



**HAL**  
open science

# Traitement orthopédique des fractures des membres chez les oiseaux

Arnaud Mercier

► **To cite this version:**

Arnaud Mercier. Traitement orthopédique des fractures des membres chez les oiseaux. Médecine vétérinaire et santé animale. 2006. dumas-04582062

**HAL Id: dumas-04582062**

**<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-04582062>**

Submitted on 21 May 2024

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

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

# TRAITEMENT ORTHOPEDIQUE DES FRACTURES DES MEMBRES CHEZ LES OISEAUX

---

THESE  
pour obtenir le grade de  
DOCTEUR VETERINAIRE

par

**Arnaud, Pierre, Jean MERCIER**  
Né, le 22 avril 1978 à NANTES (Loire Atlantique)

---

**Directeur de thèse : Monsieur le Docteur Jean-Yves Jouglar**

---

## JURY

PRESIDENT :

**M. Gérard CAMPISTRON**

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de  
TOULOUSE

ASSESEURS :

**M. Jean-Yves JOUGLAR**

Maître de conférence à l'Ecole Nationale  
Vétérinaire de TOULOUSE

**Mme. Patricia MEYNAUD – COLLARD**

Maître de conférence à l'Ecole Nationale  
Vétérinaire de TOULOUSE

# Partie 1/2

Remerciements,

A notre président de thèse

**Monsieur le Professeur Gérard CAMPISTRON**

Professeur des Universités

Praticien hospitalier

*Physiologie - Hématologie*

*Qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse.*

*Hommages respectueux.*

A notre jury de thèse

**Monsieur le Docteur Jean Yves JOUGLAR**

Maître de conférence à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

*Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de basse-cour*

*Qui a accepté d'assumer la direction de cette thèse et pour le temps précieux qu'il nous a consacré.*

*Sincère reconnaissance.*

**Madame le Docteur Patricia COLLARD-MEYNAUD**

Maître de conférence à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

*Pathologie chirurgicale*

*Qui a accepté de faire partie de notre jury de thèse et pour sa compréhension.*

*Sincères remerciements.*



**A Monsieur Christophe FEIX**  
Docteur Vétérinaire

*Pour son soutien, le partage de son expérience et le temps passé (et perdu) qu'il m'a consacré et surtout pour son amitié.*

**A mes oncles Olivier et Jean-François,**

*Pour m'avoir donné la passion de ce métier et m'avoir fait partager leur expérience.*

**A toute l'équipe de la clinique des oiseaux et de la faune sauvage de l'ENVT.**

*Pour toutes les connaissances qu'ils ont pu me transmettre dans une ambiance toujours agréable.*

**A Gwen**

*Pour tous les moments bons et mauvais passés ensemble durant toute cette aventure.*

**A tous mes amis**

*Qui ont su égayer mon quotidien jour après jour.*



## Table des Matières :

|   |           |
|---|-----------|
| <b>Liste des illustrations :</b> .....  | <b>13</b> |
| <b>INTRODUCTION :</b> .....   | <b>17</b> |
| <b>I.Rappels anatomo-physiologiques :</b> .....   | <b>19</b> |
| I.1. Anatomie musculo-squelettique des oiseaux : .....                                    | 19        |
| I.1.1. Organisation osseuse chez les oiseaux : .....                                      | 19        |
| I.1.1.1. Généralités : .....  | 19        |
| I.1.1.2. Organisation osseuse de la cage thoracique : .....                               | 20        |
| I.1.1.3. Organisation osseuse du membre thoracique .....                                  | 21        |
| I.1.1.4. Organisation osseuse du membre pelvien : .....                                   | 22        |
| I.1.2. Structure et guérison des os des oiseaux : .....                                   | 23        |
| I.1.3. Organisation musculaire des membres des oiseaux : .....                            | 25        |
| I.1.3.1. Organisation musculaire du membre thoracique : .....                             | 25        |
| I.1.3.1.1. Les muscles pectoraux : .....  | 25        |
| I.1.3.1.2. Le muscle supracoracoïde : .....   | 25        |
| I.1.3.1.3. Le muscle coracobrachial caudal : .....  | 25        |
| I.1.3.1.4. Les muscles de l'humérus : .....   | 26        |
| I.1.3.1.5. Les muscles majeurs de l'avant-bras dorsal : .....                             | 28        |
| I.1.3.1.6. Les muscles majeurs de l'avant-bras ventral : .....                            | 28        |
| I.1.3.1.7. Les muscles de la main : .....   | 29        |
| I.1.3.2. Organisation musculaire du membre pelvien : .....                                | 29        |
| I.1.3.2.1. Muscle iliotibial crânial : .....  | 29        |
| I.1.3.2.2. Muscle iliotibial latéral : .....  | 30        |
| I.1.3.2.3. Muscle semi-tendineux : .....  | 30        |
| I.1.3.2.4. Muscle semi-membraneux : .....   | 30        |
| I.1.3.2.5. Muscle iliofibulaire : .....   | 30        |
| I.1.3.2.6. Muscle fémorotibial externe (partie du muscle quadriceps fémoral) : .....      | 30        |
| I.1.3.2.7. Muscle fibulaire long : .....  | 32        |
| I.1.3.2.8. Muscle perforant fléchisseur du doigt IV : .....                               | 32        |
| I.1.3.2.9. Muscle tibial crânial : .....  | 32        |
| I.1.3.2.10. Muscle gastrocnémien : .....  | 32        |
| I.1.3.2.11. Anatomie musculaire de la hanche médiale : .....                              | 32        |
| I.2. Anatomie fonctionnelle du tractus respiratoire chez les oiseaux : .....              | 33        |
| I.2.1. La trachée : .....   | 33        |
| I.2.2. Les poumons : .....  | 33        |
| I.2.3. Les sacs aériens : .....   | 34        |
| I.2.4. Mécanismes de circulation de l'air dans l'appareil respiratoire des oiseaux: ..... | 34        |
| I.2.5. Conséquences lors d'anesthésie : .....   | 35        |
| I.3. Rappels sur le système cardiovasculaire des oiseaux : .....                          | 35        |
| I.4. Rappel sur la thermorégulation chez les oiseaux : .....                              | 36        |
| <b>II. Notions d'anesthésie et de préparation chirurgicale du patient :</b> .....         | <b>37</b> |



|  |    |
|--|----|
| II.1.Examen et préparation du patient avant anesthésie :.....                              | 37 |
| II.1.1.Contention : .....  | 37 |
| II.1.2.Examen d'un oiseau avant opération : .....  | 40 |
| II.1.2.1.Réalisation d'un examen clinique général :.....                                   | 40 |
| II.1.2.2.Examen clinique préanesthésique et préopératoire : .....                          | 42 |
| II.1.3.La radiographie orthopédique sur un oiseau traumatisé :.....                        | 43 |
| II.1.3.1.Contention et positionnement :.....   | 43 |
| II.1.3.2.Particularités radiographiques de l'anatomie des oiseaux :.....                   | 45 |
| II.1.3.3.Les fractures des membres: .....  | 45 |
| II.1.4.Préparation à l'anesthésie : .....  | 46 |
| II.2.Les différents types d'anesthésie et la catégorisation du risque anesthésique : ..... | 50 |
| II.3.Les anesthésiques : .....   | 51 |
| II.3.1.Les anesthésiques volatiles :.....  | 51 |
| II.3.2.Les anesthésiques injectables : .....   | 52 |
| II.3.2.1.Les voies d'administration : .....  | 53 |
| II.3.2.2.Anesthésiques injectables le plus couramment utilisés :.....                      | 53 |
| II.3.3.Le matériel d'anesthésie : .....  | 56 |
| II.4.Monitoring et surveillance de l'anesthésie :.....                                     | 57 |
| II.4.1.Surveillance clinique d'une anesthésie :.....                                       | 57 |
| II.4.2.Surveillance instrumentale d'une anesthésie :.....                                  | 59 |
| II.5.Techniques de réanimation et de support d'un oiseau opéré : .....                     | 61 |
| II.5.1.La fluidothérapie : .....   | 61 |
| II.5.2.La transfusion sanguine chez les oiseaux :.....                                     | 65 |
| II.5.3.Gestion du réveil d'un oiseau anesthésié :.....                                     | 66 |

### **III.Principales techniques de réduction et de fixation des fractures chez les oiseaux : ..... 69**

|   |     |
|---|-----|
| III.1.Fixation de fracture par coaptation externe : .....                         | 69  |
| III.1.1.Indications et préparation d'une telle méthode : .....                    | 70  |
| III.1.2.Réalisation :.....  | 71  |
| III.2.Fixation de fractures par technique chirurgicale chez les oiseaux : .....   | 73  |
| III.2.1.Généralités et diversité des différents systèmes de fixation :.....       | 73  |
| III.2.2.Matériel de réparation chirurgicale des fractures chez les oiseaux :..... | 74  |
| III.2.3.Voies d'abord chirurgicales selon la localisation des fractures : .....   | 76  |
| III.2.3.1.Le coracoïde et la clavicule : .....                                    | 76  |
| III.2.3.2.L'humérus proximal : .....  | 78  |
| III.2.3.3.L'humérus distal (approche dorsale) : .....                             | 81  |
| III.2.3.4.L'humérus distal (approche ventrale) : .....                            | 83  |
| III.2.3.5.Le radius et l'ulna proximaux : .....                                   | 85  |
| III.2.3.6.Le radius et l'ulna distaux : .....                                     | 87  |
| III.2.3.7.Le radius : .....   | 89  |
| III.2.3.8.Le métacarpe : .....  | 90  |
| III.2.3.9.L'articulation coxofémorale : .....                                     | 93  |
| III.2.3.10.Le fémur : .....   | 95  |
| III.2.3.11.Le tibiotarse : .....  | 97  |
| III.2.3.12.Le tarsométatarse et les phalanges : .....                             | 99  |
| III.2.4.Réalisation des différentes techniques employées :.....                   | 100 |
| III.2.4.1.Utilisation de fixateurs externes :.....                                | 100 |

|   |            |
|---|------------|
| III.2.4.2.Méthodes de fixation interne :.....   | 104        |
| III.2.4.2.1.Fixation par pose de clou centromédullaire et par cerclage : .....  | 105        |
| III.2.4.2.2.Fixation par pose de plaque à vis : .....   | 106        |
| III.2.4.2.3.Fixation par « shuttle pinning » ou broche-navette : .....  | 107        |
| III.2.4.2.4.Utilisation de polyméthylméthacrylate intramédullaire :.....  | 109        |
| III.2.5.Recommandations particulières quant au choix du type de fixation en fonction de l'os et du type de fracture : ..... | 110        |
| III.2.5.1.Fractures du membre thoracique :.....   | 110        |
| III.2.5.1.1.La clavicule : .....  | 111        |
| III.2.5.1.2.L'os coracoïde : .....  | 111        |
| III.2.5.1.3.L'humérus : .....   | 111        |
| III.2.5.1.4.Le radius et l'ulna : .....   | 112        |
| III.2.5.1.5.Les os carpiens, le carpométacarpe et les doigts :.....   | 113        |
| III.2.5.2.Fractures du membre pelvien : .....   | 113        |
| III.2.5.2.1.Le fémur : .....  | 113        |
| III.2.5.2.2.Le tibiotarse : .....   | 113        |
| III.2.5.2.3.Le tarsométatarse : .....   | 114        |
| III.2.6.Fermetures et sutures chez les oiseaux : .....  | 115        |
| <b>IV.Complications et traitements post-opératoires : .....</b>   | <b>117</b> |
| IV.1.Soins post-opératoires :.....  | 117        |
| IV.1.1.Gestion post-opératoire d'un oiseau : .....  | 117        |
| IV.1.2.L'antibiothérapie : .....  | 118        |
| IV.1.3.Les bandages et pansements : .....   | 119        |
| IV.2.Les traitements analgésiques : .....   | 119        |
| IV.2.1.Reconnaître la douleur chez un oiseau : .....  | 120        |
| IV.2.2.Traitement de la douleur : .....   | 120        |
| IV.2.2.1.Les opioïdes : .....   | 121        |
| IV.2.2.2.Les anti-inflammatoires non stéroïdiens (AINS) : .....   | 122        |
| IV.2.2.3.Les corticostéroïdes : .....   | 123        |
| IV.2.2.4.Les anesthésiques locaux : .....   | 123        |
| IV.3.Les complications après opérations :.....  | 123        |
| IV.3.1.Les ostéomyélites :.....   | 124        |
| IV.3.2.Les pseudarthroses, les non-unions et les séquestres : .....   | 125        |
| IV.3.3.Les gangrènes sèches : .....   | 126        |
| IV.3.4.Les paralysies et parésies : .....   | 126        |
| IV.3.5.Les amputations : .....  | 127        |
| <b>CONCLUSION : .....</b>   | <b>129</b> |
| <b>Bibliographie : .....</b>  | <b>131</b> |
| <b>ANNEXE 1 : Posologie des anesthésiques injectables utilisables chez les oiseaux :.....</b>                               | <b>137</b> |
| <b>ANNEXE 2 : Fluides de réhydratation utilisés chez les oiseaux :.....</b>   | <b>139</b> |
| <b>ANNEXE 3 : Posologies des antibiotiques utilisables chez les oiseaux.....</b>  | <b>141</b> |



## Liste des illustrations :

|   |     |
|---|-----|
| <u>Tableau 1</u> : Rythmes cardiaque et respiratoire d'oiseaux cliniquement sains.....  | 41  |
| <u>Tableau 2</u> : Récapitulatif des traitements envisagés chez des oiseaux de vol et de cage lors de fractures des membres thoraciques et pelviens. .... | 114 |
| <u>Tableau 3</u> : Usage des opioïdes chez les oiseaux : .....  | 121 |
| <u>Tableau 4</u> : usage des AINS chez les oiseaux : .....  | 123 |

|   |    |
|---|----|
| <b>Figure 1</b> : Squelette du pigeon, d'après JP André « Les maladies des oiseaux de cages et de volières. » Editions du Point Vétérinaire, 1990.....  | 20 |
| <b>Figure 2</b> : Anatomie musculaire de l'aile gauche, d'après Ritchie, Harrison and Harrison : « Avian Medicine : Principles and Applications » Wingers Publishing, 1994.....   | 27 |
| <b>Figure 3</b> : Anatomie musculaire de la jambe, d'après Ritchie, Harrison and Harrison : « Avian Medicine : Principles and Applications » Wingers Publishing, 1994.....  | 31 |
| <b>Figure 4</b> : Représentation schématique des sacs aériens, d'après JP André : « Oiseaux de cages et de volières. De la maladie à la bonne santé.» Editions du Point Vétérinaire, 2004...  | 34 |
| <b>Figure 5</b> : Contention d'un milan noir ( <i>Milvus migrans</i> ) à l'aide de gants (Photo A. Mercier).....  | 38 |
| <b>Figure 6</b> : Contention d'un oiseau de petite taille, type passereau, et examen des différentes parties du corps, d'après JP André, « Les maladies des oiseaux de cage et de volière », éditions du Point Vétérinaire, 1990..... | 39 |
| <b>Figure 7</b> : Contention d'un perroquet couché sur une table ou tenu dressé, d'après JP André : « Les maladies des oiseaux de cages et de volières », éditions du Point Vétérinaire, 1990....                                     | 39 |
| <b>Figure 8</b> : Contention d'un hibou moyen duc ( <i>Asio otus</i> ) à l'aide de ruban adhésif en vue d'un cliché radiographique (Photo clinique des oiseaux et de la faune sauvage, ENVT).....                                     | 44 |
| <b>Figure 9</b> : Positionnement d'un hibou moyen duc ( <i>Asio otus</i> ) tête en bas et aile gauche étendue pour son examen radiographique de face. (Photo clinique des oiseaux et de la faune sauvage, ENVT).....                  | 44 |
| <b>Figure 10</b> : Positionnement d'un hibou moyen duc ( <i>Asio otus</i> ) en vue d'une radiographie latérale de sa patte droite. (Photo clinique des oiseaux et de la faune sauvage, ENVT).....                                     | 44 |
| <b>Figure 11</b> : Masques faciaux utilisables chez les oiseaux (Photo A. Mercier).....   | 47 |
| <b>Figure 12</b> : Sondes endotrachéales utilisables chez les grands oiseaux (Photo A. Mercier)...  | 47 |
| <b>Figure 13</b> : Visualisation de la glotte à l'ouverture de la bouche, à la base de la langue chez un milan noir ( <i>Milvus migrans</i> ) (Photo A. Mercier).....   | 48 |
| <b>Figure 14</b> : Intubation de la glotte (Photo C. Feix).....   | 48 |
| <b>Figure 15</b> : Intubation du sac aérien thoracique caudal sur un perroquet gris du Gabon ( <i>Psittacus erithacus</i> ) (Photo C. Feix).....  | 49 |
| <b>Figure 16</b> : Bloc anesthésique (Photo C. Feix).....   | 56 |
| <b>Figure 17</b> : Plaque chauffante (Photo A. Mercier).....  | 59 |
| <b>Figure 18</b> : Réchauffement d'une poule ( <i>Gallus gallus</i> ) anesthésiée à l'aide d'une lampe chauffante (Photo C. Feix).....  | 59 |
| <b>Figure 19</b> : Suivi capnographique et électrocardiographique d'un vautour fauve ( <i>Gyps fulvus</i> ) anesthésié (Photo C. Feix).....   | 60 |
| <b>Figure 20</b> : Tracé capnographique lors de l'anesthésie d'un oiseau (Photo C. Feix).....   | 60 |
| <b>Figure 21</b> : Préparation à la pose d'un cathéter sur la veine ulnaire (Photo E. Gayard).....  | 63 |
| <b>Figure 22</b> : Pose du cathéter par ponction de la veine ulnaire (Photo E. Gayard).....   | 63 |
| <b>Figure 23</b> : Fixation du cathéter par suture à la peau (Photo E. Gayard).....   | 63 |

|   |    |
|---|----|
| <b>Figure 24</b> : Positionnement d'un cathéter intraosseux dans l'ulna proximal (Photo E. Gayard).....   | 64 |
| <b>Figure 25</b> : Cathéter recourbé a sa sortie de l'os (Photo E. Gayard).....   | 64 |
| <b>Figure 26</b> : Aspect radiographique du cathéter intraosseux en place (Photo C. Feix).....  | 65 |
| <b>Figure 27</b> : bandage en 8 sur un milan noir ( <i>Milvus migrans</i> ) (Photo C. Feix).....  | 70 |
| <b>Figure 28</b> : Réalisation d'un bandage en 8, d'après [55].....   | 72 |
| <b>Figure 29</b> : Perceuse basse vitesse utilisable en orthopédie des oiseaux (Photo A. Mercier).....  | 75 |
| <b>Figure 30</b> : Différents types de broches orthopédiques, pince coupante et mandrin utilisables chez les oiseaux (Photo A. Mercier).....  | 75 |
| <b>Figure 31</b> : Incision cutanée le long du bréchet lors de l'abord du coracoïde (Photo C. Feix).....  | 77 |
| <b>Figure 32</b> : Visualisation de l'os coracoïde après réclinaison des muscles pectoraux (Photo C. Feix).....   | 77 |
| <b>Figure 33</b> : Préparation de la voie d'abord de l'humérus proximal dorsal sur un vautour de Ruppell ( <i>Gyps rueppellii</i> ) (Photo A. Mercier).....                           | 79 |
| <b>Figure 34</b> : Ouverture du plan cutané pour une voie d'abord de l'humérus proximal dorsal (Photo A. Mercier).....  | 79 |
| <b>Figure 35</b> : Incision distale du muscle propatagial permettant un meilleur accès à l'humérus (Photo A. Mercier).....  | 80 |
| <b>Figure 36</b> : Préparation d'une voie d'abord de l'humérus distal dorsal (Photo A. Mercier).....  | 80 |
| <b>Figure 37</b> : Voie d'abord de l'humérus distal dorsal. A noter le nerf radial circulant obliquement par-dessus l'humérus (Photo A. Mercier).....                                 | 82 |
| <b>Figure 38</b> : Visualisation ventrale de l'humérus d'un vautour de Ruppell ( <i>Gyps rueppellii</i> ) (Photo A. Mercier).....   | 82 |
| <b>Figure 39</b> : Visualisation de l'humérus lors d'une voie d'abord ventrale chez un vautour de Ruppell ( <i>Gyps rueppellii</i> ) (Photo A. Mercier).....                          | 82 |
| <b>Figure 40</b> : Visualisation de l'abord proximal dorsal du radius et de l'ulna sur un vautour de Ruppell ( <i>Gyps rueppellii</i> ) (Photo A. Mercier).....                       | 84 |
| <b>Figure 41</b> : Voie d'abord proximale dorsale au radius et à l'ulna (Photo A. Mercier).....   | 84 |
| <b>Figure 42</b> : Vue dorsale de l'avant bras distal d'un vautour de Ruppell ( <i>Gyps rueppellii</i> ) (Photo A. Mercier).....  | 86 |
| <b>Figure 43</b> : Visualisation du radius par écartement du muscle extenseur radial des métacarpiens, lors d'une voie d'abord dorsale du radius et de l'ulna (Photo A. Mercier)..... | 86 |
| <b>Figure 44</b> : Visualisation ventrale du radius d'un aigle vocifer ( <i>Haliaeetus vocifer</i> ) par plumage (Photo A. Mercier).....  | 88 |
| <b>Figure 45</b> : Visualisation du radius par une voie d'abord ventrale chez un aigle vocifer ( <i>Haliaeetus vocifer</i> ) (Photo A. Mercier).....                                  | 88 |
| <b>Figure 46</b> : Visualisation du métacarpe d'un aigle vocifer ( <i>Haliaeetus vocifer</i> ) par plumage (Photo A. Mercier).....  | 91 |
| <b>Figure 47</b> : Mise en évidence du métacarpien majeur lors d'un abord ventral chez un aigle vocifer ( <i>Haliaeetus vocifer</i> ) (Photo A. Mercier).....                         | 91 |
| <b>Figure 48</b> : Repérage de l'articulation coxofémorale droite d'un aigle vocifer ( <i>Haliaeetus vocifer</i> ) par plumage (Photo A. Mercier).....                                | 92 |
| <b>Figure 49</b> : Cavité coxofémorale ouverte par abord latéral (Photo A. Mercier).....  | 92 |
| <b>Figure 50</b> : Visualisation du fémur par plumage chez un vautour de Ruppell ( <i>Gyps rueppellii</i> ) (Photo A. Mercier).....   | 94 |
| <b>Figure 51</b> : Visualisation de la diaphyse fémorale lors d'une voie d'abord latérale (Photo A. Mercier).....   | 94 |

|   |     |
|---|-----|
| <b>Figure 52</b> : Visualisation du tibiotarse d'un aigle vocifer ( <i>Haliaeetus vocifer</i> ) par plumage (Photo A. Mercier).....   | 96  |
| <b>Figure 53</b> : Masses musculaires à l'ouverture du tibiotarse lors d'une voie d'abord médiale (Photo A. Mercier).....   | 96  |
| <b>Figure 54</b> : Visualisation de la diaphyse tarsométatarsienne lors d'une voie d'abord médiale (Photo A. Mercier).....  | 96  |
| <b>Figure 55</b> : Ligne d'abord latérale du tarsométatarse d'un vautour de Ruppell ( <i>Gyps rueppellii</i> ) (Photo A. Mercier).....  | 98  |
| <b>Figure 56</b> : Ouverture cutanée lors d'une voie d'abord latérale du tarsométatarse (Photo A. Mercier).....   | 98  |
| <b>Figure 57</b> : Systèmes de fixateurs externes, d'après Bennett et Kuzma : « Le traitement des fractures chez les oiseaux », Journal of Zoo and Wildlife Medicine 23 : 5-38, 1992..... | 100 |
| <b>Figure 58</b> : SFE de type II relié à un CCM. De la résine a été utilisée comme barre de connexion (Photo C. Feix).....   | 102 |
| <b>Figure 59</b> : Exemple de radiographie illustrant l'utilisation d'un système de fixateurs externes de type II avec un CCM et des barres de connexion en résine (Photo C. Feix).....   | 102 |
| <b>Figure 60</b> : Broches d'un SFE de type II repliées avant liaison par de la résine (Photo C. Feix).....   | 102 |
| <b>Figure 61</b> : Exemple d'utilisation de clous centromédullaires lors d'une fracture radius-ulna (Photo A. Mercier).....   | 104 |
| <b>Figure 62</b> : Utilisation d'une broche-navette avec du PMM centromédullaire. D'après [17].....   | 108 |
| <b>Figure 63</b> : Utilisation d'une broche-navette avec du PMM centromédullaire. D'après [17].....   | 108 |
| <b>Figure 64</b> : Utilisation d'une broche-navette avec du PMM centromédullaire. D'après [17].....   | 108 |
| <b>Figure 65</b> : Injection de PMM intramédullaire, d'après [17].....  | 109 |
| <b>Figure 66</b> : Amputation de l'aile d'un faucon crécerelle ( <i>Falco tinnunculus</i> ) (Photo C. Feix).....  | 126 |



## INTRODUCTION :

La consultation des oiseaux chez le vétérinaire devient un sujet de plus en plus fréquent ; le développement des connaissances médicales et chirurgicales de ces animaux, l'engouement d'un nombre croissant de personnes pour eux et la plus grande collaboration entre vétérinaires et structures spécialisées pour oiseaux sauvages comme les volières et les fauconneries, font que la demande en soins pour les oiseaux s'accroît rapidement.

Parmi les motifs de consultation les plus fréquents, les traumatismes arrivent en première position et les fractures sont, de loin, les affections les mieux représentées dans cette catégorie. Peut être plus encore que chez un mammifère quadrupède, les fractures chez les oiseaux sont des traumatismes handicapants pour leur fonction de locomotion.

Cette étude va donc s'intéresser au traitement chirurgical des fractures chez l'oiseau et notamment celles concernant les membres pelviens et thoraciques. Par défaut nous étudierons essentiellement ces phénomènes parmi les oiseaux chez les psittacidés et les rapaces, même si quelques mentions particulières seront faites à propos d'autres espèces. La grande diversité anatomique et physiologique des différentes espèces d'oiseaux fait de l'exhaustivité une gageure.

Dans un premier temps, nous nous intéresserons à l'anatomie et à la physiologie particulière des oiseaux et de leurs os. Puis, nous nous pencherons sur les différentes étapes de la préparation des animaux aux interventions orthopédiques, de l'anesthésie au sens large à la médication préopératoire en passant par la fluidothérapie. Enfin, nous passerons en revue les différentes techniques de réduction et de fixation des fractures chez l'oiseau. Finalement, nous envisagerons les étapes du traitement suivant une intervention chirurgicale ainsi que les complications éventuelles.





# I. Rappels anatomo-physiologiques :

## I.1. Anatomie musculo-squelettique des oiseaux :

Comme pour tous les vertébrés, le squelette osseux des oiseaux joue un rôle prépondérant dans leur sustentation et leur locomotion. Néanmoins, ce squelette présente des particularités spécifiques à cet embranchement, tant au point de vue organisation qu'au point de vue constitution. Dans ce chapitre nous étudierons successivement chez les oiseaux, l'organisation squelettique, la structure osseuse fine et les répercussions de ces deux éléments sur les chirurgies osseuses.

### I.1.1. Organisation osseuse chez les oiseaux :

#### I.1.1.1. Généralités :

Les oiseaux sont caractérisés par leur adaptation primaire au vol et, même si certains genres ont abandonné ce type de locomotion, on retrouve encore chez tous les oiseaux des caractéristiques communes.

Ainsi si on part du squelette idéalisé du mammifère, tous les oiseaux se remarquent par la disposition particulière : **(Figure 1)**

- des os de leurs membres : [34]

- Pour le membre thoracique : on peut noter chez eux la disparition des doigts II, IV et V qui fusionnent avec le III. Le doigt I quant à lui reste vestigial sous forme de l'os alulaire.

- Pour le membre pelvien : les tarses et les métatarses fusionnent en un tarsométatarse ; le nombre de doigts quant à lui reste variable en fonction de l'espèce et s'échelonne de quatre, dans la majorité des cas, à deux pour l'autruche.

- des côtes : [34]

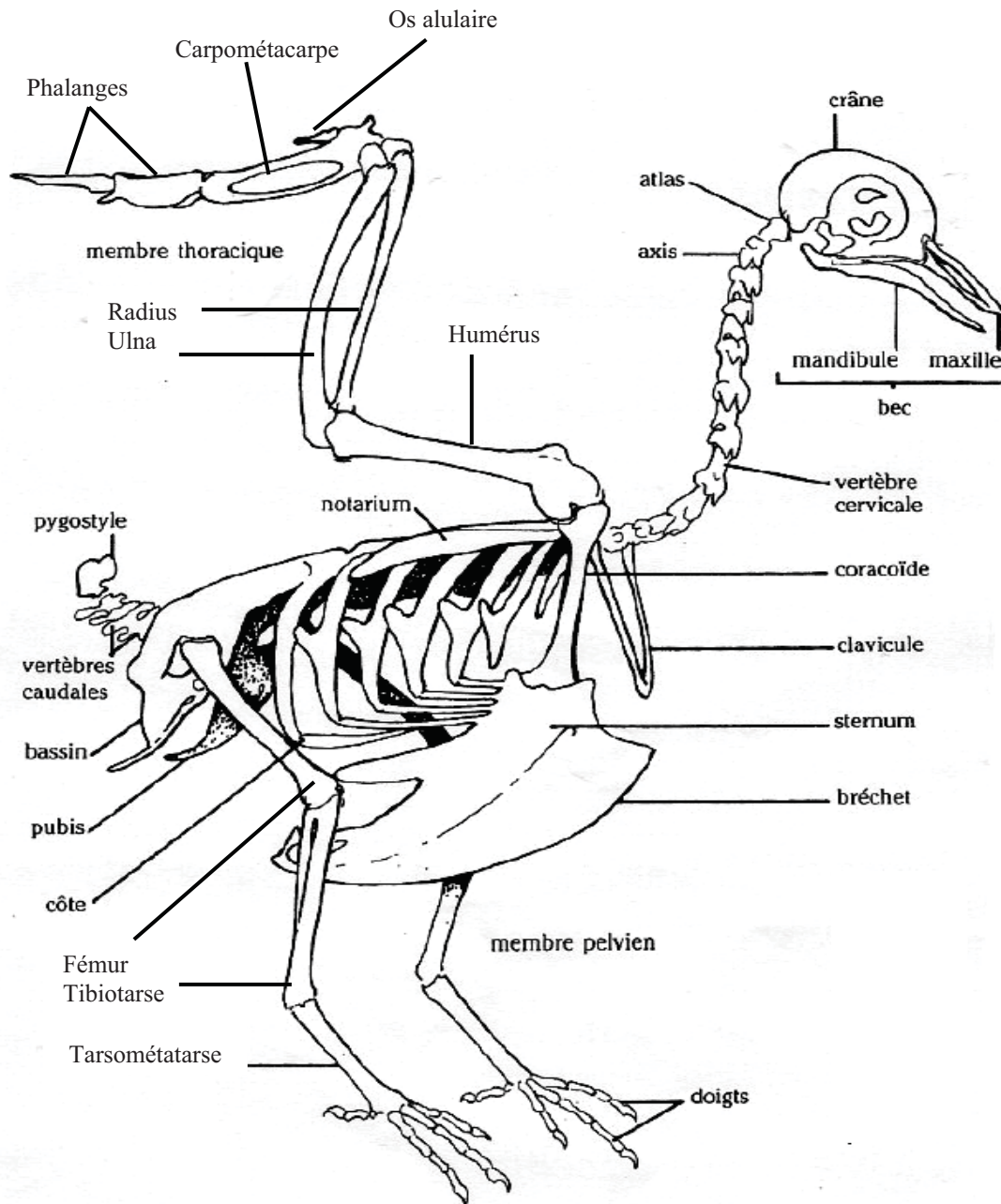
Il existe des côtes cervicales et thoraciques chez les oiseaux [57]. Elles s'organisent en une cage thoracique rigide, où la mobilité des côtes les unes par rapport aux autres a disparu. Sa forme aérodynamique s'approche d'une carène de bateau. [34, 63, 68]

On peut noter également que les vertèbres thoraciques se soudent plus ou moins en fonction de la famille concernée.

- des vertèbres :

Les vertèbres thoraciques se soudent totalement chez les galliformes et les colombiformes, partiellement chez les gruiformes et certains falconidés et pas du tout chez les autres familles d'oiseau [34]. Certaines vertèbres lombaires et sacrées se soudent en un synsacrum.

De plus, on peut noter que chez la plupart des espèces d'oiseaux, certains os sont laissés creux sur tout ou une partie de leur longueur, servant ainsi de réserve aérienne en relation avec les sacs aériens. Ces os sont dits pneumatés : il s'agit des os les plus proximaux tels que l'humérus, le fémur, les côtes, etc. [6, 34, 63, 87].



**Figure 1 :** Squelette du pigeon. (D'après JP André : « Les maladies des oiseaux de cages et de volières. » Editions du Point Vétérinaire, 1990).

#### I.1.1.2. Organisation osseuse de la cage thoracique : [34, 63, 68]

- le sternum :

Bien qu'il ne fasse pas partie de la cage thoracique, il est associé aux os coracoïdes. Il dispose d'une extension ventrale, la carène, qui sert d'attache aux puissants muscles pectoraux. La carène est plus développée chez les oiseaux à vol battu, en effet sa taille dépend du type de vol dont dispose l'oiseau, elle est donc absente chez les ratites. Chez les oiseaux plongeurs, le sternum se trouve allongé, alors que chez les cygnes et les grues, la portion crâniale du sternum est creusée pour contenir un ou plusieurs replis de la trachée. Le sternum a pour rôle de supporter et de protéger les viscères de l'oiseau durant le vol, c'est pourquoi l'espace entre

l'extrémité distale du sternum et les os pelviens est plus petit que chez les mammifères. Certaines espèces présentent un diverticule du sac aérien claviculaire dans leur sternum.

- les côtes :

Les côtes sont constituées de deux éléments articulés l'un par rapport à l'autre : la côte vertébrale dorsalement et la côte sternale ventralement. Les côtes sternales des oiseaux s'articulent avec le sternum et jouent le rôle des cartilages costaux chez les mammifères. Les côtes vertébrales s'articulent sur les vertèbres au niveau des processus transverses. Chez les oiseaux plongeurs, les côtes sont aplaties et allongées pour adopter une forme plus hydrodynamique. Certaines côtes vertébrales permettent caudalement un attachement de la musculature du tronc, ce qui renforce la cage thoracique contre les compressions.

- la scapula :

La scapula est attachée aux côtes par des ligaments. Elle est plus longue chez les oiseaux bons voiliers comparés aux oiseaux ne volant qu'occasionnellement. Chez les ratites et les frégates cet os a fusionné avec le coracoïde. Crânialement, la scapula s'articule avec le coracoïde et la clavicule ; leur jonction forme le foramen tri osseux au travers duquel passe le tendon du muscle supracoracoïde. La scapula et le coracoïde forment chacun une partie de la cavité glénoïde qui joue un rôle important dans l'abduction et l'adduction.

- la clavicule :

Chez les oiseaux, les deux clavicules ont fusionné pour donner la furcula ou os de la chance. Les muscles pectoraux s'attachent en partie à la clavicule. Plus l'angle formé par les parties fusionnées de la clavicule est large, plus l'oiseau est considéré comme un bon voilier. La clavicule permet de maintenir les ailes étendues notamment durant le vol. Chez les perroquets et les rapaces nocturnes, la clavicule présente une portion fibreuse alors que chez certaines espèces de perroquets et chez les ratites, elle a disparue.

- le coracoïde :

L'os coracoïde s'articule avec le sternum distalement et avec la clavicule, la scapula et l'humérus proximale. Cette jonction osseuse proximale forme le foramen triosseux. Le muscle supracoracoïde traverse ce foramen ; son changement de direction est important pour le vol, ce qui permet de relever l'aile. Avec son articulation au sternum, le coracoïde agit comme un support pour maintenir l'aile au sternum et transmettre les forces à la cage thoracique. Cet os court mais large empêche l'écrasement de la cage thoracique durant le vol. Quand un os coracoïde est cassé ou subluxé, l'oiseau est incapable de lever son aile au-dessus de l'horizontale. Il est important de palper cet os lorsqu'on examine un patient avec des problèmes orthopédiques, mais cela peut être difficile chez les oiseaux dotés d'une forte musculature pectorale.

### I.1.1.3. Organisation osseuse du membre thoracique [35, 63, 64, 68]

- L'humérus :

L'humérus est large à son extrémité proximale et présente une incurvation en son milieu qui est plus ou moins prononcée en fonction de l'aptitude au vol. Le tiers à la moitié proximale de cet os repose contre le corps ; on peut donc s'en servir comme d'une attelle naturelle pour les fractures survenues en ce point si l'aile est attachée au corps. La crête pectorale est large et projetée latéralement au point d'insertion des muscles pectoraux superficiels et profonds. La

tête de l'humérus s'articule dans la cavité glénoïde de la scapula. Le sac aérien claviculaire s'étend, via un grand foramen pneumatique médial dans l'humérus.

- Le radius et l'ulna : [66]

Ils sont souvent légèrement arqués, selon un angle dépendant du type de vol. L'extrémité distale de chaque os se courbe caudalement avant l'articulation avec les os carpiens. L'ulna est plus large que le radius et est située caudalement à ce dernier. Les rémiges secondaires s'insèrent directement dans la surface caudale de l'ulna. Ces plumes sont attachées entre elles par un ligament interrémigial qui les maintient espacées régulièrement et qui permet leur mouvement simultané lors du vol.

Fonctionnement : le radius et l'ulna fonctionnent simultanément quand ils étendent ou fléchissent la main et le coude. Quand le coude se fléchit, le carpe se fléchit aussi et inversement. L'extension de l'aile proximale déplace l'ulna distalement, forçant ainsi le métacarpe en extension.

- Les os de la main : [66]

• Le carpe :

Il n'est composé que des os carpiens radial et ulnaire [57]. Il ne représente que la rangée proximale des os carpiens sur un squelette de mammifère type, la rangée distale ayant disparue. L'os carpien ulnaire est absent chez les ratites.

• le carpométacarpe :

Il consiste en la fusion des os carpiens distaux et des os métacarpiens majeur et mineur. Cette fusion et l'organisation dans un plan de ces os sont importantes pour l'attache des rémiges primaires. Un grand processus extenseur sur le carpométacarpe proximal représente le métacarpien I vestigial. Les rémiges primaires s'insèrent sur la face dorsale du carpométacarpe.

• Les doigts :

+ Le doigt alulaire : il représente le premier doigt ou le pouce (doigt I). Il s'insère caudalement au métacarpien majeur. Cet os unique présente une grande mobilité : extension, flexion, abduction et adduction. Lorsqu'il est levé ou en abduction il évite la perte d'altitude en vol lent.

+ Le majeur ou doigt II: il est constitué de deux phalanges, l'une proximale et l'autre distale, qui sont aplaties dorso-ventralement. Ce doigt fournit une surface importante à l'insertion des rémiges primaires distales.

+ Le mineur ou doigt III : seule la phalange proximale est présente.

#### I.1.1.4. Organisation osseuse du membre pelvien :[63, 64, 65, 67]

- La ceinture pelvienne :

Elle est formée de l'ilium, de l'ischium et du pubis. Les os sont partiellement fusionnés entre eux et au synsacrum. Les deux os les plus volumineux sont l'ilium crânialement et l'ischium caudalement. L'acétabulum se situe entre l'ilium et l'ischium. L'os pubien s'incurve caudalement et ventralement à partir de ses attaches avec l'ischium.

- Le fémur :

Le fémur est un os massif, il est l'os avec le plus gros diamètre sur le membre pelvien. Il tend à s'arquer crânialement chez les galliformes mais reste droit chez les rapaces qui marchent plus et utilisent leurs pattes pour déchiqeter leurs proies.

- La patelle :

Elle est présente chez la plupart des espèces d'oiseaux et est élargie chez les petits échassiers. La patelle est considérée comme un os sésamoïde du muscle fémorotibial qui agit comme un muscle biceps fémoral. La patelle glisse dans une gouttière située entre les deux condyles fémoraux et appelée sulcus.

- Le tibiotarse :

Il est formé de la fusion du tibia distal avec les os tarsiens proximaux. L'extrémité proximale du tibiotarse possède une surface articulaire pour accueillir les condyles fémoraux. Les crêtes cnémiennes latérales et crânielles servent à augmenter la surface d'insertion des muscles extenseurs du poignet et des doigts. La crête cnémienne crâniale sert de repère anatomique pour la ponction de moelle osseuse et l'insertion de cathéter intraosseux. L'extrémité distale du tibiotarse se termine par les condyles tibiaux latéral et médial qui s'articulent sur le tarsométatarse.

- La fibula :

C'est un os très réduit chez les oiseaux ; très fin, plaqué contre le tibiotarse et ne s'étendant que sur les deux tiers de sa longueur. La fibula est fusionnée au tibiotarse par leur extrémité proximale. Du fait que la fibula soit courte et petite chez les oiseaux, la plupart d'entre eux ne peuvent pas effectuer de rotation de leurs jambes.

- Le tarsométatarse :

Il est formé de la fusion de l'os tarsal distal et des os métatarsiens. Proximement, le tarsométatarse possède des surfaces médiale et latérale d'articulation au tibiotarse. Le tarsométatarse est habituellement plus court que le tibiotarse, néanmoins chez les échassiers à longues jambes, les deux os semblent de la même longueur. Le tarsométatarse se termine par trois trochlées permettant l'articulation aux doigts II, III et IV. On trouve un canal intraosseux distalement pour le muscle extenseur du doigt IV (extensor brevis digit IV). Ce canal se trouve entre les trochlées des doigts III et IV. Une dépression est présente sur sa face médiale pour accueillir l'articulation du premier os métatarsien.

- Les doigts :

Sur le squelette schématisé d'un oiseau, le doigt I ou pouce, possède habituellement deux phalanges dont la première s'articule avec l'os métatarsien I. Le doigt II possède trois phalanges, le doigt III en a quatre et le doigt IV en a cinq. Le nombre de doigts et leur orientation sont très variables en fonction de l'espèce considérée.

### I.1.2. Structure et guérison des os des oiseaux :

Lorsqu'un vétérinaire envisage un traitement d'un traumatisme osseux chez un oiseau, la connaissance de la constitution, de l'organisation et de la guérison de ces os est précieuse ; elle permet d'administrer convenablement les soins et de donner un pronostic adéquat.

De manière générale, la structure des os des oiseaux est semblable à celle des mammifères. Ils ont deux fonctions majeures chez les oiseaux : soutenir la musculature et servir de réserve de calcium et de phosphore surtout pour les femelles pondant des œufs [54].

Schématiquement, l'os des oiseaux est un tube creux, formé des corticales, rempli d'un enchevêtrement de trabécules positionnées plus ou moins transversalement, constituant l'os spongieux. Contrairement aux mammifères, les os des oiseaux ne présentent pas de système haversien mais le remplacent par un système de trabécules [51]. Cet os est constitué avant tout



d'os cortical, très riche en calcium, que l'on retrouve dans les métaphyses et dans l'os spongieux, qui sont des structures de support allégées. La partie minérale de l'os confère la résistance aux forces de compression alors que les fibres organiques confèrent la résistance aux forces de flexion et de rotation [54].

Parmi les fibres organiques, le collagène est celle qui est la plus représentée. C'est une protéine hautement organisée entrant dans la composition des os, cartilages, peau, tendons et ligaments. Douze formes différentes de collagène ont été différenciées. Le collagène osseux est extrêmement résistant et lorsqu'il s'imprègne de microcristaux d'hydroxyapatite, il acquiert sa grande résistance aux forces de compression [101]. Les fibres de type I représentent le composant majeur des os même si les types V et XII sont également présents. Le cartilage quant à lui est constitué pour la plus grande partie de fibres de collagène de type II. Lors de la formation du collagène, il se produit une hydroxylation des acides aminés qui se fait en présence d'acide ascorbique. En cas de carence alimentaire, un collagène anormal est synthétisé. Lorsque du collagène normal est synthétisé, les ostéoïdes (constitués majoritairement de collagène) se transforment en os pleinement minéralisé. Les vésicules de matrice extracellulaire sont essentielles pour l'initiation de la minéralisation des ostéoïdes. Durant la calcification des vésicules de matrice extracellulaire, trois stades ont été différenciés dans la calcification des cartilages épiphysaires chez les mammifères :

- 1) La formation des vésicules de matrice extracellulaire et de microcristaux,
- 2) La formation de nodules minéraux et
- 3) L'alignement des cristaux avec les fibrilles de collagène.

Nous retrouvons les mêmes phénomènes dans la formation des os des oiseaux [101].

Les os des oiseaux ont subi dans leur structure l'adaptation au vol, c'est pourquoi ils sont constitués d'une corticale plus fine que celle ordinairement rencontrée chez les mammifères [56, 78, 79]. La médulla qui se trouve ainsi élargie, comporte moins d'éléments solides et se trouve moins riche en trabéculum que chez les mammifères, d'où une densité osseuse moyenne nettement inférieure chez les oiseaux [6]. La masse du squelette osseux étant allégée, ceci explique, d'un point de vue fonctionnel, que le squelette des oiseaux présente une gêne minimale au vol et à l'affranchissement de la pesanteur ; mais en contrepartie ces os se montrent plus fragiles et plus cassant. Lors de fracture, les corticales, plus fines que chez les mammifères, mais plus dures aussi, car plus riches en calcium, ont tendance à se briser comme du verre, en formant de nombreuses esquilles plutôt longilignes [6, 8, 13, 56, 59, 68, 78, 87, 90]. Ces esquilles servent, lors de la guérison, de support structurel et initient la production d'os, elles sont ensuite incorporées au cal de fracture [8]. Lors de chirurgie, le matériel d'ostéosynthèse a donc une moins bonne tenue chez les oiseaux que chez les mammifères [6, 13, 63, 64, 79] et le risque de fractures iatrogènes est important [6].

Le délai de guérison d'un os d'oiseau et l'importance du cal, sont inversement proportionnels au niveau d'immobilisation obtenu sur le site de fracture. La qualité de la guérison dépend ainsi de l'ampleur des déplacements, de l'intégrité de la vascularisation, de la présence d'infections et du degré de mobilité au niveau de la fracture [6, 8, 59, 101]. L'irrigation sanguine du site de fracture est indispensable à sa guérison, notamment via la circulation intramédullaire [8, 68]. Il est donc important d'assurer une immobilisation suffisante de la fracture pour permettre à cette circulation de se mettre en place le plus tôt possible. Chez les oiseaux c'est un cal provenant de l'endoste qui fournit un support de guérison précoce à une fracture, le cal venant du périoste ne se met en place que secondairement [59]. On peut remarquer que les fractures simultanées du radius et de l'ulna tendent à se guérir par fusion radiologique de ces deux os.

Certains os des oiseaux hébergent des diverticules des sacs aériens et sont donc appelés os pneumatisés, il faut prendre ce fait en considération lors d'interventions sur ces os où on aura

une contamination possible des foyers de fracture par voie sacculaire et inversement, une affection respiratoire peut se manifester après une fracture localisée sur l'un de ces os [6]. Les os distaux des membres et du thorax sont recouverts d'une fine couche de tissu mou, ce qui rend la guérison de ces tissus plus difficile. De même, la peau des oiseaux est plus fine et moins extensible que celle des mammifères. On aura donc plus fréquemment des fractures ouvertes qui sont par la même plus difficiles à soigner [6, 59, 68, 79].

### I.1.3. Organisation musculaire des membres des oiseaux :

#### I.1.3.1. Organisation musculaire du membre thoracique :(Figure 2) [15, 63, 68]

##### I.1.3.1.1. Les muscles pectoraux :

- Le muscle pectoral superficiel : (*M. pectoralis superficialis*)

Il prend son origine sur le sternum, la clavicule et le bréchet. Ses points d'insertion sont : la crête pectorale ventrale et l'humérus proximal (un petit chef de ce muscle peut s'insérer sur le complexe propatagial).

Son innervation est assurée par les nerfs pectoraux issus du fascia ventral.

La contraction du muscle pectoral superficiel provoque un abaissement de l'aile et un abaissement du bord d'attaque de l'aile, ce qui limite les turbulences dues au vol.

- Le muscle pectoral profond : (*M. pectoralis profundus*)

Ses origines sont le bréchet, la clavicule et le sternum. Il se termine en un tendon sur la crête pectorale. Il est lui aussi innervé par les nerfs pectoraux issus du fascia ventral. Son rôle est de tirer l'aile en avant juste après son abaissement. Dans le vol plané, il sert aussi à ramener l'aile dans sa position optimale. On constate donc que chez les oiseaux à vol battu, comme les rapaces nocturnes ou les psittacidés, ce muscle est assez peu développé.

##### I.1.3.1.2. Le muscle supracoracoïde : (*M. supracoracoideus*)

Ses origines sont le sternum et le coracoïde. Il va ensuite s'insérer sur le tubercule dorsal de l'humérus ; son tendon passant au travers du foramen triosseux. Son innervation se fait via une branche du nerf supracoracoïde issu du fascia ventral. Sa contraction permet le relèvement de l'aile grâce au changement de direction opéré dans le canal triosseux. Ce muscle est développé chez les pingouins, chez les oiseaux qui décollent selon un angle proche de la verticale et chez les oiseaux qui volent sur place.

##### I.1.3.1.3. Le muscle coracobrachial caudal : (*M. coracobrachialis caudalis*)

Son origine est située sur le coracoïde et le sternum. Son insertion se situe sur le tubercule ventral de l'humérus. Il est innervé par une branche du nerf coracobrachial caudal issu du fascia ventral. Le muscle coracobrachial caudal est abaisseur de l'aile mais son rôle véritable n'est pas vraiment connu.



#### I.1.3.1.4. Les muscles de l'humérus :

- Le muscle tenseur du propatagial : (*M. tensor propatagialis*)

Son origine est le coracoïde, la clavicule ou les deux. Il possède deux insertions majeures qui sont : le tendon de la pars longus qui s'insère sur le processus extenseur du carpométacarpe et le tendon de la pars brevis qui s'insère sur le radius et l'ulna proximal en s'attachant à l'origine des rémiges secondaires, formant ainsi le ligament interrémigial.

Il est innervé par le nerf axillaire. Le complexe propatagial est grand chez les psittacidés, il permet l'extension du métacarpe et des doigts tout en fléchissant le coude. Comme son nom l'indique le muscle tenseur du propatagial tend le propatagium ce qui est particulièrement important pour contrôler l'angle de l'aile. Tendre le propatagium est important durant le vol car il lui évite de vibrer ou de causer des turbulences lorsque l'air passe de part et d'autre. Il joue ainsi le même rôle que les ailes d'un avion.

- Le muscle deltoïde majeur : (*M. deltoideus major*)

Il prend son origine sur la scapula et la clavicule. Il s'insère sur la crête pectorale distale appartenant à l'humérus dorsolatéral. Son innervation se fait via le nerf axillaire. Ce muscle tire l'aile caudalement et dorsalement ce qui est important pour le vol battu.

- Le muscle deltoïde mineur : (*M. deltoideus minor*)

Son origine est sur la scapula et la clavicule. Il prend son insertion sur l'humérus proximal dorsolateralement. Il est innervé par le nerf axillaire. Il permet de tirer l'humérus crânialement ce qui est l'un des mouvements du relevé de l'aile.

- Le muscle triceps brachial : (*M. triceps brachii*)

Il possède trois chefs définissant son origine, le chef long qui prend son origine sur la scapula et les deux autres chefs s'insérant sur l'humérus. Il se termine sur l'articulation du coude, sur l'ulna proximal. Son innervation se fait via le nerf radial. L'action majeure du triceps brachial est d'étendre le coude ; même si son chef long permet de tirer l'humérus caudalement.

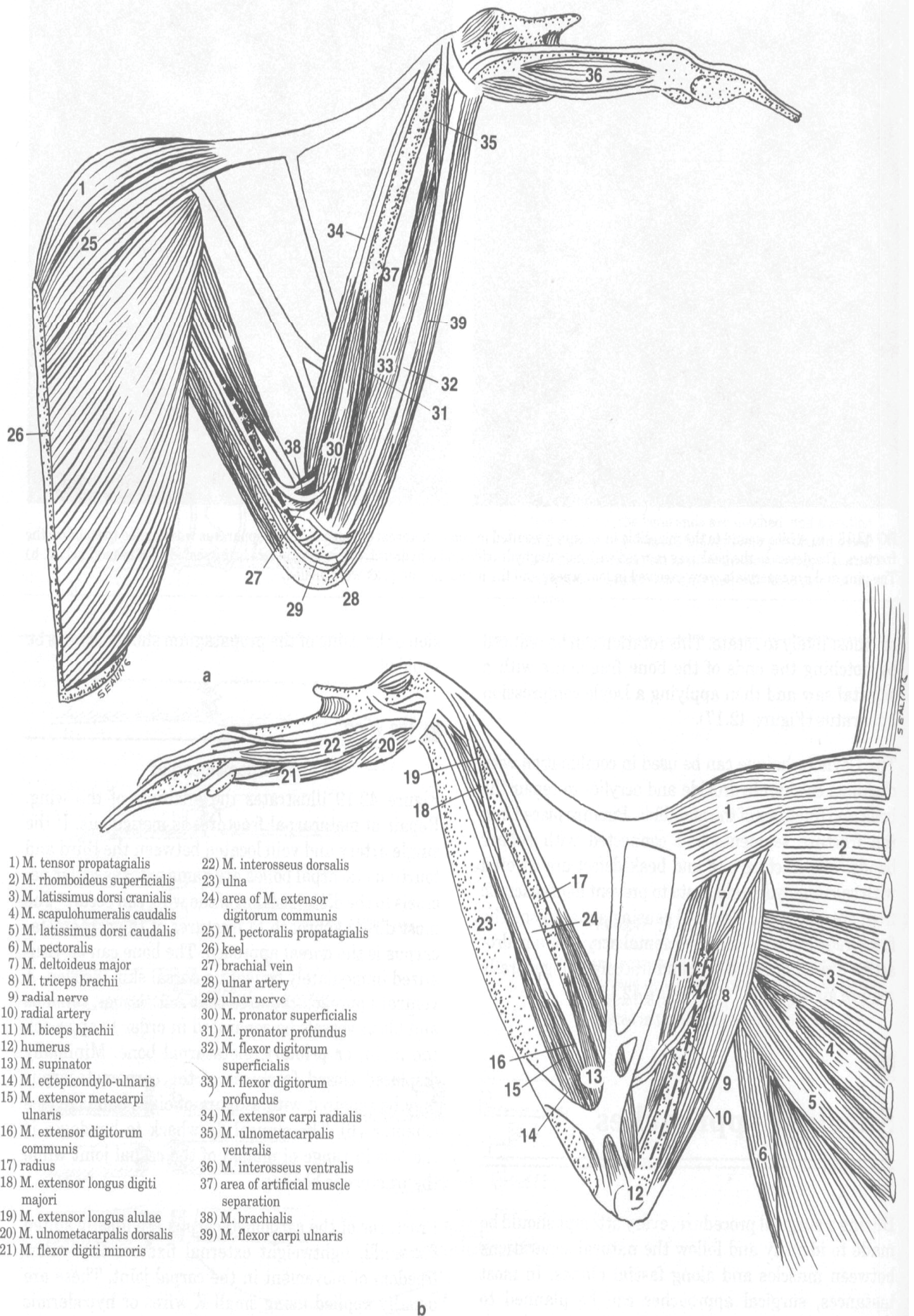
- Le muscle biceps brachial : (*M. biceps brachii*)

Il prend son origine sur la bordure crâniale de l'humérus proximal et se termine sur le radius et l'ulna proximal et dorsal. Il est innervé par le nerf brachial. Le muscle biceps brachial agit comme le fléchisseur principal de l'avant bras.

- Le muscle latissimus dorsal : (*M. latissimus dorsi*)

Il possède deux origines distinctes : le chef crânial s'attache caudalement aux vertèbres cervicales et crânialement aux processus épineux thoraciques. Le chef caudal s'attache caudalement aux vertèbres thoraciques et chez certaines espèces au synsacrum.

Il se termine en portion crâniale entre les deux parties du triceps et la portion caudale se termine en fonction de l'espèce en différents endroits de l'humérus. Cette portion est absente chez les pigeons et les pinsons. Ce muscle est innervé par le nerf latissimus dorsal. Le muscle latissimus dorsal repli l'aile lorsqu'il se rétracte.



**Figure 2 :** Anatomie musculaire de l'aile gauche. a) Vue ventrale. b) Vue dorsale. D'après Ritchie, Harrisson and Harrisson : « Avian Medicine : Principles and Applications » Wingers Publishing, 1994.



#### I.1.3.1.5. Les muscles majeurs de l'avant-bras dorsal : [66]

- Le muscle extenseur radial des métacarpiens : (*M. extensor metacarpi radialis*)

Origine : l'épicondyle dorsal de l'humérus. Terminaison : souvent deux tendons sur le processus extenseur du premier os métacarpien. Son innervation se fait grâce au nerf radial. Ce muscle fléchit le coude et étend le carpe et le métacarpe.

- Le muscle extenseur commun des doigts : (*M. extensor digitorum communis*)

Origine : l'épicondyle dorsal. Terminaison : en deux tendons, un court qui s'insère sur le doigt aluaire et un long qui s'insère sur l'extrémité proximale du majeur. Il est lui aussi innervé par le nerf radial. Ce muscle permet d'étendre le poignet et de plaquer l'aluaire contre le carpométacarpe.

- Le muscle supinateur : (*M. supinator*)

Origine : l'épicondyle dorsal. Terminaison : le bord proximal et crânial du radius. Il est innervé par le nerf radial. Le muscle supinateur permet d'élever le bord crânial de l'aile et de fléchir le coude. Cette action est importante pour le décollage.

- Le muscle extenseur ulnaire des métacarpiens : (*M. extensor metacarpi ulnaris*)

Origine : l'épicondyle dorsal de l'humérus. Terminaison : l'ulna et les rémiges secondaires ainsi que sur les os métacarpiens majeurs et mineurs. Ce muscle est innervé par le nerf radial. Il permet de fléchir l'avant bras et la main.

#### I.1.3.1.6. Les muscles majeurs de l'avant-bras ventral : [66]

- Les muscles pronateurs superficiel et profond : (*M. pronator superficialis* et *profundus*)

Origine des deux muscles : l'épicondyle ventral de l'humérus. Terminaison : le bord ventrocaudal du radius ; les insertions du muscle pronateur superficiel sont plus proximales que celles du pronateur profond. Ils sont innervés par le nerf médian. Ces deux muscles permettent de déprimer le propatagium, ce qui est important pour le vol en descente.

- Le muscle fléchisseur superficiel des doigts : (*M. flexor digitorum superficialis*)

Origine : l'épicondyle ventral de l'humérus. Terminaison : l'extrémité proximale de la phalange distale du majeur. Ce muscle est innervé par le nerf médian. Le muscle fléchisseur superficiel des doigts permet de fléchir ventralement ou d'étendre l'extrémité distale de l'aile.

- Le muscle fléchisseur profond des doigts : (*M. flexor digitorum profundus*)

Origine : la surface palmaire des doigts. Terminaison : la phalange distale du majeur. Ce muscle est innervé via le nerf médian. Le muscle fléchisseur profond des doigts permet de fléchir le poignet ainsi que d'étendre et de fléchir le majeur.

- Le muscle fléchisseur ulnaire du carpe : (*M. flexor carpi ulnaris*)

Origine : l'ulna et les rémiges secondaires. Il se termine sur l'os ulnaire carpien et est innervé par le nerf ulnaire. Son action est d'étendre les rémiges secondaires.

- Le muscle long extenseur du majeur : (*M. extensor longus digiti majoris*)

Ce muscle prend son origine sur le radius ventral et se termine en croisant le carpe pour s'insérer sur l'extrémité dorsale de la phalange distale du majeur. Il est innervé par le nerf radial. Ce muscle permet d'étendre le majeur et le poignet grâce à son insertion dorsale.

#### I.1.3.1.7. Les muscles de la main : [66]

- Le muscle dorsal interosseux : (*M. interosseus dorsalis*)

Il prend son origine sur les os métacarpiens mineur et majeur et il se termine sur la surface crâniale des phalanges du majeur. Ce muscle est innervé par le rameau profond du nerf radial et il permet l'extension du majeur.

- Le muscle dorsal ulnométacarpien : (*M. ulnometacarpalis dorsalis*)

Son origine est située sur la surface caudale de l'ulna distale. Sa terminaison se fait sur l'os métacarpien mineur et sur chacune des insertions des rémiges primaires. Il est innervé par le rameau profond du nerf radial. Le muscle dorsal ulnométacarpien permet de tirer les rémiges primaires médialement ou proximale ce qui évite les vides entre les rémiges primaires et secondaires.

- Le muscle fléchisseur du doigt mineur : (*M. flexor digiti minoris*)

Il prend son origine sur les os métacarpiens et se termine sur le doigt mineur. Il est innervé par le nerf ulnaire et permet la flexion du doigt mineur.

- Le muscle abducteur de l'alula : (*M. abductor alulae*)

Ce muscle prend son origine sur le tendon du muscle extenseur radial du métacarpe et il se termine proximoventralement sur l'alula. Il est innervé par le nerf médian. Son action principale est de tirer l'alula dans le plan auquel appartient le carpométacarpe.

- Le muscle fléchisseur de l'alula : (*M. flexor alulae*)

Ce muscle prend son origine sur l'os métacarpien majeur et se termine juste après le muscle abducteur de l'alula distalement. Il est innervé par le rameau profond du nerf médian. Le muscle fléchisseur de l'alula permet de fléchir l'alula et de la garder proche du carpométacarpe.

- Le muscle ventral interosseux : (*M. interosseus ventralis*)

Ce muscle prend son origine sur les os métacarpiens majeur et mineur et se termine caudalement sur les phalanges du majeur. Il est innervé par le nerf ulnaire. Le muscle ventral interosseux est fléchisseur du majeur.

#### I.1.3.2. Organisation musculaire du membre pelvien : (**Figure3**) [35, 63, 64, 65, 67]

##### I.1.3.2.1. Muscle iliotibial crânial : (*M. iliotibialis cranialis*)

Ce muscle est un muscle ressemblant à une sangle que l'on trouve sur le bord crânial de la hanche ; il est comparable au muscle sartorius chez les mammifères. Il prend son origine sur la surface crâniodorsale de l'ilium et se termine en partie crâniomédiale de la patelle et sur la partie proximocrâniale du tibiotarse. Ce muscle est innervé par le nerf fémoral. Il permet d'étendre le grasset tout en fléchissant la hanche.

#### I.1.3.2.2. Muscle iliotibial latéral : (*M. iliotibialis lateralis*)

Ce muscle prend son origine sur la crête de l'ilium et se termine sur la crête cnémienne latérale et, grâce à ses liaisons aux fascias, au muscle iliotibial crânial comme partie du tendon patellaire. Le muscle iliotibial latéral est innervé par le nerf fémoral. Il fonctionne comme le muscle tenseur du fascia lata chez les mammifères qui tend le fascia sur la face latérale de la cuisse. Il est bien développé chez les galliformes et les vautours. Il peut avoir jusqu'à trois chefs et chez ces espèces des muscles sous-jacents. Son développement rend le fémur difficile à visualiser. Chez les faucons et les rapaces nocturnes, le muscle iliotibial latéral a fusionné avec le muscle fémorotibial externe sous-jacent ; ce dernier est de taille réduite chez ces oiseaux ce qui permet alors de mieux visualiser le fémur.

#### I.1.3.2.3. Muscle semi-tendineux : (*M. flexor cruris lateralis*)

Il débute sur la portion caudale de l'ischium et se termine sur la surface médiale du gastrocnémien et du semi-membraneux. Il est innervé par le nerf sciatique. Les muscles semi-tendineux et semi-membraneux constituent la corde du jarret des oiseaux. Le muscle semi-tendineux peut disposer d'un chef accessoire sauf chez les oiseaux nageur. Le muscle semi-tendineux est absent chez les faucons, les rapaces nocturnes et les psittacidés.

#### I.1.3.2.4. Muscle semi-membraneux : (*M. flexor cruris medialis*)

Il prend son origine par une attache large sur la partie ventrale de l'ischium et il se termine sur la partie proximomédiale du tibiotarse de même que le semi-tendineux quand il existe. Ce muscle est innervé par le nerf ischiatique. Il permet l'extension de la hanche combinée avec une flexion du grasset.

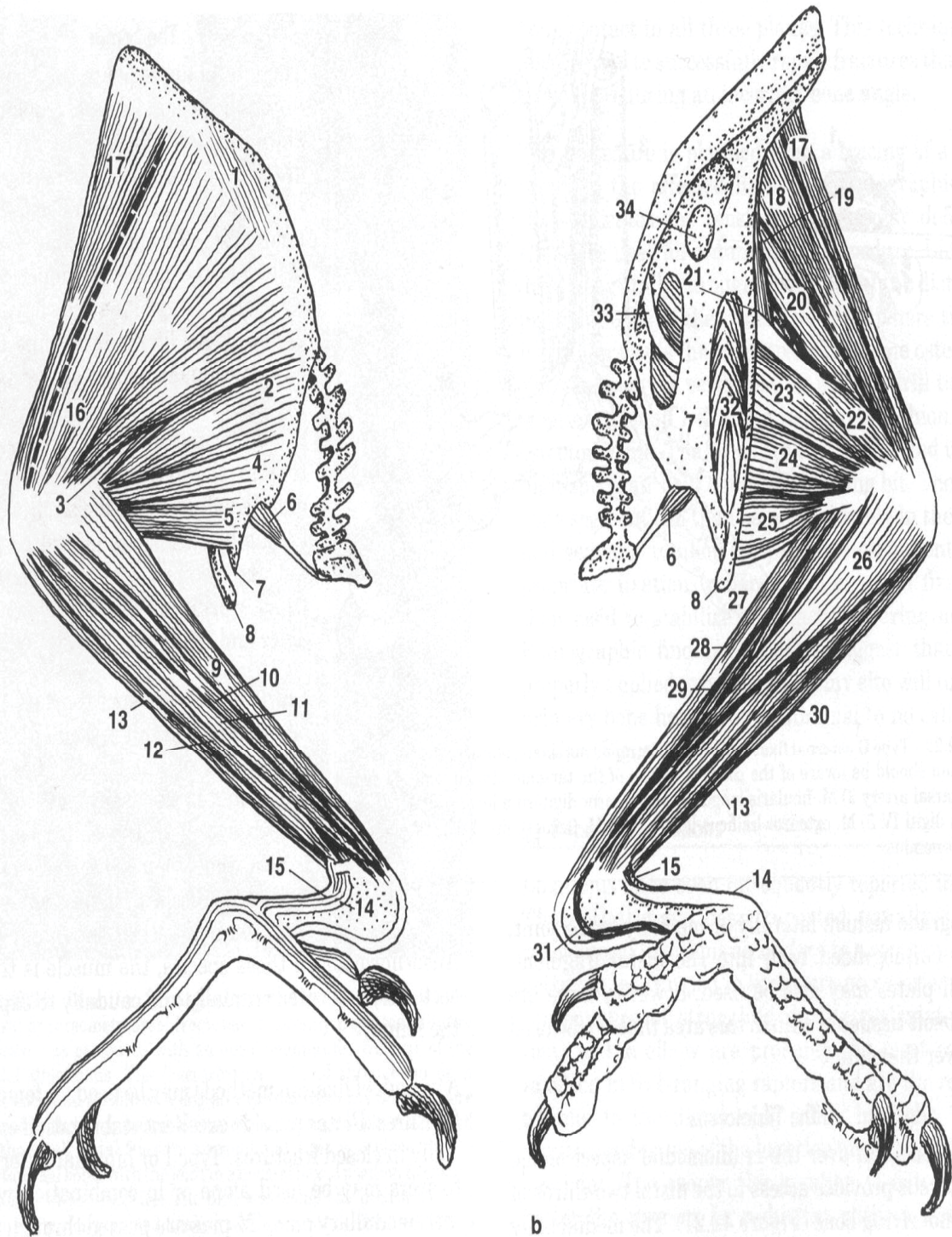
#### I.1.3.2.5. Muscle iliofibulaire : (*M. iliofibularis*)

Le muscle iliofibulaire est plus volumineux que le muscle iliotibial latéral chez les psittaciformes, les accipitridés et les strigiformes. Il prend son origine sur la crête iliaque caudalement à l'acétabulum et il se termine sur la fibula caudolatéralement, entre les deux chefs du muscle gastrocnémien. Le muscle iliofibulaire est innervé par le nerf ischiatique. En fonction, il est similaire au muscle biceps fémoral des mammifères. Ce muscle fléchit le grasset.

#### I.1.3.2.6. Muscle fémorotibial externe (partie du muscle quadriceps fémoral) : (*M. femorotibialis externus*)

Le muscle fémorotibial externe est souvent partiellement fusionné avec le muscle iliotibial sous-jacent, ils appartiennent au complexe du quadriceps et couvrent le fémur latéralement. Il prend son origine à la fois sur l'ilium latéral et à la fois sur la tête fémorale. Il se termine sur la crête cnémienne du tibiotarse et est innervé par le nerf fémoral. Ce muscle permet d'étendre le grasset.





- |                                      |                                       |                                      |                                 |
|--------------------------------------|---------------------------------------|--------------------------------------|---------------------------------|
| 1) M. ilirotrochantericus caudalis   | 9) M. gastrocnemius lateral head      | 18) M. femorotibialis medius         | 26) M. gastrocnemius medius     |
| 2) M. iliofibularis                  | 10) M. flexor digitalis II            | 19) M. ilirotrochantericus cranialis | 27) M. flexor digitorum longus  |
| 3) M. puboischiofemorialis           | 11) M. flexor digitalis III           | 20) M. iliotibialis lateralis        | 28) M. gastrocnemius lateralis  |
| 4) M. flexor cruris lateralis pelvis | 12) M. fibularis longus               | 21) femoral artery and vein          | 29) M. flexor hallucis longus   |
| 5) M. flexor cruris medialis         | 13) M. tibialis cranialis             | 22) M. ambiens                       | 30) M. fibularis longus         |
| 6) M. caudofemoralis                 | 14) M. extensor digitorum longus      | 23) M. femorotibialis internus       | 31) superficial metatarsal vein |
| 7) ischium                           | 15) dorsal metatarsal artery and vein | 24) M. puboischiofemorialis          | 32) M. obturatorius medialis    |
| 8) pubis                             | 16) M. iliotibialis lateralis         | 25) M. flexor cruris medialis        | 33) ischiatic nerve             |
|                                      | 17) M. iliotibialis cranialis         |                                      | 34) foramen acetabuli           |

**Figure 3** : Anatomie musculaire de la jambe. a) vue latérale. b) Vue médiale. . D'après Ritchie, Harrison and Harrison : « Avian Medicine : Principles and Applications » Wingers Publishing, 1994.

#### I.1.3.2.7. Muscle fibulaire long : (*M. fibularis longus*)

Le muscle fibulaire long varie d'une espèce à l'autre : il est absent chez les hiboux, les balbuzards, les petits pigeons, les perruches, les grands vautours et les volailles. C'est souvent le plus crânial des muscles de la jambe mais peut être situé en profondeur du muscle tibial crânial chez les faucons et les psittacidés. Il prend son origine sur le côté latéral du tibiotarse le long de la crête cnémienne et se termine en deux chefs : sur le cartilage tibial d'où il sert à l'extension et à l'abduction du jarret et sur le tendon du muscle perforant fléchisseur du doigt III pour la flexion du troisième doigt. Ce muscle est innervé par le nerf fibulaire.

#### I.1.3.2.8. Muscle perforant fléchisseur du doigt IV : (*M. perforatus digiti IV*)

Il est souvent divisé en trois portions qui s'insèrent sur P1 en deux points et sur P2 en un point. Il se termine (en un seul tendon chez les psittacidés) sur la phalange I. Parce que le quatrième doigt chez les psittacidés est en position rétrograde, ce muscle est extenseur du doigt IV ; si le quatrième doigt est en position normograde, il est alors fléchisseur.

#### I.1.3.2.9. Muscle tibial crânial : (*M. tibialis cranialis*)

Il possède deux chefs d'insertion : sur le condyle latéral du fémur et sur la crête cnémienne. Il se termine en un tendon commun aux deux chefs dans le sillon dorsal du métatarse. Il est innervé par le nerf fibulaire ou péroné. Le muscle tibial crânial fléchit l'articulation intertarsale ou jarret. Ce muscle est situé superficiellement au muscle fibulaire long chez les psittacidés et les faucons.

#### I.1.3.2.10. Muscle gastrocnémien : (*M. gastrocnemius*)

Le muscle gastrocnémien possède deux à trois chefs et se trouve en partie caudale de la jambe. Il s'attache, lorsqu'il a deux chefs, sur le condyle latéral du fémur et sur le condyle médial du fémur. Lorsqu'il possède trois chefs, le troisième s'attache dans la zone poplitée médiale. Il se termine sur la surface plantaire du tarsométatarse et sur les tendons fléchisseurs des doigts. Il est innervé par les nerfs médian et tibial latéral. Le muscle gastrocnémien est un puissant extenseur du jarret et fléchisseur des doigts à cause de son attache sur les tendons fléchisseurs des doigts.

#### I.1.3.2.11. Anatomie musculaire de la hanche médiale :

##### - Muscle pubo-ischio-fémoral : (*M. puboischiofemoralis*)

Ce muscle correspond aux muscles grand et court adducteurs chez les mammifères. Une portion latérale du muscle des oiseaux, la *pars lateralis*, correspond au muscle long abducteur des mammifères et peut être mise en évidence latéralement en profondeur. Il s'attache sur la surface ventrale de l'ischium et se termine sur la surface caudale du fémur. Ce muscle est innervé par le nerf obturateur. Le muscle pubo-ischio-fémoral est adducteur du fémur et extenseur de la hanche.

##### - Muscle ambien : (*M. ambiens*)

Ce muscle est similaire au muscle pectiné des mammifères. Il peut être distingué par sa localisation centrale sur la cuisse médiale, son aspect fusiforme et ses longs tendons blancs



d'insertion. Il prend son origine sur l'ilium médial et se termine en un tendon qui dépasse la patelle et qui s'insère sur les chefs des muscles longs fléchisseurs des doigts. Il est innervé par le nerf fémoral. Le muscle ambien est considéré comme le muscle qui permet de se percher car il permet de fléchir les doigts lorsque le jarret est fléchi. Il est absent chez les pinsons, les canaris et les autres passereaux, chez certains psittacidés, chez les pigeons et les colombes.

- Muscles fémorotibiaux interne et médian : (*M. femorotibialis internus* et *medialis*)

Ces deux muscles sont dans le prolongement l'un de l'autre et appartiennent au complexe musculaire du quadriceps fémoral. Ils prennent leur origine sur le fémur dorsal et se terminent sur la crête cnémienne du tibiotarse comme appartenant au tendon patellaire. Ils sont innervés par le nerf fémoral et sont extenseurs du grasset.

## I.2. Anatomie fonctionnelle du tractus respiratoire chez les oiseaux :

Le tractus respiratoire des oiseaux est unique pour de nombreux caractères, ceci ayant des répercussions lors d'anesthésie et d'interventions chirurgicales le concernant.

### I.2.1. La trachée :

La trachée des oiseaux commence par la glotte, directement en arrière de la langue. La trachée peut facilement être observée en tirant légèrement la langue en avant et vers le bas. Elle est constituée d'anneaux, cartilagineux dans certaines espèces et ossifiés dans d'autres, mais toujours complets [30, 33, 53, 91, 93, 97]. Par rapport aux mammifères, elle est en moyenne 2,7 fois plus longue et 1,29 fois plus large ce qui fait un espace mort 4,5 fois plus important que chez les mammifères de poids équivalent [53, 93]. Les oiseaux compensent ce fait par un volume respiratoire plus important. La morphologie, la position et la longueur de la trachée varient toutes trois grandement en fonction de l'espèce. Il est à noter que contrairement aux mammifères, l'épiglotte, les cordes vocales et le cartilage thyroïde, sont absents [85]. La trachée se termine au niveau du syrinx en deux bronches primaires qui pénètrent rapidement dans les poumons.

### I.2.2. Les poumons :

Les poumons, chez les oiseaux, sont des organes pairs, fixes et inextensibles, enchâssés dans les côtes qui les supportent [30, 33, 53, 85, 93]. Il n'existe pas, comme chez les mammifères, de diaphragme et les mouvements respiratoires, inspiratoires comme expiratoires, sont donc actifs [33, 53, 85, 93].

Les poumons des oiseaux sont constitués de tissus parabronchiques de deux types, le tissu parabronchique paléopulmonaire et le tissu parabronchique néopulmonaire. Les poumons constituent seulement 11% du volume du tractus respiratoire [93].

Les parabronches sont les bronches tertiaires des poumons et sont de petits tubes dont la surface interne est percée de nombreuses ouvertures donnant accès à de petites chambres individuelles appelées atria. De nombreux capillaires aériens et sanguins entourent ces atria. C'est là que se réalisent les échanges gazeux [30, 53].

Les parabronches paléopulmonaires se retrouvent chez toutes les espèces d'oiseaux et sont des parabronches parallèles avec très peu d'anastomoses entre elles. Des valves aérodynamiques positionnées à leurs entrées permettent de maintenir un flux gazeux unidirectionnel à l'inspiration comme à l'expiration [30, 53].

Le tissu parabronchique néopulmonaire est constitué d'un ensemble de parabronches intriquées dans un réseau complexe où les anastomoses sont nombreuses. Ce tissu se retrouve

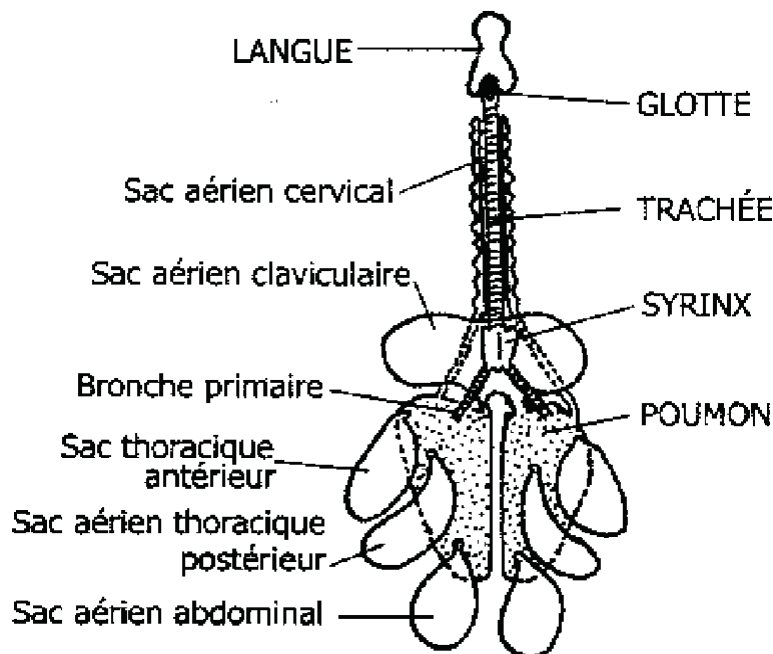


dans les portions caudolatérales de chaque poumon. La proportion de ce tissu dans chaque espèce varie grandement, d'inexistant chez les sphéniscidés et les ratites, à 20-25% du volume pulmonaire total chez les passereaux et les anséridés [33]. La barrière entre l'air et le sang est plus petite que celle que l'on retrouve classiquement chez les carnivores domestiques. Toutes ces adaptations font que l'efficacité de la respiration chez les oiseaux est près de 10 fois supérieure à celle des mammifères [53].

### I.2.3. Les sacs aériens :

Habituellement ils sont au nombre de neuf mais parfois moins chez certaines espèces, notamment celles qui ne volent pas. Ils sont répartis en quatre sacs aériens pairs : claviculaires, thoraciques crâniens, thoraciques caudaux et abdominaux ; et un impair : le sac aérien cervical (**Figure 4**).

Parfois ces sacs aériens donnent des diverticules qui s'étendent jusque dans certains os comme certaines vertèbres cervicales et thoraciques, les côtes, le sternum, le pelvis, certains os de la tête, les fémurs et les humérus voire même en localisation sous-cutanée [30, 53]. Ils ne semblent pas servir directement aux échanges gazeux mais plutôt à la mise en circulation de l'air dans les poumons quelle que soit la phase du cycle respiratoire [33, 53, 93].



**Figure 4** : Représentation schématique des sacs aériens (D'après JP André : « Oiseaux de cages et de volières. De la maladie à la bonne santé. » Editions du Point Vétérinaire, 2004.)

### I.2.4. Mécanismes de circulation de l'air dans l'appareil respiratoire des oiseaux :

Les oiseaux ne disposent pas de diaphragme, aussi mettent-ils en mouvement des muscles cervicaux, thoraciques et abdominaux pour assurer leur respiration. L'inspiration tout comme l'expiration sont donc des phénomènes actifs. Le volume respiratoire chez les oiseaux est d'environ 100 à 200ml/kg contre 45ml/kg chez les chiens [93].

A l'inspiration, le volume de la cavité thoraco-abdominale augmente grâce aux muscles inspiratoires. En parallèle, le sternum effectue un mouvement ventral aboutissant à la création d'une pression négative dans les sacs aériens. Comme les poumons sont rigides et que les sacs aériens sont les seules structures expansibles du tractus respiratoire, ils se dilatent pour accueillir l'air inspiré. Cet air traverse en partie les poumons, via les bronches intrapulmonaires, puis se divise pour se retrouver dans les sacs aériens crâniens (cervical, claviculaires et thoraciques crâniens) et caudaux (thoraciques caudaux et abdominaux) [30]. A l'expiration, les muscles expiratoires se contractent, réduisent le volume des sacs aériens et augmentent la pression de l'air qui s'y trouve. En conséquence, l'air quitte les sacs aériens thoraciques caudaux et abdominaux, traverse le poumon néopulmonaire vers le poumon paléopulmonaire et s'échappe vers le milieu extérieur via les bronches intrapulmonaires. A l'intérieur du poumon, la circulation de l'air est toujours unidirectionnelle, et lorsqu'elle traverse le poumon, elle se fait perpendiculairement à celle du sang augmentant ainsi l'efficacité des échanges gazeux. Ces échanges se faisant à l'inspiration comme à l'expiration, l'efficacité de la respiration chez les oiseaux est nettement supérieure à celle des mammifères.

#### I.2.5. Conséquences lors d'anesthésie :

Il faudra prendre soin lors de toute contention d'oiseau de ne pas le tenir trop fermement pour lui permettre, en toutes circonstances, d'effectuer les mouvements nécessaires à sa respiration. On a constaté que le décubitus dorsal chez les oiseaux limitait les mouvements du sternum de 10 à 60% [13, 30], aussi ne faut-il garder un oiseau dans cette position que durant la plus courte période possible. Dans cette position, les viscères abdominaux écrasent les sacs aériens qui perdent alors leur fonctionnalité. Comme l'inspiration et l'expiration sont des phénomènes actifs, tout anesthésique induisant une myorelaxation tendra à avoir un effet déplétif sur la respiration [33]. Ainsi, les sacs aériens prennent une importance prépondérante dans la circulation de l'air lors d'anesthésie ; les muscles respiratoires ne fonctionnant plus à leur régime optimal. Ce qui explique qu'il est possible d'intuber un oiseau directement au niveau de ses sacs aériens, plutôt que via sa trachée, sans gêne respiratoire, et de le ventiler par une circulation permanente de mélange gazeux [33, 85].

Lors d'intubation il faudra veiller à utiliser des sondes sans ballonnet ou de garder le ballonnet dégonflé pour ne pas briser les anneaux de la trachée [33, 53, 84, 90, 97].

Si un anesthésique gazeux est utilisé, il est préférable de choisir une respiration active, assistée avec 20 à 40 mouvements par minute à 15mm de Hg de pression positive intermittente pour compenser l'effet dépresseur des anesthésiques et du volume mort assez important de la trachée [53, 97].

#### I.3. Rappels sur le système cardiovasculaire des oiseaux :

Le système cardiovasculaire des oiseaux est particulièrement performant pour satisfaire à la demande énergétique imposée par les activités motrices des oiseaux : vol, nage ou course. Le cœur des oiseaux est divisé en quatre chambres et est comparativement plus grand et plus efficace que celui des mammifères de tailles équivalentes : plus grande pression artérielle, plus grand volume d'éjection systolique, fréquence plus basse [1].

Le rythme cardiaque des oiseaux s'échelonne de 200 à 500 battements par minutes et peut grimper à 1000 battements par minutes chez les plus petites espèces ; d'où la difficulté d'obtenir des fréquences cardiaques précises ou l'utilisation de certains appareils électroniques de monitoring. A l'inverse des mammifères, les atria et les ventricules des oiseaux reçoivent une innervation par des fibres orthosympathiques et parasymphathiques plus

importantes. La réponse au stress et à la douleur peut donc se manifester par de la brady-arythmie.

- Le système porte rénal :

Les oiseaux présentent un système porte rénal qui est une caractéristique unique des sauropsidés. Il consiste en une dérivation de la veine iliaque externe vers le rein. Le débit étant régulé par un ensemble de muscles lisses agencés en valves soumises à un contrôle cholinergique et adrénérgique. Le sang provenant des membres postérieurs est donc dirigé soit vers la circulation générale, soit vers le rein. Ce système fait préconiser à un certain nombre d'auteurs, de ne pas faire d'injection médicamenteuse avec des produits néphrotoxiques ou éliminés par le rein dans les masses musculaires des postérieurs.

Les oiseaux résistent mieux, de manière générale, que les mammifères de poids équivalent aux pertes sanguines, néanmoins étant donné la taille des oiseaux, les volumes sanguins maximum qu'il est possible de perdre sont relativement faibles ; il faut donc veiller à garder un bon état d'hydratation des patients durant toute chirurgie.

#### I.4. Rappel sur la thermorégulation chez les oiseaux :

Les oiseaux sont des homéothermes dont la température moyenne varie, en fonction des espèces, de 37°C à 42°C. Cela est dû au fait que leur métabolisme est plus rapide que celui de la plupart des autres ordres d'animaux. Plus l'oiseau est petit, plus son rythme métabolique est rapide [43]. On constate donc plus rapidement des hypoglycémies et des hypothermies. Conserver une température environnementale élevée, permet à l'oiseau de faire moins de dépenses énergétiques. Cela est d'autant plus utile que l'oiseau a perdu de plumes [43].

La peau des oiseaux ne comporte pas de glande sudoripare aussi utilisent-ils d'autres stratégies pour dissiper leur chaleur interne : halètements et agitations des ailes [1]. Lors de l'observation de ces signes, il faudra donc penser à baisser la température de la pièce et à apporter de l'eau fraîche pour la boisson.

A l'inverse, lorsqu'il fait froid, les oiseaux ont un plumage ébouriffé et sont assez peu actifs.

## II. Notions d'anesthésie et de préparation chirurgicale du patient :

Lors de toute chirurgie et parfois même pour des actes un peu traumatisants pour le patient, l'anesthésie est la première chose à prendre en considération. Elle permet de contenir efficacement un oiseau sans induire de stress excessif ce qui augmente la sécurité pour les manipulateurs et le patient lui-même. A réception d'un oiseau traumatisé et avant d'opérer ou d'anesthésier, il convient de le laisser récupérer d'un éventuel état de choc dans lequel il se trouve. Une fois l'animal calmé, nous pouvons entreprendre un examen clinique et un traitement aux affections dont il souffre.

### II.1. Examen et préparation du patient avant anesthésie :

#### II.1.1. Contention :

- Le but de toute contention est de permettre à un praticien d'effectuer un certain nombre d'opérations sur un patient vigile sans que cela ne fasse encourir de risques au praticien, au patient et aux autres participants présents [1, 4]. Dans des situations stressantes, douloureuses et/ou inconnues, un oiseau est susceptible de réagir en fuyant le danger ou en attaquant avec ses serres ou son bec. Il faut donc veiller lorsqu'on se saisit d'un oiseau à immobiliser son bec, ses pattes et ses ailes. La priorité de chaque membre immobilisé dépend de l'espèce à laquelle appartient l'oiseau et de ses réactions instinctives. Savoir identifier un oiseau et connaître son comportement habituel est un bon préalable à une contention [5, 89, 92]. Ainsi chez les rapaces diurnes, les serres sont une priorité devant le bec et les ailes ; chez un anséridé ce sont les ailes, puis le bec et les pattes qui seront immobilisés en premier.
- La capture est un geste très stressant chez les oiseaux et peut suffire à provoquer un arrêt cardio-respiratoire [1, 4, 5, 92, 100]. Moins dramatiquement mais plus fréquemment, la manipulation mal conduite d'un oiseau est susceptible de provoquer chez lui des parésies ou paralysies temporaires, de l'hyperthermie, des fractures, des lacérations ou contusions, des luxations ou des compressions des anneaux trachéaux [5]. Ainsi, il faut faire attention pendant la contention de ne pas trop serrer un oiseau, celui-ci étant dépourvu de diaphragme, ce geste risque de gêner ou de rendre impossible tout mouvement respiratoire et peut entraîner des lésions cutanées assez facilement [89, 92]. En règle générale, toute contention se doit d'être la plus douce et la plus rapide possible, sans gestes brusques et sans longueurs excessives [43]. Si l'état de santé du patient se détériore pendant la contention, ne pas hésiter à le relâcher temporairement ou à lui apporter de l'oxygène supplémentaire [89]. Avant toute capture, on s'assurera que tout le matériel nécessaire est préparé et à portée de la main.
- La capture d'un oiseau doit se faire dans une pièce de laquelle il n'est pas susceptible de s'échapper. Des filets peuvent servir à capturer des oiseaux maintenus dans de grandes cages, mais quelle que soit la taille de la cage, on veillera alors à en retirer autant d'accessoires que possible pour éviter d'être gêné dans ses mouvements [5, 89]. Il peut être intéressant d'ôter tout le sommet de la cage lorsque la porte d'accès est trop petite. Pour la plupart des espèces, une simple serviette suffit à contenir efficacement un oiseau sans lésions [43, 89, 92]. Cette serviette, tout comme des gants de contention, doit alors être lavée entre chaque utilisation sur un oiseau différent pour éviter la transmission de maladies [5, 89]. L'obscurité peut rendre les

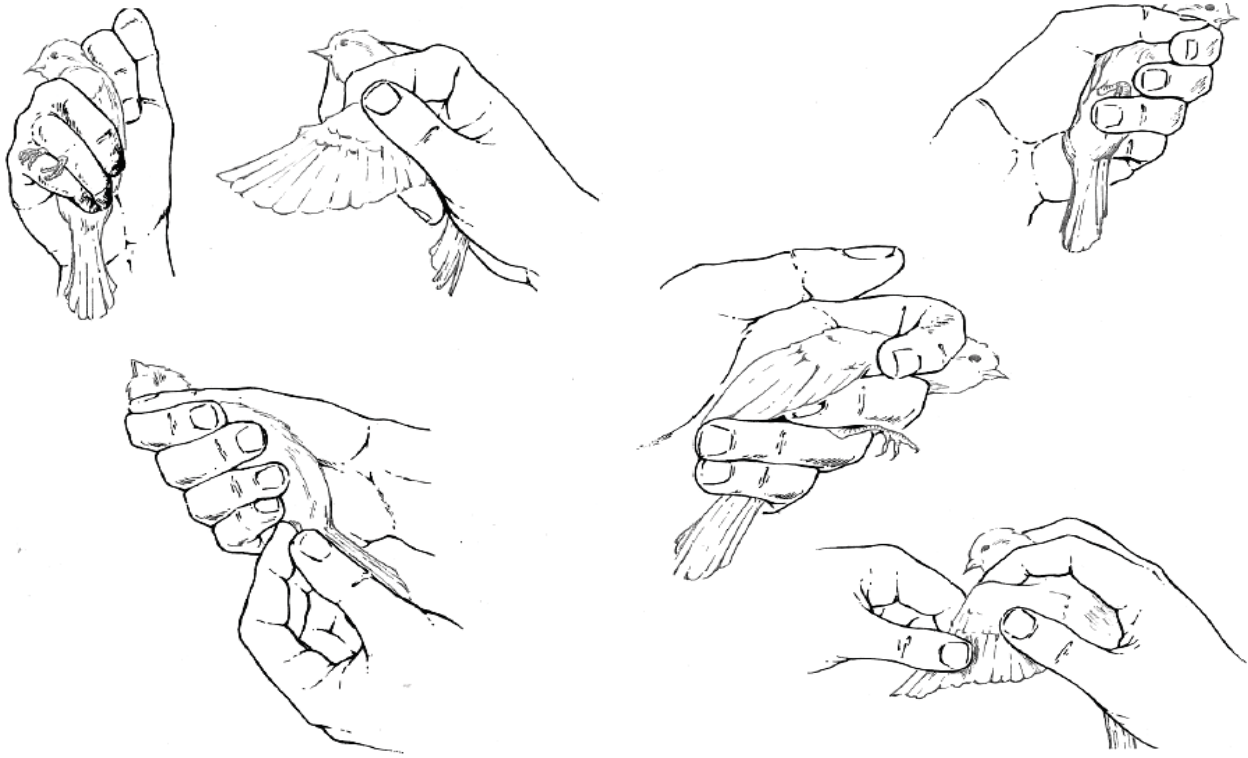
oiseaux diurnes moins réactifs et donc plus facile à contenir [5, 43, 92]. Une serviette tout comme l'obscurité, réduit les stimulus visuels et la perception d'éventuelles menaces par l'oiseau. De même durant une contention, les bruits environnants doivent être limités le plus possible et les conversations maintenues à un niveau sonore assez bas [43]. L'usage de gants peut être utile, voire obligatoire, mais amoindrit de manière notable les sensations d'un manipulateur, augmentant ainsi les risques de blessure au patient. Les gants réduisent également la précision des gestes du manipulateur et peuvent donner une fausse impression de sécurité. C'est pourquoi on évitera leur emploi chez les psittacidés où ils n'empêcheront en aucun cas les morsures ; les blessures d'écrasement de leurs becs n'étant pas prévenues par le port de gants. Chez toutes les petites espèces, c'est à dire pesant moins de 300 à 400g environ, on évitera également le port de gants qui amoindrit trop les sensations pour assurer une prise correcte des oiseaux. A l'inverse, ils sont indispensables chez les rapaces [5, 89] (**Figure 5**). En ce qui concerne les rapaces de chasse, le port d'un capuchon leur cachant les yeux, peut suffire à les manipuler sans trop de difficulté.



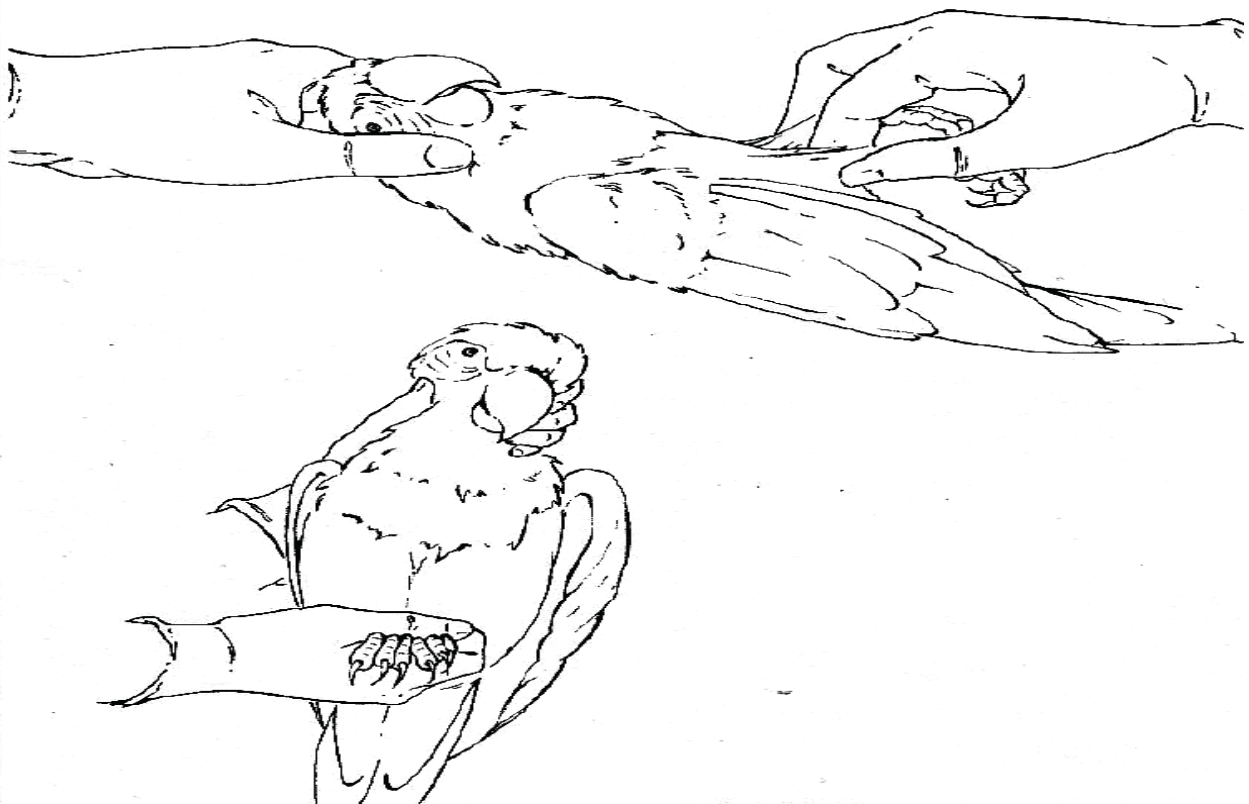
**Figure 5** : Contention d'un milan noir (*Milvus migrans*) à l'aide de gants, l'accès à la tête est laissé libre pour examen. (Photo A. Mercier)

Il existe différentes techniques pour capturer et contenir efficacement un oiseau (**Figure 6 et 7**). La plus simple consiste à recouvrir l'oiseau avec une serviette adaptée à sa taille ; ce qui permet de soustraire le manipulateur à sa vue et d'éviter les battements d'ailes intempestifs [36, 89]. Ensuite on saisit l'oiseau par la nuque à l'aide de sa main principale, le pouce et les autres doigts de part et d'autre du cou, l'autre main recueillant l'oiseau dans la paume pour les petites espèces ou l'autre bras immobilisant les deux ailes pour les grandes espèces. La serviette pouvant gêner les opérations à réaliser sur l'oiseau, on peut la retirer en la faisant glisser sans perdre sa prise ; néanmoins sans elle la tête de l'oiseau dispose de plus de liberté de mouvement. On peut également placer son pouce et son majeur de part et d'autre de l'articulation mandibulaire avec l'index maintenu sur le sommet du crâne. Les deux derniers doigts plaqués contre le cou de l'animal suffiront à assurer une prise souple mais ferme. Pour les très petites espèces, l'index et le majeur sont placés de part et d'autre de la tête et repliés sur le corps, avec le pouce et les deux derniers doigts maintenant les ailes plaquées contre le corps [1, 4, 36, 89] (**Figure 6**).





**Figure 6** : Contention d'un oiseau de petite taille, type passereau, et examen des différentes parties du corps. (D'après JP André, « Les maladies des oiseaux de cage et de volière », éditions du Point Vétérinaire, 1990).



**Figure 7** : Contention d'un perroquet couché sur une table ou tenu dressé. (D'après JP André : « Les maladies des oiseaux de cages et de volières », éditions du Point Vétérinaire, 1990).

### II.1.2. Examen d'un oiseau avant opération : [3, 4, 32, 36, 37, 49, 94]

L'examen clinique d'un oiseau souffrant de fractures doit être orienté dans trois directions complémentaires :

- A réception d'un oiseau traumatisé, un examen clinique général doit être effectué pour déterminer de la manière la plus exhaustive possible le nombre et la nature des affections dont il souffre. On peut ainsi catégoriser ces affections en fonction de leur gravité et s'occuper des plus urgentes - menaçant le pronostic vital à plus ou moins court terme - en premier lieu [49]. Cela nous permet d'établir un protocole de soin aboutissant, dans le cas des fractures, à une éventuelle opération de réduction et de fixation.
- Avant anesthésie, tous les patients doivent faire l'objet d'un examen clinique poussé. Cet examen doit être orienté vers la détection des conditions qui vont avoir une certaine influence sur l'anesthésie.
- Simultanément ou dans un second temps on cherchera de la même manière, les conditions qui vont affecter le protocole opératoire.

#### II.1.2.1. Réalisation d'un examen clinique général :

Cet examen est réalisé lorsqu'on est à peu près sûr que l'état de l'oiseau est stable et que son pronostic vital immédiat n'est pas en jeu. Nous traitons en priorité les affections menaçant sa vie. La plupart des oiseaux traumatisés apportés en consultation sont en état de choc, cet état pouvant provenir du traumatisme lui-même, d'un sepsis, d'une hémorragie, d'un dysfonctionnement cardiovasculaire ou d'une anaphylaxie. Le traitement le plus efficace consiste en une fluidothérapie qui est détaillée au paragraphe II.5.1. Il est important que cet examen soit le plus complet possible, car un oiseau présenté en consultation est très souvent susceptible de souffrir de plus d'une affection. Ces affections peuvent interagir sur les traitements des unes ou des autres. Avant tout examen clinique, le vétérinaire praticien se doit de prendre connaissance de l'anamnèse et des commémoratifs se rapportant au patient [36]. L'anamnèse est l'ensemble des renseignements concernant l'animal se rapportant à son mode de vie et les commémoratifs sont l'ensemble des renseignements concernant son passé médical. Pour un oiseau sauvage, cette étape sera forcément brève et il faut bien souvent s'en passer. L'examen clinique de base comporte un examen physique complet (condition générale, poids et temps de récupération respiratoire), un examen des choanes et des fèces avec une coproscopie [36, 37, 91].

La connaissance de l'espèce et du sexe du patient peut avoir d'importantes conséquences sur l'évolution ou le traitement de ses affections surtout quand on comprend à quel point la diversité d'espèce chez les oiseaux peut être importante. De même nous nous renseignerons sur l'historique médical du patient et sur ses éventuels traitements actuellement en cours. Le motif de consultation, même s'il ne représente pas l'affection la plus grave dont souffre le patient, doit être pris en compte et traité au mieux.

Dans un second temps seulement nous nous pencherons sur l'examen physique de l'animal décomposé en examen à distance, basé sur l'observation, l'examen rapproché, constitué entre autre de l'auscultation et de la palpation, et enfin d'examen complémentaires servant à mieux diagnostiquer ou évaluer les différentes affections dont souffre le patient. La manipulation de l'oiseau n'est nécessaire qu'à partir du stade de l'examen rapproché, réalisée au par avant, elle ne fait que remettre en cause la pertinence des observations faites par la suite.

- Examen à distance :

Lors de cet examen, la première chose à évaluer est la fonction respiratoire au repos, le comportement et l'état général du patient, et notamment son état d'embonpoint [36, 89]. Les yeux et les narines doivent être examinés, les deux à chaque fois, pour y détecter la présence d'irritations ou de sécrétions [36, 94]. L'obésité et la maigreur sont deux conditions qui

augmentent sensiblement les risques anesthésiques, tout comme la déshydratation [3, 4, 13, 40, 94, 97]. Les oiseaux gras auront une amplitude respiratoire diminuée par rapport aux autres. De plus, le foie des oiseaux est susceptible de s'infiltrer de graisses de manière physiologique, mais cela peut poser un problème lors d'anesthésies où la plupart des anesthésiques utilisés sont détoxifiés par le foie. Les oiseaux déplumés souffrent plus facilement d'hypothermie que les autres, un soin particulier doit être apporté au maintien de leur température corporelle [13].

L'examen des fèces peut révéler une anomalie de fonctionnement de la fonction rénale. Si les fèces sont liquides ou présentent des formations anormales au sein de leur portion de cristaux blanc d'urates, il peut s'agir d'une insuffisance rénale [13, 36].

- La pesée :

Même si ce geste semble anodin ou banal, il n'en est pas moins indispensable. La connaissance du poids exact d'un oiseau permet, en effet, de calculer la dose exacte de tout médicament susceptible de lui être administré. Cette connaissance nécessite une précision d'autant plus grande que le patient est petit [13, 32, 43]. A titre indicatif un perroquet gris du Gabon pèse entre 250 et 500g, un perroquet amazone fera plutôt entre 250 et 700g, et une perruche de Bourke environ 50g.

- Examen rapproché :

Un stéthoscope pédiatrique ou pour nouveaux animaux de compagnie (NAC) peut s'avérer indispensable pour réaliser une auscultation [36]. Nous observerons puis ausculterons la fonction cardiorespiratoire des patients. La respiration, le temps de récupération respiratoire et la recherche d'éventuelles lésions du tractus respiratoire constituent les éléments clefs de cet examen. Les rythmes respiratoires et cardiaques doivent être enregistrés et comparés aux rythmes de références (**Tableau 1**).

**Tableau 1 : Rythmes cardiaque et respiratoire d'oiseaux cliniquement sains [36].**

| Poids | Rythme cardiaque /min (au repos) | Rythme cardiaque /min (contenu) | Rythme respiratoire /min (au repos) | Rythme respiratoire /min (contenu) |
|-------|----------------------------------|---------------------------------|-------------------------------------|------------------------------------|
| 25g   | 274                              | 400-600                         | 60-70                               | 80-120                             |
| 100g  | 206                              | 500-600                         | 40-52                               | 60-80                              |
| 200g  | 178                              | 300-350                         | 35-50                               | 55-65                              |
| 500g  | 147                              | 160-300                         | 20-30                               | 30-50                              |
| 1000g | 127                              | 150-350                         | 15-20                               | 25-40                              |
| 2000g | 110                              | 110-175                         | 19-28                               | 20-30                              |

Lors de l'évaluation de la fonction respiratoire, un temps de récupération respiratoire inférieur à 3 à 5 minutes signifie que l'oiseau est capable de subir une anesthésie sans trop de problèmes [3, 7, 37, 91]. Tout trouble du rythme cardiaque ou bruit cardiaque surajouté doit être noté durant l'auscultation. Lors de cette étape il est important d'évaluer et de corriger si nécessaire une quelconque déshydratation [91].

L'examen du patient doit se porter sur le bec, les narines, la cavité buccale, les oreilles, la peau et le plumage, le jabot et les membres pour rechercher toute trace de sécrétions, de lésions, de déformations ou de parasitisme. En cas de doute, il faut vérifier la symétrie de l'élément examiné [36, 94]. La trachée et le croupion peuvent être examinés en écartant les plumes les recouvrant et en les mouillant légèrement.



Enfin, nous procéderons à une palpation orientée en fonction de l'examen visuel. Le bréchet doit être palpé avec soin pour évaluer non seulement l'état d'embonpoint de l'oiseau examiné mais aussi l'importance de ses masses musculaires et détecter une éventuelle amyotrophie [13, 36]. La palpation de l'abdomen ne donne pas autant d'informations que chez les mammifères car les organes abdominaux ne s'y sentent pas aussi aisément au toucher. Elle indiquera seulement une éventuelle distension ou la présence de masses [36, 38].

- Reconnaître une fracture lors d'un examen clinique : [89]

A l'examen visuel : lors de fractures sur les membres, l'animal a un port anormal du segment distal du membre sur lequel se situe la fracture. Certains mouvements lui sont impossibles ou l'amplitude de certains mouvements se retrouve limitée.

A l'examen rapproché : en écartant les plumes, on constate souvent la présence d'œdème ou d'un hématome fracturaire au-dessus d'un foyer de fracture.

A la palpation : on sent la présence de l'œdème et/ou de l'hématome repéré ci dessus. Ceux ci sont chauds si la fracture est récente ou s'il y a présence d'une infection.

A la mobilisation : on remarque une mobilité anormale du segment osseux distal par rapport au foyer de fracture.

De manière facultative, un certain nombre d'autres examens viennent compléter l'examen clinique de base. Parmi eux, nous citerons : une radiographie, un examen hématologique (hématocrite, protéines totales, frottis sanguin), une sérologie (glucose, acide urique), la prise de la température corporelle et un électrocardiogramme (ECG) [7, 36, 43, 49, 94].

Une radiographie, même si elle n'est pas indispensable au diagnostic définitif d'une fracture est toujours recommandée et intéressante à réaliser, car elle nous donne des indications essentielles sur le type de fracture et les déplacements des abouts osseux éventuellement présents. L'hématologie et la sérologie ne sont généralement pas de bons indicateurs pour déterminer si un oiseau est apte ou non à subir une anesthésie et/ou une chirurgie, mais si le patient manifeste des signes d'insuffisance hépatique ou rénale, ces examens peuvent aider le clinicien à prendre une décision. Le glucose de tout oiseau malade doit être mesuré, s'il est inférieur à 2g/L, le patient recevra une injection IV de glucose à 5% [7, 13, 91]. Cette mesure est assez facile étant donné l'existence de petits appareils de mesure suffisamment précis. Un taux d'acide urique supérieur à 300mg/L indique une déshydratation ou une affection de la fonction rénale [7].

L'ECG s'avère intéressant dans la mesure où le patient présente des anomalies cardiovasculaires. Il donne également une référence au fonctionnement du cœur avant anesthésie [36, 94].

#### II.1.2.2. Examen clinique préanesthésique et préopératoire :

Cet examen sert à rechercher les facteurs influençant l'anesthésie et l'opération. Il se concentre nécessairement sur les systèmes nerveux, cardiovasculaire, hépatique et rénal. Grâce à lui un protocole anesthésique et opératoire peut être judicieusement choisi [3, 32, 97]. Dans l'idéal, cet examen se déroule en deux étapes : la première 1 à 7 jours avant opération, pour avoir le temps de réaliser des examens complémentaires si cela s'avère nécessaire, et la deuxième à réception du patient [32].

Il faut faire attention chez les oiseaux au fait qu'un examen clinique induit un stress qui peut être parfois plus nuisible que de ne pas faire d'examen approfondit [4, 30].

Parmi les précautions à prendre, on peut citer par exemple de ne pas utiliser de kétamine chez un patient présentant des problèmes rénaux car elle est éliminée, en grande partie, par les reins. De même sur un animal stressé, agité ou souffrant d'insuffisance hépatique, nous n'utiliserons pas d'halothane. Les anesthésiques locaux sont à utiliser avec de grandes

précautions (ou pas du tout) surtout pour les petites espèces car leur index thérapeutique est très faible.

Il faut porter une attention spéciale à :

- L'âge : l'athérome et l'artériosclérose sont courant chez des oiseaux âgés, sédentaires et nourris avec un régime assez gras [13]. Aucun signe clinique n'est directement observable mais le taux de cholestérol de ces oiseaux est souvent élevé. Attention, car la réciproque n'est pas valable [30].

- Les maladies respiratoires : elles sont assez courantes chez les oiseaux et assez fréquemment asymptomatiques. Si elles atteignent en premier lieu les sacs aériens, elles ne se manifesteront pas par de la dyspnée mais plutôt par des signes cliniques frustes comme de l'inappétence, un mal-être général ou des vomissements [13, 36]. Un changement de voix de l'oiseau est pathognomonique d'une affection du syrinx, notamment d'une aspergillose, qui est alors une vraie urgence [30, 36]. Une obstruction plus ou moins importante des voies aërières due à une infection est possible. Si la maladie affecte les poumons, de la dyspnée et de la cyanose, plus ou moins sévère, sont alors présentes. Il est recommandé en cas de dyspnée ou de cyanose d'oxygéner le patient avant anesthésie.

- L'abdomen : si de l'ascite ou des masses intra-abdominales prennent une place importante, on notera une gêne respiratoire. Il est bon alors d'oxygéner le patient avant anesthésie.

Si un oiseau doit subir une anesthésie de plus de dix minutes, et pour évaluer au mieux son état de santé, il est recommandé d'effectuer une coproscopie, de mesurer l'hématocrite, le taux de protéines totales sériques, de faire un comptage des globules blancs, de doser les acides biliaires, les LDH, les ASAT et les temps de coagulations [7, 97].

### II.1.3. La radiographie orthopédique sur un oiseau traumatisé :

Le diagnostic de certitude d'une fracture est plus aisément établi après un examen radiologique. Celui-ci venant confirmer les éléments trouvés lors de l'examen clinique et apportant une foule d'informations indispensable à un traitement approprié. Étant donné leur organisation osseuse particulière, une bonne connaissance de l'anatomie radiographique normale des oiseaux est indispensable. Tout comme pour les carnivores domestiques, il doit y avoir une symétrie bilatérale des structures squelettiques et toute anomalie sera recherchée et identifiée [101]. Il existe des références radiographiques dont on peut se servir pour se familiariser avec l'anatomie radiographique des oiseaux [31, 57, 98]. Les oiseaux souffrant de fractures sont bien souvent polytraumatisés, aussi est-il important de faire un cliché radiographique du corps entier de l'oiseau, pour visualiser toutes les fractures et luxations, l'état des poumons et des sacs aériens ainsi que des autres organes internes [6, 88, 89].

#### II.1.3.1. Contention et positionnement :

Le mauvais positionnement d'un patient durant une radiographie peut être la cause d'erreurs de diagnostic ou de non-diagnostic radiographique d'une fracture [57, 88, 103]. La plupart du temps, une contention manuelle du patient suffit. La contention manuelle se fait comme expliqué ci-dessus dans le paragraphe 2.2.1. Parfois l'usage d'une sédation ou d'une anesthésie sera nécessaire avant de réaliser un cliché radiographique ; non seulement ces techniques limiteront les mouvements du patient mais de plus elles permettront son positionnement plus précis et une plus grande sécurité pour les manipulateurs et le patient. L'usage d'une anesthésie gazeuse à l'isoflurane est recommandé ; le circuit anesthésique permettant également d'apporter de l'oxygène rapidement au patient si le besoin s'en fait sentir [62, 88]. Comme pour n'importe quelle autre anesthésie le monitoring du patient est essentiel.

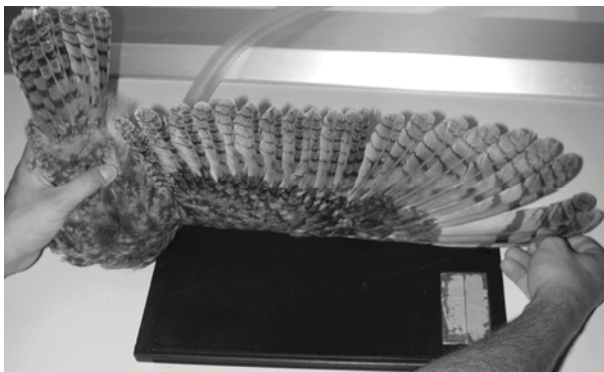
Le positionnement peut être amélioré par la fixation du patient à la cassette ou à un instrument de positionnement à l'aide de ruban adhésif (**Figure 8**) [57, 62]. Pour repère, sur un cliché dorso-ventral, la carène doit se superposer au rachis et sur un cliché latéral, les deux articulations coxo-fémorales doivent se superposer, elles aussi.

De manière générale, il faut essayer d'obtenir un cliché lors de l'inspiration. Le diamètre des oiseaux étant généralement assez faible, il est préférable de prendre des clichés sans l'usage d'une grille. Les films et les écrans de précision permettent de meilleurs clichés radiographiques même s'il faut alors utiliser de plus grandes valeurs pour les constantes radiographiques [62]. Les artefacts de mouvement sont plus fréquents pour les petites espèces à cause de leur rythmes cardiaque et respiratoire plus élevés ; c'est pourquoi les temps d'exposition doivent être maintenus les plus courts possible, c'est à dire à moins de 1/60<sup>e</sup> de seconde [57]. Tout comme pour les espèces domestiques, il faut deux clichés orthogonaux pour évaluer complètement une structure anatomique [35, 39, 57, 62, 88, 103].



**Figure 8** : Contention d'un hibou moyen duc (*Asio otus*) à l'aide de ruban adhésif en vue d'un cliché radiographique (Photo clinique des Oiseaux et de la Faune Sauvage ENVT).

Les clichés orthogonaux et latéraux des membres pelviens et les clichés latéraux des membres thoraciques sont pris de manière comparable à celle des mammifères domestiques (**Figure 10**). Pour la prise de vue orthogonale d'une aile, le patient doit être positionné tête en bas et l'aile à examiner étendue au-dessus de la cassette radiographique (**Figure 9**).



**Figure 9** : Positionnement d'un hibou moyen duc (*Asio otus*) tête en bas et aile gauche étendue pour son examen radiographique de face. (Photo clinique des Oiseaux et de la Faune Sauvage ENVT).



**Figure 10** : Positionnement d'un hibou moyen duc (*Asio otus*) en vue d'une radiographie latérale de sa patte droite. (Photo clinique des Oiseaux et de la Faune Sauvage ENVT).

Les structures très petites peuvent être visualisées plus efficacement en utilisant des films sans écran plus sensibles comme les films dentaires ou à mammographie [35, 57]. L'agrandissement de l'image peut être obtenu en augmentant la distance séparant le patient et le film. On perd alors en précision sur les bords du cliché. L'utilisation d'une loupe ou d'une radiographie numérique permet de résoudre cet inconvénient.

### II.1.3.2. Particularités radiographiques de l'anatomie des oiseaux :

A la radiographie, les corticales des os des oiseaux apparaissent plus fines que chez les mammifères [61, 88, 98]. L'articulation entre la clavicule et le sternum est plus membraneuse qu'osseuse, aussi n'apparaît-elle pas à la radiographie [57]. Les os pneumatés des oiseaux, tels que le fémur ou l'humérus, apparaissent moins radiodenses à cause de la présence des sacs aériens coelomique caudal et interclaviculaire respectivement. Lorsque l'un de ces os est fracturé, la présence d'emphysème sous-cutané est plus difficile à détecter, il est donc moins facile de déterminer si la fracture est ouverte ou non. Du fait de cette communication entre sac aérien et médulla osseuse, une ostéomyélite est susceptible de se déclarer suite à une aérosacculite ou le contraire [57, 76]. Il faudra donc toujours considérer une fracture affectant un os pneumaté comme ouverte, que la barrière tégumentaire soit intègre ou non.

Les femelles en période de reproduction s'appêtant à pondre, emmagasinent des sels de calcium dans leurs ulnas et leurs tibias. On constate donc une radiodensité accrue de ces os [62, 88].

Certains auteurs ont constaté la corrélation entre une hépatomégalie et une coagulopathie chez les oiseaux, il faudra donc s'attacher à observer précautionneusement le foie lors de clichés radiographiques préopératoires [37].

### II.1.3.3. Les fractures des membres :

Les fractures chez les oiseaux sont catégorisées de la même manière que pour les carnivores domestiques. Elles peuvent être :

- ouvertes ou fermées : il existe une communication entre l'os et le milieu extérieur ou non.
- complètes ou incomplètes : il existe une solution de continuité sur respectivement les deux ou une seule des corticales (par exemple fêlures, fractures de fatigue ou en bois vert).
- simples ou comminutives : le trait de fracture est net ou il existe plus de deux fragments de fracture.

Etant donné la structure particulière des os des oiseaux, les fractures dans ces espèces sont souvent : comminutives, juxta-articulaires, ouvertes, déplacées - du fait de la forte traction des puissants muscles locomoteurs - ou avec d'importantes lésions des tissus mous environnant [9, 17, 57, 78].

Il est important de savoir si une fracture affecte ou non une surface articulaire car l'alignement et la stabilisation en seront grandement modifiés. Le déplacement des bouts d'une fracture influence également le traitement. On décrit chez les oiseaux comme chez les espèces habituelles, des déplacements transverses, par angulation, par écartement, par chevauchement ou par rotation. Ces déplacements rendent la réduction du foyer de fracture d'autant plus difficile qu'ils sont nombreux et / ou importants [103]. Lors de fracture ouverte, un segment osseux extériorisé se revascularise rarement [78].

A la radiographie, il est tout particulièrement important de détecter les fissures présentes autour du foyer de fracture. Ne pas les prendre en compte peut compromettre la stabilité des systèmes de fixation et transformer de simples fissures en fractures complètes lors de l'implantation d'appareils d'ostéosynthèse.

Il existe pour toute fracture ouverte un risque de complication par ostéomyélite, même si les oiseaux sont particulièrement résistants aux infections. Comme nous l'avons vu précédemment, les os pneumatés des oiseaux sont plus sujets aux ostéomyélites que les autres à cause de leur relation avec les sacs aériens. Les fractures causées par des morsures ou des armes à feu doivent toujours être considérées comme contaminées et donc susceptibles de se compliquer en ostéomyélite [79, 103]. Les complications des fractures chez les oiseaux se manifestent le plus souvent par une perte de la fonctionnalité du membre atteint.



Les oiseaux présentent une réparation osseuse unique : la prolifération périostée est limitée au profit de la formation d'un cal provenant de l'endoste [77, 90] et de la prolifération de tissu fibreux. Les cals de fracture se verront donc moins que chez les mammifères.

#### II.1.4. Préparation à l'anesthésie :

Avant toute anesthésie, il est souhaitable que le patient soit dans le meilleur état physiologique possible. Il est donc nécessaire de corriger une quelconque déshydratation. Se reporter au chapitre II.5.1. pour les modalités d'administration des fluides.

##### + Mise à la diète avant anesthésie :

Cette mise à la diète est réalisée pour empêcher les régurgitations et les reflux passifs de matières alimentaires qui pourraient être à l'origine d'une fausse route. Secondairement, elle permet de réduire la taille du jabot qui interfère avec la circulation de l'air s'il est trop distendu [38].

Les oiseaux présentent un métabolisme plus rapide que celui de la plupart des mammifères, ils sont donc plus sensibles à l'hypoglycémie et à l'hypothermie en cas d'anesthésie. Les plus petites espèces n'ont de réserves glycogéniques que pour 12 à 24 heures alors que les plus grandes disposent d'environ 24 à 48 heures. C'est pourquoi avant une anesthésie, la diète à laquelle on soumet un oiseau, est plus brève que celle nécessaire à un carnivore domestique. La mise à la diète des oiseaux est sujette à débat dans la littérature, certains auteurs préconisent des diètes de 12 heures pour les oiseaux de plus de 500g et proportionnellement moins pour les oiseaux plus petits [38], mais nous préconiserons 3 à 4 heures de diète en moyenne. Pour les petites espèces (<200g), certains auteurs préconisent de réduire cette durée ou de ne pas les soumettre à une quelconque diète du tout [7, 13, 30, 33, 37, 53, 85, 97]. Ce jeûne sera plus long chez les poules d'eau et les oiseaux carnivores qui digèrent plus lentement [40, 91]. Dans tous les cas pour éviter les régurgitations et les risques de fausses routes, les oiseaux présentant un jabot plein ne doivent pas être anesthésiés [13, 30, 91, 97]. En cas d'urgence, l'oiseau doit subir une vidange du jabot ou être intubé, une compresse servant alors à boucher son œsophage. L'eau, elle aussi, doit être retirée 2 à 3 heures avant induction.

##### + Les préanesthésiques et les prémédications :

*Les parasympholytiques* : ils s'utilisent peu lors d'anesthésie des oiseaux. Ils servent à lutter contre les bradycardies mais favorisent l'épaississement des sécrétions salivaires et trachéo-bronchiques qui est une cause d'obstruction possible des voies aériques [91, 97]. L'atropine est également connue pour ralentir la motilité gastro-intestinale et augmenter le rythme cardiaque. On utilise en cas de commémoratifs de bradycardie, le glycopyrrolate à la dose de 0,01 à 0,03mg/kg par voie IM ou l'atropine à la dose de 0,02 à 0,08mg/kg (pour d'autres 0,04 à 0,1mg/kg [13, 30]) par voie IM aussi qui alors, s'avère parfois plus efficace pour gérer les cas de bradycardies sévères ou d'arrêt cardiaque [37, 38, 43].

La prémédication consiste à placer, à l'aide de moyens pharmacologiques, le patient dans un état plus « réceptif » à l'anesthésie qui s'ensuit. Elle peut ne pas être faite à cause de la récupération plus lente et des effets variables qu'elle induit. Les produits administrés sont le plus souvent des tranquillisants, des sédatifs ou des analgésiques qui serviront parfois à l'induction ou à la maintenance de l'anesthésie. Une large gamme de produits est à notre disposition, parmi laquelle nous citerons les familles des phénothiaziques, des  $\alpha 2$ -agonistes, des benzodiazépines, des opioïdes ou des parasympholytiques.

Le butorphanol ou la morphine elle-même peuvent être administrés en prémédication. On constate alors une réduction de la quantité d'isoflurane nécessaire pour entretenir l'anesthésie [33].

+ Utilisation d'une cage à induction :

Ce type d'équipement peut s'avérer utile pour les oiseaux facilement stressables ou dont la contention est délicate. Il peut s'agir d'un appareillage très simple, une cage de transport dont tous les orifices ont été bouchés à l'exception d'un trou pour y délivrer le mélange de gaz anesthésiques. Les principaux inconvénients d'une cage à induction sont la dépense légèrement plus élevée en agents anesthésiques et le temps plus important entre l'induction et l'intubation, d'où plus de stress. Cette méthode n'est pas fiable et n'est utilisable que pour des anesthésies légères ou pour permettre une immobilisation rapide de l'oiseau [13, 97].

+ Utilisation d'un masque à oxygène :

Pour des animaux dont la manipulation est relativement aisée, on peut utiliser un masque à oxygène à la place d'une cage à induction [4, 97]. Ici, la contention de l'oiseau est importante. On réduit ainsi le temps d'induction et le délai avant intubation. Le principal problème reste celui d'avoir toujours un masque adapté à la morphologie du patient ; même si un peu de bricolage peut résoudre ce problème [13, 97] (**Figure 11**). Il est possible, même si les risques sont plus élevés, de se servir du masque pour la maintenance anesthésique ; la dépression cardiaque et respiratoire est alors plus élevée et il est moins aisé d'apporter de l'oxygène en cas de besoin. Il faut veiller à désinfecter les masques faciaux entre chaque usage pour ne pas transmettre de maladies nosocomiales aux patients anesthésiés.



**Figure 11** : Masques faciaux utilisables chez les oiseaux. (Photo A. Mercier)

+ Intubation :

L'intubation des oiseaux est fortement recommandée lors de toutes anesthésies et spécialement celles utilisant des anesthésiques gazeux [53, 91]. Néanmoins, nous l'éviterons pour des oiseaux pesant moins de 100 à 200g où le petit diamètre de la sonde favorisera son obstruction par des sécrétions séchées. Cette opération est très facile à réaliser du fait de la présence de la glotte sur le plancher de la cavité buccale, immédiatement en arrière de la langue (**Figure 13**) [51, 90]. Pour ne pas provoquer un stress trop important chez le patient, on effectue l'intubation une fois l'induction achevée. L'intubation en elle-même se réalise par voie endotrachéale ou directement dans les sacs aériens. Par voie buccale, on choisira toujours une sonde endotrachéale souple d'un diamètre adapté à



**Figure 12** : Sondes endotrachéales utilisables chez les grands oiseaux (Photo A. Mercier).

celui de la trachée du patient (**Figure 12**). Si la sonde comporte un ballonnet, il faudra veiller à ne pas trop le gonfler voir à ne pas le gonfler du tout car une trop forte pression dans le ballonnet peut entraîner des lésions irréversibles des anneaux cartilagineux de la trachée et un œdème mortel [33, 53, 85, 91]. Contrairement aux mammifères domestiques, il ne faut surtout pas utiliser de spray de xylocaïne avant intubation. L'absorption est très rapide et les doses administrées se révèlent très vite toxiques [13]. A l'ouverture de la bouche, et après avoir légèrement tiré la langue vers l'avant, la trachée se retrouve nettement visible ; on glisse alors la sonde doucement à travers la glotte (**Figure 13 et 14**). Etant donné la grande diversité interspécifique des oiseaux, il faut prévoir toute une gamme de sonde de diamètres différents. L'intubation permet une ventilation à pression positive intermittente, ce qui limite les risques de fausse route et aide à la récupération des gaz anesthésiques [30, 69].



Figure 13 : Visualisation de la glotte à l'ouverture de la bouche, à la base de la langue chez un milan noir (*Milvus migrans*) (Photo A. Mercier).



Figure 14 : Intubation de la glotte (Photo C. Feix).

**Matériel** : sonde trachéale de 2, 2,5, 3mm de diamètre. Au besoin, pour les oiseaux les plus petits, on peut toujours utiliser un cathéter ou une sonde urinaire pour carnivores domestiques. La sonde doit ensuite être reliée au circuit anesthésique via une pièce en T. On préfère utiliser des sondes sans ballonnet et relativement courte.

**Méthodologie** : une fois l'animal induit, on ouvre le bec et on découvre la glotte juste en arrière de la langue. Il peut être utile parfois de tirer légèrement sur la langue à l'aide d'une compresse pour mieux visualiser la glotte. Puis, on introduit délicatement la sonde sur quelques centimètres. On scotche ensuite la sonde au bec et si possible aux deux mandibules [53].

S'il s'avère nécessaire de ballonner l'oiseau, un rythme de 2 respirations par minute en assistance d'une respiration spontanée ou un rythme de 10 à 15 respirations par minute pour un patient en apnée est recommandé [69]. Un oiseau placé en ventilation par pression positive intermittente (VPPI), par exemple à l'aide d'un ventilateur chirurgical, doit recevoir 20 à 40 respirations par minute à 15mm de mercure [53, 91, 97].



+ Positionnement d'une sonde intrasacculaire :

Alternativement chez les oiseaux on peut administrer des gaz, et donc des anesthésiques volatiles par voie sacculaire, c'est à dire directement dans un sac aérien. Le matériel utilisé est le même que celui d'une intubation trachéale, la méthodologie seule diffère quelque peu. Cette technique d'intubation est intéressante à réaliser si l'intervention chirurgicale se porte sur la tête ou le bec de l'oiseau, ou si on craint une obstruction de la trachée per-opératoire. Ce type d'intubation provoque une mydriase, ce qui peut être intéressant dans le cadre d'un examen ou d'une chirurgie ophtalmique. La sonde doit avoir un diamètre d'environ 4mm pour des oiseaux pesant à peu près 350g. Cette proportion est conservée pour des oiseaux plus gros ou plus petits. On intube préférentiellement un sac aérien abdominal, claviculaire ou thoracique caudal, après que l'induction ait été réalisée [53, 97] (**Figure 15**). Ces derniers, sont les seuls à permettre le maintien d'une ventilation spontanée [47]. Ils se localisent latéralement en arrière de la dernière côte, de manière conventionnelle nous préférons le côté gauche sauf si l'intervention envisagée s'en trouve gênée [75, 97]. La jambe est étirée vers l'avant, permettant de repérer le site de ponction, ventrocaudalement à l'ischium. On incise ensuite la peau puis les muscles lombaires selon une ouverture adaptée au passage de la sonde sélectionnée. La paroi du sac aérien se repère par sa coloration nacré translucide, on essaiera de ne pas la déchirer au cours de l'incision. On introduit ensuite crânialement la sonde sur environ 1cm et on réalise 2 sutures transfixantes autour de la sonde puis une suture en bourse de l'ouverture pratiquée autour de la sonde de manière à, à la fois la fixer au corps de l'oiseau, mais aussi à rendre le système le plus étanche possible. Les gaz rejetés pourront être éliminés directement via la trachée [85]. Durant l'opération l'oiseau est ventilé par insufflations en pression positive régulières. L'usage d'un respirateur est vivement conseillé à ce sujet [30].

Après l'opération, on arrête la ventilation et on s'assure que l'oiseau reprend une respiration naturelle. On retire alors l'intubation sacculaire et on referme l'ouverture dans un délai assez bref après l'extraction de la sonde. On soigne particulièrement les sutures musculaires de manière à les rendre étanches.

La sonde intrasacculaire peut rester en place pendant 1 à 3 semaines pour permettre des anesthésies répétées, des chirurgies ou des traitements de la trachée. Elle sera néanmoins bouchée de manière adéquate lorsqu'elle ne servira pas [30, 53].



**Figure 15** : Intubation du sac aérien thoracique caudal sur un perroquet gris du Gabon (*Psittacus erithacus*) (Photo C. Feix).



+ Produits de réanimation d'urgence :

Lors d'une procédure anesthésique, avant toute induction, il est fortement recommandé d'avoir préparé sa batterie de produits de support et de réanimation. Nous proposerons comme liste non exhaustive à utiliser de même manière que chez les mammifères [49, 69, 75] :

- l'épinéphrine : 0,5 à 1mg/kg en IV, intracardiaque ou intraosseuse.
- le doxapram : 5 à 10mg/kg en IM, IV ou SC.
- l'atropine : 0,5mg/kg en IV, IM ou intraosseuse.

## II.2. Les différents types d'anesthésie et la catégorisation du risque anesthésique :

On peut distinguer les anesthésies selon leur cible « topographique » et selon leur profondeur. Ainsi on peut faire des anesthésies locales, loco-régionales ou générales ou même de simples tranquillisations.

- Les anesthésies locales permettent de supprimer temporairement les sensations, les plus superficielles surtout d'une zone cutanée de taille réduite. On les utilise pour soigner des plaies cutanées douloureuses sur des sujets peu agités.
- Les anesthésies loco-régionales concernent une zone cutanée de taille beaucoup plus importante ou tout un membre. Elles peuvent aussi induire un état de sédation chez le patient. Tous les anesthésiques locaux utilisés pour les mammifères restent utilisables chez les oiseaux mais il faut tenir compte des différences. Ainsi on constate une toxicité pour la lidocaïne à la posologie de 5 à 10 mg/kg. Le plus pratique étant alors d'utiliser les doses pour lesquelles on est sûr (1 à 2 mg/kg) et de les diluer dans des volumes plus pratique à administrer. Ces deux d'anesthésies sont assez peu pratiquées chez les oiseaux car le stress de la contention et l'inconfort des actes réalisés suffisent pour rendre leurs effets inutiles. On utilise parfois des anesthésies locales en conjonction avec une sédation pour procurer une analgésie supplémentaire lors d'opérations. On utilise également des infiltrations locales ou des analgésies post-opératoires.
- Les sédations ou tranquillisations : il ne s'agit pas vraiment d'anesthésies mais plutôt de diminuer l'état de vigilance ou de réactivité du patient. C'est la dernière étape avant l'anesthésie générale.
- Les anesthésies générales visent à supprimer les perceptions et l'état de vigilance du patient dans leur totalité. Ces anesthésies font courir le plus de risques au patient mais sont indispensables pour toute chirurgie ou acte un tant soit peu douloureux sur un sujet normalement calme.

• Les différents grades d'anesthésie : [97]

Les anesthésies ne se font pas toutes de la même manière et avec le même niveau de vigilance. On doit tenir compte de l'état du patient et du type d'opérations que l'on souhaite réaliser sur l'animal anesthésié. De manière générale il faut retenir que plus une anesthésie est courte, plus les chances de récupération du patient sont grandes et plus on limite les risques de complications. Plus l'anesthésie dure longtemps, plus le monitoring et les moyens de support du patient devront s'adapter en conséquence. La plupart des anesthésies pratiquées sur des oiseaux sont de classe IV ou V, mais avec un support technique suffisant, le praticien peut réduire la plus part de ces anesthésies à des grades III voire II.

On classe ainsi les patients en cinq classes différentes :

\* Classe I : (risque minimum) patient jeune, en bonne santé et subissant une opération de convenance.

- \* Classe II : (risques réduits) patient jeune, en bonne santé subissant une opération qui ne soit pas de convenance ou patient en bonne santé subissant une opération de convenance.
- \* Classe III : (risques certains) patient souffrant d'un problème de santé subissant une opération en vue de traiter ce problème ou non.
- \* Classe IV : (très risqué) patient avec un problème de santé majeur subissant une opération chirurgicale.
- \* Classe V : (dernier recours) dernière chance de sauver la vie de l'oiseau.

### II.3. Les anesthésiques :

Les anesthésiques de choix, chez les oiseaux, sont les anesthésiques gazeux, néanmoins s'ils ne sont pas disponibles il demeure toujours possible d'utiliser des anesthésiques injectables.

#### II.3.1. Les anesthésiques volatiles :

L'induction d'oiseaux par ce type d'anesthésique peut se faire dans une cage à induction ou à l'aide d'un masque à oxygène [91]. Par la suite et pour la maintenance anesthésique, il est préférable d'intuber les patients selon les techniques vues ci-dessus. Il est préférable de débiter une induction gazeuse avec de fortes concentrations d'anesthésique ; cela limitant le stress chez les patients [28] ; puis de diminuer les concentrations par la suite.

**L'éther** : utilisé historiquement pour l'induction et la maintenance anesthésique chez les oiseaux, son faible indice thérapeutique, sa toxicité, son caractère irritant pour les muqueuses et donc les dangers qu'il représente pour les manipulateurs en ont fait un produit désuet et contre-indiqué.

**Le méthoxyflurane** : il fut également utilisé puis abandonné. Les difficultés pour s'en procurer, la nécessité d'avoir un matériel adapté à son emploi et le phénomène de relargage prolongeant l'induction et l'anesthésie, l'ont fait assez rapidement abandonner [13, 30, 38, 40, 97]. Il est fortement métabolisé par le foie, à près de 50%, et est donc contre-indiqué en cas de problèmes hépatiques ou rénaux.

**L'oxyde nitreux (N<sub>2</sub>O)** : Il est assez peu puissant et peut être mélangé jusqu'à 50% aux autres gaz anesthésiques. Il diminue la quantité de gaz anesthésique nécessaire à la maintenance sans induire de dépression cardiorespiratoire [38, 97]. Cependant il ne doit jamais être employé en cas de détresse respiratoire. Son administration doit être interrompue cinq minutes avant la fin de l'anesthésie pour éviter l'hypoxie [30]. Il peut apparaître de l'emphysème sous-cutané lors de l'emploi de ce gaz chez les oiseaux plongeurs, du fait de sa diffusion via les sacs aériens [97].

**L'halothane** : Encore utilisé chez certains praticiens, il présente beaucoup moins d'inconvénients que les produits cités ci-dessus sans pour autant être optimal. Son indice thérapeutique est de 3, son coefficient de partition sanguin est de 2,3 à 37°C, il est métabolisé à 15-20% par le foie, donne une faible myorelaxation et analgésie et induit une dépression cardiorespiratoire marquée avec un arrêt cardiaque suivant de près l'arrêt respiratoire [40, 53, 97]. Des arythmies cardiaques sont également notées chez 60% des oiseaux anesthésiés par ce gaz [28, 38, 45]. Cela s'explique par le fait qu'il sensibilise les cellules cardiaques aux effets des catécholamines, ce qui augmente le risque d'arythmies et donc d'arrêt cardiaque [53, 91, 97]. Ainsi, la surveillance anesthésique d'oiseaux anesthésiés avec ce gaz est elle délicate. Ce gaz est notamment contre-indiqué en cas d'insuffisance hépatique ou de maladie

cardiovasculaire [40, 53]. L'induction prend 3 à 5 minutes à 2 ou 3% de mélange gazeux, et le réveil 8 à 20 minutes. Il faut noter que la dépression post-anesthésique peut durer plusieurs heures.

On l'emploie soit en augmentant sa concentration progressivement lors de l'induction soit en l'administrant d'emblée à 3-4%, ce qui limite le stress de l'induction mais favorise les surdosages [13, 30, 45]. Pour la maintenance anesthésique, il s'emploie à environ 1,5% pour un flux d'oxygène de 1 à 1,5 l/min. Cette posologie est réduite si l'induction a été réalisée avec un anesthésique injectable ou si le patient a été prémédiqué [97].

**L'isoflurane** : c'est pour le moment l'anesthésique de choix chez les oiseaux étant donné sa facilité d'utilisation et son rapport qualité / prix [40, 43, 45, 52, 69, 84, 91, 92, 97]. Son indice thérapeutique de 5,7 en fait un produit parmi les plus sûrs actuellement, son coefficient de partition sanguin est de 1,4 à 37°C, de ce fait il est très peu métabolisé par le foie, seulement 0,3% à 3% [40, 53, 97]. Il n'induit quasiment aucun changement biochimique chez les oiseaux anesthésiés mais tend à diminuer la ventilation du sac aérien claviculaire [22, 46, 47]. Il permet une bonne sédation et une bonne myorelaxation mais aucune analgésie. Il induit peu de dépression cardiorespiratoire de manière dose dépendante et en cas de surdose, l'arrêt respiratoire survient généralement avant l'arrêt cardiaque. De plus, l'induction et le réveil se font sans à-coups et assez rapidement : de l'ordre de 5 à 10 minutes [38, 91].

Il s'utilise à la posologie de 3 à 5% pour l'induction et 1,5 à 2,5% pour la maintenance anesthésique [30, 38, 40, 45, 85, 91]. Naturellement la narcose obtenue est dépendante de la concentration utilisée. Du fait de l'apparition possible d'apnées, il est préférable que les oiseaux pesant plus de 100g et subissant une intervention de plus de 10 minutes soient intubés pour pouvoir être ventilés en pression positive si le besoin s'en fait sentir.

**Le desflurane et le sévoflurane** : ce sont des agents anesthésiants volatiles ayant récemment obtenu une autorisation d'utilisation chez l'homme. Des études ont mis en évidence l'effet anesthésique de ces gaz chez les animaux domestiques. Ils semblent avoir des effets similaires à ceux remarqués pour l'isoflurane y compris en ce qui concerne les dépressions respiratoires et cardiovasculaires [38]. On note néanmoins, un effet irritant du desflurane sur les muqueuses chez l'homme et une néphrotoxicité de l'un des métabolites principaux du sévoflurane chez le rat [30]. Mais pour l'instant ces effets secondaires n'ont pas été mis en évidence chez d'autres espèces. Une étude faite avec du sévoflurane sur diverses espèces de psittacidés n'a pas montré de différence significative entre celui-ci et l'isoflurane en ce qui concerne les temps d'induction et de réveil même si d'autres études montrent que le réveil est 20 à 30% plus rapide qu'avec de l'isoflurane. Le desflurane nécessite un équipement très spécialisé et très onéreux [93].

### II.3.2. Les anesthésiques injectables :

Les anesthésiques volatiles et en particulier l'isoflurane sont les anesthésiques de choix lors d'anesthésie des oiseaux. Néanmoins lorsque de tels agents anesthésiques ne sont pas disponibles et pour une intervention de terrain ou portant sur le tractus respiratoire, il peut s'avérer utile de recourir à des produits injectables. Lors d'usage d'anesthésiques injectables, la profondeur de l'anesthésie est plus difficile à gérer, le réveil s'avère plus long et l'hypothermie plus sévère que lors d'usage d'anesthésiques volatiles.

Avant toute injection d'un anesthésique, il est indispensable de peser l'oiseau le plus précisément possible pour injecter une dose adéquate. Le risque majeur étant une surdose pouvant parfois conduire à la mort du patient, d'autant plus qu'il peut s'avérer difficile de combattre les effets de cette surdose une fois installée. L'élimination d'un anesthésique

injectable dépend de tellement de paramètres que les effets exacts varient beaucoup d'un individu à l'autre.

Il n'existe à l'heure actuelle aucun produit fournissant seul toutes les caractéristiques d'une bonne anesthésie : sédation, analgésie, myorésolution et sécurité d'emploi. C'est pourquoi dans la grande majorité des cas nous utilisons un mélange d'anesthésiques se complétant les uns les autres.

#### II.3.2.1. Les voies d'administration :

Pour administrer les anesthésiques parentéraux nous devons disposer d'une voie d'administration assurant une absorption rapide et une bonne biodisponibilité des produits. C'est pour cela que nous utilisons les voies intramusculaire (IM), intraveineuse (IV) ou intraosseuse (IO).

- Injections intramusculaires :

L'injection se fait dans les masses musculaires les plus compactes de l'oiseau c'est à dire les muscles du bréchet ou de la cuisse. Le système porte rénal présent chez les oiseaux ne semble pas interférer avec la qualité ou la durée de l'anesthésie produite par injection dans la cuisse [38].

- Injections intraveineuses :

Si une voie veineuse est placée pour une fluidothérapie peranesthésique, les anesthésiques peuvent être injectés par cette voie. La veine ulnaire ou basilique est évitée chez les oiseaux qui se débattent car des hématomes apparaissent très rapidement lors de sa ponction et l'hémostase est alors difficile à faire. Les veines saphène et jugulaire droite sont les plus employées [38].

- Injections intraosseuses :

On l'utilise lorsque la voie IV est impossible, l'injection se fait dans l'ulna distale ou le tibiotarse proximal (cf. paragraphe II.5.1. fluidothérapie).

#### II.3.2.2. Anesthésiques injectables le plus couramment utilisés :

**Alphaxalone/Alphadalone** : utilisable à la dose de 5-10mg/kg en IV ou 36mg/kg en IM ou IP [13]. Cet agent anesthésique présente une certaine marge de sécurité qui peut néanmoins s'avérer trop restreinte dans certains cas. Ces anesthésiques sont déconseillés chez les vieux oiseaux du fait de leur action néfaste sur la fonction cardiaque [13]. De nos jours, nous évitons d'utiliser de tels agents anesthésiques lorsque d'autres, plus sûrs, sont à disposition.

**Les dissociatifs** : la kétamine.

Cet agent anesthésique, largement utilisé, présente une bonne marge de sécurité chez les oiseaux, il produit une induction rapide, immédiate en IV et en quelques minutes en IM [38]. L'anesthésie obtenue est dose-dépendante et la récupération sera d'autant meilleure que la dose sera petite. Son utilisation est caractérisée par une forte sédation, une faible analgésie et une faible myorelaxation voire même une excitabilité augmentée et de l'opisthotonos [38, 40, 69, 97]. Utilisée seule, l'induction et la récupération sont souvent associées avec de l'ataxie et de l'agitation, d'où l'importance de la contention du patient dans ces moments [38, 97]. L'induction se fait en 5 à 10 minutes après injection intramusculaire et l'anesthésie induite se prolonge 5 à 20 minutes en fonction de la taille de l'oiseau et de la dose utilisée [38, 69, 97]. Cet anesthésique est, la plus part du temps, utilisé en combinaison avec un autre agent pour obtenir un effet synergique. Il s'agit des benzodiazépines ou des  $\alpha 2$ -agonistes qui améliorent

la relaxation et la profondeur de l'anesthésie. Le plus souvent on utilisera un mélange de kétamine et de xylazine (selon le rapport 10/1 en mg/kg) ou de diazépam (selon le rapport 6/1 en mg/kg) [97]. La kétamine est transformée par le foie et excrétée par les reins, aussi toute affection de ces organes est susceptible de prolonger les temps de récupérations voir d'être un motif de contre-indication à son usage [13, 38, 97].

Posologie : elle est très variable d'une espèce à l'autre. L'utilisation de la kétamine suit une échelle allométrique, c'est à dire que le dosage sera d'autant plus fort que l'espèce d'oiseau à anesthésier sera petite.

Ainsi pour de gros oiseaux (poids>1kg) on peut l'employer à la posologie de 10 à 20mg/kg. Pour de petits oiseaux (poids<50g) on l'emploie à la posologie de 70 à 80mg/kg. Pour d'autres auteurs, on l'emploie également aux posologies de 5 à 30mg/kg en IM ou 2,5 à 5mg en IV. Pour une simple sédation chez les rapaces, elle peut également s'administrer par voie orale à une posologie de 100mg/kg dans de la viande [5].

#### **Les barbituriques :**

Ils comprennent le pentobarbital, le thiopental, la méthiohexitone et l'équithesine. Ils ont chez les oiseaux une faible marge de sécurité, produisent des inductions et des réveils lents et agités [13]. Du fait de leur caractère irritant, ils ne doivent être donnés qu'en IV. Ces agents anesthésiques sont plutôt indiqués pour des euthanasies et ne devraient pas être utilisés pour un autre usage chez les oiseaux domestiques.

#### **Le propofol :**

Il a été utilisé avec succès chez divers oiseaux dont des canards, chez qui il induit une anesthésie rapide et en douceur [70]. Son emploi est caractérisé par une anesthésie « flash », c'est à dire avec une induction très rapide, une durée d'effet brève et un réveil rapide également. Comme chez les carnivores domestiques il s'emploie exclusivement en IV stricte et lente [52]. Sa marge de sécurité est relativement étroite et on se doit de toujours supplémenter les animaux anesthésiés au propofol en oxygène pour lutter contre l'apnée, l'hypoventilation et l'hypoxie. Son effet secondaire le plus préoccupant est une dépression respiratoire notable, surtout immédiatement après la première administration. On a également pu noter des chutes de pression artérielle, des arythmies et des tachycardies [38, 52]. Il peut être utilisé en bolus pour des anesthésies flash ou en instillation IV pour des anesthésies de plus longues durées. Du matériel adapté (cathéter, pousse seringue, appareils de monitoring, ...) est alors requis. Il peut être utilisé en bolus à 15mg/kg en dose de charge ou 2mg/kg toutes les 30 secondes pour l'induction et 0,5 à 8mg/kg/min pour la maintenance [58, 69]. En perfusion, il a été utilisé avec peu d'effets secondaires à la posologie de 5mg/kg pour l'induction et 1mg/kg/min pour la maintenance [52]. Chez les oiseaux domestiques, il est à utiliser avec la plus extrême prudence et notamment avec un apport supplémentaire d'oxygène [52, 58]. L'usage d'opioïdes en prémédication permet de réduire la dose nécessaire à la maintenance.

#### **Les $\alpha 2$ agonistes :** la xylazine, la détomidine et la médétomidine.

Ils ont été utilisés avec succès chez les oiseaux et donnent des effets sédatifs, analgésiques et myorelaxant compatible avec une induction et un réveil doux. L'avantage majeur de cette classe d'anesthésiques est la possibilité d'en contrer les effets avec un antagoniste spécifique : l'atipamézole, préconisé pour contrer la détomidine et la médétomidine, la yohimbine et la tolazoline utilisées pour contrer les effets de la xylazine chez des rapaces. Lorsqu'on utilise ce genre de produit en association avec de la kétamine, il faut veiller à contrer leur effet à un moment approprié pour éviter que l'oiseau ne se réveille sous l'effet de la kétamine seule, ce qui entraînerai les difficultés de réveil liées à la kétamine. Ces anesthésiques ne sont pas recommandés en utilisation seule car ils induisent une hypoventilation, une hypercapnie et



une absence de sédation convenable [69]. Il faut veiller à prévenir d'éventuels troubles cardiovasculaires comme des bradycardies et des bradyarythmies lorsque l'on utilise ce genre de produit. Ils ne s'utilisent pas lors de stress important où leur effet peut être amoindri voir annulé par un mécanisme que l'on ignore encore [69].

*La médétomidine* : Elle donne des résultats aléatoires si elle est utilisée seule ou en association avec d'autres agents anesthésiques ou préanesthésiques (comme la kétamine ou le midazolam) [72]. L'effet principal obtenu avec ce produit est une sédation, légère si elle est utilisée seule, plus profonde si associée à d'autres produits ; les effets sont dose-dépendants. Les temps d'induction et de réveil s'échelonnent respectivement de 5 à 10 minutes et de 10 à 40 minutes environ, le temps de réveil est d'autant plus long que la sédation obtenue a été importante [69, 72].

Posologie : 2mg/kg pour une sédation moyenne permettant une prise de cliché radio ou une prise de sang.

*La xylazine* : elle procure analgésie et myorelaxation mais déprime de manière importante le système cardiopulmonaire. L'induction et le réveil sont caractérisés par des mouvements violents. Le temps de récupération est prolongé. Seule, la xylazine n'a pas d'effet anesthésique satisfaisant.

Posologie : 1,1mg/kg et jusqu'à 10mg/kg [13], mais les oiseaux ne semblent pas s'immobiliser à cette posologie.

Les antagonistes des  $\alpha_2$  agonistes :

Ils reversent les effets des  $\alpha_2$  agonistes mais pas de la kétamine. Trois produits sont actuellement disponibles : [97]

Yohimine : 0,1-0,275mg/kg IM ou IV, utilisée pour inverser les effets de la xylazine.

Tolazoline : 15mg/kg IV, utilisée pour contrer les effets de la xylazine.

Atipamézole : 0,2-10mg/kg utilisé pour contrer les effets de la médétomidine. La dose exacte recommandée est de 5 fois celle de médétomidine administrée.

### **Les benzodiazépines :**

Ils s'utilisent surtout en prémédication et en association avec d'autres anesthésiques pour l'induction. Ils réduisent l'anxiété durant l'induction, l'anesthésie et le réveil et permettent de réduire la quantité de gaz anesthésique utilisée pour la maintenance. L'effet des benzodiazépines est optimal si elles sont administrées 10 à 20 minutes avant induction [68]. On peut utiliser le flumazenil, administré en IV ou en IM (0,1mg/kg), pour contrer les effets d'une sédation induite par les benzodiazépines [69, 97].

*Le diazépam et le midazolam :*

Ils améliorent la myorelaxation, adoucissent l'induction et la récupération tout en induisant un minimum d'effets néfastes cardiorespiratoires [93].

*Tilétamine + Zolazépam :*

Combinaison entre un dissociatif (tilétamine) et une benzodiazépine (zolazépam), que l'on trouve sous le nom déposé de Zolétil™. A elle seule cette combinaison de produits suffit à provoquer une sédation suffisante, comparable à celle induite par le midazolam associé à la kétamine. On l'emploie à la dose de 5 à 10mg/kg en IM de manière efficace chez des rapaces nocturnes, mais insuffisante chez des rapaces diurnes chez lesquels on note de la bradycardie et de la bradypnée [38]. On note une baisse des rythmes cardiaque et respiratoire lors de son utilisation. L'inconvénient majeur du Zolétil™ semble être une durée d'anesthésie courte avec une récupération plutôt longue (2 à 4 heures) [38, 69].

### II.3.3. Le matériel d'anesthésie : [12]

- Les cathéters intraveineux ou intraosseux :

Que l'anesthésie soit gazeuse ou injectable, il est important de disposer d'une voie rapide d'administration de fluide durant toute anesthésie. Le temps de réaction en cas de problème s'en trouve ainsi considérablement raccourci. Grâce à cette voie nous pouvons administrer rapidement des fluides de réanimation, des produits de soutien des grandes fonctions ou plus simplement des anesthésiques ou leurs antagonistes. Nous nous assurerons que cette voie liquidienne soit convenablement fixée durant l'anesthésie, de manière à ce que les mouvements du patient ou du personnel intervenant autour de lui ne la décroche.

Il est possible d'utiliser un pousse-seringue pour administrer de façon plus régulière un anesthésique injectable. Néanmoins cela ne prend pas en compte les changements de besoins intervenant au cours de l'anesthésie.

- Les circuits anesthésiques :

L'utilisation d'une anesthésie gazeuse suppose que l'on dispose de tout l'équipement nécessaire : bombonne d'oxygène dotée de détendeurs, débitmètre, cuve d'évaporation du gaz anesthésique et circuit de conduction du mélange gazeux avec différentes tailles de ballons adaptés à la taille de l'oiseau anesthésié (**Figure 16**).

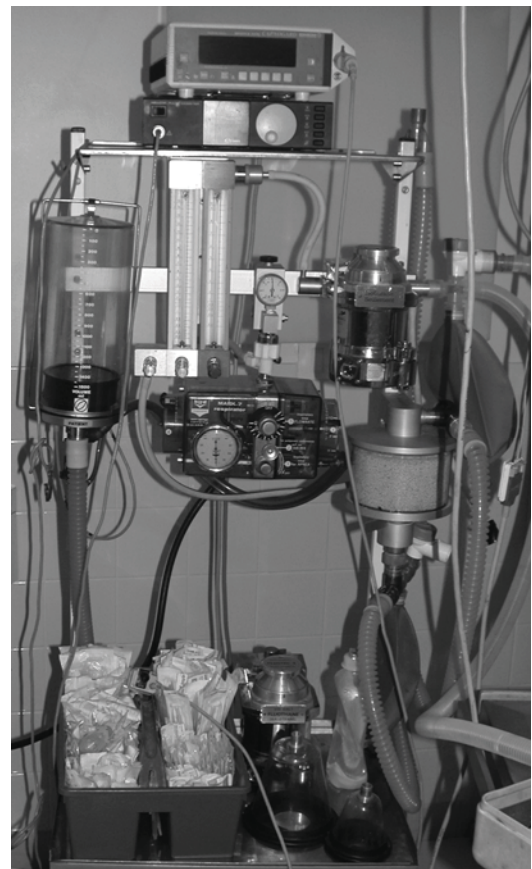
Les pressions de vapeur saturante de l'isoflurane (261mm Hg) et de l'halothane (243mm Hg) sont suffisamment proches pour pouvoir utiliser la cuve de l'un pour l'autre. Il faut alors la recalibrer de manière adéquate [97].

Le circuit utilisé doit être adapté aux besoins et au gabarit de l'oiseau à anesthésier ; il en existe deux grands types : les circuits réinhalatoires et les circuits non réinhalatoires.

*Circuit réinhalatoire* : il consomme peu de gaz anesthésique, conserve l'humidité et la chaleur des gaz en circulation et pollue moins que les autres circuits. Par contre, il provoque une résistance plus grande à la circulation des gaz, nécessite un canister contenant de la chaux sodée pour récupérer le CO<sub>2</sub> et ne permet pas de changer rapidement la profondeur de l'anesthésie. Ce type de circuit est donc réservé aux oiseaux de grande taille, comme les ratites ou les plus grands rapaces, pesant plus de 10kg, à moins d'utiliser un respirateur artificiel [38, 91, 97].

*Circuit non réinhalatoire* : il provoque une moindre résistance à l'écoulement des gaz et permet un changement de la profondeur anesthésique rapide. Il dépense cependant plus de gaz anesthésique, il est donc plus hypothermisant et plus cher d'entretien. Du fait de toutes leurs qualités, ils sont recommandés pour l'anesthésie gazeuse chez les oiseaux [97].

On utilise des cuves spécifiques pour les gaz anesthésiques et des circuits étanches de conduction. Le flux de gaz utilisé est d'environ 150 à 200ml/kg/min avec un minimum de 500ml/min [33, 38, 91]. On peut également utiliser des systèmes de récupération des gaz



**Figure 16** : Bloc anesthésique (Photo C. Feix).

rejetés qui, même s'ils représentent un investissement supplémentaire, permettent de recycler les gaz utilisés.

Du fait de la grande diversité des oiseaux, il faut prévoir une grande variété de masques anesthésiques. Lorsqu'on utilise un masque, il faut veiller à ce qu'il s'adapte du mieux possible au bec du patient, d'où l'utilisation en tant que masque de divers instruments bricolés : corps de seringue sectionné ou fond de bouteille [38, 53, 85, 91]. Il faut néanmoins toujours veiller à ce que l'étanchéité du masque soit adéquate. De courtes anesthésies peuvent se réaliser uniquement à l'aide d'un masque sans recourir à l'intubation ; mais l'intubation reste conseillée car elle permet une ventilation active en cas d'arrêt respiratoire et protège des reflux alimentaires. De manière similaire aux masques, il faut prévoir des sondes endotrachéales de différentes tailles qui s'adaptent à l'espèce concernée. Les sondes sans ballonnets sont préférables à celles avec et sont les seules à être utilisables pour les petites espèces [38, 53, 91]. Pour les grandes espèces, si on utilise une sonde avec ballonnet il ne faut pas le gonfler pour ne pas induire d'œdème du fait de la présence d'anneaux cartilagineux fermés dans la trachée des oiseaux.

Il est possible de ventiler les oiseaux anesthésiés à l'aide d'un ventilateur pédiatrique ou spécial pour petits animaux ; appareil disponible pour l'instant exclusivement par commande via Internet pour la France.

La vérification du circuit anesthésique et de toutes les machines qui y sont reliées est essentielle avant chaque utilisation.

## II.4. Monitoring et surveillance de l'anesthésie :

Dans toute anesthésie, il est important de savoir à chaque instant à quel niveau d'inconscience se situe le patient et comment fonctionnent ses grands appareils organiques. Les paramètres les plus importants à suivre sont les réflexes et les signes de perception de la douleur, les fréquences respiratoire et cardiaque et les pressions partielles en oxygène et en dioxyde de carbone de l'air respiré. On utilise le plus fréquemment les techniques et appareillages listés ci-dessous.

### II.4.1. Surveillance clinique d'une anesthésie :

L'examen clinique est le premier, le plus important et le plus simple des outils de surveillance d'une anesthésie. Il est destiné à apprécier de manière visuelle l'ampleur et la fréquence des mouvements respiratoires, mais aussi des différents réflexes qui permettent de qualifier la profondeur d'une anesthésie.

- Rythme cardiaque : il peut être surveillé à l'aide d'un stéthoscope pédiatrique standard, d'un stéthoscope œsophagien ou d'un électrocardiographe (ECG). Le stéthoscope œsophagien, lorsqu'il est bien positionné peut également servir à ausculter la respiration. Le choc précordial et le pouls sont difficiles à sentir et à évaluer correctement chez les oiseaux. Une bradycardie durant l'anesthésie est bien souvent la conséquence d'une induction trop profonde. Si elle se prolonge, elle aboutit bien souvent à des arythmies et enfin à un arrêt cardiaque. A l'inverse, une tachycardie est un signe d'anesthésie trop superficielle ou de réactions algiques.

- Respiration : si la fréquence augmente, soit l'animal est en phase de réveil, soit il réagit à une certaine perception douloureuse. Au contraire, si la fréquence diminue, il s'agit alors d'un approfondissement de l'anesthésie générale. De manière générale on fait attention à ne pas descendre en dessous de 25 à 50 mouvements par minutes pour des oiseaux de moins de 500g et 12 à 15 mouvements par minutes pour des oiseaux de plus de 500g.



- Test des réflexes : les réflexes disparaissent les uns après les autres en fonction de la profondeur de l'anesthésie. Il est possible d'évaluer la tonicité musculaire en mobilisant la mandibule.

- Anesthésie légère : pas de mouvements volontaires, tous les réflexes sont encore présents.

- Anesthésie moyenne : pas de réflexe palpébral, les réflexes cornéens et de réponse au pincement des doigts sont amoindris ou intermittents [53].

- Anesthésie profonde : les réflexes ont disparus, la respiration est fortement ralentie et superficielle [53].

Réflexe palpébral : on stimule les paupières, ce qui conduit à leur fermeture.

Réflexe cornéen : on stimule la cornée ce qui conduit normalement au basculement de la troisième paupière. Ce réflexe est le dernier à disparaître aussi s'il n'est plus présent c'est que l'anesthésie est trop profonde [38, 53, 85, 91].

Réflexe de réponse au pincement des doigts : on pince la peau des doigts et la patte normalement se retire. Ce réflexe disparaît lors d'anesthésie moyenne [84].

Tonicité des mandibules : elle évolue de manière inversement proportionnelle à la profondeur de l'anesthésie [53].

- Les pertes liquidiennes : les oiseaux supportent nettement mieux les pertes liquidiennes que les mammifères de poids équivalent. Néanmoins le seuil de tolérance se situe autour de 5 à 10% du poids vif. Il est toujours bon de réhydrater un patient durant une chirurgie. On peut le faire par bolus par voie sous-cutanée, intraveineuse ou intraosseuse. Il est intéressant de profiter de l'anesthésie générale pour pauser un cathéter au patient.

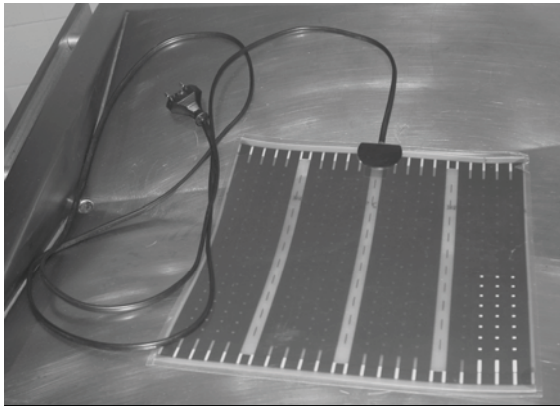
- La prise de température : l'une des complications majeures des anesthésies est l'hypothermie. Elle est quasi-systématique chez les oiseaux, souvent importante et rapidement accompagnée d'hypoglycémie [38, 43, 53, 71]. Garder un suivi de la température corporelle du patient pour prévenir ce risque est donc particulièrement important. Pour ce faire, il peut être intéressant de connaître la température basale de l'espèce à considérer. Cette température corporelle s'échelonne de 38 à 42,5°C en fonction de l'espèce [49, 97]. Il est particulièrement important de réchauffer l'oiseau pendant et après une anesthésie, d'éviter le contact direct avec une table froide, de retirer trop de plumes, d'utiliser de l'alcool - très hypothermisant par évaporation - et d'effectuer trop de rinçages froids du site opératoire [3, 7, 37, 43, 85]. La peau des oiseaux présente moins de bactéries que celle des mammifères, aussi un lavage excessif du site chirurgical est à éviter. L'usage de champs transparents autocollants en plastique minimise le plumage et donc la survenue d'une hypothermie et permet de surveiller le patient beaucoup plus aisément [3, 7, 30, 53, 91].

L'hypothermie se manifeste chez les oiseaux par de la vasoconstriction périphérique, de la bradycardie, de l'arythmie, de l'hypotension, un temps de récupération à l'anesthésie prolongé et, dans les cas les plus sévères, par de la fibrillation ventriculaire [38, 53, 97]. A l'inverse, il faut éviter l'hyperthermie qui mène à une hyperventilation et donc à une alcalose respiratoire. Sans compter qu'une source de chaleur trop proche du patient risque de provoquer de sévères brûlures [13, 75].

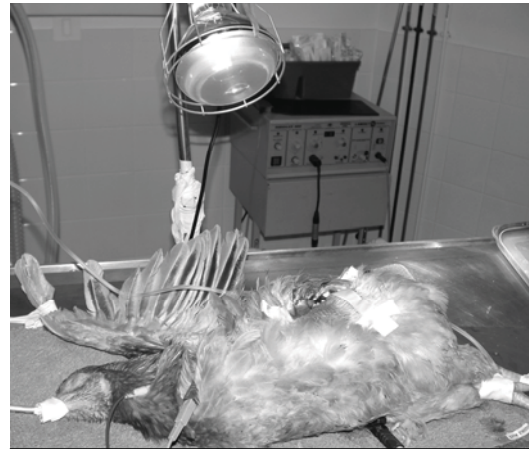
La prise de température chez l'oiseau s'est avérée la plus judicieuse au niveau du cloaque [3, 53, 91, 97]. C'est là qu'on aura la meilleure corrélation entre la température relevée et la température corporelle.

Le réchauffement de l'oiseau peut être réalisé de différentes manières : par tapis chauffant, à l'aide de bouillottes, de couvertures ou de lampes (**Figure 17 et 18**). Il a été constaté que cette dernière source de chaleur limitait le mieux les pertes calorifiques [43, 71]. Il faut faire attention à ne pas placer les plaques chauffantes directement au contact de l'oiseau ou les lampes chauffantes trop proche car de sévères brûlures sont susceptibles de se produire. L'usage de gaz anesthésiques chauffés permet également de conserver assez longtemps la

température des patients opérés en limitant les pertes calorifiques par évaporation [3, 38, 49, 83, 84].



**Figure 17 :** Plaque chauffante (Photo A. Mercier).



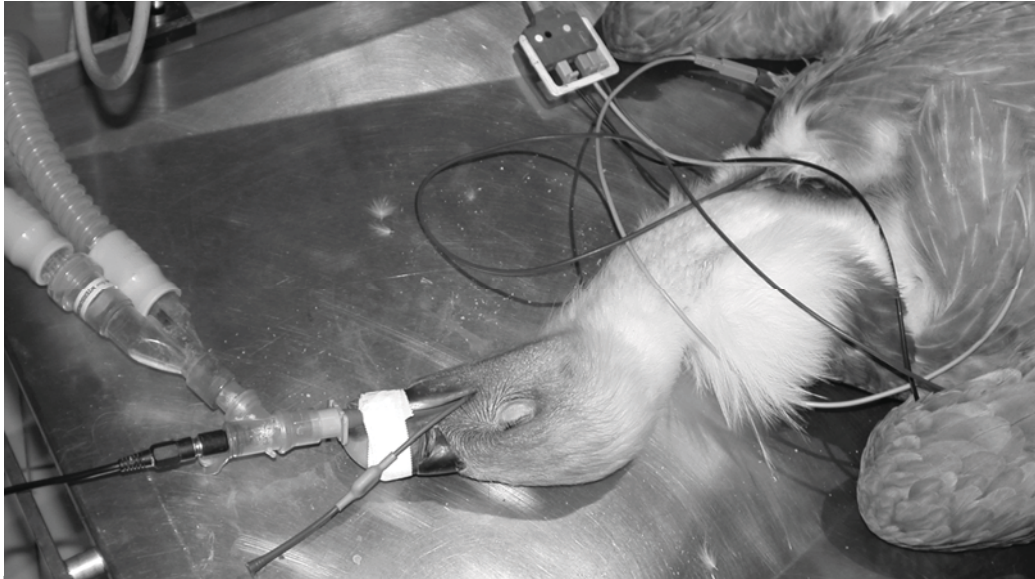
**Figure 18 :** Réchauffement d'une poule (*Gallus gallus*) anesthésiée à l'aide d'une lampe chauffante (Photo C. Feix).

#### II.4.2. Surveillance instrumentale d'une anesthésie :

L'avantage majeur d'une surveillance instrumentale par rapport à une surveillance clinique d'un patient lors d'une anesthésie est son autonomie de fonctionnement. Les appareils réglés à l'avance permettent d'avertir l'équipe chirurgicale en cas de problème. Les connaissances techniques minimales pour se servir optimalement de ces appareils sont suffisamment réduites pour permettre au praticien de déléguer cette tâche à son personnel technique.

- L'électrocardiogramme : (**Figure 19**) Il permet de suivre en direct l'allure et la fréquence de fonctionnement du cœur grâce à l'activité électrique produite. C'est un moyen de monitoring recommandé par plusieurs auteurs qui peut être remplacé par un stéthoscope oesophagien [53, 91, 93]. Il permet ainsi de détecter des anomalies telles que tachycardies, bradycardies, arythmies et autres troubles du rythme cardiaque. Pour un meilleur contact des électrodes, il est possible de les suturer à la peau [38]. Plus l'anesthésie s'approfondie, plus les ondes T se rapetissent et les ondes R prennent de l'amplitude [90, 97].

- La capnographie : (**Figure 19 et 20**) Elle permet de suivre la pression partielle en CO<sub>2</sub> présent dans le sang. Nous constatons qu'il existe une forte corrélation entre la pression partielle de CO<sub>2</sub> expirée et la pression partielle de CO<sub>2</sub> sanguine, même si cette dernière est surestimée par rapport à cette première d'environ 5mm Hg [25]. Cette méthode de monitoring est donc une méthode valable pour la surveillance anesthésique des oiseaux.



**Figure 19** : Suivit capnographique et électrocardiographique d'un vautour fauve (*Gyps fulvus*) anesthésié (Photo C. Feix).



**Figure 20** : Tracé capnographique lors de l'anesthésie d'un oiseau (Photo C. Feix).

- L'oxymétrie de pouls : elle mesure l'oxygène présent dans les gaz respiratoires rejetés. Les résultats obtenus par oxymétrie de pouls chez les oiseaux ne sont pas fiables et non validés chez les oiseaux [28, 38], même si certaines corrélations peuvent être établies avec les résultats obtenus chez les mammifères [96]. Le rythme cardiaque des oiseaux, surtout des petits, est trop rapide pour permettre des mesures précises et fiables. La saturation en oxygène doit idéalement rester au-dessus de 90%, en dessous de 80%, il y a danger [91, 97]. La sonde se positionne sur la membrane proptagiale, les doigts, la langue ou le tibiotarse. Cette dernière position donne les résultats les plus consistants [97].
- La prise de pouls par méthode doppler : ce qui permet de suivre la régularité du rythme et de l'intensité du système cardiovasculaire en détectant les mouvements des cellules sanguines. La sonde doppler se pose sur l'artère alaire au niveau du coude (artère basilique) ou sur l'artère métatarsienne médiale [37, 85].
- Autres techniques : On emploie aussi la mesure de la pression sanguine qui doit rester supérieure à 100mmHg.

## II.5. Techniques de réanimation et de support d'un oiseau opéré :

Les anesthésies auxquelles sont soumis les oiseaux opérés ont une répercussion non seulement sur leur état de vigilance mais aussi sur leurs grandes fonctions. Il peut être indispensable d'intervenir pour soutenir ces grandes fonctions si l'anesthésie s'avère être une épreuve trop difficile pour le patient.

### II.5.1. La fluidothérapie :

Le rôle de la fluidothérapie dans le soutien et les soins apportés aux oiseaux hospitalisés est essentiel. Les oiseaux sont capables de masquer les symptômes de dégradation de leur état de santé pendant une longue période et le rétablissement de leur équilibre hydroélectrolytique est peut être plus important encore que pour les mammifères de taille équivalente. La fluidothérapie, administrée durant l'anesthésie, permet au patient de récupérer beaucoup plus rapidement en activant les fonctions organiques [91].

La toute première chose à faire est d'estimer le niveau de déshydratation chez le patient. De manière générale on peut supposer que, plus un oiseau est malade ou traumatisé, et plus son état de déshydratation est intense [43]. Une estimation a priori de 5 à 10% de déshydratation est assez judicieuse pour une première approche du patient [39, 43, 44, 49, 99, 100]. Peu de méthodes d'évaluation de la déshydratation chez les mammifères donnent des résultats fiables et reproductibles chez les oiseaux. Néanmoins, on peut toujours se baser sur l'élasticité de la peau, qui est le mieux évaluée sur la surface dorsale du métatarse [44, 49, 99, 100]. Le taux de remplissage capillaire peut lui aussi être évalué en cas de déshydratation assez importante ou de choc, en comprimant la veine ulnaire ou basilique [49, 75, 99, 100]. Si ce taux de remplissage capillaire est supérieur à 1 ou 2 secondes, la déshydratation est alors supérieure à 7%. Dans des cas plus avancés de déshydratation, l'œil apparaît terne et enfoncé ; sa pression interne diminue d'autant [49, 75]. Des paramètres plus objectifs sont la mesure de l'hématocrite et celle du taux protéique plasmatique. Un hématocrite supérieur à 60% est caractéristique d'une déshydratation [7, 49, 75, 91]. L'hématocrite habituel chez les oiseaux se situe entre 35 et 55%. A l'inverse, un hématocrite inférieur à 35% indique une anémie [49]. Les résultats de l'hématocrite peuvent être corrélés avec la mesure des protéines totales dans le sérum. Leur taux est situé entre 20% et 40% chez les oiseaux correctement hydratés.

Les fluides peuvent être administrés par voie orale, sous-cutané, intraveineuse ou intraosseuse.

Avant d'établir un schéma thérapeutique de fluidothérapie, il est conseillé de traiter tout état de choc ou éventuellement présent, par administration de 60 à 90ml/kg maximum d'une solution électrolytique équilibrée durant une heure, ce qui correspond à un rythme de 1,5ml/kg/min [40, 43, 91]. Une intervention chirurgicale devrait toujours être accompagnée d'une fluidothérapie chez les oiseaux.

De manière générale il est préférable que les liquides apportés soient chauffés à 37-40°C au préalable [30, 40, 43, 75, 91, 99, 100].

• Quel fluide utiliser ? (cf. **Annexe 2**)

Le liquide de réhydratation de choix chez les oiseaux est le lactate de Ringer, il peut être mélangé pour moitié avec du glucose à 5% si l'oiseau ne s'alimente pas par lui-même [40, 43, 75, 91, 97]. Dans la plupart des états de choc, il se produit une acidose métabolique. Le lactate est transformé dans le foie en bicarbonate, ce qui fait du lactate de Ringer un agent modérément alcalinisant, tout particulièrement indiqué en cas d'acidose métabolique. Les liquides cristalloïdes sont assez peu efficaces pour assurer le remplissage vasculaire. En cas de choc, il n'en reste que 25% dans le secteur vasculaire au bout d'une demi-heure. De plus,



administrés en trop grande quantité les liquides cristalloïdes conduisent à une hémodilution. Il peut donc être utile d'utiliser des liquides colloïdaux dans les cas de chocs les plus aigus. Une administration de 10 à 20ml/kg peut s'avérer salutaire [100]. En présence d'un oiseau qui vomit ou qui a de la diarrhée, les pertes de potassium étant élevées, il peut être utile d'ajouter au lactate de Ringer du chlorure de potassium à hauteur de 0,3mEq/kg jusqu'à une dose maximale de 11mEq/jour [43]. En cas de lésions musculaires importantes, d'état catabolique ou d'insuffisance rénale, une hyperkaliémie est présente et peut se manifester sous forme de bradycardies ou d'arythmies cardiaques. Le lactate de Ringer ne contient pas assez de potassium pour aggraver une hyperkaliémie et n'est donc pas contre-indiqué. Du gluconate de calcium est recommandé dans ces cas là à la posologie de 0,5ml/kg.

- Quantités à administrer ?

Nous admettons que les quantités journalières de fluide à administrer sont d'environ 50ml/Kg/jour [40, 43, 49, 75, 97, 100]. Le déficit hydrique quant à lui, après avoir été estimé en pourcentage, est multiplié par le poids en gramme de l'oiseau pour obtenir la quantité en millilitre à administrer. Ce déficit doit être comblé en deux à trois jours pendant que la dose d'entretien est administrée chaque jour. La moitié du déficit hydrique doit être comblé dans les 12 à 24 premières heures, et l'autre moitié dans les 24 à 48 heures suivantes. L'administration de la dose d'entretien doit se poursuivre pendant 2 jours après le rétablissement du déficit [44, 75]. Pour les jeunes, les doses quotidiennes sont augmentées de 2 à 3 fois par rapport aux adultes.

En per-opératoire, la quantité de fluide à apporter est augmentée à 10ml/kg/h [6, 38]. Lors d'administration de fluides, il faut toujours surveiller l'apparition d'une hypervolémie iatrogène. La fluidothérapie est poursuivie jusqu'à ce que le patient s'abreuve de lui-même.

- Quelle voie d'administration ?

Pour un traitement de support lors de déshydratations mineures ou pour l'administration de la dose de maintenance uniquement, les voies orale et sous-cutanée sont largement suffisantes. La voie sous-cutanée étant utilisée lorsqu'on veut être sûr que la dose quotidienne est bien administrée ou pour des patients dont l'accès au bec pose des problèmes. Lors de chirurgie ou pour réhydrater un patient déshydraté à plus de 10%, on utilisera plutôt les voies intraveineuse et intraosseuse [44].

- La voie orale : c'est une voie qui peut être utilisée avec efficacité pour réhydrater des patients faiblement déshydratés ou pour la maintenance de patients hospitalisés [43, 100]. Elle est très pratique mais elle n'a que peu d'efficacité sur les patients sévèrement déshydratés, handicapés, dans les cas de vomissements ou de motilité gastro-intestinale réduite. De plus, elle peut être la cause de stress importants si elle se fait de force.

- La voie sous-cutanée : la voie sous-cutanée est utilisée sur des patients peu déshydratés ou pour des administrations de maintenance. Sur un oiseau modérément déshydraté ou en cas de choc, la vasoconstriction périphérique diminue grandement l'efficacité de cette voie d'administration. Il en est de même dans les cas d'hypoprotéinémie sévère. Les zones typiquement utilisées pour ces injections sont les régions inguinale ou axillaire et la membrane proptagiale [49, 100]. On utilise une aiguille de petit diamètre, par exemple 27G, pour injecter 8 à 10ml maximum par côté. Les avantages de cette voie d'administration sont qu'elle permet d'injecter un certain volume sans risque d'hypervolémie et qu'elle est très simple à mettre en œuvre. Par contre, on ne peut pas injecter trop de fluide en un même point (5 à 10ml/kg) et il y a risque de vasodilatation chez les oiseaux en choc ou en hypothermie [43, 49, 75].

- La voie intraveineuse : c'est la voie d'administration de choix en cas d'urgence. Cette voie permet une administration précise et en grands volumes de fluides mais favorise les hémorragies au site de ponction. Elle nécessite la fixation d'un cathéter et une contention du patient. Elle ne peut être laissée en place plus de 2 à 3 jours [49]. Les sites possibles pour la

pose d'un cathéter intraveineux sont sur les veines ulnaires ou basiliques (**Figure 21 et 22**). Les veines jugulaires, notamment la droite, plus développée chez les oiseaux, peuvent également servir à ce dessein [30, 38, 49, 75, 100]. Pour des oiseaux pesant moins de 150g, la veine jugulaire peut être la seule utilisable. Pour de grandes espèces, on peut aussi se servir de la veine métatarsale médiale qui induit moins de risque d'hématomes que la veine ulnaire. En guise de cathéter on peut utiliser des aiguilles de petits diamètres ou des aiguilles épicroâniennes utilisées en pédiatrie humaine. On sécurise la fixation du cathéter au corps du patient en le cousant à la peau (ou en le collant) et en plaçant un bandage contentif (**Figure 23**). En bolus, la quantité maximale de fluide qu'on peut administrer est de 10ml/kg échelonné sur une période de 5 à 7 minutes [43, 49, 75], bien que d'autres auteurs décrivent un rythme de 15ml/kg/h après un premier bolus de 20ml/kg [30, 44]. Ce rythme peut être répété toutes les 3 à 4 heures pendant les 12 premières heures, puis toutes les 8 heures pendant les 48 heures suivantes [75]. En perfusion, la quantité à administrer est à calculer en fonction du poids de l'oiseau et de son état d'hydratation.

On peut se servir de cette voie d'administration pendant les 24 à 48 premières heures. Il faut bien faire attention à la ponction veineuse, surtout en ce qui concerne les veines des ailes car les hématomes y surviennent fréquemment.



**Figure 21** : Préparation à la pose d'un cathéter sur la veine ulnaire. Elle est rendue turgescente par compression (Photo E. Gayard).



**Figure 22** : Pose du cathéter par ponction de la veine ulnaire (Photo E. Gayard).



**Figure 23** : Fixation du cathéter par suture à la peau (Photo E. Gayard).

- La voie intraosseuse : on positionne les cathéters intraosseux dans les cavités médullaires de l'ulna proximale ou du tibiotarse crânial [38, 49, 69, 75, 100]. Cette voie a une efficacité quasi-équivalente à celle de la voie intraveineuse et peut s'avérer plus facile à mettre en place.

Elle est plus utile sur de petits patients ou lorsqu'il y a vasoconstriction. Par contre, il faut porter un soin particulier au maintien du cathéter en matière d'asepsie, car une ostéomyélite survient assez vite, et aux risques d'extravasation. On utilise en fonction de la taille de l'oiseau des cathéters ou des aiguilles de différents diamètres. Par exemple, pour des oiseaux pesant entre 500 et 1000g on peut se servir d'aiguilles 21G alors que pour des oiseaux pesant moins de 150g on utilisera plutôt des aiguilles hypodermiques 25 ou 27G ; l'idéal étant les aiguilles à ponction lombaire qui évitent la formation d'une carotte d'os grâce à son mandrin [100]. Il est toujours recommandé de calmer voire d'anesthésier un oiseau lors de la pose d'un cathéter intraosseux, qui peut s'avérer être un acte douloureux. Pour utiliser l'ulna, il faut plier le bout de l'aile de 45 à 60° de manière à découvrir sa partie distale. Il faut retirer les plumes de la face dorsale du coude, désinfecter chirurgicalement la zone et introduire le cathéter dans la cavité médullaire de l'ulna de façon antérograde au niveau de l'olécrane (**Figure 24**). L'aiguille est introduite par pression ferme accompagnée de petits mouvements de rotation. Il faut veiller à choisir le plus grand diamètre possible pour son cathéter et à l'enfoncer dans l'ulna au moins jusqu'à la moitié, voire les deux tiers de la longueur de la diaphyse (**Figure 25**). On évite ainsi les phénomènes de reflux dans la cavité médullaire ou extravasation [28]. On contrôle le débit à l'aide d'une tubulure de perfusion ou d'un pousse-seringue. Le cathéter doit être fixé à la peau par des points cutanés, de colle chirurgicale et/ou à l'aide d'un bandage.



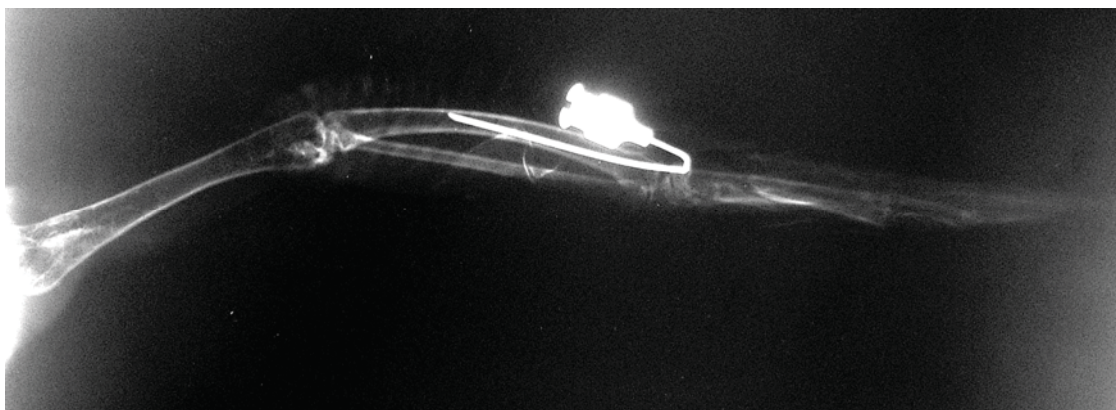
**Figure 24** : Positionnement d'un cathéter intraosseux dans l'ulna proximal (Photo E. Gayard).



**Figure 25** : Cathéter recourbé à sa sortie de l'os. Le cathéter ainsi recourbé peut être sécurisé à l'aide d'un bandage (Photo E. Gayard).

Il peut être nécessaire de le sécuriser de manière supplémentaire en le recourbant à sa sortie de la peau (**Figure 26**). On bandera alors le membre porteur du cathéter à l'aide d'un bandage en 8 pour éviter le retrait du matériel [44, 75, 100]. Tout comme la voie intraveineuse, on n'utilisera cette voie d'administration que pour les 24 à 48 premières heures de perfusion. Rincer le cathéter toutes les six heures est recommandé pour éviter qu'il ne se bouche [100]. Cette voie d'administration est tout aussi sûre que la voie intraveineuse avec l'avantage d'une fixation plus efficace.





**Figure 26 :** Aspect radiographique du cathéter intraosseux en place. Noter l'enfoncement du cathéter jusqu'au 2/3 de la longueur de l'os pour éviter les reflux (Photo C. Feix).

- Complications de la fluidothérapie :

La plupart du temps il s'agit d'hypervolémie avec une anémie de dilution ou hémodilution, de l'œdème pulmonaire une hypoprotéïnémie et un travail cardiaque excessif. Cela est d'autant plus grave que le patient souffre d'une maladie systémique concomitante (rénale, cardiaque, systémique ou vasculaire). Il peut s'agir d'un déséquilibre électrolytique concernant le potassium, les chlorures ou le sodium. On peut également voir apparaître des ostéomyélites lors d'administration IO, des phlébites ou des hématomes lors d'administration IV.

#### II.5.2. La transfusion sanguine chez les oiseaux :

Les hématies des oiseaux sont très différentes de celles des mammifères ; elles sont ovales, nucléées et bien plus grandes. De plus leur durée de vie moyenne est de 28 à 45 jours contre 50 à 60 jours pour des hématies humaines [20, 21, 61]. Le nombre de globules rouges chez les oiseaux tend à varier en fonction de l'âge, du sexe, de l'environnement, de facteurs hormonaux et de l'hypoxie. Il varie de  $1,5$  à  $4,5 \cdot 10^6$  cellules/ $\mu\text{l}$  correspondant à un hématocrite de 35 à 55% [61].

De manière générale, les oiseaux résistent mieux aux pertes sanguines aiguës que des mammifères de taille équivalente [43, 75]. Une transfusion sanguine reste possible chez les oiseaux même si son utilisation est très controversée. Si une hémorragie importante ou un état d'anémie marqué sont présents, il faut envisager une transfusion sanguine. On ne transfuse un oiseau qu'après examen sanguin, si l'hématocrite est inférieur à 15-20% et si le taux protéique plasmatique est inférieur à 1,0g/l [7, 30, 43, 49, 61, 75, 93, 100]. Pour d'autres auteurs, un hématocrite inférieur à 25% justifie une transfusion sanguine [37]. Certaines études ont montré qu'il existe 28 différents groupes sanguins chez le poulet [61], aussi vérifie-t-on toujours la compatibilité sanguine du donneur et du receveur en mélangeant leur sang. Si on n'observe aucune réaction d'héماغglutination ou d'hémolyse, le receveur peut recevoir le sang du donneur [43, 61]. Dans un premier temps et a priori, il vaut mieux commencer à réhydrater l'oiseau grâce aux fluides usuels dès que la prise de sang donnant ces informations a été faite. La durée de vie d'hématies transfusées chez les oiseaux peut être aussi courte que 24h ou parfois moins [20, 21, 43, 61], c'est pourquoi la transfusion sanguine ne doit être qu'un traitement d'urgence pour maintenir un patient en vie le temps de mettre en place un traitement plus adapté au long terme. La répétition des transfusions rend également la méthode plus hasardeuse avec une demi-vie des hématies transfusées de plus en plus courte. De manière générale il faudra préférer une transfusion homologue à une transfusion



hétérologue qui peut s'avérer inefficace voire même aux conséquences aléatoires [20, 21, 43]. Les transfusions entre deux individus de la même espèce restent a priori les plus efficaces. A défaut d'avoir un donneur homologue, l'utilisation d'un donneur du même groupe taxonomique est toujours possible [20, 21, 43].

**Administration** : sans autres indications, le volume de la transfusion doit être d'à peu près 10 à 20% du volume sanguin total du receveur soit environ 1 à 2% de son poids corporel total [43, 49]. Cela donne 8 à 10ml/kg et le rythme d'administration doit être d'environ 2ml/min. L'administration de la transfusion peut se faire par voie intraosseuse ou par voie intraveineuse, en bolus ou en administration continue donc après pose d'un cathéter approprié. Un filtre sanguin pour petits animaux peut être utilisé ; le diamètre de ses pores étant de 18µm, il laisse passer les hématies de 10 à 15µm de diamètre des oiseaux. L'administration à l'aide d'un cathéter est préférable car elle évite les surcharges sanguines et peut s'ajuster plus efficacement aux besoins du moment. L'anticoagulant de choix est l'héparine ou le citrate plutôt que l'EDTA car on évite ainsi trop de pertes calciques [37, 38]. L'EDTA peut même produire de l'hémolyse chez certaines espèces [36]. Il est possible de soutenir une transfusion sanguine par une administration de dextran (10mg/kg en IM), répétée 7 à 10 jours plus tard si nécessaire, et de vitamines B (1-3mg/kg) [43].

### II.5.3. Gestion du réveil d'un oiseau anesthésié :

Un oiseau anesthésié nécessite des soins particuliers pour que son réveil se fasse dans des conditions optimales. Un oiseau intubé le reste tant que son niveau de réveil n'est pas suffisamment bon. Pendant toute la phase de réveil il faut veiller à ce que l'oiseau soit contenu doucement mais fermement de manière à ce que les mouvements violents soient évités [13, 69, 73, 78, 91]. On évite ainsi les blessures auto induites et les cassures des plumes lors d'agitation. Si on a posé du matériel, il se retrouve donc moins malmené durant cette période. Les cages dotées de perches ne doivent être utilisées que pour les patients souffrant du membre antérieur, alors que les cages dotées d'un tapis souple sont plus adaptées pour les patients souffrant du membre pelvien [78]. Les problèmes liés à la respiration et aux voies aériques sont parmi les plus fréquents. Aucun oiseau ne doit être laissé sans surveillance tant qu'il est encore intubé [41]. Si d'importantes pertes liquidiennes sont survenues durant une opération, le soutien de la fonction cardiocirculatoire doit se poursuivre durant la phase de réveil et ce, tant qu'elle n'a pas été rétablie à un niveau acceptable [91].

Un apport supplémentaire de chaleur est nécessaire car l'hypothermie est une conséquence directe quasi inévitable d'une anesthésie chez l'oiseau. Un incubateur à chaleur humide est optimal à 29°C jusqu'à ce que l'oiseau ait récupéré une motricité volontaire satisfaisante [13, 73, 91]. Un environnement calme, peu éclairé et confortable est utile à un réveil en douceur comme pour tout autre animal anesthésié [35, 41, 73].

Après une anesthésie gazeuse, on cesse l'administration d'anesthésique mais on continue celle d'oxygène au rythme d'un à deux litres par minutes jusqu'au retour des réflexes. On combat l'hypothermie, induite par l'anesthésie, en réchauffant le plus homogènement possible l'oiseau. L'idéal étant l'utilisation d'une couveuse, fournissant une chaleur humide optimale au réchauffement rapide des patients. On le place en décubitus ventral ou latéral en fonction de la nature de l'intervention. Il peut être intéressant d'emballer l'oiseau dans une serviette lors de son réveil pour éviter les blessures par battements d'ailes, surtout si on a utilisé des anesthésiques connus pour donner des réveils agités (kétamine par exemple).

Nous nous assurerons que la prise alimentaire soit la plus rapide possible après intervention et nous gaverons les animaux présentant une anorexie, et ce d'autant plus rapidement que l'espèce est petite [35].

Une bonne gestion de l'anesthésie d'un oiseau est un préalable indispensable à toute intervention soit chirurgicale soit douloureuse et/ou inconfortable. La gestion d'une fracture d'oiseau passe donc de manière incontournable par cette étape.



### **III. Principales techniques de réduction et de fixation des fractures chez les oiseaux :**

Le but de tout traitement de fracture, chez les oiseaux comme chez n'importe quel mammifère, est d'assurer une bonne immobilisation, un alignement anatomique et d'intervenir avec le moins de traumatisme possible pour les tissus mous environnant [6, 39, 59, 79]. De cette manière la récupération fonctionnelle peut s'effectuer dans des conditions optimales.

Toutes les méthodes de fixation (ou coaptation) de fracture ne se valent pas. Il faut veiller à adapter la méthode employée au comportement du patient, à son niveau d'activité, aux exigences fonctionnelles à remplir après guérison, au type de blessure et à l'os concerné [8, 79].

Avant de traiter une fracture, il est important de stabiliser l'état de l'oiseau. Placer un bandage provisoire, apporter une thérapie de soutien en administrant des fluides, des antibiotiques et de la chaleur [90].

#### **III.1. Fixation de fracture par coaptation externe :**

Par coaptation externe on entend la stabilisation de la fracture au moyen d'une attelle ou d'un bandage. Cette technique, qui ne met en œuvre que l'immobilisation du membre fracturé à l'aide de matériel placé à l'extérieur du corps, est la plus inappropriée pour la plupart des fractures car peu d'entre elles se guérissent avec succès de cette manière.

Même s'il ne s'agit pas de coaptation, la plus simple et la moins invasive des techniques de réparation des fractures chez un oiseau peut parfois être de ne simplement rien faire [39]. Il faut tout de même veiller dans ce cas à surveiller l'évolution de la guérison pour qu'aucune complication ou aggravation de la fracture ne se présente. On préconise alors de restreindre l'oiseau blessé en l'enfermant dans une cage. Cette cage doit être assez petite pour interdire les mouvements excessifs. Assez peu de fractures peuvent se traiter de cette manière, il est important de soigneusement les sélectionner par un examen clinique approfondi, des examens complémentaires détaillés et une appréciation appropriée de la gravité de la fracture concernée. Les fractures en bois vert sur de jeunes oiseaux et les fractures simples des doigts avec un déplacement minimal peuvent se traiter avec succès de cette manière [6, 35]. Laisser un oiseau dans l'obscurité peut s'avérer utile pour limiter son activité, mais il faut veiller à lui redonner de la lumière au moins deux fois par jour pour lui permettre de se nourrir. Les rapaces de chasse, les psittacidés domestiques et les rapaces sauvages sont les oiseaux qui sont les plus susceptibles de répondre favorablement à ce traitement.

Lors de la mise en place d'un système de coaptation externe, nous effectuons une immobilisation qui concerne les articulations de part et d'autre du foyer de fracture. Elle n'est pas adaptée à toutes les localisations ni à tous les types de fracture mais sur des oiseaux trop petits ou en trop mauvaise condition physique, elle reste parfois la seule envisageable [6, 9, 56, 59, 90]. Cette méthode présente les avantages d'être simple, peu onéreuse et comporte moins de risques d'infections pour des fractures fermées. Comparée à une fixation par pose de fixateurs externes de type II, cette méthode s'est avérée nettement insuffisante [9, 59].

On peut l'employer pour réparer les fractures distales ou diaphysaires du tarsométatarse, les fractures des doigts ou des métacarpiens. On l'utilise également en tant que traitement provisoire avant une chirurgie, pour éviter les complications immédiates dues aux fractures :

le déplacement des bouts osseux, la destruction des structures musculaires et vasculo-nerveuses par des fragments d'os acérés et la dessiccation de ces fragments en cas de fracture ouverte [18, 59, 90]. Une fracture trop proche d'une articulation ne peut pas être traitée ainsi [56].

La pose d'attelles n'est qu'une option supplémentaire permettant de stabiliser un peu plus le site de fracture.

### III.1.1. Indications et préparation d'une telle méthode :

**Matériel :** des bandes, de la gaze, du coton, si possible cardé, et éventuellement du matériel d'attache. Pour les attelles, nous nous servons de morceaux d'un matériau rigide dont la forme est adaptée à la morphologie de la zone recouvrant le foyer de fracture. Le matériel de bandage au contact de la peau ou des plumes ne doit pas être adhésif pour ne pas créer de lésion de la peau ou des plumes [18].

Le meilleur matériau à utiliser pour la fabrication d'une attelle est du plastique thermoformable que l'on modèle en fonction de ses besoins, mais il est toujours possible d'utiliser des bâtonnets de bois, des abaisses-langues ou des attelles de doigts en aluminium [18, 90, 95]. On préfère le coton cardé au coton usuel car il ne se délite pas s'il est mouillé et présente une plus grande souplesse. En général, on utilise un bandage auto-adhésif appliqué après rembourrage avec du coton cardé, surtout au niveau du foyer de fracture ; on évite ainsi l'emploi de matériel d'attache. Il faut quand même faire attention avec les bandes adhésives de type « elastoplast » car elles collent tellement qu'elles peuvent abîmer les plumes ou la peau au-dessous. De plus elles tendent à retenir les souillures et peuvent affecter l'activité normale de la toilette chez l'oiseau [6]. Il convient d'éviter la couleur rouge pour les bandages des rapaces, car elle peut les inciter à s'attaquer aux pansements [6].

Les bandages sont réalisés plus facilement si l'animal est sous anesthésie ou sédation.

### Les différents types de bandages contentifs utilisés en cas de fracture :

On utilise de manière courante :

- Le bandage en 8 :
- Le bandage en écharpe :
- Le bandage de Robert-Jones :
- Autres bandages nécessitant l'usage d'attelles :

### Indications et contre-indications :

- Le bandage en 8 est utilisé pour les fractures qui concernent le radius et/ou l'ulna, les problèmes affectant le coude ou l'articulation métacarpo-carpienne et les fractures des métacarpiens (**Figure 27**). Il est plus efficace sur les os de l'aile distale (radius, ulna, métacarpiens majeur et mineur) lorsqu'un seul des deux os est fracturé, l'autre servant alors d'attelle naturelle. Pour une stabilisation plus importante de la fracture, il est souvent utile d'ajouter au bandage une attelle. Néanmoins, pour les oiseaux devant revoler après récupération (rapaces de chasse ou de spectacle, etc...) il vaut mieux recourir à la chirurgie si le radius, support de la membrane propatagiale et donc du vol, est fracturé, qu'il soit le seul os affecté ou



**Figure 27 :** bandage en 8 sur un milan noir (*Milvus migrans*) (Photo C. Feix).

non. Il est contre-indiqué pour traiter une fracture proximale de l'aile [68]. Cette technique est également utilisée pour traiter des cas bénins de luxation des coudes [2].

On peut traiter avec un bandage en 8 les fractures diaphysaires du radius et de l'ulna, ainsi que les fractures du carpométacarpe [56].

- Le bandage en écharpe est utilisé pour immobiliser la partie proximale du membre thoracique et donc pour traiter les fractures de l'humérus, de la scapula, de la clavicule ou du coracoïde et les problèmes affectant l'épaule. Ce type de bandage permet de plaquer l'aile au corps de l'animal en position physiologique. On l'appelle aussi parfois bandage en bandoulière [56]. Si la perte de fonction du membre est inévitable, on peut appliquer un bandage en écharpe pour traiter une fracture humérale, laissant ainsi le membre s'ankyloser dans une position physiologique repliée.

- Le bandage de Robert-Jones : c'est un bandage à couches multiples, semi-contentif et semi-compressif, adapté de la médecine canine. Ce type de bandage est essentiellement utilisé pour traiter des fractures du tibiotarse chez les oiseaux pesant plus de 500g [18, 87]. On incorpore alors une attelle dans la couche la plus externe de ce bandage [56, 90].

- Les autres bandages : il s'agit de tout autre bandage s'utilisant sur des localisations qui ne sont pas couvertes par les deux bandages ; c'est à dire appliqué sur le bout de l'aile ou la patte. Leur efficacité est très relative et dépend pour beaucoup du type de lésion. Bien souvent on les utilise pour maintenir une attelle en position. Si la fracture affecte un os du membre pelvien, ce type de bandage, à moins d'être accompagné d'un dispositif de soutien du corps de l'oiseau remplaçant la patte, est déconseillé du fait de l'apparition de pododermatites sur la patte opposée [56, 79]. C'est pourquoi si l'on recourt à une coaptation externe, mieux vaut adapter une attelle de Schroeder-Thomas lorsqu'il s'agit du membre pelvien [90].

Les types de fractures traitées :

Les fractures les plus susceptibles d'être réparées par ces techniques sont des fractures uniques, au moins sur le membre considéré, sans esquilles, fermées, transverses, médiadiaphysaires et non déplacées. Le critère le plus important étant le non-déplacement des abouts osseux, immédiatement suivi du caractère fermé [18, 56]. L'absence de l'un de ces critères peut laisser des séquelles plus ou moins graves et irréversibles si l'une de ces techniques est utilisée.

### **Complications :**

La guérison d'une fracture traitée par coaptation externe implique une convalescence de longue durée. Même si les oiseaux ont un léger avantage sur le plan fonctionnel par rapport à ceux traités par repos en cage, nous constatons bien souvent que les cals de réparation sont bien souvent plus importants que ceux produits suite à une intervention chirurgicale [9]. Les complications dues à cette méthode de traitement ne sont pas rares et impliquent un déficit fonctionnel, alors même qu'il y a guérison complète de la fracture, lié à une ankylose articulaire, un raccourcissement ou une angulation du membre, une contracture des tendons ou leur prise dans un cal ou même l'apparition de pododermatites [6, 9, 79].

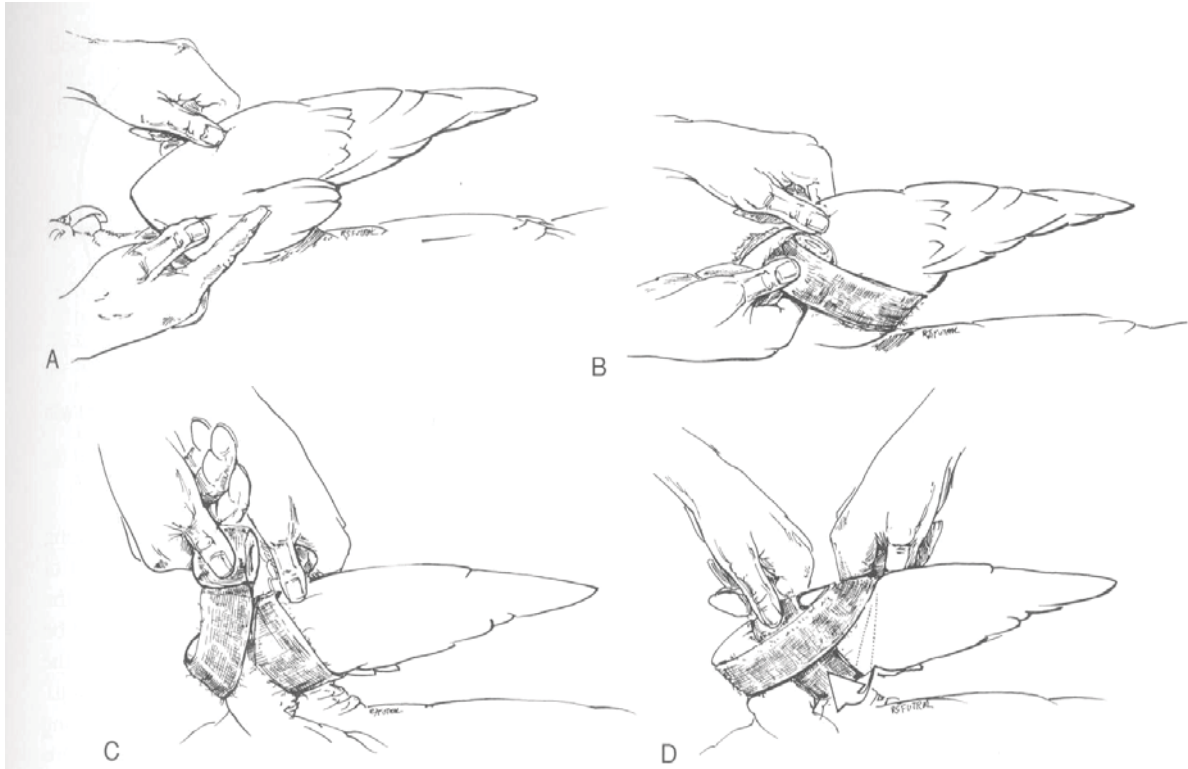
#### III.1.2. Réalisation :

En règle générale, tout le matériel doit être prêt avant de réaliser le bandage, les tensions engendrées par le bandage doivent être réparties de manière égale et un bandage se doit d'être suffisamment serré pour ne pas bouger mais pas trop pour ne pas gêner la circulation sanguine. Même une réduction fermée de fracture, doit être réalisée sous anesthésie générale pour obtenir une relaxation musculaire totale [39].



- Le bandage en 8 : [6, 18, 55, 68, 79, 90] (**Figure 28**)

Après avoir traité les plaies éventuelles, on applique une épaisse couche de coton cardé autour du site de fracture, réparti de manière homogène. Nous incluons ou non, à ce moment là, une attelle dans l'épaisseur du coton. Le pansement débute proprement dit en entourant la région du carpe pour ancrer le bandage. La bande est ensuite passée caudalement autour du coude puis de nouveau autour du carpe, formant ainsi un huit dont le carpe et le coude constitueraient les espaces intérieurs. Enfin, l'aile est recouverte d'une couche uniforme de bande et l'extrémité est maintenue en place par un morceau de ruban adhésif.



**Figure 28** : Réalisation d'un bandage en 8. (A) L'aile est tenue fléchie en position physiologique. (B) La bande est déroulée autour de la face ventrale de l'humérus jusqu'à sa face dorsale. (C) La bande est déroulée autour de l'articulation du coude et autour du carpe. (D) La bande est déroulée sous l'aile puis à nouveau par dessus. D'après [55].

- Le bandage en écharpe : [6, 18, 55, 56, 68, 79, 90]

Ce type de bandage immobilise la partie proximale de l'aile. Il se fait toujours après un bandage en 8. Ce dernier permet une immobilisation de la partie distale de l'aile. C'est donc l'aile dans sa totalité qui se retrouve immobilisée.

Après avoir exécuté un bandage en 8, une autre bande est enroulée, en commençant caudalement, autour du corps. Elle passe sous le bréchet, puis autour de l'aile jusqu'à l'épaule du côté opposé. De là, la bande revient caudalement s'enrouler autour de l'aile, passe sous le corps ventralement et se termine sur le dos au niveau de son point de départ. De la même manière que pour le bandage en 8, l'extrémité est maintenue en place par un morceau de ruban adhésif.

- Le bandage de Robert-Jones : [18]

On confectionne ce genre de bandage en commençant par une couche de gaze, recouverte par une couche de coton cardé. Une bande est ensuite enroulée, de manière lâche, autour du coton

puis recouverte par une seconde couche de coton cardé. Enfin, une seconde bande est utilisée pour assurer la tenue du coton et à la fois une certaine compression du bandage. On utilise alors souvent des bandes autoadhésives pour remplir ce rôle. Des attelles peuvent être incluses dans la seconde couche de coton cardé pour conférer au bandage une rigidité supérieure [90]. On utilise du coton cardé, plutôt que du coton d'ouate, car il présente la particularité de ne pas s'écraser lorsqu'il s'imbibe de liquide.

- L'attelle de Schreoder-Thomas : [18, 90]

L'utilité de ces attelles est limitée à la fixation des fractures du tiers distal du tibiotarse et du tarsométatarse. Cette attelle en forme de U est placée autour du membre de manière craniocaudale. La patte doit présenter une certaine flexion au niveau des articulations et l'attelle doit être modelée de manière à s'adapter à ces flexions. La longueur de l'attelle doit être légèrement plus grande que celle de la patte avec les doigts étendus. La patte est bandée puis suspendue à l'attelle en alternant le passage des bandes crânialement et caudalement.

- Autres dispositifs d'attelle :

On peut utiliser un autre dispositif pour stabiliser des fractures du radius et/ou de l'ulna ainsi que des fractures touchant les métacarpiens. Concernant le membre pelvien, les fractures médiales ou distales du tarsométatarse des rapaces, ainsi que les fractures des doigts peuvent se traiter efficacement de cette manière [35]. Cette technique est surtout efficace chez les petites espèces où une chirurgie serait plus difficile à envisager. En guise d'attelle, on utilise un matériau rigide comme un film radiographique pour les métacarpiens ou une petite plaque de plastique thermoformable [39]. Intercalé entre ce matériau et la peau, on place une couche de rembourrage comme de la mousse de polyuréthane ou des compresses pour éviter les irritations cutanées. On suture ensuite les différentes couches de matériaux, à travers la peau et autour des follicules plumeux des rémiges secondaires près de l'endroit où elles s'ancrent sur l'os. Si on écarte ou retire les plumes de couverture et qu'on nettoie soigneusement la zone à l'alcool, les structures anatomiques concernées peuvent plus facilement être discernées. Les sutures doivent être placées en face du ligament interrémigial mais on doit prendre soin de ne pas léser l'artère et la veine ulnaires pour des fractures du radius et/ou de l'ulna, et l'artère et la veine interosseuse ventrale pour des fractures des métarpes. Il est préférable de poser toutes ses sutures avant de les nouer. Ce type d'attelle s'accompagne d'un bandage en 8 pour éviter que l'oiseau ne la fasse bouger avec son bec ou ses pattes [55, 95].

Des attelles en forme de boule peuvent être placées sous les pattes pour stabiliser des fractures des doigts. La balle, pouvant être constituées de coton compacté, est maintenue en position par des bandes non adhésives [18, 35, 56, 75, 90, 95]. Ce genre de bandage est également utilisé pour traiter les pododermatites.

## III.2. Fixation de fractures par technique chirurgicale chez les oiseaux :

### III.2.1. Généralités et diversité des différents systèmes de fixation :

Les principes du traitement des fractures chez les oiseaux sont les mêmes que ceux en vigueur chez les carnivores domestiques. Les appareillages utilisés doivent être tolérés par le patient et la remobilisation du membre doit être aussi rapide que possible pour éviter la perte de la fonction du vol par ankylose ou l'apparition de lésions secondaires sur les pattes. Quel que soit l'appareillage choisit, il doit également neutraliser les forces exercées sur le foyer de fracture pour favoriser son immobilisation complète et donc assurer sa fonction. Plus la fixation doit neutraliser de forces, plus les risques de complication sont importants. On parle de fixation interne lorsqu'on implante du matériel tel que des broches intramédullaires ou clous centromédullaires (CCM), des cerclages ou des plaques à vis. On parle de fixation

externe lorsqu'on utilise des broches implantées dans l'os transversalement, perforant la peau, puis reliées entre elles par une barre d'union extérieure au corps.

Il existe trois types de systèmes de fixateurs externes (SFE) : le système de type I ou d'hémifixation, le système de type II, appelé aussi montage plan, en cadre ou transfixant et le système de type III ou montage biplan, qui est une combinaison des deux premiers systèmes.

Préparation d'un site chirurgical : [7, 90]

Avant toute chose, il convient de nettoyer et de traiter toute plaie liée à une fracture ouverte et de retirer tout tissu nécrosé présent. Une antibiothérapie est indiquée dans ce cas.

- Isolement : Le site chirurgical doit être isolé de tout élément qui n'est pas concerné par l'opération. La zone d'incision doit être plumée et tout contact avec une autre zone cutanée évité. Les membres non opérés doivent être écartés de la zone opératoire, par exemple en les maintenant en traction à l'aide de liens lorsque cela est nécessaire. Pour les raisons expliquées ci-dessus, le moins de plumes possibles doivent être retirées.

- Nettoyage : Le site chirurgical est rendu stérile des germes qu'il contient, afin d'éviter une contamination de la plaie chirurgicale. La peau des oiseaux héberge moins de germes que celle des mammifères, aussi les lavages doivent-ils être moins nombreux. La peau est lavée à l'aide d'un savon chirurgical, contenant par exemple de la povidone iodée à 1% ou de la chlorhexidine à 0,05%, et rincée à l'alcool ou à l'eau chaude. On ne mélange pas les savons chirurgicaux entre eux, du fait de leur tendance à s'inactiver l'un l'autre. Le plus souvent la chlorhexidine est préférée à la povidone iodée car elle dispose d'un spectre plus grand et est plus rémanente. Le lavage est répété, selon les sources, entre 3 et 7 fois. Enfin, la zone chirurgicale est abondamment irriguée d'une solution antiseptique qui, elle, n'est pas rincée.

Pose d'un champ opératoire : lorsque toutes ces étapes sont réalisées, le chirurgien pose, de manière stérile, un champ opératoire en tissu ou en plastique de manière à n'exposer que la zone opératoire. Ce champ est fixé autour du site chirurgical à l'aide de colle en spray pour les champs en plastique ou de pinces à champs pour les champs en tissu. Un champ transparent offre les avantages de pouvoir surveiller le patient durant l'opération et de réaliser un alignement plus facile des abouts de la fracture.

Les principes concernant la chirurgie des oiseaux sont les mêmes que ceux concernant les mammifères. Il faut éviter autant que possible de léser les tissus mous lorsqu'on réduit ou qu'on stabilise une fracture. Cela risque d'entraver l'irrigation sanguine et favoriser l'apparition d'adhérences, d'ostéomyélites et de pseudarthroses. Les fragments osseux dévascularisés peuvent être laissés en place, ils seront intégrés dans le cal osseux lors du processus de guérison [6]. Si ces fragments présentent des traces de nécrose, ils risquent, à l'inverse, de favoriser l'apparition de séquestres.

### III.2.2. Matériel de réparation chirurgicale des fractures chez les oiseaux :

Pour toute opération concernant les oiseaux, il est fortement conseillé de disposer d'un bon éclairage et éventuellement de loupes ou de système d'amplification d'image [3, 7, 91]. Nous prendrons soin d'être équipé d'instruments d'une taille adaptée à celle du patient. Pour les plus petits, des instruments d'ophtalmologie peuvent parfaitement convenir [7, 14, 91]. Les instruments utilisés sont à sélectionner comme pour une opération orthopédique classique. Les clamps à dents de souris sont peu appropriés chez les oiseaux pour manipuler les tissus mous délicats. Nous citerons, pour exemple, la liste non exhaustive suivante : une paire de ciseaux fins à dissection, plusieurs paires de clamps incurvés de petite taille, un petit porte-aiguille, une ou deux paires de petits rétracteurs, plusieurs curettes à os de différentes tailles, un petit écarteur en pince, des petits applicateurs en coton et un petit bistouri de taille 2.

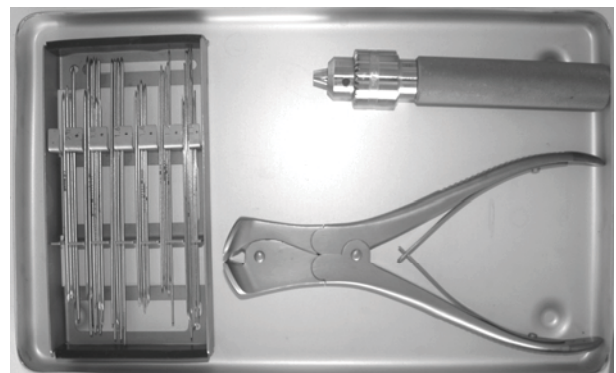
Les lames de bistouri N°11 et N°15 sont les plus adaptées à la chirurgie aviaire [7, 28]. Les bistouris électriques ont également été préconisés dans le contrôle de l'hémostase dans les opérations des oiseaux.

La plupart des systèmes de fixation utilisent des clous centromédullaires (CCM) et des broches de Steinmann - incluses dans des systèmes de fixateurs externes (SFE) -, des navettes médullaires en polypropylène et des résines telles que le méthylmétacrylate. On utilise des broches pédiatriques ou de petites broches destinées aux carnivores domestiques. Les différents diamètres actuellement disponibles et les plus pratiques chez les oiseaux, pour les broches de fixateurs externes, sont : 0,889mm, 1,143mm, 1,575mm et 1,981mm. Ce même diamètre est choisi de manière à être égal à environs 20% de celui de l'os à réparer [80]. Des broches de stabilisation et des coapteurs à flasque sont également couramment utilisés, notamment dans les appareils de Kirschner-Ehmer. Différents types de broches sont disponibles sur le marché actuellement et on recense des broches lisses et des broches filetées positivement ou négativement. Des études ont prouvé que les broches filetées ont un meilleur pouvoir d'ancrage que les broches lisses. La littérature est controversée quant à savoir lesquelles des broches filetées positivement [8, 59, 79] ou négativement [19] ont le meilleur pouvoir de fixation. Le diamètre des clous centromédullaires ne doit pas excéder la moitié voire les deux tiers du diamètre de l'os fracturé, et en fonction du système de réparation, on cherche parfois à combler la cavité médullaire par l'épaisseur de plusieurs d'entre eux [59, 82]. Ceux qui sont partiellement filetés offrent peu d'avantage par rapport aux lisses car le filetage s'engage au niveau de l'épiphyse dans l'os trabéculaire et n'a donc pas ou peu de pouvoir de fixation supplémentaire [8, 59, 79].

Pour implanter ce matériel, on peut utiliser une perceuse chirurgicale ou une vrille à broche. Néanmoins, si on utilise une perceuse de grande puissance à rotation rapide, des risques de nécrose thermique osseuse sont à craindre [8, 19]. C'est pourquoi il est préférable d'employer un mandrin manuel ou une perceuse chirurgicale de faible puissance et à rotation lente (**Figures 29 et 30**). Aucune différence significative n'a été constatée dans le pouvoir d'ancrage des broches positionnées selon l'une ou l'autre de ces méthodes [19].



**Figure 29** : Perceuse basse vitesse utilisable en orthopédie des oiseaux (Photo A. Mercier).



**Figure 30** : Différents types de broches orthopédiques, pince coupante et mandrin utilisables chez les oiseaux (Photo A. Mercier).

Avant d'enfoncer une broche, on prépare un trou avec une autre broche d'un diamètre inférieur de 0,4mm à celui de la broche [79]. Cela évitant d'exercer trop de pression d'un seul coup lors de l'insertion des broches. Il existe des broches filetées positivement, conçue pour les systèmes de fixation externe, spécialement adaptées aux oiseaux et aux petits animaux