - 5,5	-	2,9 - 6,5	-	2,5 - 9,5
Potassium	mEq/L	2,9 - 4,6	3,0 - 4,5	3,0 - 4,5	2,0 - 5,0	2,0 - 5,0	2,4 - 4,6	2,5 - 4,5	-	3,5 - 4,3	-	3 - 5
Sodium	mEq/L	157 - 165	125 - 155	125 - 155	140 - 165	140 - 165	130 - 153	130 - 150	-	130 - 145	-	130 - 155

La mention '-' signifie que les valeurs ne sont pas connues.

Annexe 8 : Principales hypothèses diagnostiques d'une dyspnée (partie 1/2) (réalisation personnelle, liste non exhaustive).

Atteinte	Exemple	Cause ou agent pathogène	Pathogénie	Symptômes accompagnant la dyspnée	Diagnostic	Traitement	Bibliographie				
Effet de masse coelomique	Rétention d'œuf	Hypoprotéïnémie	Compression des sacs aériens empêchant leur bon fonctionnement d'où une diminution de la capacité ventilatoire	Abattement, abdomen distendu	Endoscopie	Visualisation de la cause	TRAITEMENT de la cause	GRAHAM 2004			
									Radiographie	Perte de contraste coelomique	
	Ascite	IC droite			Abcès, tumeur, etc.	Echographie	Laparoscopie	Visualisation de la cause	Visualisation de la cause	OROSZ et LICHTENBERG 2011	
											Masse coelomique
	Organomégalie	Hépatomégalie, etc.			Bornavirus	Mauvaise ventilation due à une obstruction des voies aériennes ou à une diminution de leur diamètre à cause de l'inflammation locale	Eternuements, sifflements à la respiration, parfois présence d'un jetage nasal séreux	Endoscopie	Visualisation du corps étranger	Retrait du corps étranger + anti-inflammatoires si besoin	OROSZ et LICHTENBERG 2011
	PDD	Bornavirus									
	Atteinte des voies respiratoires hautes	Sinusite infra-orbitaire			Hypovitaminose A	Obstruction des narines par des rhinolithes entraînant une mauvaise ventilation	Eternuements, sifflements à la respiration, parfois abcès sous-mandibulaire (surtout chez les Gris du Gabon)	Anamnèse	Ration alimentaire carencée en vitamine A	Correction de la ration et retrait des rhinolithes	GRAHAM 2004 (MORRISEY 1997)
		Rhinite ou sinusite infectieuse			<i>E. coli</i> , <i>Klebsiella</i> sp., etc.	Dépend de l'agent pathogène	Eternuements, sifflements à la respiration, jetage nasal mucopurulent	Culture bactérienne sur un lavage des sinus (antibiogramme conseillé)	Anti-inflammatoires et antibiotiques en fonction du germe	(FUDGE 2001)	
											Fongique

Annexe 9 : Principales hypothèses diagnostiques à envisager face à une dyspnée (partie 2/2) (réalisation personnelle, liste non exhaustive).

Atteinte	Exemple	Cause ou agent pathogène	Pathogénie	Symptômes accompagnant la dyspnée	Diagnostic	Traitement	Bibliographie	
Atteinte des voies respiratoires profondes (pneumonie, aérosaculite, etc.)	Infection bactérienne	Chlamydiaophilose (<i>C. psittaci</i>)	Chez les oiseaux, les signes sont plutôt digestifs (cf. détail dans l'annexe 10).	cf. détails dans le texte	cf. détails dans le texte			
		Tuberculose						
	Parasitaire	<i>Syngamum</i> sp., etc.						cf. annexe 1
	Fongique	Aspergillose (<i>A. fumigatus</i>)						
Traumatique	Fracture d'un os pneumatique avec hémorragie	Passage du sang ou de germes dans les voies respiratoires	Baisse de l'état général, boiterie ou mauvais port d'aile	Endoscopie	Sang ou signes d'infection dans les voies respiratoires	Antiinflammatoires et antibiotiques si nécessaire	GRAHAM 2004	
								Suite à un traumatisme, la paroi d'un sac peut se déchirer. La ventilation est alors moins efficace.
	Emphysème sous-cutané très important	Clinique	Observation de l'emphysème ou de la plaie	Traitement de soutien	OROSZ et LICHTENBERG 2011			
	Rupture d'un sac aérien					Plaie en regard d'un sac aérien	Commemoratifs	Traitement de la plaie
Toxique	Teflon, encens, tabac, friture, etc.	Congestion ou hémorragie pulmonaire pouvant causer la mort de l'animal	Jetage séreux, baisse de l'état général	Commemoratifs	Inhalation d'une solution saline et traitement de soutien	CLIPPINGER 1997		

Annexe 10 : Principales hypothèses diagnostiques à envisager face à une diarrhée (partie 1/2) (réalisation personnelle, liste non exhaustive).

Atteinte	Exemple	Cause ou agent pathogène	Epidémiologie et pathogénie	Symptômes accompagnant la diarrhée	Diagnostic	Pronostic	Bibliographie											
Causes digestives	Virales	PDD Maladie de Pacheco (Herpesvirus)	Contagion importante via les selles, les sécrétions oculaires et le jetage nasal. Touche principalement les oisillons. Les oiseaux guéris restent porteurs latents	Forme suraigüe (la plus fréquente) : Mort en 2-3 jours Forme aigüe : évolution en 2 à 5 semaines avec altération de l'état général, amaigrissement, diarrhée liquide jaunâtre à verdâtre et mort	Recherche de l'ADN du virus	PCR sur sang ou écouvillon cloacal	Pronostic très sombre (mortalité élevée)	(YOUNG 62-71)										
									Viruses ayant une affinité pour les cellules épithéliales et lymphoïdes et visant principalement le foie et la rate									
	Bactériennes		Tuberculose (<i>M. avium</i> et <i>M. tuberculosis</i> surtout)	Transmission directe par contact ou indirecte via l'eau ou les aliments souillés	Altération de l'état général, amaigrissement, parfois dyspnée et troubles nerveux	Culture	Sur selles ou pièces nécropsiques	Sombre	(DAHLHAUSE, SOLER-TOVAR, SAGGESE 2012)									
										Evolution lente et chronique	Recherche de l'ADN de la bactérie	PCR sur sang ou écouvillon cloacal	Traitement déconseillé (zoonose)	(SHIVAPRASAD, PALMEIRI 2012)				
															Chlamydiaophilose	Suspicion sur coprologie	Dépend de l'agent pathogène	DONOLEY 2009
	Levures		Cryptococcose (<i>C. neoformans</i>)															
	cf. détails dans le texte																	
	cf. partie IV-A																	

Annexe 11 : Principales hypothèses diagnostiques à envisager face à une diarrhée (partie 2/2) (réalisation personnelle, liste non exhaustive).

Atteinte	Exemple	Cause ou agent pathogène	Epidémiologie et pathogénie	Symptômes accompagnant la diarrhée	Diagnostic		Pronostic	Bibliographie
Causes extra-digestives	Intoxication	Plomb, Zinc, Cuivre, plantes, etc.	Ingestion accidentelle du toxique ou matériel (cage, jeux, etc.) non adapté à l'oiseau	Altération majeure de l'état générale, parfois dyspnée et signes neurologiques	Anamnèse	Utilisation d'un matériel non adapté à l'oiseau	cf. partie II-D-6	
					Commémoratifs	Ingestion d'éléments toxiques rapportée		
	Radiographie	Visualisation d'un corps étranger métallique	Phlébotomie (entraîne une augmentation de l'utilisation du fer stocké)	(SHEPPARD, DIERENFIELD 2002)				
	Imagerie médicale	Hépatomégalie, cardiomégalie et splénomégalie	Correction de la ration alimentaire	(DAVIES 2000)				
Maladies métaboliques	Maladie de stockage du fer	Régime alimentaire trop riche en fer ou en vitamine C. Celui-ci est absorbé puis stocké sous forme d'hémosidérine dans le foie.	Carences en vitamines (B12, etc.) et ration trop riche entraînant un stockage des lipides dans les hépatocytes	Signes non pathognomoniques : altération de l'état général, dyspnée, ascite, amaigrissement, etc.	Hématologie	Hypoprotéïnémie et augmentation des paramètres hépatiques	Utilisation de tannins possible	(GRUNKENMEYER 2010)
							Correction de la ration alimentaire	
				Anémie et coagulopathies	Histologie sur biopsie hépatique	Traitement de soutien		
				Dyspnée, obésité, etc.	Histologie sur biopsie hépatique	Réservé. Corriger l'alimentation		(DONELEY 2009)
	iatrogènes	Réaction à certains molécules (Kétoconazole, lévamisole, doxycycline, triméthoprime-sulfamide, etc.)		Altération de l'état général	Clinique	Apparition de la diarrhée peu de temps après l'initiation du traitement	Arrêt du traitement	CARPENTER, MARION 2013

Annexe 12 : Principales hypothèses diagnostiques à envisager face à des vomissements (partie 1/2) (réalisation personnelle, liste non exhaustive).

Atteinte	Exemple	Epidémiologie et pathogénie	Symptômes accompagnant les vomissements ou régurgitations	Diagnostic	Pronostic et traitement	Bibliographie				
Digestive	Virale	PDD	cf. détails dans le texte	Clinique	Symptômes et visualisation des lésions	Nystatine	(VELASCO 2000)			
								Kétoconazole	TULLY et al. 2009	
	Candidose	Germe communément présent dans la flore digestive qui profite d'une immunodéficience pour se développer, entraînant une ingluvie ou une proventriculite		Stase et dilatation du jabot causant des régurgitations mucoïdes, anorexie, dépôt caséux dans la cavité buccale, rhinite, etc.	Amphotéricine B	(PHALEN 2014)				
							Germe ubiquitaire	Localisée à la jonction entre proventricule et gésier (isthme)	Nystatine (efficacité aléatoire)	TULLY et al. 2009
	Contamination par fécès	Anorexie et amaigrissement chronique parfois accompagné de diarrhée avec méléna, anémie régénérative		Post-mortem	Raclage de l'isthme observé au microscope	Ulcérations de la muqueuse du proventricule				
							Portage sain fréquent	Coproscopie	Mise en évidence des levures dans les fécès	Histologie
	Pathogénie mal connue	Anorexie et amaigrissement chronique parfois accompagné de diarrhée avec méléna, anémie régénérative		Post-mortem	Raclage de l'isthme observé au microscope	Ulcérations de la muqueuse du proventricule				
							Obstruction haute du tube digestif : Corps étranger, tumeurs, parasitose...	-	Dépendant de la cause	Endoscopie
	Mécanique	-		Dépendant de la cause	Endoscopie	Visualisation de l'obstruction				

Annexe 13 : Principales hypothèses diagnostiques à envisager face à des vomissements (partie 2/2) (réalisation personnelle, liste non exhaustive).

Atteinte	Exemple	Epidémiologie et pathogénie	Symptômes accompagnant les vomissements ou régurgitations	Diagnostic		Pronostic et traitement	Bibliographie	
Extra-digestives	Mécanique	Compression œsophagienne ou ingluviale (= du Jabot) : Goitre, cal osseux trop volumineux suite à une fracture d'un coracoïde, etc.	-	Dépendant de la cause	Endoscopie	Observation d'une zone de striction dans l'œsophage	Dépend de la cause Levée de l'obstruction (chirurgie)	ANDRE 2000
	Nerveuse	Stress, mal des transports, etc.	Phénomène aigu	Souvent aucun	Clinique et commémoratifs	Apparition des symptômes peu de temps après la mise en place du traitement	Traitement de la cause	ANDRE 2000
	latrogène	Sensibilité à certains molécules (kétococonazole, lévamisole, doxycycline, etc.)	-	-	-	-	Arrêt du traitement	ANDRE 2000
cf. partie II-D-6								
	Toxique							
	Comportementale	Régurgitations face au propriétaire en secouant la tête en avant/arrière	Parade pour le propriétaire qui est assimilé à un partenaire sexuel	Autres troubles du comportement : cris, agressivité, hyper-attachement	Clinique et commémoratifs	Thérapie comportementale	ANDRE 2000	

GRENTZINGER Pauline

**ELABORATION D'UN GUIDE PRATIQUE A LA CONSULTATION
DES PSITTACIDES ET PRESENTATION DES EXAMENS
COMPLEMENTAIRES DISPONIBLES CHEZ CETTE FAMILLE**

Thèse d'Etat de Doctorat Vétérinaire : Lyon, le 09 Décembre 2016

RESUME :

Les Psittacidés forment une famille d'oiseaux encore peu connue des vétérinaires français et pour cette raison, de nombreux praticiens préfèrent référer ces patients dans des structures spécialisées. Or tout vétérinaire peut être un jour confronté à un perroquet.

Ce guide pratique fournit donc au clinicien toutes les bases nécessaires à la consultation des Psittacidés en présentant les espèces auxquelles il peut être confronté, les principaux aspects pratiques de la prise en charge de ces oiseaux, ainsi que les conseils pour l'entretien de ces derniers au quotidien. Cet ouvrage permet ainsi que chaque clinicien ait les connaissances nécessaires pour être le garant du bien-être de ces animaux chez leur propriétaire mais également en clinique.

MOTS CLES :

- Perroquets
- Consultation médicale
- Imagerie pour le diagnostic
- Endoscopie vétérinaire
- Hématologie vétérinaire
- Pathologie vétérinaire

JURY :

Président : Monsieur le Professeur KIRKORIAN Gilbert
1er Assesseur : Madame le Docteur BOULOCHER Caroline
2ème Assesseur : Monsieur le Professeur CADORE Jean-Luc

DATE DE SOUTENANCE : 09 Décembre 2016

ADRESSE DE L'AUTEUR :

98 Rue Baron Leroy
30330 TRESQUES