OATAO

OATAO is an open access repository that collects the work of Toulouse researchers and makes it freely available over the web where possible

This is an author's version published in: https://oatao.univ-toulouse.fr/27558/

Solana, Tamara. *Prise en charge des oiseaux sauvages en centre de soins lors de leur admission.* Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2020, 85 p.

Any correspondence concerning this service should be sent to the repository administrator: tech-oatao@listes-diff.inp-toulouse.fr

ANNEE 2020 THESE : 2020 – TOU 3 – 4043

PRISE EN CHARGE DES OISEAUX SAUVAGES EN CENTRE DE SOINS LORS DE LEUR ADMISSION

THESE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT

présentée et soutenue publiquement
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse

par

Tamara SOLANA
Née, le 06/12/1995 à TARBES (65)

Directeur de thèse : M. Guillaume LE LOC'H

JURY

PRESIDENT :	
M. Gérard CAMPISTRON	Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE
ASSESSEURS :	
M. Guillaume LE LOC'H	Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE
Mme Géraldine JOURDAN	Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

MINISTÈRE
DE L'AGRICULTURE
ET DE L'ALIMENTATION
Liberté
Égalité
Fraternité

Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation

ÉCOLE NATIONALE VÉTÉRINAIRE DE TOULOUSE

Directeur : Professeur Pierre SANS

PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE

M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Pharmacologie –Thérapeutique*
Mme **CHASTANT-MAILLARD Sylvie**, *Pathologie de la Reproduction*
Mme **CLAUW Martine**, *Pharmacie-Toxicologie*
M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, Statistiques, Modélisation*
M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie Pathologique*
M. **ENJALBERT Francis**, *Alimentation*
Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la Reproduction, Endocrinologie*
M. **PETIT Claude**, *Pharmacie et Toxicologie*
M. **SCHELCHER François**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*

PROFESSEURS 1° CLASSE

M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et Industrie des aliments*
M. **BERTHELOT Xavier**, *Pathologie de la Reproduction*
Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, Anatomie pathologique*
M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et Industrie des aliments d'Origine animale*
Mme **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie Vétérinaire*
M. **DUCOS Alain**, *Zootechnie*
M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie des ruminants*
M. **GUERIN Jean-Luc**, *Aviculture et pathologie aviaire*
Mme **HAGEN-PICARD Nicole**, *Pathologie de la reproduction*
M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et Thérapeutique*
M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants*
Mme **TRUMEL Catherine**, *Biologie Médicale Animale et Comparée*

PROFESSEURS 2° CLASSE

Mme **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
Mme **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
Mme **LACROUX Caroline**, *Anatomie Pathologique, animaux d'élevage*
Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*
M. **MAILLARD Renaud**, *Pathologie des Ruminants*
M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, Imagerie médicale*
M. **RABOISSON Didier**, *Productions animales (ruminants)*

PROFESSEURS CERTIFIÉS DE L'ENSEIGNEMENT AGRICOLE

Mme **MICHAUD Françoise**, *Professeur d'Anglais*
M. **SEVERAC Benoît**, *Professeur d'Anglais*

MAÎTRES DE CONFÉRENCES (HORS CLASSE)

MINISTÈRE DE L'AGRICULTURE ET DE L'ALIMENTATION
Liberté Égalité Fraternité

Mise à jour au 01 01/2020

MAÎTRES DE CONFÉRENCES (HORS CLASSE)

M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la Reproduction*
Mme **CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*
M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et Mathématiques*
M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation*
Mme **PRIYMENKO Nathalie**, *Alimentation*
M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et Infectiologie*

MAÎTRES DE CONFÉRENCES (CLASSE NORMALE)

M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **BENNIS-BRET Lydie**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*
Mme **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
Mme **BOUHSIRA Emilie**, *Parasitologie, maladies parasitaires*
M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*
M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
Mme **DANIELS Hélène**, *Immunologie-Bactériologie-Pathologie infectieuse*
Mme **DAVID Laure**, *Hygiène et Industrie des aliments*
Mme **DEVIERS Alexandra**, *Anatomie-Imagerie*
M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophtalmologie vétérinaire et comparée*
Mme **FERRAN Aude**, *Physiologie*
Mme **GRANAT Fanny**, *Biologie médicale animale*
Mme **JOURDAN Géraldine**, *Anesthésie – Analgésie*
Mme **LALLEMAND Elodie**, *Chirurgie des Equidés*
Mme **LAVOUE Rachel**, *Médecine Interne*
M. **LE LOC'H Guillaume**, *Médecine zoologique et santé de la faune sauvage*
M. **LHERMIE Guillaume**, *Economie de la santé animale*
M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie Chirurgicale*
Mme **MILA Hanna**, *Elevage des carnivores domestiques*
M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction*
Mme **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
Mme **PAUL Mathilde**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles et porcins*
M. **VERGNE Timothée**, *Santé publique vétérinaire – Maladies animales règlementées*
Mme **WARET-SZKUTA Agnès**, *Production et pathologie porcine*

ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT CONTRACTUELS

M. **DIDIMO IMAZAKI Pedro**, *Hygiène et Industrie des aliments*
M. **LEYNAUD Vincent**, *Médecine interne*
Mme **ROBIN Marie-Claire**, *Ophtalmologie*
Mme **ROMANOS Lola**, *Pathologie des ruminants*

ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE CONTRACTUELS

Mme **BLONDEL Margaux**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
M. **CARTIAUX Benjamin**, *Anatomie-Imagerie médicale*
M. **COMBARROS-GARCIA Daniel**, *Dermatologie vétérinaire*
M. **GAIDE Nicolas**, *Histologie, Anatomie Pathologique*
M. **JOUSSERAND Nicolas**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
M. **LESUEUR Jérémy**, *Gestion de la santé des ruminants – Médecine collective de précision*
M. **TOUITOU Florian**, *Alimentation animale*

Remerciements

A Monsieur le Professeur Gérard CAMPISTRON

Professeur des Universités

Praticien Hospitalier

Physiologie-Hématologie

Qui nous a fait l''honneur d'accepter la présidence du jury de ma thèse,

Hommages respectueux.

A Madame le Docteur Géraldine JOURDAN

Maitre de conférences de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Docteur vétérinaire

Anesthésie – Analgésie

Pour avoir accepté de prendre part à ce jury de thèse,

Sincères remerciements.

A Monsieur le Docteur Guillaume LE LOC'H

Maitre de conférences de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Docteur vétérinaire

Médecine zoologique et santé de la faune sauvage

Pour votre soutien, votre disponibilité et vos conseils avisés dans la réalisation de ce travail,

Sincères remerciements

Table des matières

Table des matières 0
Table des tableaux 1
Tables des figures 2
Introduction 4
I. Principes théoriques à connaître pour la prise en charge d'urgence des oiseaux sauvages 5
A. Particularités anatomiques et physiologiques des oiseaux 5
1. Particularités internes 5
2. Particularités anatomiques externes 8
B. Pharmacologie utilisable chez les oiseaux 12
1. Molécules analgésiques chez les oiseaux 12
2. Molécules d'urgence utilisables chez les oiseaux 16
C. Examens complémentaires utilisables chez les oiseaux 18
1. Mesure de paramètres sanguins 18
2. Paramètres cardio-respiratoires 22
3. Examens d'imagerie 24
4. Les autres examens de microscopie directe 27
II. Aspect pratique de la prise en charge d'urgence des oiseaux sauvages en centre de soins 28
A. Accueil et examen clinique de l'oiseau sauvage 28
1. Accueil de l'animal 28
2. Examen clinique 32
3. Notion de triage appliquée à la faune sauvage 40
B. Stabilisation d'urgence 44
1. Intérêt de l'incubateur 44
2. Réduction du stress de l'animal 45

3. Stabiliser la fonction respiratoire 46
4. Intérêt et mise en œuvre de la fluidothérapie 46
5. Réalimenter l'animal 50
C. Gestion des cas particuliers 51
1. Gestion des plaies 51
2. Gestion des fractures 58
3. Gestion des intoxications 62
4. Gestion de l'électrocution et l'électrisation 65
5. Gestion des lésions ophtalmologiques 67
Conclusion 69
Bibliographie 70

Table des tableaux

Tableau 1: Principales particularités anatomiques et physiologiques des oiseaux en comparaison des mammifères, pour les appareils digestif, urinaire et lymphatique. Source ; (O'Malley, 2005 ; Speer, 2016) 6
Tableau 2 : Principales particularités anatomiques et physiologiques des oiseaux en comparaison des mammifères, pour les appareils cardiovasculaire et respiratoire. Source : (O'Malley, 2005 ; Speer, 2016) 6
Tableau 3: Principales particularités anatomiques et physiologiques des oiseaux en comparaison des mammifères, pour le squelette, le tégument, les yeux et des oreilles. Source : (Echols, 2012a ; O'Malley, 2005 ; Speer, 2016) 11
Tableau 4 : Principales molécules analgésiques utilisables chez l'oiseau 16
Tableau 5 : Principales molécules d'urgence et leurs utilisations communes chez les oiseaux (Speer, 2016 ; Chitty, Lierz, 2008) 17
Tableau 6 : Principales variations hématologiques présente sur un frottis sanguin d'oiseaux et leurs interprétations 20
Tableau 7 : Principaux parasites sanguins visible sur un frottis (Chitty, Lierz, 2008) 20
Tableau 8 : Paramètres biochimique sanguins mesurables sur les oiseaux (Echols, 2012a ; Chitty, Lierz, 2008) 22
Tableau 9 : Principaux parasites externes visibles sur les oiseaux (Chitty, Lierz, 2008) 27
Tableau 10 : Triage des motifs d'urgence en fonction de leur sévérité (Lichtenberger, 2007) 33
Tableau 11 : Examen clinique rapproché de l'oiseau (Echols, 2012a ; Chitty, Lierz, 2008 ; Speer, 2016) 36
Tableau 12 : Exemples d'anomalies détectable par l'approche ABCDE (Echols, 2012b) 37
Tableau 13 : Comparaison des différentes voies de fluidothérapie possibles chez l'oiseau (Steinohrt, 1999 ; Lichtenberger, 2004a) 50
Tableau 14 : Comparaison des principaux solutés utilisés pour la désinfection des plaies (Mickelson et al., 2016) 54
Tableau 15 : Choix du mode de cicatrisation en fonction du type de plaie (Mickelson et al., 2016) 55
Tableau 16 : Topiques utilisables pour la prise en charge d'une plaie (Mickelson et al., 2016) 58
Tableau 17 : Prise en charge recommandée selon la localisation de la fracture (Chavez, Echols, 2007b ; D, 2019 ; MacCoy, 1992) 61
Tableau 18 : Principaux toxiques chez l'oiseau (Echols, 2012a) 63
Tableau 19 : Lésions oculaires fréquentes et prise en charge selon les structures affectées (Scott, 2016 ; Davidson, 1997) 68

Tables des figures

Figure 1 : Vue ventrale de l'organisation anatomique interne de l'oiseau (O'Malley, 2005)... 7
Figure 2 : Vue latérale de l'organisation anatomique d'un oiseau (O'Malley, 2005)..... 7
Figure 3: Principaux types de becs et espèce associée, (a) corbeau (b) passereaux granivores, (c) perroquet, (d) rapace, (e) canard, (f) colibri (O'Malley, 2005) 9
Figure 4 : Insertion des rémiges primaire et secondaires au niveau des ailes de l'oiseau (O'Malley, 2005).....10
Figure 5 : Vue latérale du squelette de l'oiseau (O'Malley, 2005).....11
Figure 6 : Principaux sites de ponction veineuse chez les oiseaux (De gauche à droite : veine basilaire, veine jugulaire droite, veine métatarsienne). Guillaume Le loc'h©.....19
Figure 7: Mesure de la pression artérielle sur un rapace (brassard sur l'humérus et capteur sur la veine ulnaire)(Lichtenberger, 2005) 23
Figure 8 : Représentation schématique de l'ECG normal d'un oiseau(Speer, 2016).....24
Figure 9: Positionnement de profil de l'oiseau en vue d'une radiographie(Silverman, Tell, 2010) 25
Figure 10 : Positionnement de face de l'oiseau en vue d'une radiographie (la position 45° consiste à relever l'arrière du corps pour forme un angle de 45° entre la colonne vertébral et la table)(Silverman, Tell, 2010) 26
Figure 11 : Méthode de contention efficace d'un oiseau sauvage (a) Maintien du corps entier d'un passereau (b) Maintien par l'arrière d'un pigeon (c) Ailes d'un cygne enroulées dans une serviette (d) Maintien de la tête d'un rapace à l'aide d'une serviette (Mullineaux et al., 2016) 31
Figure 12 : Évaluation de l'état corporel 38
Figure 13 : L'utilisation d'un aquarium avec une source de chaleur et d'humidité peut tout à fait faire office d'incubateur (Harrison, Lightfoot, 2006) 45
Figure 14 : Étapes de mise en place d'un bandage en 8 sur une aile(Chitty, Lierz, 2008) 61
Figure 15 : Ehmer-Type bandage(Chavez, Echols, 2007b) 61
Figure 16 : Bandage "football"(Chavez, Echols, 2007b) 61
Figure 17 : Tape-splint(Chavez, Echols, 2007b).....62

Liste des abréviations

IV : Intra-veineux	VES : Volume d'éjection systolique
IM : Intra-musculaire	PA : Pression artérielle
IN : Intra nasale	DC : Débit cardiaque
PO : Per os	FC : Fréquence cardiaque
SC : Sous – cutanée	ECG : Electrocardiogramme
BUN : Blood urea nitrogen	IRM : Imagerie par résonnance magnétique
HES : Hydroxyethyl Starch	EDTA : acide éthylènediaminetétraacétique
HBOCS : Hemoglobin-based O2-carriers	BAL: Dimercaprol (British anti lewisite)
	DMSA : Acide dimercaptosuccinique

Introduction

La médecine aviaire individuelle est une discipline vétérinaire assez récente qui s'est principalement développée avec l'augmentation de la possession d'oiseaux en tant qu'animaux de compagnie. Elle tend de plus en plus à se rapprocher, en termes de qualité de diagnostics et de soins, de la médecine canine et ne cesse d'évoluer afin d'offrir la meilleure prise en charge possible pour l'animal.

En centre de soins, il est assez courant de recevoir des oiseaux en état critique nécessitant une stabilisation d'urgence et bien souvent il est difficile de savoir exactement comment réagir rapidement, de façon efficace et face à une grande diversité d'espèces. Bien évidemment les moyens techniques et financiers n'étant pas identiques à ceux d'une clinique privée il est important de pouvoir adapter la prise en charge à toutes les situations. De même, dans le cas d'espèces sauvages le triage est un élément extrêmement important à prendre en compte avant toute décision de prise en charge, le but ultime étant de pouvoir à terme réhabiliter l'animal dans son milieu naturel.

Cette thèse s'appuie sur différents supports bibliographiques récents pour tenter de regrouper toutes les informations importantes à connaître afin de décider de la meilleure prise en charge d'urgence d'un oiseau sauvage reçu en centre de soins.

La première partie reprend les différentes informations théoriques pertinentes à connaître sur l'anatomie, la physiologie, la pharmacologie et les différents examens complémentaires disponibles pour établir un diagnostic.

La seconde partie s'intéresse davantage à la mise en pratique de cette prise en charge depuis la réception de l'oiseau à sa stabilisation. Elle reprend les principes de l'examen clinique et du triage en urgence, puis la mise en œuvre de la stabilisation d'urgence et enfin les quelques situations particulières à savoir gérer.

I. Principes théoriques à connaître pour la prise en charge d'urgence des oiseaux sauvages

A. Particularités anatomiques et physiologiques des oiseaux

Il existe actuellement plus de 9700 espèces d'oiseaux réparties en 27 ordres. Le plus important d'entre eux est celui des passeriformes qui regroupe à lui seul plus de 5700 espèces. Malgré cette grande diversité d'espèces l'anatomie générale présente assez peu de variations d'une espèce à une autre comparé aux mammifères.
Sont présentées ici les particularités dont la connaissance est importante pour la prise en charge en urgence d'un oiseau de la faune sauvage.

1. Particularités internes

(1) Anatomie et physiologie comparées

Les principales différences anatomiques et physiologiques entre les mammifères et les oiseaux sont résumées dans les tableaux suivants (Tableaux 1 et 2) :

APPAREIL LYMPHATIQUE	APPAREIL DIGESTIF	APPAREIL URINAIRE
- Pas de nœuds lymphatiques - Thymus et bourse de Fabricius régressent avec maturité sexuelle - Tissu lymphoïde majoritairement intestinal - Rate ne sert pas de réservoir sanguin	- Pas de palais mou mais un grand oropharynx - Jabot sert de stockage ou action mécanique lorsqu'il est présent (Figure 1) - Biliverdine est le pigment principalement sécrété par le foie	- Pas de vessie - Glande nasale pour les espèces marines afin d'excréter le sel ingéré - Uricothélique

	- Deux estomacs : proventricule et ventricule (ou gésier) - Cloaque composé d'un coprodeum, un urodeum et un proctodeum (Figure 1)	

Tableau 1: Principales particularités anatomiques et physiologiques des oiseaux en comparaison des mammifères, pour les appareils digestif, urinaire et lymphatique. Source ; (O'Malley, 2005 ; Speer, 2016)

SYSTEME CARDIOVASCULAIRE	SYSTEME RESPIRATOIRE
- Ratio poids du cœur/ poids du corps plus important - VES, PA et DC plus important - Régulation de la PA par augmentation/diminution de la FC - Résistance périphérique des vaisseaux plus basse - Pas de cordages tendineux sur la valve atrio-ventriculaire droite - Aorte ascendante vers la droite - Deux veines caves crâniales - Système porte rénale (Figure 1 et 2)	- Pas de larynx, glotte très développée - Trachée avec anneaux cartilagineux complets et espace mort plus important (Figure 1 et 2) - Présence d'un syrinx au niveau de la trachée (Figure 1) - Présence de sacs aériens permettant la ventilation - Poumons non extensibles à rôle d'échange gazeux uniquement - Échanges gazeux extrêmement efficaces, présence constante d'air oxygénée - Pas de diaphragme (Figure 2) - Expiration et inspiration active - Présence d'os pneumatisées

Tableau 2 : Principales particularités anatomiques et physiologiques des oiseaux en comparaison des mammifères, pour les appareils cardiovasculaire et respiratoire. Source : (O'Malley, 2005 ; Speer, 2016)

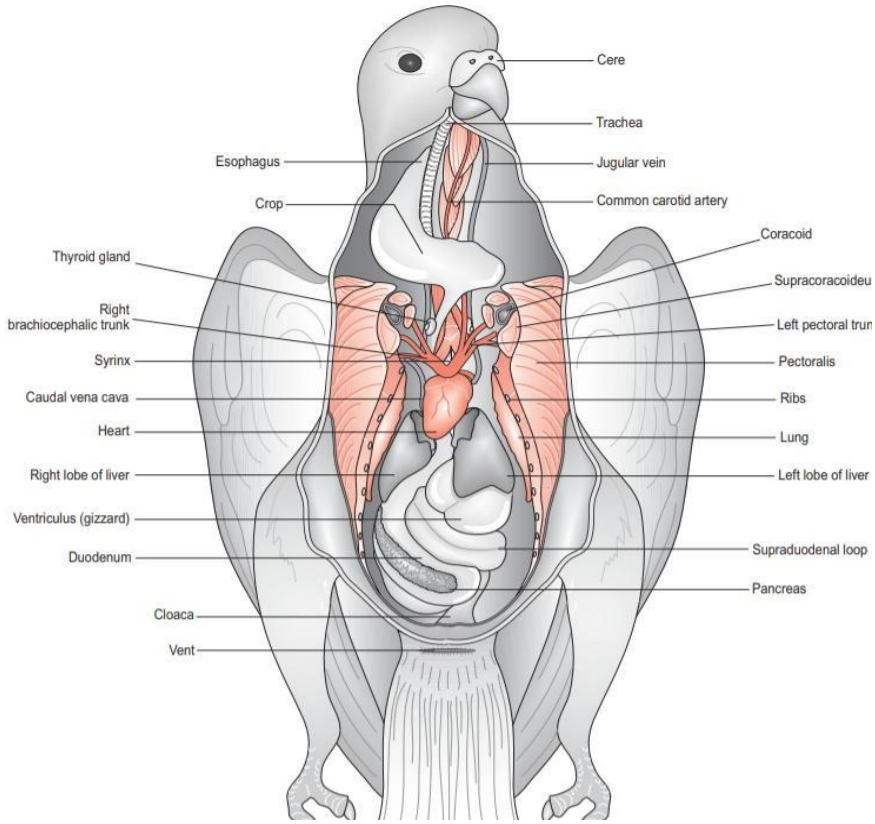


Figure 1 : Vue ventrale de l'organisation anatomique interne de l'oiseau (O'Malley, 2005)

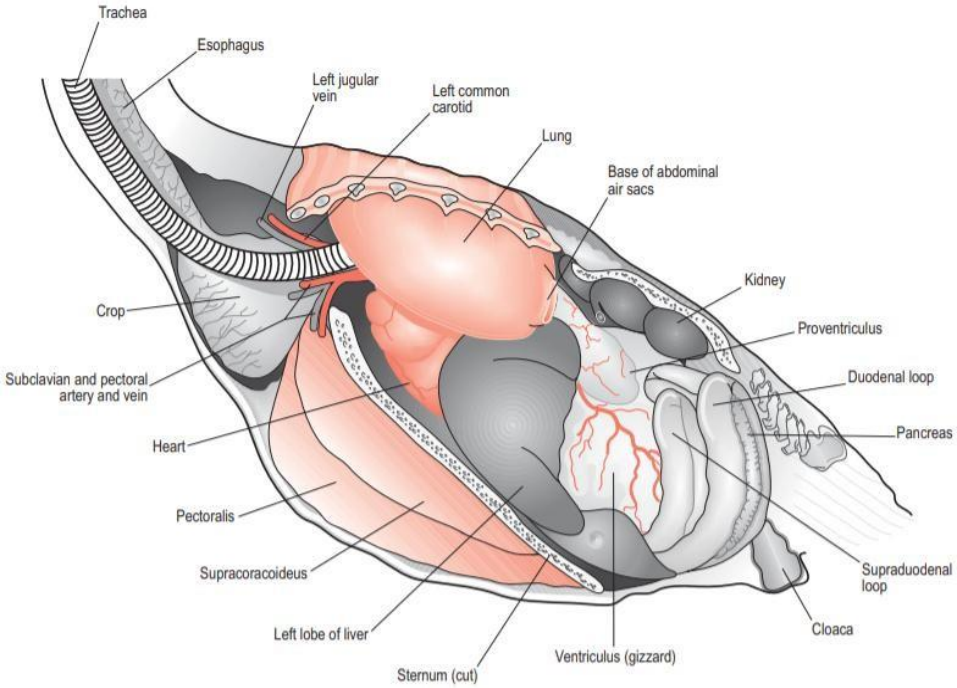


Figure 2 : Vue latérale de l'organisation anatomique d'un oiseau (O'Malley, 2005)

(2) Différences métaboliques

Les oiseaux sont des animaux endothermes dont la température interne moyenne se situe entre 40 et 42°C

- Pour conserver leur chaleur ils gonflent leurs plumes et possèdent un système de shunt limitant au minimum le sang envoyé aux tibiotarses.
- Pour réduire leur température interne ils utilisent la mise à nue de certaines zones déplumées physiologiquement, la respiration via le passage d'air au niveau des sacs aériens ou encore la dilatation des vaisseaux périphériques des membres pelviens.

Le métabolisme des oiseaux est rapide et requiert un très haut niveau d'énergie encore plus important lors de période de reproduction ou au cours de la croissance.
Les oiseaux possèdent très peu de tissus graisseux ce qui ne leur permet pas de s'isoler du froid ou de faire des réserves lors de période de jeûne prolongé.

En pratique :

- Les oiseaux sont très sensibles à l'hypothermie ainsi qu'à l'hyperthermie
- Il ne faut jamais laisser un oiseau anorexique trop longtemps
- Une anorexie prolongée se traduit par une perte de masse musculaire principalement au niveau pectoral

2. Particularités anatomiques externes

(1) Le bec

La forme du bec d'un oiseau peut permettre à la fois d'identifier l'espèce mais surtout de déterminer rapidement son type de régime alimentaire (Figure 3) :

- Un bec gros et puissant est généralement retrouvé chez les granivores qui s'en servent pour casser les coques des graines.
- Un bec fin se retrouve chez les espèces insectivores
- Les canards et les flamants roses ont développé un système de filtre servant à ne garder que les particules alimentaires intéressantes dans leur bec.
- Les rapaces possèdent un bec crochu pour pouvoir déchiqueter la viande de leurs proies

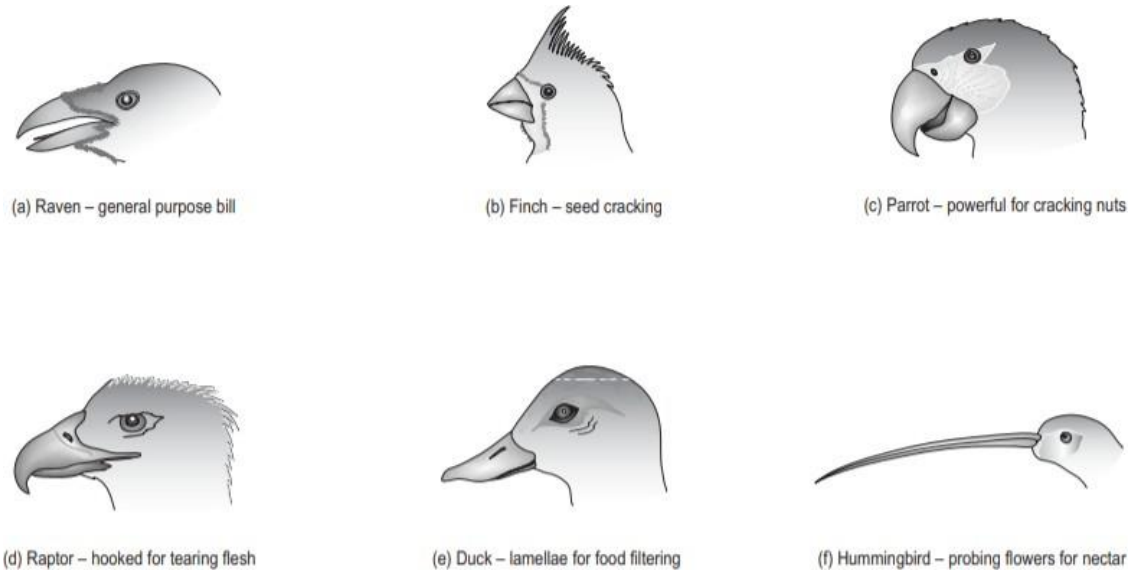


Figure 3: Principaux types de becs et espèce associée, (a) corbeau (b) passereaux granivores, (c) perroquet, (d) rapace, (e) canard, (f) colibri (O'Malley, 2005)

(2) Les ailes et les plumes

Le plumage est subdivisé en différents types de plumes avec chacune des rôles différents :

- Les rectrices qui sont les plumes de la queue et permettent à l'oiseau de se diriger dans les aires.
- Les rémiges qui sont les plumes servant au vol, elles s'insèrent sur le bord caudal des ailes (Figure 4).
    - Les rémiges primaires sont celles qui servent à l'oiseau à se propulser pour engager le vol, elles s'insèrent au niveau des os de la main (Figure 4).
    - Les rémiges secondaires sont celles qui servent à l'oiseau à planer, elles s'insèrent au niveau de l'ulna caudal (Figure 4).
    - Les rémiges tertiaires qui s'insèrent le long de l'humérus (Figure4).
- Les tectrices qui sont les plumes de couverture.
- Les plumes d'ornement servant uniquement à la reconnaissance des individus et aux parades nuptiales sans rôle dans le vol.

Il existe également des semi-plumes que l'on retrouve essentiellement chez les jeunes, des filoplumes avec un rôle sensoriel et des sous-plumes avec un rôle d'isolation thermique.
Le plumage définitif d'un juvénile met plusieurs semaines à se former et des mues régulières auront lieu au cours de la vie de l'animal dépendant de nombreux facteurs exogènes et endogènes.

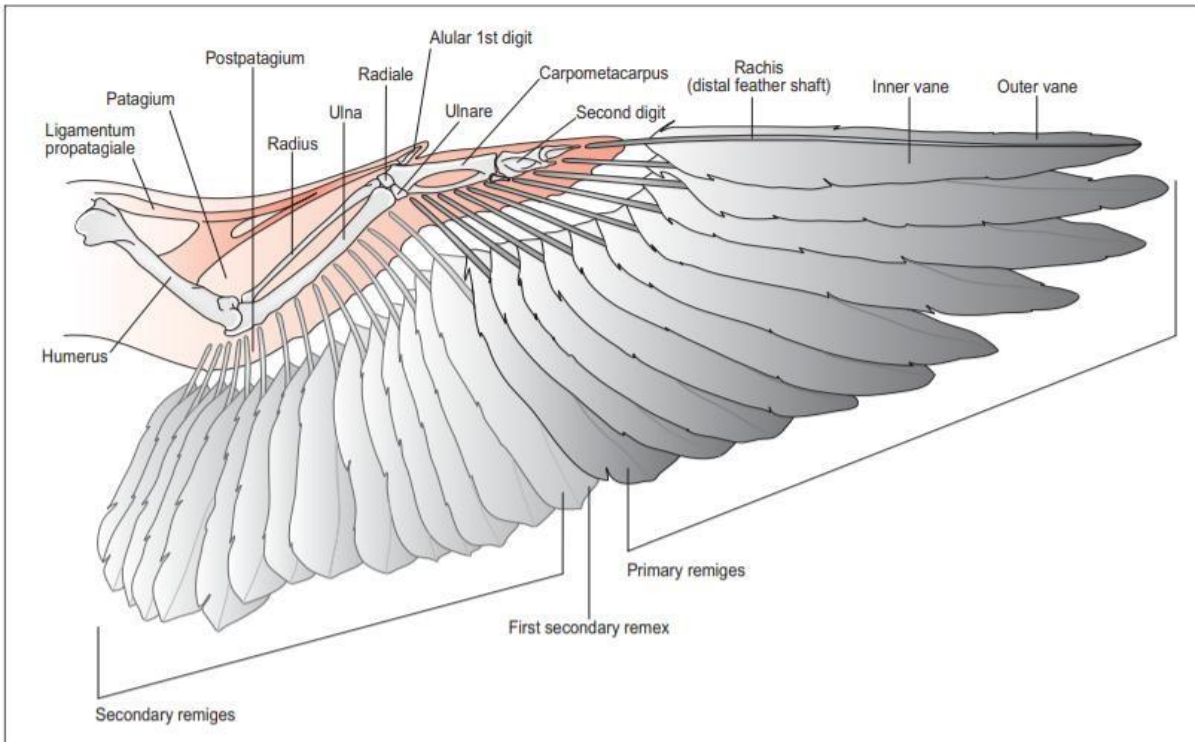


Figure 4 : Insertion des rémiges primaire et secondaires au niveau des ailes de l'oiseau (O'Malley, 2005)

(3) Squelette, tégument et appareil sensitif

SQUELETTE	TEGUMENT / MUSCLES	OEIL ET OREILLE
- Corticale extrêmement fine - Nombreuses trabécules dans la médulla - Sacs aériens étendue à l'humérus, le coracoïde, le pelvis, le sternum et les vertèbres (Figure 5) - Chez certains oiseaux le fémur, l'ulna, la scapula et la clavicule sont aussi pneumatisés	- Peau fine - Peu de tissus sous-cutanés - Peau peu élastique, se déchire facilement - Peau peu vascularisée donc moins sensible et saigne moins - Propatagium permet de pouvoir se propulser et planer lors du vol (Figure 4) - Muscles coracoïdes et pectoraux sont les	- Excellente ouïe et vue mais pauvres sens du goût et de l'odeur - Pas d'oreille externe - Un seul os dans l'oreille moyenne - Présence d'un anneau d'osselets scléraux - Rétine avasculaire nourrie par le pecten et la fovéa - Pas de reflexe photo moteur indirect

- Un seul trou occipital permettant une rotation à 180° de la tête (Figure 5)	plus importants pour le vol et représentent 20% du poids total	- Iris contrôlé par des muscles striés - Rotation de la tête compensant la faible mobilité des yeux - Yeux peuvent bouger de façon indépendante

Tableau 3: Principales particularités anatomiques et physiologiques des oiseaux en comparaison des mammifères, pour le squelette, le tégument, les yeux et des oreilles. Source : (Echols, 2012a ; O'Malley, 2005 ; Speer, 2016)

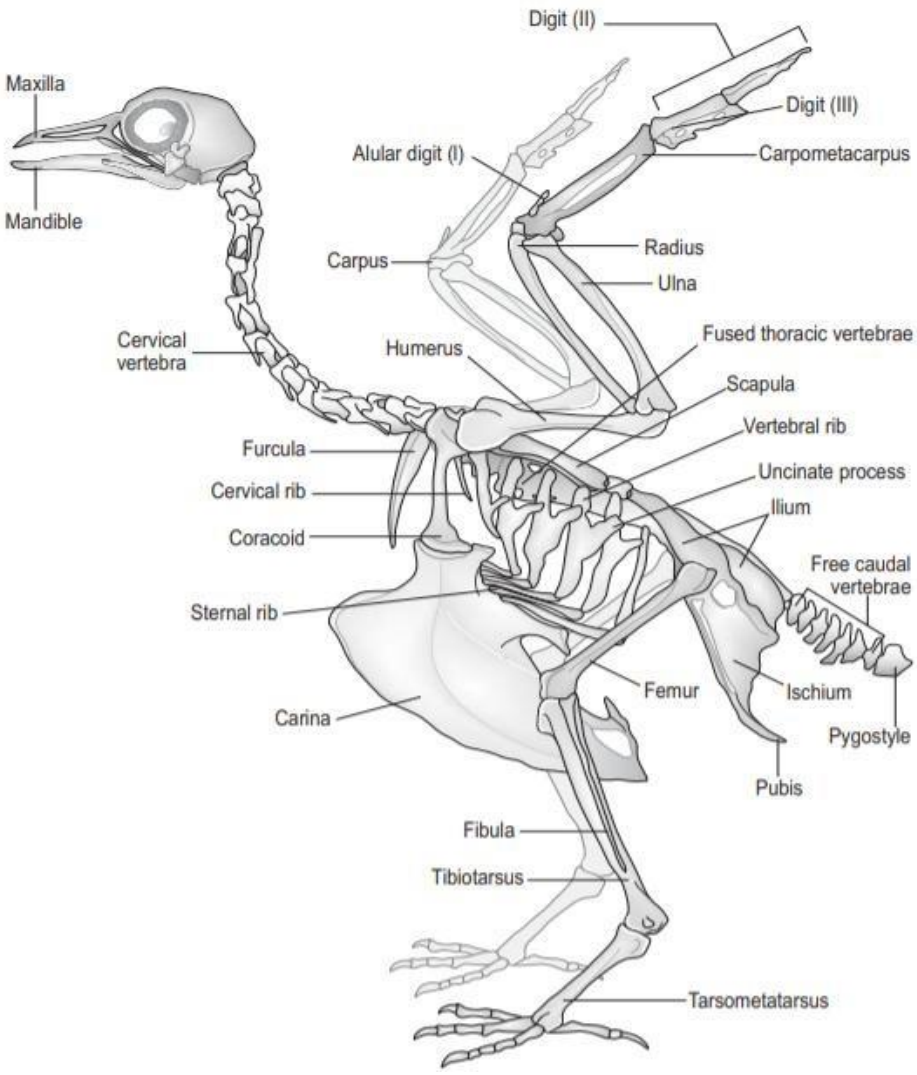


Figure 5 : Vue latérale du squelette de l'oiseau (O'Malley, 2005)

En résumé :

- La forme du bec permet de déterminer le régime alimentaire de l'oiseau
- Les rémiges (et dans une moindre mesure les rectrices) sont des plumes nécessaires au vol
- Le propatagium est une structure fragile nécessaire au vol
- Les muscles pectoraux et coracoïdes sont des muscles indispensables au vol
- La peau des oiseaux est fine, peu vascularisée et peu élastique
- La corticale des oiseaux est fine et certains os sont pneumatisés

B. Pharmacologie utilisable chez les oiseaux

Le détail des dosages et l'ensemble des molécules utilisables chez l'oiseau sont disponibles dans l'ouvrage « Exotic Animal Formulary » (Carpenter, Marion, 2018) qui est régulièrement mis à jour avec les dernières études publiées. Cette partie s'intéresse uniquement aux dernières données de médecine fondées sur les preuves portant sur les molécules pouvant être utiles lors d'une prise en charge d'urgence.

1. Molécules analgésiques chez les oiseaux

Tout comme chez les mammifères domestiques il est important que l'analgésie présente différentes caractéristiques afin d'être la plus efficace possible. Elle doit être précoce afin d'anticiper le stimulus douloureux avant même qu'il ne se présente, durable afin d'éviter le retour de la douleur et multimodale pour pouvoir agir sur différents types de récepteurs à la douleur.
Chez l'oiseau il est également intéressant de combiner une analgésie à des moyens de réduction du stress qui peuvent amplifier la douleur et avoir des effets systémiques délétères à cause de la production excessive de corticostérone. La captivité au sein d'un environnement adapté et les manipulations réduites au strict minimum sont les premiers moyens hygiéniques à mettre en œuvre pour cela. L'utilisation de drogues ayant un effet supplémentaire sédatif ou anxiolytique est également intéressante (Balko, Chinnadurai, 2017).

Les études actuelles sur les effets analgésiques des drogues sont faites soit de façon expérimentale stricte en évaluant la réponse à un stimulus douloureux thermique ou électrique, soit par étude pharmacocinétique et pharmacodynamique des principales

molécules utilisées chez l'oiseau. La plupart des formulaires thérapeutiques récents existant se basent sur ces études pour leurs recommandations en termes de dosages et de durées d'efficacité des drogues. Cependant les études pharmacocinétiques et pharmacodynamiques

utilisent des concentrations efficaces calculées chez l'Homme et les mammifères domestiques et ne proposent donc pas une évaluation objective de l'efficacité.

L'évaluation de la douleur chez l'oiseau est d'autant plus difficile qu'il existe un phénomène de masquage de celle-ci servant dans la nature à éviter que l'oiseau ne soit identifié comme une proie facile. L'oiseau peut répondre à une douleur soit par un mécanisme d'échappement, par des cris, des battements d'ailes frénétiques, ou par un mécanisme de conservation avec une immobilité et aucune vocalise (Siegel, 1980). Cette réponse dépend bien évidemment de l'espèce et de son comportement naturel face à un prédateur. Il est donc important de toujours se baser sur l'état clinique de l'animal mais également sur certains signes comme l'appétit, la perte de poids, l'agitation (…) pour réadapter les dosages et la fréquence d'administration tout en veillant à ne pas dépasser les doses toxiques lorsqu'elles sont connues chez l'espèce.

Concernant les opioïdes, une étude de 1988 avait montré que les récepteurs kappa, mu et delta chez l'oiseau avait une distribution similaire à celles des mammifères au niveau du prosencéphale et mésencéphale avec cependant une différence significative en quantité (Mansour et al., 1988). Le cerveau des pigeons semblait donc comporter d'avantage de récepteurs kappa ce qui présupposait une meilleure sensibilité aux kappa-opioïdes comme le butorphanol. Cette découverte a longtemps été considérée comme une vérité générale applicable à toutes les espèces d'oiseaux mais les études les plus récentes montrent que la différence de sensibilité aux molécules est bien plus espèce-dépendante que l'on ne le pensait. Expérimentalement par exemple les rapaces comme la crécerelle d'Amérique semblent plus sensibles à des molécules μ-agonistes qu'a des kappas-agonistes (Tableau 4).

Concernant les anti-inflammatoires, une mortalité importante dans la population de vautours fauve en Inde associée à la consommation de carcasse de bovins ayant reçu du diclofénac a conduit à les utiliser avec davantage de prudence (Swan et al., 2006). La seule molécule qui à l'heure actuelle n'a pas montré de toxicité particulière, à utiliser cependant avec précaution en cas de déshydratation, est le méloxicam (Swarup et al., 2007 ; 2007).

Molécules	Avantages	Inconvénients	Utilisation
Butorphanol (K-agoniste et μ-agoniste-antagoniste)	Sédation Disponibilité IM, IV, IN	Faible durée d'action Semble inefficace chez le Crécerelle d'Amérique, la	Semble efficace chez les psittacidés (Jr et al., 1999)

	Effet bronchodilatateur non démontré chez oiseaux	pintade et le poulet (Guzman, Drazenovich, et al., 2013)	
Buprénorphine (μ-agoniste partiel)	Disponibilité Durée d'action plus longue (2 à 6h) Voie IM et IV	Semble inefficace sur les psittacidés (Gris du Gabon et Calopsitte) (Guzman et al., 2018 ; Jr et al., 1999)	Semble efficace chez crécerelle d'Amérique (Ceulemans et al., 2014) et le pigeon domestique mais pas les psittacidés. Une formulation à libération prolongée semble montrer une efficacité chez les crécerelles d'Amérique entre 12 et 24h.
Morphine (μ-agoniste pure)	Palier élevé Peu cher et facilement accessible	Doses requises extrêmement élevées allant de 30 mg/kg à 100 mg/kg (Schneider, 1961 ; Hughes, Sufka, 1991 ; Bardo, Hughes, 1978)	Peu utilisé en pratique
Hydromorphone (μ-agoniste pure)	Palier plus élevé Sédation légère Voie IM et IV	Peu disponible en médecine vétérinaire en France	Efficacité sur le Crécerelle d'Amérique à 0,1-0,6 mg/kg (Ds et al., 2013)
Nalbuphine (K-agoniste, μ-antagoniste)	Palier plus élevé Existence d'une formule à libération	Peu disponible en médecine vétérinaire en France	Efficacité sur l' Amazone d'Hispaniola à 12,5 mg/kg pendant 3h.

	prolongée active 12h. (Guzman, Braun, et al., 2013) Voie IM et IV		(Sanchez-Migallon Guzman et al., 2011)
Tramadol (alpha-adrénergique, sérotoninergique, faible effet mu-agoniste)	Disponibilité Voie IM ou PO Sédation Peu d'effet secondaires	Mécanisme d'action peu connu, efficacité réelle non démontrée chez toutes les espèces.	Utilisable sur toutes les espèces avec cependant une efficacité clinique démontré uniquement sur le Crécerelle d'Amérique et l'Amazone Hispaniola (Geelen et al., 2013 ; Sanchez-Migallon Guzman et al., 2012)
Méloxicam (AINS Cox-2-selective)	Disponibilité Voie IM et PO Utilisable chez toutes les espèces Plusieurs formulation PO permettant un dosage précis	Peu d'effet secondaires (Montesinos et al., 2015)	Utilisable sur toutes les espèces Ne pas utiliser sur animal déshydraté ou hypotendu pour son potentiel effet délétère sur la fonction rénale
Gabapentine	Douleurs neuropathiques	Peu d'effets secondaires Surtout des études pharmacodynamiques (Baine et al., 2015 ; Gr et al.,	Une publication rapporte son utilisation en combinaison avec d'autres analgésiques dans la gestion d'une

		2018 ; Tj et al., 2015)	douleur chez un rapace (Shaver et al., 2009)

Tableau 4 : Principales molécules analgésiques utilisables chez l'oiseau

En résumé :

- L'analgésie doit être précoce, multimodale et durable
- Elle doit être associée à des moyens de réduction du stress
- Les études en cours sont soit expérimentales et utilisent un stimulus douloureux, soit pharmacodynamiques ou pharmacocinétiques et se basent sur des doses efficaces chez d'autres espèces

- Les molécules principalement utilisables sont* :
  - L'hydromorphone chez les rapaces et la nalbuphine chez les psittacidés pour les douleurs sévères
  - La buprénorphine chez les rapaces et le butorphanol chez les psittacidés et colombidés pour les douleurs modérées à sévère
  - Le tramadol chez toutes les espèces pour les douleurs modérées
  - Le méloxicam chez toutes les espèces pour les douleurs légères à modérées

*Cette affirmation est une extrapolation des études présentées dans le tableau 4 mais ces molécules n'ont pas été étudiées chez l'ensemble des espèces du genre.

2. Molécules d'urgence utilisables chez les oiseaux

Les glucocorticoïdes sont encore largement utilisés en médecine vétérinaire en première intention comme anti-inflammatoire malgré de nombreux effets secondaires connus. Chez les oiseaux, le corticoïde endogène majoritaire est la corticostérone, contrairement aux mammifères chez qui le cortisol est majoritaire (Owen, Lane, 2006).

Les résultats d'une méta-analyse de 2008 sur l'effet des corticoïdes sur les oiseaux, s'appuyant sur de nombreuses autres études, conclut que les oiseaux semblent être plus sensibles aux effets secondaires des corticoïdes que les mammifères (immunosuppression, hypocorticisme, induction hépatique, PUPD, …) (de Matos, 2008).

Peu d'études ont décrit les indications des corticoïdes chez les oiseaux. Leur utilisation a été signalée dans un cas de gestion d'un lymphome thymique chez un moineau de Java et de traitement d'une anémie hémolytique à médiation immune chez une conure à tête bleue (Yu, Chi, 2015 ; Jones et al., 2002).

Afin de minimiser les effets secondaires, il est recommandé de limiter au maximum la durée du traitement, d'utiliser des corticoïdes à courte durée d'action et de préférer l'application topique si possible (tout en gardant en tête qu'une diffusion systémique reste existante par voie topique ou oculaire). L'administration préventive d'antibiotiques et d'antifongiques peut permettre de limiter les complications de surinfections courantes chez les oiseaux lors d'utilisation de corticoïdes (Westerhof, Pellicaan, 1995 ; de Matos, 2008).
D'une manière générale, il faut retenir que l'utilisation de glucocorticoïdes est contre-indiquée chez les oiseaux et ne présent pas d'intérêt dans un cadre de gestion d'une situation d'urgence.

D'autres molécules utilisées classiquement chez les mammifères en urgence sont utilisées en pratique chez l'oiseau sans étude à l'appui (Carpenter, Marion, 2018).

Molécule	Utilisation
Adrénaline/ Epinéphrine	Bradycardie, arrêt cardio-respiratoire
Atropine	Bradycardie, salivation excessive, diarrhée importante
Diazépam/ Midazolam	Sédation Convulsions
Doxapram	Stimulation de la respiration (apnée, bradypnée, arrêt cardio-respiratoire)
Mannitol	Traumatisme crânien
Vasopressine	Hypotension

Tableau 5 : Principales molécules d'urgence et leurs utilisations communes chez les oiseaux (Speer, 2016 ; Chitty, Lierz, 2008)

L'antibiotique de première intention le plus utilisé est l'amoxicilline-acide clavulanique. Cependant la majorité des autres antibiotiques utilisés en médecine vétérinaire sur les petits mammifères le sont aussi chez les oiseaux avec des dosages adaptés (Carpenter, Marion, 2018). Leur usage doit cependant toujours être raisonné afin de limiter les résistances mais leur utilisation peut être intéressante en cas de signe de sepsis, d'attaque par un autre animal, de brûlures ou lacérations étendues et de fractures ouvertes.

L'utilisation d'antifongique en prévention sur un animal débilité ou en cas de signes respiratoires peut également être intéressante. En effet l'aspergillose est une maladie

respiratoire fréquente qui peut se développer chez tous les oiseaux et plus particulièrement chez les psittacidés et les rapaces. L'immunodépression, le stress, l'utilisation des corticoïdes ou encore un parasitisme important sont des facteurs de risque important de développement de la maladie.

C. Examens complémentaires utilisables chez les oiseaux

1. Mesure de paramètres sanguins

a) Sites de ponction

Les sites de ponction veineuse et de cathétérisation intraveineuse sont les mêmes et leur utilisation dépend surtout de la taille de l'oiseau (Echols, 2012b) :

- **La veine jugulaire droite** : elle est plus grosse que la veine jugulaire gauche et permet de récupérer un bon volume de sang en peu de temps. Attention celle-ci se situe à proximité du sac aérien cervico-céphalique il faut donc bien être certain de ne pas le perforer ou de créer une hémorragie dans ce sac ce qui en pratique est très rare (Figure 6).
- **La veine basilaire ou alaire** : cette veine ne permet pas de récupérer une grande quantité de sang mais la compression est plus facile que sur la veine jugulaire. Cependant le risque de formation d'hématome est important car cette veine est mobile et se trouve dans une zone où un mouvement de l'animal est vite survenu. Un hématome au niveau de cette zone est un risque important qui constitue une douleur et une gêne (vol) pour l'oiseau (Figure 6).
- **La veine métatarsienne médiale ou tibiale caudale** : située au niveau de l'articulation tarso-métatarsienne en partie interne elle a l'avantage d'être peu mobile ce qui réduit le risque de formation d'hématome. Elle est également idéale pour réaliser une compression hémostatique suffisante avec un bandage. Cependant chez certaines espèces de petit gabarit elle est parfois difficilement visualisable et chez d'autres elle est recouverte d'écaille qui rendent son accès plus difficile.
- Une autre méthode peu recommandée car douloureuse est de couper une serre de l'oiseau à l'endroit où la vascularisation est visible (Chitty, Lierz, 2008)(Figure 6).

Les recommandations sont de ne pas prélever plus de 1% du poids corporel de l'oiseau (ou 10% du volume sanguin) lors d'une prise de sang et pas plus de 2% au total sur des prises de sang étalées sur 15 jours (Echols, 2012b).

Figure 6 : Principaux sites de ponction veineuse chez les oiseaux (De gauche à droite : veine basilaire, veine jugulaire droite, veine métatarsienne). Guillaume Le loc'h©

b) Hématologie

L'hématocrite est un examen de routine faisant partie du minimal data base d'urgence en médecine vétérinaire canine et il est tout à fait applicable aux oiseaux afin d'avoir une idée générale d'une potentielle anémie ou d'une déshydratation importante. Il est couramment associé à une mesure de la protéinémie plasmatique à l'aide d'une mesure par réfractométrie. Néanmoins il est important de savoir que la majorité des anémies chez l'oiseau sont secondaires à un phénomène pathologique chronique et non à une perte sanguine importante. De plus les références connues ont été faites seulement sur quelques espèces ce qui complique l'interprétation de la valeur chiffrée (Speer, 2016).

Les cellules sanguines des oiseaux étant nucléées, il n'est pas possible de réaliser une numération-formule sanguine à l'aide d'un automate. C'est pourquoi la méthode de choix pour obtenir une numération formule fiable et rapide est le frottis sanguin avec comptage manuel. Pour une personne habituée, cet examen est tout à fait faisable en routine en moins de 20 min.
Cet examen peut permettre d'objectiver rapidement une anémie, une inflammation ou un sepsis chez l'oiseau afin d'envisager des traitements adaptés à son état. Il est également intéressant pour mettre en évidence les principales infections chroniques granulomateuses fréquentes chez l'oiseau telles que la chlamydiose, l'aspergillose, la mycobactériose, ou encore la mycoplasmose. Dans un contexte d'urgence (c'est-à-dire en première intention), la numération formule-sanguine sera surtout intéressante pour caractériser les anémies et les hétérophilies (Tableau 6).

Il existe une différence importante de tolérance à l'hémorragie entre les mammifères et les oiseaux. En effet alors que lors d'une perte de 30-40% de volume de sang total on observe une mortalité de 50% chez les mammifères, on observe le même niveau de mortalité chez l'oiseau pour une perte de 60% du volume sanguin total (Lichtenberger et al., 2009).

Le frottis peut également permettre de mettre en évidence la présence de parasites dans le sang. Leur présence n'est pas toujours liée à une symptomatologie mais leur abondance peut être en faveur d'une immunodépression ou d'une atteinte générale importante (Tableau 7).

	Hétérophiles	**Lymphocytes**	**Monocytes**
Stress	↗, normaux	↘	=
Inflammation aigue ou chronique	↗↗, normaux	=	=
Infections aigues	↗↗, toxiques	=	=
Infections chroniques granulomateuses	↗↗↗, toxiques	↘, réactionnels	↗
Infections virales	= à ↗, toxiques	↗, réactionnels	=

Tableau 6 : Principales variations hématologiques présente sur un frottis sanguin d'oiseaux et leurs interprétations.

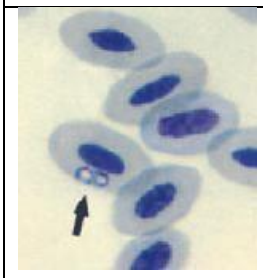
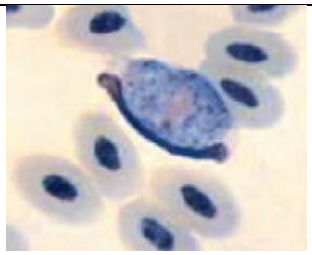
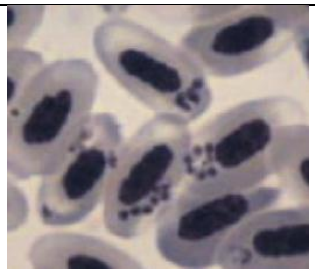
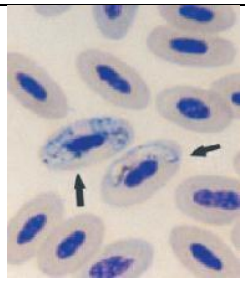
Babésia	Leucocytozoon	Plasmodium	Hemoproteus
 Erythrocyte contenant *Babesia shortii*	 Hétérophile contenant *Leucocytozoon*	 Erythrocytes contenant des plasmodium	 Erythrocyte contenant *Hemoproteus Psittaci*

Tableau 7 : Principaux parasites sanguins visible sur un frottis(Chitty, Lierz, 2008)

c) Autres paramètres sanguins évaluables chez l'oiseau

Paramètre mesuré	Interprétation	Commentaires
Amylase, lipase	Augmentation en cas pancréatite ou maladie du tractus digestif (pour l'amylase)	
ASAT	Augmentation peut être un signe d'atteinte hépatique Diminution peut être un signe de réduction de la masse hépatique	Non spécifique du foie (produit aussi au niveau du cœur, des muscles squelettiques, du cerveau et des reins) A utiliser en comparaison avec les CK et les acides biliaires
Bilirubine	Valeur diagnostique faible	
Calcium	Augmentation en état pré-ovulatoire, déshydratation et néoplasie	Utile surtout en médecine des NAC, peu en faune sauvage
Cholestérol	Augmentation en cas de maladie hépatique, de cachexie, de néphropathie, ... Diminution en cas de carence nutritionnelle, aflatoxicoses, maladie hépatique, ...	Peu utile en pratique
CPK	Augmentation en cas de maladie du SNC ou de dommage musculaire	
Glucose	Diminution en cas d'atteinte hépatique, septicémie, néoplasie, maladie infectieuse, inflammation, malabsorption, cachexie, …	Très utile à vérifier en urgence pour le corriger. Les analyseurs rapides de canine ne sont pas forcément fiables mais

		peuvent donner une première approche.
Acide urique	Augmentation en cas de déshydratation sévère, insuffisance rénale aiguë Diminution en cas de maladie hépatique sévère	Pour objectiver une déshydratation il est plus intéressant d'utiliser les protéines totales et l'osmolalité (Martin, Kollias, 1989)
Potassium	Augmentation en cas de maladie rénale avancée, acidose, hémolyse. Diminution en cas de diarrhée et alcalose.	Utile à mesurer en urgence notamment pour évaluer le statut acido-basique et choisir le fluide de choix.
Bicarbonates	Augmentation en cas d'alcalose et diminution en cas d'acidose	Intéressant en urgence

Tableau 8 : Paramètres biochimique sanguins mesurables sur les oiseaux (Echols, 2012a ; Chitty, Lierz, 2008)

2. Paramètres cardio-respiratoires

a) Mesure de la température

Les oiseaux reçus en état de choc peuvent être sujets à une hypothermie que l'on prévenir ou corriger en les plaçant dans un environnement permettant un réchauffement actif. La prise de température cloacale est possible à l'aide d'un thermomètre positionné dans le cloaque et peut donner une approximation suffisante de la température interne de l'oiseau même si elle n'est pas totalement fiable. Une autre méthode est l'insertion d'une sonde souple dans le jabot et le proventricule, cette mesure est possible lors de l'examen général de l'animal mais peut être considéré comme trop invasive lors d'un examen clinique générale d'urgence (Speer, 2016).

Les températures moyennes de référence connues chez les oiseaux varient entre 40 et 42°C cependant elles ne sont pas référencées chez tous les oiseaux et on sait aujourd'hui que certaines espèces sont capables de subir des variations physiologiques importantes afin de limiter leur consommation en oxygène (Brodin et al., 2017 ; Butler, Woakes, 2001). De plus, certains oiseaux aquatiques ont la capacité de réduire la perfusion tissulaire périphérique pour garder une température correcte ce qui peut rendre alors la mesure de la température cloacale non interprétable.

b) Mesure de la pression artérielle

La pression artérielle est plus élevée chez les oiseaux que chez les mammifères. Comme chez les mammifères domestiques il existe une méthode de mesure directe en plaçant un cathéter artériel sur l'artère ulnaire superficielle, l'artère radiale ou l'artère carotide externe. Cette mesure directe est souvent peu réalisable en clinique car très invasive, difficile à réaliser en pratique et longue à mettre en place.

Une méthode indirecte est possible avec un appareil ultrason doppler dont le brassard, de 40% de la circonférence du membre, au niveau de l'artère superficielle ulnaire ou l'artère tibiale crâniale

Lichtenberg recommande d'utiliser l'artère tibiale pour les oiseaux de plus de 300g et l'artère ulnaire pour ceux de moins de 300g (Figure 7).

En pratique cette mesure est très compliquée à faire sur un oiseau vigile et les valeurs de référence mesurées lors d'anesthésie générale se situent entre 90 et 140 mm Hg. Lichtenberg recommande néanmoins d'effectuer cette mesure si elle est possible pour obtenir une valeur de base et détecter un choc hypovolémique mais également pour surveiller l'oiseau au cours de la fluidothérapie., le but étant de réanimer l'oiseau jusqu'à obtenir une valeur supérieure à 90 mm Hg (Lichtenberger, 2005).

Figure 7: Mesure de la pression artérielle sur un rapace (brassard sur l'humérus et capteur sur la veine ulnaire)(Lichtenberger, 2005)

L'appareil ultrason Doppler peut aussi être utilisé pour mesurer ou surveiller la fréquence cardiaque d'un oiseau lors d'une anesthésie en le plaçant sur l'artère ulnaire ou en regard de l'artère majeure ventrale (sur l'oropharynx ou l'œsophage) chez les oiseaux de grande taille.

c) Oxymétrie de pouls

L'utilisation de l'oxymétrie de pouls chez les oiseaux afin d'évaluer la saturation correcte en oxygène est controversée. Une étude sur des pigeons et des perroquets a montré une incohérence entre la valeur visible sur l'oxymètre et la valeur de la saturation artérielle faite à partir de la mesure des gaz sanguins. On observe principalement une sous-estimation de la saturation réelle. L'oxymètre de pouls placé sur le tibia peut en revanche s'utiliser pour évaluer l'intensité du pouls et la fréquence cardiaque qui dans cette même 'étude semblent être correctement corrélées (Schmitt et al., 1998).

d) Électrocardiogramme

Il est très difficile d'obtenir un ECG correct sur un oiseau notamment à cause de la fréquence cardiaque très élevée. Pour pouvoir lire correctement un ECG sur un oiseau il vaut mieux avoir la possibilité de voir un ECG sur un monitoring électronique plutôt que papier et avec une fonction *freeze*. Cet examen reste cependant intéressant pour visualiser une éventuelle arythmie même si cette dernière ne se traite pas comme chez les mammifères.
Un ECG chez l'oiseau se réalise en plaçant deux électrodes crânialement au niveau du propatagium et une ou deux autres distalement au niveau du pli de peau inguinal. Il est possible d'utiliser des électrodes en forme d'aiguille ou bien des clips avec du gel. La fréquence cardiaque élevée nécessite l'utilisation d'une vitesse d'impression de 100 à 200mm/s (Figure 8).

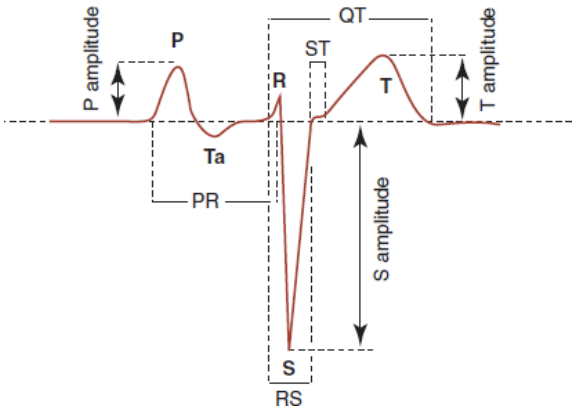


Figure 8 : Représentation schématique de l'ECG normal d'un oiseau(Speer, 2016)

3. Examens d'imagerie

Les examens d'imagerie peuvent être d'une grande utilité afin d'évaluer l'état clinique de l'animal. Néanmoins en situation d'urgence il faut toujours d'abord stabiliser l'animal et limiter au maximum le stress, celui-ci pouvant être potentialisé par le positionnement et la contention nécessaire à l'examen. Par ailleurs, la plupart du temps ces examens se réalisent sous anesthésie générale à l'isoflurane ce qui, en situation d'urgence, peut provoquer une

décompensation brutale allant jusqu'à la mort de l'animal. Une sédation peut néanmoins être envisagé si ces examens sont nécessaires.

a) Radiographie

La radiographie permet d'obtenir une vision globale de l'ensemble du squelette de l'animal et de quelques organes. Pour pouvoir obtenir une image satisfaisante malgré un rythme respiratoire important il faut réduire au minimum le temps d'exposition tout en utilisant une forte intensité électrique, des tables pour le réglage des appareils radiographiques existent et sont disponibles dans la littérature.

Idéalement l'animal ne doit pas être nourri les quelques heures (cela dépend du format de l'oiseau) qui précèdent l'examen d'imagerie afin d'éviter les régurgitations que ce soit avec ou sans anesthésie. Si cela n'est pas possible il faudra veiller à relever la tête de l'animal pour éviter une fausse déglutition.

Il faut toujours effectuer une radio de face et une radio de profil (Figure 9 et 10). En cas de suspicion d'atteinte de la région scapulaire une radio avec l'animal relevé à 45° permettra d'évaluer cette zone avec davantage de précisions (Visser et al., 2015). Un profil de l'aile en cas de fracture permet également de mieux apprécier un déplacement en vue d'une chirurgie mais cette position peut ne pas être envisageable en urgence de par la position tête en bas de l'animal (Silverman, Tell, 2010).

Figure 9: Positionnement de profil de l'oiseau en vue d'une radiographie(Silverman, Tell, 2010)

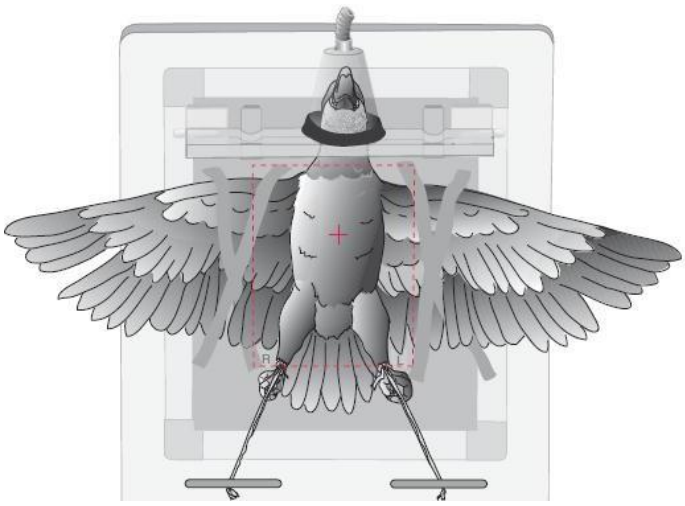


Figure 10 : Positionnement de face de l'oiseau en vue d'une radiographie (la position 45° consiste à relever l'arrière du corps pour forme un angle de 45° entre la colonne vertébral et la table)(Silverman, Tell, 2010)

b) Echographie

L'échographie est un examen assez peu utilisé en médecine aviaire (sauf chez la poule), du fait de la présence de sacs aériens dans l'ensemble du corps de l'animal qui limitent les possibilités de visualisation organes cœlomiques. Cependant cet examen peut se révéler tout de même utile pour évaluer l'intégrité de certains organes, différencier une distension cœlomique liquidienne d'une organomégalie ou encore visualiser le cœur.
Idéalement l'animal doit être mis à jeûne quelques heures avant l'échographie et une radiographie doit être faite alors il faudra toujours la faire d'abord car le gel échographique peut modifier les images.

Les deux fenêtres utilisées couramment sont la vue ventro-médiale cœlomique (caudalement au sternum) et la vue cœlomique latérale droite derrière les côtes (vue droite pour éviter l'interférence avec le grit présent dans le ventricule). La sonde utilisée est une sonde pédiatrique entre 7 et 18 MHz. La zone doit être déplumée au maximum si elle ne l'est pas déjà et l'utilisation de gel est indispensable (Welsh, 2011).

L'échographie est utile pour évaluer (Echols, 2012b):

- La taille et l'aspect du foie : hépatomégalie, signes de lipidose, néoplasie, abcès, granulomes, nécrose, hématomes
- La rate mais son aspect étant très variable d'une espèce à l'autre elle apporte peu d'information
- Les reins : normalement difficiles à voir sauf en cas de néphromégalie, de kystes, de tumeurs

- L'appareil reproducteur : non visible lorsqu'il est au repos. Il est possible à l'échographie de voir la présence de follicules ovariens ou d'un œuf.
- L'appareil gastro-intestinale : évaluation de la motilité, de la taille, de la présence d'un corps étranger ou d'une déformation structurelle
- Le pancréas, peu utile en pratique et difficile à voir
- Le cœur : cardiomégalie et péricardite sont visibles à l'échographie
- Un épanchement quelconque qui pourra être ponctionné et analysé au microscope

D'autres examens d'imagerie tel que le scanner, l'IRM ou l'endoscopie sont aussi très utiles en médecine aviaire pour établir un diagnostic. Cependant dans le cadre d'un centre de soins leur mise en œuvre est bien plus complexe et ces examens nécessitent toujours une anesthésie générale ce qui limite leur utilisation en situation d'urgence.

4. Les autres examens de microscopie directe

Les parasites externes peuvent être identifiés soit par visualisation directe sur le plumage de l'oiseau soit grâce à un raclage de la zone et une observation au microscope. La présence excessive de parasites peut être en faveur d'un état général faible entraînant une immunodépression.

Tique	Acarien	Poux	Mouche
Ixodes frontalis sur un rapace	*Dermanyssus Gallinae*	Poux mallophages	*Hippoboscidae*

Tableau 9 : Principaux parasites externes visibles sur les oiseaux(Chitty, Lierz, 2008)

Un parasitisme interne peut être mis en évidence par examen d'un écouvillon cloacal, oropharyngée ou nasal ou de selles. Un étalement frais en suspension dans une solution de NaCl 0,9% permet d'identifier les protozoaires mobiles. Une méthode de flottation avec un soluté hypertonique comme le sulfate de zinc ou une centrifugation permettent d'observer les oocystes de protozoaires ou les œufs de nématodes non visibles en étalement frais.

En pratique les examens complémentaires doivent s'envisager en fonction de l'état de l'animal et du degré de contention qu'il est en mesure de supporter. Une sédation doit toujours être envisagée et préférée à une anesthésie générale dans cette situation.

Il est possible de réaliser :

- Un écouvillon cloacal et un écouvillon oro-pharyngé ainsi qu'une prise de température cloacale peuvent se faire de façon peu invasive une fois l'animal stabilisé.
- Une prise de sang si l'état de l'animal le permet, idéalement au moment de la pose de cathéter ou de la fluidothérapie ;
- Une mesure de la pression artérielle si l'animal semble hypotendu et pour pouvoir évaluer l'efficacité de la fluidothérapie ;
- Des examens d'imagerie avec en première intention des radiographies rapides face /profil de l'ensemble du corps.

II. Aspect pratique de la prise en charge d'urgence des oiseaux sauvages en centre de soins

A. Accueil et examen clinique de l'oiseau sauvage

1. Accueil de l'animal

a) Commémoratifs

La principale difficulté dans l'accueil en urgence des oiseaux sauvages en centre de soins est que bien souvent la personne qui ramène l'oiseau n'a pas été témoin de l'accident et donc il n'y a aucun commémoratif pouvant orienter le diagnostic.
Il est cependant important de toujours poser ces quelques questions afin d'orienter au mieux la prise en charge (Mullineaux et al., 2016) :

- **Où l'oiseau a-t-il été récupéré ?** (Commune, bord de route, forêt, champs, …). Cette information permet d'évaluer si l'animal a été trouvé à proximité ou loin de son lieu de vie naturel. La proximité d'une route ou d'une ligne électrique peut par exemple orienter sur des causes potentielles (choc avec un véhicule, électrocution). Il est aussi

intéressant de savoir s'il s'agit d'une zone de chasse ou encore d'une zone agricole ; s'il y avait ce jour-là des évènements particuliers tel qu'un épandage de produits toxiques, etc… Cela permet également de pouvoir effectuer un relâcher le plus proche possible de son lieu de vie initial.

- **Quand l'oiseau a-t-il été récupéré ?** (Date et heure la plus précise possible). Cette information permet de faire le lien entre l'état de chronicité des plaies de l'oiseau et le temps de latence avant l'arrivée en centre de soin ou encore entre une météo orageuse et un état d'hypothermie majeur. Elle permet également de savoir s'il a passé un certain temps en captivité.
- **Quels sont les circonstances de la découverte et de la capture ?** Savoir par exemple si l'animal a été ramassé car il avait une plaie à l'aile ou parce qu'il ne se déplaçait pas permet d'orienter plus précisément l'examen clinique d'entrée. Il faut toutefois rester prudent avec certaines informations notamment la prédation par les animaux de compagnie (chat notamment) qui peuvent être la cause de l'état de l'oiseau ou bien la conséquence d'une faiblesse initiale. Cela est également vrai par exemple pour un animal trouvé en bord de route ; est-ce que cet oiseau s'est fait percuter parce qu'il présentait une baisse de vigilance (à la suite d'un trouble neurologique) ou est-ce purement accidentel ?
- **Des soins ont-ils déjà été mis en place ? Si oui lesquelles ?** (Soin de plaie, médication, alimentation, autre…). Ces informations sont d'autant plus importantes que l'animal est resté longtemps en captivité. En effet une mauvaise alimentation peut être à l'origine de lésions importantes ou peut expliquer des carences. Il est aussi important de savoir si l'animal a déjà reçu des médicaments pouvant interférer dans les résultats des analyses qui seront réalisées.
- **Il y avait-il d'autres animaux accidentés ou malades à proximité ?** Cette information permet de savoir s'il s'agit d'un individu en détresse ou de plusieurs individus. Dans le cas d'une intoxication par exemple cette information permet de s'orienter davantage.

Bien d'autres informations peuvent être obtenues lors de la réception de l'oiseau et il est intéressant pour pouvoir orienter le diagnostic d'en récupérer le plus possible avec un maximum de détails. Dans le cas d'un animal dans un état critique il peut être intéressant de répartir les tâches entre plusieurs personnes, l'une s'occupant de stabiliser l'animal et l'autre de récupérer les informations, afin de ne pas bâcler cette partie extrêmement importante de la prise en charge.

b) Identification

Il est toujours intéressant de savoir identifier rapidement l'espèce ou la famille. Il peut également être utile de déterminer s'il s'agit d'un juvénile ou d'un adulte. La détermination du sexe, plus difficile, présente moins d'intérêt hors période de reproduction.

Identifier à minima la famille ou au moins l'ordre auquel appartient l'oiseau reçu en centre de soin est indispensable pour la suite de l'hospitalisation afin de créer des conditions de détention et de nourrissage les plus proche possible de celles présentent dans le milieu naturel de l'animal. Cela permettra de stabiliser l'animal rapidement et de limiter le temps

de convalescence en centre de soins afin de le relâcher le plus rapidement. Certaines particularités anatomiques, physiologiques et pharmacodynamiques dépendent également de l'espèce et sont à prendre en compte pour la prise en charge initiale.

La sensibilité de l'animal à la contention et la captivité est très variable suivant l'espèce. Par exemple le Faucon crécerelle supporte à priori bien une captivité temporaire alors que l'Épervier d'Europe est très sensible au stress induit par la captivité. De même certains oiseaux sauvages comme les martins pêcheurs, le Pic vert, la Huppe fasciée sont des animaux très sensibles à la captivité qui peuvent se laisser dépérir en quelques jours à cause du stress. La connaissance de l'espèce permet aussi d'interpréter certains comportements et d'en anticiper d'autres. Les milans par exemple ont tendance à adopter un comportement d'animal mort lorsqu'ils se sentent en danger. Les rapaces ont souvent tendance à respirer avec le bec ouvert lors d'une contention sans qu'ils ne soient en dyspnée majeure. Certaines espèces sont plus téméraires que d'autres et sont donc davantage susceptibles d'attaquer lors de la contention.

- Identifier l'espèce et la famille permet d'adapter la prise en charge à court et long terme de l'animal, d'anticiper des comportements et de limiter le temps de contention pour les espèces les plus fragiles

c) Contention

Un oiseau sauvage est toujours stressé par une contention car il se retrouve alors en « position » de proie face à l'Homme. Lors d'une urgence vraie la contention doit être minimale, rapide et efficace afin de limiter au maximum le temps de manipulation de l'animal. Une contention appropriée des oiseaux de grande taille et surtout des rapaces se fait toujours à l'aide de gants de contention, suffisamment épais pour protéger l'utilisateur d'une éventuelle griffure ou morsure mais pas trop épais afin d'avoir une prise ferme. Idéalement ces gants doivent remonter jusqu'au coude et il peut également être conseillé de porter une veste épaisse. Les rapaces possèdent un bec puissant néanmoins le principal danger pour le manipulateur reste les serres car elles peuvent provoquer de profondes blessures septiques, il est donc important de toujours s'assurer d'un maintien correct des membres postérieurs lors de l'examen clinique.

La contention la plus adaptée est celle que l'on appelle centripète et qui se rapproche le plus de la position physiologique de l'animal (Figure 11). Pour cela il faut tout d'abord isoler l'animal à l'aide d'une serviette posée sur la tête puis l'attraper de sorte à plaquer ses ailes contre le corps. Les membres pelviens doivent être maintenus fermement au niveau des

tibiotarses avec un ou deux index de séparation entre les deux membres afin d'éviter des frottements désagréables pour l'animal.
Selon la taille de l'animal il est également recommandé de maintenir la tête au niveau de l'articulation temporo-mandibulaire à l'aide du pouce et du majeur, avec l'index placé sur le dessus de la tête pour la maintenir verticalement, ceci afin d'éviter tout mouvement de rotation.
Il est important de rappeler que les mouvements respiratoires des oiseaux se font majoritairement dans une direction dorso-ventrale, il faut donc veiller à ne pas les entraver au cours de la contention, d'autant plus en situation de détresse respiratoire importante.

Pour les oiseaux de plus petit gabarit et moins dangereux la contention peut se faire sans gants de contention à une ou deux mains. Pour les cygnes il est important de bien faire attention aux ailes capables de délivrer des coups d'une grande puissance. Les échassiers peuvent être particulièrement dangereux lorsque leur bec est à proximité d'un visage. Enfin les psittacidés ont un bec très puissant, il est donc conseillé d'immobiliser d'abord la tête avant d'envelopper le reste du corps.

Figure 11 : Méthode de contention efficace d'un oiseau sauvage (a) Maintien du corps entier d'un passereau (b) Maintien par l'arrière d'un pigeon (c) Ailes d'un cygne enroulées dans une serviette (d) Maintien de la tête d'un rapace à l'aide d'une serviette (Mullineaux et al., 2016)

- La contention d'un oiseau se fait toujours de manière centripète et permet à l'animal de garder une position physiologique qui n'entravent pas la respiration tout en protégeant les utilisateurs
- Les grands oiseaux nécessitent l'utilisation de gants de contention
- Il faut toujours faire attention aux serres des rapaces, aux ailes puissantes des cygnes, au bec des échassiers et des psittacidés

2. Examen clinique

a) Examen à distance

Lors d'une urgence vraie, l'examen à distance de l'animal peut permettre de récupérer un certain nombre d'informations sur la nature de l'urgence sans risquer de stresser et faire décompenser l'animal.

Les signes de gravité extérieurs de l'état d'un oiseau sont (Speer, 2016):
- Saignement important non contrôlé
- Dyspnée sévère (respiration bec ouvert, mouvements de la queue ...)
- Muqueuses pâles
- Faiblesse généralisée (yeux mi-clos, difficulté à se tenir droit, …)
- Dépression neurologique, absence de réponse à l'environnement

Il peut être intéressant de peser le carton avec l'oiseau afin d'obtenir un poids pour mettre en place les traitements en suivant (fluidothérapie, administration de médicaments, analgésie, …).
De même l'observation de l'intérieur du carton de transport permet d'avoir quelques informations notamment sur la présence de sang ou de selles anormales.

L'examen à distance peut se faire après avoir placé l'animal dans une cage à oxygène chauffée et dans laquelle il est possible de mesurer le taux d'humidité, de préférence dans un endroit calme de la clinique (Lichtenberger 2007). L'avantage est qu'ainsi il est possible de commencer à réchauffer et réoxygéner un animal en phase de décompensation. L'inconvénient est que cela nécessite une première manipulation de l'animal et qu'afin de pouvoir observer son comportement à distance sans interférence il serait idéal que l'animal

ne puisse pas voir l'observateur.

Lors de l'examen à distance il est important de prêter une attention particulière aux détails suivants (Echols, 2012a) :

- Observer l'attitude et la posture de l'animal : décubitus, port de tête ou d'aile anormal, incapacité à se tenir sur ses pattes…
    - Un port d'aile asymétrique signe généralement une fracture ou luxation de l'aile ou un désordre neurologique
    - Les deux ailes maintenues écartées du corps peuvent indiquer un stress important, un manque d'oxygène ou une hyperthermie
- Observer l'état du plumage : présence de plumes abîmées, souillées par du sang, plumes gonflées pour garder la chaleur
- Observer l'état du bec et des serres : des anomalies peuvent être révélatrices de malnutrition, d'atteintes infectieuses, de fractures liées à un traumatisme
- Observer la respiration : dyspnée caractérisée par un bec ouvert, battements rythmés de la queue, ailes écartées du corps. Ces signes peuvent être difficiles à différencier de l'état de stress chez le rapace.
- Observer le carton dans lequel a été emmené l'animal : présence de sang, aspect des fientes.

Urgences vitales	Urgences non vitales
- Convulsions - Insuffisance respiratoire aiguë - Hémorragie - Trauma crânien - Arrêt cardio-respiratoires	- Plaies - Fractures - Luxations - Cachexie - Autres affections plus chroniques

Tableau 10 : Triage des motifs d'urgence en fonction de leur sévérité (Lichtenberger, 2007)

Lichtenberg recommande de catégoriser le patient dès l'examen clinique à distance afin de savoir ce qu'il sera possible d'envisager ou non comme manipulation et traitement de soutien. Il définit trois catégories :

- **Calme mais répondant aux stimuli environnementaux :** Animal dont l'état de vigilance est peu ou pas altéré, cet animal peut être manipulé pour l'examen clinique, des prélèvements peuvent être effectués pour le diagnostic et un traitement peut être mis en place à condition que son état ne s'aggrave pas au cours des manipulations. Une sédation légère peut permettre de limiter le risque de décompensation à ce stade-là.
- **Abattu et peu réactif :** Animal ne répondant que très peu voire pas du tout à son environnement, l'auteure recommande de stabiliser ce type de patient avec une fluidothérapie peu invasive, une oxygénation et un réchauffement indirect car le risque de faire décompenser brutalement l'animal lors de placement de cathéter intra-osseux ou intraveineux est important.

- **Non réactif :** ce sont les patients qui nécessitent une prise en charge avec une réanimation d'urgence. Dans ce type de cas la manipulation peut être fatale à l'animal mais la balance bénéfice-risque est en faveur d'une prise en charge immédiate.

b) Examen rapproché

L'animal sain tolère généralement bien la contention et donc l'examen clinique rapproché, les potentielles prises de sang et les traitements même si cela reste très individu et espèce dépendant dans le cas d'un oiseau sauvage. Cependant dans un contexte d'état de choc avancé la manipulation peut être fatale à l'oiseau.
Il est donc important de savoir identifier les signes de détresse rapidement et de prioriser l'examen clinique afin de récupérer un maximum d'informations en un minimum de temps.

Si l'état de l'oiseau se dégrade au cours de la contention il faut le remettre aussitôt dans sa cage et envisager rapidement les soins à lui apporter.
L'examen clinique peut se faire de différentes manières, l'important étant de le systématiser afin de ne rien oublier avec notamment l'utilisation de fiches pré-faites. Dans le cas d'une prise en charge d'urgence il doit être raccourci à l'essentiel afin de récupérer un maximum d'informations servant à une prise en charge adaptée en un minimum de temps pour limiter le stress de la contention.

Structure	Méthode d'examen	Commentaires
Bec	Évaluer l'aspect, la consistance, la symétrie. Repérer des lésions, des traces de sang, des fractures, un gonflement anormal.	La morphologie normale varie beaucoup d'une espèce à l'autre et dépend beaucoup des habitudes alimentaires de l'espèce.
Narines	Vérifier la symétrie. Présence ou absence d'écoulements, caractérisation de cet écoulement.	Du sang dans les narines peut être un signe de traumatisme crânien.
Muqueuses buccales	Couleur rosée pour la plupart des espèces, symétriques. Vérifier la présence de lésions, granulomes, hématomes. Évaluation de l'état d'hydratation.	La couleur des muqueuses dépend toute de même de l'espèce. La récupération d'un écouvillon est possible à ce moment-là.

Oreilles	Vérifier la présence d'écoulements, de sang, de myiases.	Des plumes collées autour peuvent permettre d'objectiver un écoulement. Du sang peut être un signe de traumatisme crânien.
Cou/ Jabot	Vérifier la présence de gonflement, la consistance et le remplissage du jabot si celui-ci est palpable.	
Corps (partie antérieur crâniale)	Vérifier la présence de plaies, de gonflements éventuels. Palper le bréchet pour obtenir une note d'état corporel. Ausculter les poumons et le cœur au niveau du dos de l'animal pour repérer d'éventuels bruits surajoutés.	Souffler pour écarter les plumes peut permettre de déceler des plaies non visibles en première intention.
Corps (Partie postérieur caudale)	Vérifier la présence de plaies, gonflements, masses. Palper la cavité cœlomique pour mettre en évidence une masse ou un épanchement.	Un hématome au niveau de la colonne vertébrale peut expliquer une parésie ou paralysie des membres postérieurs.
Cloaque	Vérifier la taille, les signes d'inflammation, une impropreté, la présence d'un œuf ou de calculs d'urates. Prise de température si l'animal le supporte.	L'aspect des fientes peut donner des informations sur l'état de l'animal. Un écouvillon peut être récupéré en vue d'une coproscopie.
Ailes	Vérifier la symétrie du port d'ailes et faire un test de vol. Examiner chaque segment de façon individuel à la recherche de fracture, plaie, gonflement. Vérifier l'intégrité des rémiges primaires et secondaires, la	Un port d'aile bas avec la pointe relevée signe généralement une atteinte de l'épaule. Le test de vol consistant à mimer une chute de l'oiseau et des mouvements de

	présence de follicules plumeux, si elles ont été arrachées. Vérifier l'intégrité du propatagium.	basculement permettent d'évaluer la motricité réelle des ailes.
Queue	Vérifier l'intégrité des rectrices, cherches des plaies. Noter le niveau de salissure pouvant être un indice du temps passé au sol.	
Glande uropygienne	Vérifier l'absence de gonflement, un écoulement anormal, des signes d'inflammation.	Cette glande n'est pas présente chez tous les oiseaux (absente chez les ratites, certains columbidés et psittacidés)
Membres postérieurs	Vérifier la mobilité et la symétrie. Observer et palper pour repérer une fracture, une plaie, un gonflement anormal. Test de sensibilité possible	
Pieds	Chercher la présence de pododermatites, gonflements, plaies, fractures...	

Tableau 11 : Examen clinique rapproché de l'oiseau (Echols, 2012a ; Chitty, Lierz, 2008 ; Speer, 2016)

Une fois l'examen clinique général fait il est important de hiérarchiser les anomalies selon leurs impacts sur les grandes fonctions vitales, afin d'agir rapidement pour soutenir ces dernières.

Voici un exemple pris sur le modèle de l'ABCDE utilisé en urgence canine :

Airways- Breathing	Cardiopulmonary	Neurological Disability	Emunctory, external
-Respirations dyspnéique (bec ouvert) - Non-intégrité des voies aériennes supérieures	-Battements cardiaque et fréquence cardiaque anormalement basse	-Port de tête asymétrique - Port d'ailes asymétrique - Ataxie -Anisocorie	-Masse ou épanchement dans la cavité cœlomique -Fractures -Plaies -Yeux

- Fréquence respiratoire anormalement basse -Bruits respiratoires surajoutés	- Présence d'hémorragies actives -Couleur des muqueuses anormale (cloaque, choanes, conjonctive, oropharynx chez certains oiseaux) -Remplissage des veines alaires et jugulaires > 1sec et pouls faible	-Nystagmus / ! \ Chez les oiseaux le mouvement vient de la tête et non des yeux -Sang dans les oreilles ou le bec	-Note d'état corporelle basse - État d'hydratation bas -Température cloacale faible

Tableau 12 : Exemples d'anomalies détectable par l'approche ABCDE (Echols, 2012b)

Évaluation de l'état d'hydratation (Steinohrt, 1999)

- Tout oiseau sauvage reçu en centre de soin doit être considéré comme déshydraté au moins à 5 %
- Déshydratation > 6 % : peau tendue et adhérente (surtout au niveau des pectoraux), cavité buccale sèche (filaments muqueux), disparition lente des plis de peau (notamment à la paupière inférieure), yeux ternes et enophtalmie
- Déshydratation > 7 % : temps de remplissage de la veine basilaire supérieur à 1 s
- Déshydratation > 10 % : pseudo-membranes dans la cavité buccale, pattes et ailes froides, signes de choc

Tout comme chez les mammifères les signes d'hypoperfusion majeure incluent : tachycardie, faiblesse généralisée, pouls faible, muqueuses pâles ou cyanosés, …

c) Évaluation de l'état corporel et examen des selles

L'état corporel d'un animal s'évalue généralement par appréciation de la musculature pectorale au niveau du sternum. Même s'il n'existe aucun consensus international concernant la pertinence de cette mesure, celle-ci peut permettre d'objectiver une cachexie chez un oiseau sauvage ce qui donne une information supplémentaire sur la chronicité de l'état de

l'animal. Attention, cette notation n'est valable que pour des oiseaux volants. En effet, un oiseau ne pouvant pas voler aura forcément une masse musculaire pectorale beaucoup moins développée.

Figure 12 : Évaluation de l'état corporel

Les déjections d'un oiseau sont constituées de trois parties et certaines anomalies peuvent être détectées grâce à leur examen attentif à l'arrivée de l'oiseau ou au cours de l'hospitalisation. Il faut toujours prendre en compte le régime alimentaire de l'animal et l'espèce pour pouvoir interpréter correctement une anomalie. Il est important de prêter attention régulièrement aux fèces des animaux en bonne santé en centre de soins afin d'être en capacité de reconnaître un changement anormal au cours de l'hospitalisation ou sur un autre individu de la même espèce.

- Les fèces sont la partie moulée, homogène, brun à vert et peu odorante en règle générale. Des fèces liquides sont considérées comme de la diarrhée et on peut y retrouver des graines non digérées signe de transit accéléré ou peu fonctionnel. Des fèces malodorantes sont également anormales excepté chez les oiseaux de basse-cour, les oiseaux aquatiques et les carnivores. Le méléna se distingue par des fèces extrêmement sombres.
- Les urates sont la partie blanche des déjections. Ils peuvent être jaunes lors d'anorexie ou verts lors d'atteinte hépatique. Ils peuvent également être roses ou rouges lors d'hématurie ou d'hémoglobinurie liées à une atteinte rénale ou une intoxication.
- L'urine est normalement claire et présente en quantité modérée. Elle peut être absente en cas de déshydratation importante ou abondante lors d'atteinte rénale. Elle peut également être colorée, tout comme les urates, en vert lors d'atteinte hépatique ou en rouge lors d'hémoglobinurie. Il n'est pas possible d'utiliser la densité ou une bandelette urinaire comme chez les mammifères domestiques à cause de la contamination par les autres constituants.

d) Examen neurologique chez l'oiseau

(Speer, 2016 ; Hunt, 2015)

Il est fréquent en centre de soins de recevoir un oiseau avec des signes neurologiques et ces derniers sont rarement pathognomoniques d'une affection. Il est utile de savoir réaliser un examen neurologique rapide pour pouvoir déterminer le pronostic vital de l'animal et

localiser l'atteinte. Une partie de cet examen est accompli au cours de l'examen clinique à distance et rapproché.

1/ La position de l'oiseau à son arrivée ainsi que son niveau de réponse à certains stimuli extérieurs (bruits, lumière, mouvements) donnent déjà une idée de la possibilité d'une atteinte neurologique. Un nystagmus se présente généralement chez l'oiseau par un mouvement rotatoire de la tête. Une incapacité à se tenir droit, un port d'ailes asymétrique ou encore une tête penchée sont des signes d'une potentielle atteinte neurologique d'autant plus s'il n'existe aucune lésion visible sur les ailes ou les membres pouvant expliquer la position.

2/ L'équilibre et la proprioception peuvent être évalués de différentes manières, ils permettent uniquement d'affirmer qu'il existe une lésion neurologique mais pas de pouvoir la localiser.

- En tenant l'animal au niveau des tibiotarses ou du corps, un mouvement rotatoire avec le poignet permet de visualiser si l'animal arrive à s'équilibrer correctement.
- En tenant l'animal au niveau des tibiotarses ou du corps, simuler une chute permet d'évaluer la symétrie des ailes. L'oiseau doit étendre ses deux ailes et battre des ailes pour s'équilibrer de façon symétrique.
- En ouvrant l'aile de l'oiseau puis en la relâchant pour voir s'il la replace correctement ensuite.
- Pour les oiseaux qui se tiennent debout et si l'animal est suffisamment manipulable pour faire le test, il est possible d'effectuer des placers proprioceptifs. Tout d'abord en retournant la patte de l'animal sur la face dorsale et en examinant s'il est capable de la remettre spontanément sur la face plantaire, ensuite en approchant l'oiseau d'une surface plane avec puis sans vision et en évaluant s'il est capable de poser ses membres correctement sur la surface.
- Pour les oiseaux qui se perchent il est possible de voir si l'oiseau est capable de positionner ses doigts correctement sur la perche lorsqu'il s'en approche.

3/ Pour évaluer la vision de l'oiseau :

- Le test à la menace en essayant de cacher le second œil doit entraîner une fermeture de la paupière ou de la membrane nictitante.
- Le test de la boule de coton peut être adapté avec le suivi du doigt de l'examinateur ou de nourriture mais il peut être biaisé par le stress de l'animal.
- Les réflexes photomoteurs directs peuvent être évalués. Il faut cependant rester prudent car les oiseaux ont la capacité de modifier la contraction de leurs pupilles de façon volontaire. Il est en revanche impossible d'évaluer le réflexe photomoteur indirect chez l'oiseau.

4/ Pour évaluer une atteinte neurologique affectant les membres pelviens il est possible :

- De vérifier le long de la colonne la présence d'un hématome ou d'un traumatisme

- Vérifier la sensibilité profonde de l'oiseau en évaluant le réflexe de retrait après avoir pincé un doigt avec un clamp chirurgical. Attention, dans ce cas il faut également évaluer la réponse générale de l'oiseau qui peut avoir une sensibilité profonde conservée mais une mobilité restreinte du membre.
- Évaluer le tonus musculaire du cloaque en pinçant légèrement la paroi qui doit immédiatement se rétracter.
- Palper les membres pour évaluer la masse musculaire et étirer puis relâcher le membre pour évaluer la tonicité.

5/ Enfin lors de suspicion d'atteinte neurologique centrale il est possible d'utiliser l'évaluation des nerfs crâniens pour confirmer ou infirmer cette hypothèse. L'évaluation de la vision précédemment décrite fait partie de l'évaluation des nerfs crâniens.

- Évaluer le réflexe palpébral en tapotant un coton tige sur l'angle interne de la paupière, l'oiseau doit immédiatement fermer la paupière.
- Évaluer l'odorat avec un coton imbibé d'alcool, l'oiseau doit tenter d'éloigner sa tête.
- Évaluer la mobilité du bec en l'ouvrant manuellement, l'oiseau doit alors tenter de le refermer (attention à ne pas confondre avec des signes des stress ou une dyspnée).
- Évaluer la mobilité de la langue en utilisant un coton tige dans le bec de l'animal.
- Évaluer la sensibilité faciale en pinçant ou tapotant différentes zones de la face.

3. Notion de triage appliquée à la faune sauvage

Dans le cadre d'une prise en charge d'urgence en centre de soins il est important de savoir identifier les animaux qui nécessitent une prise en charge urgente de ceux qui peuvent être mis de côté l'espace de quelques heures. Il est important de prendre en compte différents paramètres notamment l'urgence vitale c'est à dire la nécessité de prise en charge à l'instant t, le pronostic vital à court terme de l'animal mais également le pronostic vital à long terme. Ce dernier est le plus complexe à définir car il prend en compte non seulement l'état clinique de l'individu mais également sa possibilité future de réadaptation au milieu naturel.

a) <u>Déterminer la chronicité de l'état de l'animal</u>

Plusieurs éléments peuvent permettre au clinicien de déterminer si l'état actuel de l'animal est dû à un phénomène suraigu ou bien à un phénomène plus chronique. Parfois les deux aspects peuvent se superposer lorsqu'un animal dans un mauvais état chronique devient une cible facile de prédation, s'adapte difficilement à un changement brutal ou s'affaiblit tellement qu'il est retrouvé au sol.

Plusieurs signes cliniques peuvent permettre de repérer un phénomène chronique (Mullineaux et al., 2016):

- **Un plumage souillé** avec des plumes pliées peuvent être le signe que l'animal a traîné au sol pendant plusieurs jours.
- Un état de cachexie et de déshydratation avancé.
- **Un jabot totalement vide** signe une anorexie prolongée de l'animal.
- **Un parasitisme important** visible en coproscopie ou directement dans les fientes, la trachée ...
- **La présence de myiases** : le stade d'œuf ou de larve permet de savoir si la plaie date de plusieurs jours.
- **Couleur de l'hématome :** chez l'oiseau un hématome récent est de couleur rouge puis en deux à trois jours il devient vert et cette coloration peut persister jusqu'à une semaine. Il est également possible d'observer de la nécrose à un stade très avancé.
- **Couleur et aspect des selles** : l'examen des selles peut donner des informations orientant vers une anorexie ou une atteinte hépatique comme détaillé précédemment.

b) Pronostic fonctionnel à court terme

Dans le cadre d'un centre de soins où de nombreux animaux sont présentés tous les jours, il est important de savoir reconnaître certains types de lésions dont la sévérité assombrit grandement le pronostic vital de l'animal. Reconnaître ces lésions rapidement permet de prendre une décision d'euthanasie la plus juste et la plus précoce possible selon l'état de l'animal afin de lui éviter un stress et des douleurs inutiles pendant plusieurs jours.
Les critères de gravité à prendre en compte sont (Scott, 2016):

- **Une fracture ouverte ou multi-esquilleuse** : ce type de fracture est assez courante chez les oiseaux et très souvent de très mauvais pronostic. En effet il se produit très souvent dans ce cas une dévitalisation de l'os qui ne permettra pas dans tous les cas une cicatrisation correcte. Il est important dans ce cas de prêter une attention particulière à la couleur de l'os visible, si celui-ci est noir ou très blanc il y a de grande chance qu'il soit déjà dévitalisé. De plus ce type de fracture est souvent multi-esquilleuse ce qui est aussi très difficile à réparer. Enfin un autre critère de mauvais pronostic concernant ces fractures est l'atteinte nerveuse associés ; si l'animal n'est plus en capacité de bouger son aile alors le pronostic est sombre. Il faut également prendre en compte que bien souvent l'intervalle de temps entre la découverte et la prise en charge est assez important et fait que les plaies ouvertes soient déjà fortement contaminées.
- **La proximité de la fracture avec l'articulation et les luxations au niveau des ailes** : les fractures incluant le coude ou le poignet sont en général de très mauvais pronostic. En effet pour pouvoir voler l'animal doit avoir une mobilité parfaite de ses

articulations ce qui est rarement le cas avec la formation de cale osseux ou la fibrose articulaire lors de la cicatrisation. Les fractures de l'humérus proximal et de la ceinture scapulaire sont bien tolérées chez certains oiseaux mais elles nécessitent d'être diagnostiquée et prise en charge rapidement pour que l'animal puisse retrouver une capacité de vol intacte.

- **La chronicité de la fracture** : la présence de cals osseux sur une ancienne fracture sur un animal non volant et émacié complique la prise en charge. Il est généralement nécessaire pour pouvoir aider l'animal à voler de briser ce cale puis de réaligner les abouts osseux ce qui en pratique est souvent complexe à réaliser. De plus lorsque la fracture est trop ancienne, des adaptations physiologiques comme une amyotrophie importante et une diminution de la mobilité avec réduction de la taille du propatagium empêche la reprise de mobilité normale de l'aile.
- **La vision de l'oiseau** : un oiseau avec un œil non fonctionnel ne peut pas toujours être réhabilité. Dans le cas des strigiformes qui chassent et se déplacent majoritairement en utilisant leurs ouïe ce critère est moins vrai.
- **De même les oiseaux victimes de traumatismes crâniens** peuvent parfois souffrir de pertes d'équilibres ou de difficultés à s'orienter ce qui peut être trop handicapant à long terme et compromettre leur survie.
- **Une plaie au niveau du propatagium** sera difficile à faire cicatriser en seconde intention car c'est une zone extrêmement mobilisée et qui doit le rester pour éviter une rétraction de ce dernier. Cette zone étant de plus très importante pour le vol de l'oiseau, si la plaie est trop importante ou affecte le tendon et la vascularisation de la zone le pronostic vital de l'animal est mauvais.
- **Un arrachement des rémiges primaires** : ces plumes qui sont les plus importantes pour le vol, avec les rémiges secondaires et les rectrices, sont paradoxalement celles qui ont le moins de chance de repousser. Sur une étude de 2014 sur dix faucons crécerelles seulement 8% des rémiges primaires commencent une pousse en quatre mois et aucune n'avait complètement fini de pousser à la fin de cette période. Cette même étude présente un taux de repousse de 58% pour les rémiges secondaires avec 30% de repousse complète à la fin de la période contre presque 100% pour les rectrices (Delnatte et al., 2014).

Quoi qu'il en soit la décision du clinicien concernant le pronostic vital de l'animal et la décision d'euthanasie doivent prendre en compte l'état général de l'animal. Certaines situations ne répondent pas toujours à ces critères et peuvent permettre de soigner et réhabiliter un oiseau qui paraissait condamné. Cependant il faut garder à l'esprit que l'inverse se produit bien plus souvent en centre de soins et il est souvent très long et difficile de réhabiliter un oiseau ayant subi une hospitalisation longue.

c) Viabilité et possibilité de relâcher à long terme

Il faut toujours prendre en compte dans un centre de soins le pronostic vital de l'animal à court terme mais aussi à plus long terme. Dans le cadre d'un animal de faune sauvage le but ultime est toujours la réintroduction dans son milieu naturel. Pour cela plusieurs critères entrent en jeu (Chitty, Lierz, 2008 ; Mullineaux et al., 2016).

- **Moyens disponibles ?** Au-delà du pronostic vital lié au bilan lésionnel développé plus haut, il faut prendre en compte également les moyens matériels du centre de soin. Si ces derniers sont insuffisants pour traiter cet animal il faut se demander s'il vaut la peine ou non d'organiser un transfert vers une autre structure mieux équipée. Il faut également toujours prendre en compte l'impact que cette lésion aura sur la vie future de l'animal en condition de liberté. Enfin il faut que le centre de soins puisse relâcher l'animal dans un second temps autant en terme législatif qu'au niveau des moyens techniques et des lieux de relâché possible.
- **L'espèce et le comportement naturel sont extrêmement important à prendre en compte.** En effet certaines espèces sont "opportunistes" et capables de survivre même en ayant un léger handicap, alors que d'autres, par exemple des oiseaux de proies, doivent garder un vol parfait pour pouvoir survivre et chasser. Il faut aussi prendre en compte le fait que l'espèce soit migratrice, grégaire ou solitaire.
- **L'âge de l'animal** : chez les jeunes notamment le risque d'imprégnation doit être pris en compte.
- **Combien de temps l'animal va-t-il rester en captivité et va-t-il nécessiter des manipulations quotidiennes ?** Certaines espèces d'oiseau ne supportent pas des durées de captivité prolongées, d'autant plus si elles nécessitent des manipulations régulières.
- **La période de l'année a-t-elle un impact ?** Chez les espèces migratrices il ne faut surtout pas prévoir de relâcher l'animal sur un territoire où ses congénères ne sont plus présents et où les conditions ne permettent pas sa survie.
- **Quels sont les risques pour le personnel ?** Si l'animal est hospitalisé sur le long terme il faut que sa capture et son état physiologique soit sans risque majeur pour la sécurité des employés.
- **Le relâcher de cet animal présente-t-il un risque pour son écosystème ou les autres individus ?** L'animal relâché ne doit pas représenter un risque épidémiologique pour les autres espèces. Il faut pour cela prendre en compte le risque contagieux, la charge parasitaire, la compétition pour les ressources et la reproduction ainsi que l'origine génétique.

Pour le triage dans le cadre de la prise en charge d'un animal sauvage il est important de toujours prendre en compte :

- Le degré d'urgence que nécessite la prise en charge
- Le pronostic fonctionnel à court terme de l'animal
- La viabilité et la capacité à être relâché dans son milieu naturel

Si malgré une stabilisation l'animal ne sera par la suite pas capable de survivre dans son milieu alors la meilleure décision reste sans doute l'euthanasie.

B. Stabilisation d'urgence

Lorsqu'un animal arrive dans un état nécessitant une prise en charge d'urgence, le plus important est de rétablir les paramètres physiologiques nécessaires à la vie et d'anticiper une potentielle décompensation. La décompensation d'un état de choc est systématiquement accompagnée d'une hypotension, d'une hypothermie et d'une bradycardie. Il est important de gérer d'abord la cause de l'urgence vitale si cela est possible : dyspnée, convulsion, hémorragie (…), et en parallèle de gérer l'état de choc en anticipant une potentielle décompensation.

1. Intérêt de l'incubateur

Comme énoncé précédemment un animal en état de choc avancé est à haut risque de décompensation et cette décompensation va passer par une baisse de la température corporelle, un état d'hypotension et une bradycardie. Certains de ces animaux peuvent aussi être récupérés en état de dyspnée majeure.

Il est très intéressant dans un centre de soins d'avoir toujours à disposition un incubateur pouvant faire office de cage à oxygène chauffée dans laquelle il sera possible de placer l'animal dès son arrivée permettant ainsi de le stabiliser le temps de prendre les décisions de soins (Chitty, Lierz, 2008 ; Harrison, Lightfoot, 2006 ; Echols, 2012b).
Il faut pour cela pouvoir régler la température aux alentours des 30°C et l'humidité dans la cage autour de 70%, avoir un visuel sur l'animal et pouvoir fournir de l'oxygène si besoin.

Si ce type de matériel n'est pas disponible alors il faudra utiliser une cage permettant de mettre l'oiseau avec une source de chaleur à proximité, une source d'humidité pour ne pas aggraver la déshydratation avec la chaleur, et une source d'oxygène (Figure 13).

La seule contre-indication au réchauffement d'un oiseau en état de choc est le traumatisme crânien. Dans ce cas il est préférable de mettre l'animal au calme, à l'abri de la lumière et de le maintenir en décubitus sternal.

Figure 13 : L'utilisation d'un aquarium avec une source de chaleur et d'humidité peut tout à fait faire office d'incubateur (Harrison, Lightfoot, 2006)

2. Réduction du stress de l'animal

En pratique, la plupart des examens et actes nécessitant une manipulation importante pour immobiliser un oiseau se font sous anesthésie générale afin de limiter le risque lié au stress. La plupart des cliniciens favorisent l'utilisation de l'isoflurane au masque ou en boîte. Cette méthode présente l'avantage d'obtenir une anesthésie générale rapide, réversible et de courte durée. Néanmoins même s'il est vrai que l'isoflurane fait partie des agents anesthésiques avec une grande marge de sécurité, son utilisation seule aux doses nécessaires d'induction peut créer une hypotension majeure ainsi qu'une apnée importante.

En situations d'urgence il est donc fortement déconseillé de l'utiliser au risque de faire décompenser l'animal rapidement cependant certaines manipulations comme la pose d'un cathéter, une prise de sang, la pose d'une sonde dans un sac aérien peuvent le nécessiter. Il peut donc être intéressant selon l'état clinique de l'animal et l'appréciation du clinicien de remplacer cette anesthésie à l'isoflurane par une sédation légère pouvant diminuer la consommation en oxygène, le stress et une décompensation liée à la contention. Celle-ci peut s'effectuer dès la première manipulation de l'animal par voie IM ou IN.
Très peu d'études sont disponibles sur le sujet, la plupart se concentrent uniquement sur la pharmacocinétique des drogues utilisées.

Certains auteurs s'accordent sur l'utilisation d'une combinaison en IM ou IN de butorphanol à 1-3mg/kg en combinaison avec du midazolam à 0,25-1 mg/kg (Doss et al., 2018 ; Mans et al., 2012 ; Sadegh, 2013).
Cette association a été testée par voie intranasale sur des rapaces et psittacidés et semble montrer des résultats intéressants. Le midazolam peut de plus être reversé avec du flumazénil.

D'autres protocoles peuvent également être utilisées afin de prémédiquer l'animal sans induire une anesthésie générale.

Une analgésie précoce sur un animal polytraumatisé peut aussi permettre de limiter le stress. Le détail des molécules utilisables et leur association sont discutés dans la partie pharmacologie.

3. Stabiliser la fonction respiratoire

(Graham, 2004 ; Stout, 2016)

Un animal stressé ou en dyspnée bénéficiera toujours d'une mise sous oxygène afin de limiter le risque de décompensation.
En cas d'obstruction de l'appareil respiratoire haut, caractérisée par un bruit de stridor, l'intubation d'un sac aérien peut sauver la vie de l'animal mais celle-ci ne doit pas être considérée comme une option pour une dyspnée ayant une autre origine.

En cas de rupture de sacs aériens créant un emphysème sous-cutané il faut aspirer l'air présent ou inciser la zone afin de libérer la pression exercée. Dans ce cas il sera important de mettre l'animal sous antibiotiques et antifongiques afin d'éviter le développement secondaire d'infections systémiques ou d'aérosacculites.

Les oiseaux ayant un métabolisme plus rapide et une absorption de l'oxygène plus efficace que les mammifères il est préférable de ne pas les laisser sous oxygénothérapie trop longtemps au risque de créer une acidose respiratoire mortelle ainsi qu'une modification structurelle des voies respiratoires (Jaensch et al., 2001).

Il est donc toujours important de surveiller l'évolution de l'animal au cours du temps et de modifier le plan thérapeutique une fois l'animal stabilisé.

L'utilisation de doxapram est décrite par certains auteurs pour son effet stimulant respiratoire mais aucune étude ne permet de valider son utilité chez l'oiseau (Speer, 2016 ; Chitty, Lierz, 2008 ; Scott, 2016).

4. Intérêt et mise en œuvre de la fluidothérapie

La fluidothérapie présente un double intérêt, elle permet dans un premier temps de corriger une hypovolémie majeure ou une hypoperfusion sur un animal critique mais aussi de corriger une déshydratation plus chronique.

De manière générale il est toujours intéressant pour pouvoir évaluer de façon encore plus objective l'état d'hydratation de pouvoir mesurer quelques paramètres biologiques. Deux études sur des privations d'eau de plusieurs jours sur des pigeons ont montré un intérêt de l'utilisation des protéines totales, de l'osmolalité plasmatique et de la mesure du BUN (Blood urea nitrogen) par rapport à l'acide urique (Martin, Kollias, 1989). En pratique il est rare de mesurer ces paramètres là au moment où l'animal arrive au centre de soin, il est donc toujours intéressant d'être attentif aux signes de déshydratation et d'hypovolémie lors de l'examen clinique. Ces derniers sont décrits dans la partie examen clinique.

(1) Quel type de fluide faut-il utiliser ?

Peu d'études ont été faites en médecine aviaire sur l'intérêt de tel ou tel fluide mais les protocoles connus pour les mammifères ont déjà été appliqués sur des oiseaux avec succès.

De manière générale il est toujours préférable de choisir en première intention un cristalloïde isotonique contenant à la fois du potassium et du sodium qui sont les deux électrolytes les plus souvent perdus, si l'état de l'animal ne nécessite pas de fluidothérapie plus agressive. La plupart des atteintes visibles en situation d'urgence chez les oiseaux vont évoluer en acidose métabolique (diarrhée, traumatisme crânien, anorexie), il semble donc plus intéressant d'utiliser le Ringer Lactate qui contient moins de chlorures et permet de contrer l'acidose via le métabolisme hépatique des lactates (Steinohrt, 1999).
Lorsque l'animal est en hypotension majeure, Lichtenberger recommande l'usage de solutés hypertoniques de 7,2% à 7,5% ou bien de colloïdes tel que le HES lorsque l'animal est en hypoprotéinémie.
L'utilisation de glucose 10, 30 et 50% est aussi possible si une hypoglycémie majeure est avérée mais son utilisation doit être judicieusement réfléchie en cas de suspicion d'acidose ou de déshydratation majeure. Il peut être mélangé à un fluide isotonique à raison de 1/1 et administré lentement pour corriger l'hypoglycémie ce qui induit également une diurèse, il est donc contre-indiqué de l'utiliser ainsi sur un animal déshydraté. Une autre possibilité est de reconstituer avec un fluide isotonique une solution contenant 5% de glucose ce qui permet de corriger à la fois la déshydratation et l'hypoglycémie.
L'administration de glucose par voie sous-cutanée est controversée car elle pourrait aggraver les troubles électrolytiques et créer une inflammation majeure. Pour cette raison, il est déconseillé d'utiliser une solution à plus de 2,5% de glucose par voie sous-cutanée, autrement il est conseillé d'utiliser une voie veineuse (Steinohrt, 1999).
Le glucose 5% est un soluté hypotonique déconseillé en utilisation seule pure par voie intraveineuse car il provoque une déshydratation cellulaire importante, cependant administré par voie orale il permet une absorption intestinale plus efficace sans passage d'eau intraluminale (Steinohrt, 1999 ; Rupley, 1998 ; Lichtenberger, 2004a) .

L'étude de Lichtenberger en 2009 compare trois types de fluides (cristalloide, HES et HBOCS) pour une stabilisation en cas de choc hypovolémique (induit expérimentalement) et ne montre aucune différence significative dans la mortalité (Lichtenberger et al., 2009).

La transfusion sanguine est rarement indiquée chez les oiseaux qui supportent assez bien une perte sanguine importante. Par ailleurs, la plupart des anémies chez les oiseaux sont consécutives à un phénomène chronique, il ne faut donc jamais envisager une transfusion sanguine sur un oiseau uniquement sur la valeur d'un hématocrite. Elle peut cependant être envisagée en cas de pertes aiguës ou de signes cliniques importants résultant de l'anémie mais elle doit toujours être une solution de dernier recours. Une transfusion se fait idéalement entre deux espèces identiques cependant si l'espèce n'est pas disponible il est possible d'utiliser un donneur de l'espèce la plus proche possible avec réalisation au préalable d'un *cross-matching* (Lichtenberger, 2004b).

Il est extrêmement important, quel que soit le type de fluide ou la voie d'administration choisie, de toujours réchauffer le fluide à injecter au préalable autour de 39-40°C, les oiseaux ayant une température corporelle très élevée avec une sensibilité majeure à l'hypothermie. (Rupley, 1998)

(2) Quel type de voie choisir pour la fluidothérapie ?

Le choix de la voie d'administration des fluides doit être guidé par la sévérité de l'état clinique de l'animal, la nature de l'atteinte clinique, si elle est connue, et la chronicité de l'état clinique. Plus la déshydratation a mis du temps à se mettre en place plus il faudra de temps pour la rétablir. A l'inverse un traumatisme récent entraînant une hypovolémie et hypoperfusion majeur nécessite une voie d'accès centrale et un remplissage rapide afin de rétablir les constantes homéostatiques de l'animal.

Voie	Avantages	Inconvénients	En pratique
Per Os	Facile, rapide, peu stressant Capacité stomachale = 60 ml/kg	Risque de régurgitation important sur animal faible Ne permet pas de combler un gros déficit	Utiliser une sonde de gavage pour administrer si possible dans le proventricule Utiliser préférentiellement du

		ou de corriger une hypovolémie	G5 ou des solutions complémentées spécifiques Sur animal alerte pour corriger une déshydratation chronique
Sous-cutanée	Facile, rapide Volumes plus importants que IV ou IO Absorption en 30 min sur animal sain non hypotherme et en état d'hydratation correcte Dilution de molécules irritantes	Plus invasive Déshydratation sévère fait perdre l'élasticité de la peau et hypoperfusion périphérique Risque de nécrose	Au niveau des plis inguinaux, du bréchet, du propatagium 10-20 ml/kg/ point d'injection Ne pas utiliser une solution contenant du glucose >2,5%
Intra-veineuse	Permet de corriger une hypovolémie majeure	Difficulté à poser un cathéter Risque de décompensation Difficile à maintenir en place Risque d'hémorragie	Même accès veineux que pour prise de sang 3-5 ml/kg pour colloïdes 5-10 ml/kg pour cristalloïde
Intra-osseuse	Même efficacité que la voie intra-veineuse	Douloureux ? Risque de décompensation	Sur ulna ou tibiotarse Mêmes volumes que IV

	Cathéter plus facile à poser	Risque d'ostéomyélite	/! \ Jamais sur fémur ou humérus (pneumatisés)

Tableau 13 : Comparaison des différentes voies de fluidothérapie possibles chez l'oiseau (Steinohrt, 1999 ; Lichtenberger, 2004a)

(3) Calcul du besoin et mise en place d'un plan de fluidothérapie :

Dans les cas nécessitant une fluidothérapie d'urgence pour compenser une hypovolémie le volume de fluide administré dépend principalement du type de fluide utilisé et de la réponse de l'oiseau au bolus.
Pour un colloïde, il est préférable d'utiliser des petits volumes avec des bolus entre 3 et 5 ml/kg.
Pour un soluté hypertonique, des bolus de 5-10 ml/kg peuvent être répétés si besoin.
Enfin pour un soluté isotonique il est possible de monter jusqu'à 20 ml/kg par bolus lent.
Il est dans tous les cas toujours important d'évaluer la réaction de l'oiseau à l'injection de bolus ainsi que les paramètres cardiovasculaires tels que le pouls, la fréquence cardiaque et la fréquence respiratoire. Idéalement un monitoring avec mesure de ces paramètres ainsi que de la pression artérielle doit être utilisé pour administrer uniquement le volume adéquat (Lichtenberger, 2004a).
Pour corriger une déshydratation il faut prendre en compte le besoin hydrique de base de l'oiseau et y ajouter le déficit hydrique. L'ensemble doit être replacé sur 4 à 6h minimum et sur 24h-48h maximum en fonction du temps estimé de mise en place de la déshydratation et de la tolérance de l'oiseau à la fluidothérapie (Steinohrt, 1999 ; Lichtenberger, 2004a).
Le besoin hydrique quotidien d'un oiseau est estimé à 40-60 ml/kg/jour.
Le calcul du déficit hydrique se fait avec la formule suivante :

Déficit Hydrique (en ml) = Poids (en g) x %de déshydratation (en décimale)

Il est difficile de maintenir une fluidothérapie sur plusieurs jours chez un oiseau car celui-ci devient rapidement intolérant soit au cathéter, soit aux injections c'est pourquoi il est intéressant de combiner différentes méthodes en fonction de l'état clinique de l'animal.

5. Réalimenter l'animal

La priorité lors de la réception d'un oiseau sauvage instable est avant tout de corriger l'état d'hydratation. En effet une tentative de gavage trop précoce sur un animal extrêmement débilité peut mener à un risque de fausse déglutition ou bien à un syndrome de renutrition

(Echols, 2012a ; Chitty, Lierz, 2008 ; Harrison, Lightfoot, 2006). C'est pourquoi il est extrêmement important d'évaluer la chronicité de l'état de l'animal dès l'admission en utilisant les critères discutés dans la partie précédente, la note d'état corporelle et les signes de déshydratation.

Dans la nature les plus petits oiseaux type passereaux peuvent survivre 24 à 48h sans se nourrir. Les rapaces à métabolisme rapide tel que les faucons peuvent tenir trois jours et les plus gros rapaces à métabolisme plus lent peuvent tenir cinq jours environ. Il est important de prendre cette notion en compte afin de ne pas laisser un oiseau de petit gabarit sans nourrissage trop longtemps.

Une fois l'animal stabilisé et correctement réhydraté il est possible de lui proposer de la nourriture en lui laissant à disposition celle qui se rapproche le plus de son régime alimentaire naturel. En cas de refus de s'alimenter ou si le besoin énergétique n'est pas satisfait il est possible d'utiliser des molécules orexigènes tels que les benzodiazépines ou encore la vitamine B1 mais l'utilisation de ces molécules est uniquement décrite en tant qu'expérience personnelle de l'auteur dans l'article « Apetit stimulation in raptors » du (Redig, International Symposium on Biomedical Research in Raptors, 1993). Si l'animal reste trop longtemps sans se nourrir malgré de multiples tentatives de stimulation il est nécessaire d'initier un gavage.

Pour stabiliser un animal en voie de décompensation il est donc important de :

- Réchauffer l'oiseau qui n'est alors plus capable de gérer sa température corporelle
- Réduire le stress et la douleur
- Oxygéner pour diminuer la dyspnée et limiter la décompensation due au stress
- Utiliser la fluidothérapie pour remplir un animal hypovolémique ou réhydrater un animal débilité
- Réalimenter l'animal une fois stabilisé et réhydraté

C. Gestion des cas particuliers

1. Gestion des plaies

(Sm, Jr, 2004 ; Burke et al., 2002 ; Ritzman, 2004 ; Chavez, Echols, 2007a ; Mickelson et al., 2016)

Il est important une fois l'animal stabilisé de pouvoir prendre en charge correctement les plaies afin d'éviter les risques de contamination, de septicémie ou la nécrose pouvant compromettre l'intégrité du membre ou le pronostic vital de l'animal.

Il faut tout d'abord évaluer l'importance de la plaie et les atteintes externes, notamment en vérifiant la vascularisation périphérique importante pour la cicatrisation et l'innervation en testant la sensibilité.

Le premier geste à effectuer lors de la découverte de la plaie est sa protection afin d'éviter une augmentation de la contamination bactérienne. Elle peut être réalisée avec une compresse imbibée de sérum physiologique, l'application d'un gel hydrosoluble ou d'une pommade antibactérienne. Le pansement ainsi réalisé ne doit pas être laissé trop longtemps en place et la prise en charge doit se faire le plus rapidement possible une fois l'animal stable.

Une antibiothérapie systémique peut être initiée dans le cas de plaie avec risque de surinfection majeure : prédation, plombage, fracture ouverte, brûlures, plaie étendue. En pratique, les oiseaux sauvages arrivent généralement avec des plaies fortement contaminées et bien souvent le traitement sera une cicatrisation par seconde intention il peut donc être intéressant de mettre en place une antibiothérapie systématiquement en cas de plaie.

a) Étapes de la cicatrisation

La cicatrisation d'une plaie se fait en plusieurs phases, communes aux oiseaux et aux mammifères :

- La phase d'hémostase ou de coagulation : elle suit directement la formation de la plaie et s'achève grâce à un phénomène de vasoconstriction et la formation d'un caillot sanguin qui a également un rôle chimiotactique lors de la phase inflammatoire.
- La phase inflammatoire souvent simultanée à la phase de débridement durant laquelle les cellules inflammatoires sont envoyées sur le site de la plaie pour nettoyer les cellules mortes. Cette phase dure environ un à deux jours mais peut persister davantage si la plaie n'est pas correctement traitée. Elle est classiquement caractérisée par les signes de l'inflammation : rougeur, douleur, chaleur et gonflement.
- La phase proliférative de réparation démarre trois à quatre jours après la survenue de la plaie et consiste à reconstruire les tissus lésés ou disparus. Le but d'une gestion de plaie est d'obtenir un environnement permettant le passage rapide à cette phase.
- La phase de maturation ou remodelage démarre une semaine après la formation de la plaie et consiste en la création d'une cicatrice par remplacement du collagène de type I en collagène de type II.

Lors de la réception de l'animal il est important d'évaluer dans quelle phase se trouve la plaie. Seul une plaie récente non contaminée pourra cicatriser par première intention, dans les autres situations il faudra envisager une cicatrisation par seconde intention, ce qui en faune sauvage est la plupart du temps le cas. Une coloration verdâtre de la peau ne doit pas être

considéré comme un début de nécrose mais uniquement un hématome datant de plusieurs jours causé par l'accumulation de biliverdine sur le site. Cette coloration survient deux à trois jours après apparition de la plaie et peut persister jusqu'à une semaine (Echols, 2012b).

b) Prise en charge de la plaie

Le débridement et le nettoyage de la plaie permettent de retirer les corps étrangers ainsi que les tissus nécrotiques qui vont augmenter la durée de la phase inflammatoire par leur présence.
La zone doit être préparée avec un retrait des plumes de couverture et un nettoyage de la zone externe. Le nettoyage direct de la plaie doit se faire sous pression avec une solution stérile et réchauffée à température ambiante pour éviter l'hypothermie. L'utilisation d'antiseptique est discutée et ne semble pas montrer de réel intérêt comparé à l'utilisation de solution saline stérile seule (Tableau 14).
Le retrait des myiases est une opération compliquée qui se fait généralement manuellement. L'utilisation de topique huileux permet de les extraire plus facilement. Cependant il faut absolument rincer correctement l'huile après retrait pour éviter qu'elle ne reste sur le plumage et compromette l'imperméabilisation de celui-ci.

Différents types de débridements sont possibles (Tableau 15) :

- Chirurgical : retrait des tissus lésés à l'aide d'un scalpel. En cas de doute sur la vitalité d'un tissu il peut être laissé en place et réévaluer le lendemain. Dans le cas d'une plaie vieille et infectée, il faut éviter de faire saigner de nouveau la plaie pour ne pas favoriser un milieu de développement adéquate pour les bactéries. Ce type de débridement se fait préférentiellement sous anesthésie général et dans des conditions d'asepsie optimales.
- Mécanique : ce type de débridement s'obtient en utilisant un pansement humide retiré plusieurs fois par jour. Il est non sélectif et douloureux pour l'animal il n'est donc pas à privilégier en première intention.
- Enzymatique : peu utilisé en médecine vétérinaire, coûteux et d'action longue.
- Autolytique : il s'agit de favoriser le processus biologique naturel en prodiguant un environnement humide et favorable à la dégradation enzymatique. Ce débridement est réalisé à l'aide de pansements non adhérents semi-occlusifs. Il est réalisé en complément d'une autre technique ou seul lorsqu'il est difficile d'effectuer une détersion chirurgicale, cependant il est déconseillé en cas de plaie très infectée.

Chez l'oiseau le débridement autolytique sera le plus souvent favorisé car les plaies se retrouvent souvent dans des zones de tensions majeures dont la faible élasticité de la peau ne permet pas une cicatrisation par première intention et qu'elles sont le plus souvent déjà contaminées. Il faut donc veiller à préserver un maximum de tissus non lésés.

Les plaies au niveau de la face médiale de l'aile et du propatagium sont des plaies particulièrement compliquées à faire cicatriser car elles sont situées sur des zones de tension majeures et nécessite donc souvent une immobilisation de l'aile. Cependant il faut veiller à retirer le bandage régulièrement et étendre l'aile de l'oiseau pour éviter une rétraction des tissus entraînant une incapacité permanente d'étendre l'aile l'impossibilité de vol.

Ringer Lactate	Tampon phosphate salin	NaCL 0,9%	Chlorhexidine 0,5% ou 0,05%	Povidone iodée 1%	Autres antiseptiques
Pas d'effet cytotoxique in vitro	Pas d'effet cytotoxique in vitro	Légèrement cytotoxique in vitro	Large spectre Activité résiduelle de 2 jours Pas d'inactivation par les matières organiques	Large spectre Pas d'activité résiduelle Inactivée par les matières organiques	Cytotoxique Ralentissement de la formation du tissu de granulation

Tableau 14 : Comparaison des principaux solutés utilisés pour la désinfection des plaies (Mickelson et al., 2016)

Mode de cicatrisation	Type de plaie	Technique
Cicatrisation par 1ère intention	Propre ou contaminée récente (entre 3 et 12h depuis l'apparition de la plaie)	Lavage et débridement Fermeture immédiate
Cicatrisation par première intention retardée	Contaminée (>12h depuis l'apparition de la plaie), viabilité des tissus douteuse, œdème, tension cutanée	Lavage et débridement Gestion sous pansement Fermeture après 2-3 jours
Cicatrisation par 2nde intention	Plaie ancienne, perte de substance importante, infection, corps étranger, tissus nécrotiques, absence d'affrontement des bords ou tension importante	Lavage et débridement Gestion sous pansement Surveillance régulière

Tableau 15 : Choix du mode de cicatrisation en fonction du type de plaie(Mickelson et al., 2016)

Un pansement est constitué de trois couches :

- Une couche de contact : stérile de préférence, non adhérente si la phase de détersion a déjà été réalisée, elle peut être associée à l'utilisation d'un topique (Tableau 16) et permet de garder une humidité suffisante.
- Une couche intermédiaire absorbante permettant de réduire les espaces morts.
- Une couche externe qui sert à maintenir le pansement en place et à éviter une contamination externe.

Le pansement doit être changé régulièrement en fonction de la production de la plaie surtout lors de la phase de détersion. Il est déconseillé d'utiliser des pansements secs absorbants dont le retrait est souvent douloureux, il est préférable dans ce cas d'humidifier la couche de contact à l'aide de chlorhexidine ou de solution salée isotonique.
Dans le cas d'une plaie particulièrement productive, il est possible d'utiliser une solution hypertonique comme le chlorure de calcium à 20% qui permet de réduire l'œdème tout en permettant une dessiccation des bactéries et des tissus nécrotiques mais cette utilisation doit alors être de courte durée (3 jours maximum).

Il est également possible en phase de détersion et dès la formation d'un tissu de granulation d'utiliser des pansements non adhérant afin de ne pas allonger la durée de cicatrisation en arrachant l'épithélium néoformé lors du retrait.

On retrouve parmi ces pansements non adhérant la tulle grasse imprégné de vaseline, paraffine ou encore Biafine®, les hydrocolloïdes (ex : Algoplaque®), les hydrogels ou encore les alginates.
La fréquence de changement des pansements dépend de la phase de cicatrisation et de la production de la plaie. En phase de détersion le pansement est généralement changé tous les jours à plusieurs fois par jour puis en phase d'épithélialisation les changements peuvent être espacés.

c) Topiques utilisables

L'utilisation de topiques peut permettre d'accélérer la cicatrisation ou bien d'activer la phase proliférative lorsque la plaie ne cicatrise pas. Chez l'oiseau dont la peau est extrêmement fine il faut toujours prendre en compte le risque d'un passage systémique des molécules.

Type de topique	Avantage	Inconvénient	Indications
Crèmes antibiotiques			
Sulfate de gentamicine (Ex : QUADRIDERM® , GENTACARE®)	Actif sur les bactéries gram - (*Pseudomonas* et staphylocoques) Favorise l'épithélialisation	Formulation vétérinaire existe uniquement en topique pour les oreilles (EASOTIC®, OTOMAX®, SOLIGENTAL®, ….)	Plaie fortement contaminée, risque de nécrose
Sulfapyridine (Ex : SULMIDOL®)	Actif sur large spectre (gram + et gram -)	Action bactériostatique uniquement	Plaie fortement contaminée, risque de nécrose
Sulfadiazine argentique (Ex : Flammazine®)	Action contre les staphylocoques résistants à la gentamicine et autres bactéries gram + et gram - sans antibiorésistance Favorise l'épithélialisation	Diminution de la contraction des tissus Aplasie médullaire si utilisé sur des plaies larges	Brûlures
Tri-antibiotique : bacytracime, néomycine, polymyxine B	Spectre large Peu cytotoxique Favorise l'épithélialisation	Inhibe la contraction des tissus	Plaie fortement contaminée, risque de nécrose

(Ex : POLISPORIN®)			
Crème cicatrisante (Ex : Dermaflon®)	Propriétés antimicrobiennes (gram - , quelques gram + , quelques champignons Détersion des plaies Utilisation sur toutes espèces		Plaie en phase de détersion , contaminée et en début de phase de réparation.
Aloe Vera et Acemannan	Prévention de l'ischémie du derme Favorise l'épithélialisation et stimule la réparation tissulaire	Peut causer une granulation excessive Diminue la contraction des tissus Pas de formulation vétérinaire actuellement	Abrasions, brûlures du 1er et 2nd, ulcères, lacérations Plaie en phase inflammatoire ou début de réparation avec retard de cicatrisation
Sucre, maltodextrine, miel (augmente osmolarité de la plaie) (Ex : Vetramil®)	Réduction de l'œdème, stimule migration des macrophages, accélère la détersion, prodigue de l'énergie aux cellules, formation d'une couche de protection, stimule la formation d'un tissu de granulation sain Activité antibactérienne Activité anti-inflammatoire, Immunomodulateur, Stimulation de la	Arrêt en phase de granulation Éviter en cas de déshydratation importante ou hypoprotéinémie	Plaie en phase inflammatoire ou début de réparation

	croissance tissulaire (miel)		
Solution hypertonique (Ex : chlorure de calcium 20%)	Réduction de l'œdème, prévenir la dessiccation	Changement régulier nécessaire	Plaie productive en phase de détersion
Chitosan	Bactéricide, hémostatique, accélère la cicatrisation limite la formation de tissus de granulation excessifs	Difficile à se procurer	Plaie en phase de cicatrisation

Tableau 16 : Topiques utilisables pour la prise en charge d'une plaie (Mickelson et al., 2016)

En pratique :

- Le premier réflexe à avoir sur une plaie est de la protéger avec un pansement extérieur le temps de la stabilisation de l'animal
- La prise en charge d'une plaie se fait toujours en plusieurs étapes :
  - Nettoyage de la zone sous pression avec un soluté (idéalement Ringer Lactate) tiède et stérile
  - Débridement (le plus souvent autolytique +/- chirurgical)
  - Application de topiques (le miel et le sucre étant des topiques peu cher et accessible)
  - Application d'un pansement (en trois couches)
- La cicatrisation chez l'oiseau se fait souvent par seconde intention
- Les plaies de l'aile et du propatagium nécessitent une immobilisation de l'aile et une physiothérapie régulière pour éviter la perte de capacité de vol

2. Gestion des fractures

(Chavez, 2007) (Mullineaux, 2016) (Calvo-carasco, 2019)

La prise en charge d'une fracture n'est jamais une urgence vitale. Cependant une fois l'animal stabilisé il est indispensable de pouvoir la stabiliser de façon à éviter son aggravation qui pourrait mettre en jeu le pronostic vital à long terme et compromettre la possibilité de relâché futur.

Il existe différentes techniques de bandage adaptées à la morphologie particulière des oiseaux. Le principe de base est toujours le même pour chaque technique : immobiliser les articulations de part et d'autre de la fracture.
Ces techniques de bandage externe peuvent être utilisées comme unique moyen de stabilisation ou bien de façon temporaire en attendant une chirurgie.
Une fracture met en général trois semaines à se consolider, certaines fractures plus complexes peuvent mettre entre quatre et six semaines. Il faudra ensuite envisager la période de réhabilitation de l'oiseau où le but sera qu'il puisse retrouver une capacité de vol intacte et une musculature suffisante. Il faut donc envisager une hospitalisation de quelques mois à adapter en fonction de chaque situation, espèce et moyen disponible dans la structure.

Les fractures ouvertes ou multi-esquilleuses sont de pronostic très réservé et il est préférable de mettre en place une antibiothérapie large spectre dans ces cas-là afin d'éviter le risque d'infection secondaire puis d'envisager une chirurgie.
Les fractures impliquant le radius et l'ulna ont un risque de créer une synostose entre les deux os qu'il faudra donc prendre en compte pour envisager rapidement une chirurgie.
Enfin les fractures du fémur et de l'humérus sont les plus difficiles à immobiliser correctement par contention externe, et dans ces cas-là il faudra envisager une chirurgie.
L'amputation ne doit être envisagée qu'en dernier recours et uniquement s'il existe une possibilité pour l'animal de vivre avec un membre en moins. Dans la plupart des cas, l'euthanasie de l'animal est une solution préférable.

Os atteint	Stabilisation en 1ère intention	Commentaires
Coracoïde, clavicule, scapula	Bandage en 8 avec aile plaquée contre le corps, ou cageothérapie	Chirurgie possible en cas de fracture très déplacée du coracoïde. La cageothérapie sans bandage suffit en général à stabiliser les fractures peu déplacées (Cracknell et al., 2018)
Humérus	Bandage en 8 avec aile plaquée contre le corps	Chirurgie fortement recommandée pour ce type de fracture.
Radius/ulna	Bandage en 8 Attelle en aluminium thermo formable	Bandage en 8 seul peut suffire en cas d'atteinte d'un seul des deux os. Sinon une chirurgie est indiquée. Changer le bandage tous les trois jours au maximum pour éviter une ankylose

		articulaire, une synostose des os et une rétraction du propatagium.
Carpo-métacarpe	Bandage en 8 +/- Bandage en U avec attelle	L'utilisation d'un corps de seringue ou d'une attelle thermo formable peut suffire. Une chirurgie est parfois nécessaire.
Bassin	/	Cageothérapie. Évaluer les déficits neurologiques.
Fémur	Robert-Jones modifié avec attelle et immobilisation du bassin Ehmer type bandage	Fracture difficile à stabiliser, la chirurgie est fortement recommandée. La cageothérapie peut suffire sur les fractures non déplacées.
Tibiotarse	Tape splint Ehmer type bandage Robert-Jones modifié avec attelle Schroeder-Thomas type bandage (si tier distal atteint)	Le tape splint est recommandé uniquement pour les oiseaux de moins de 200g et on peut y incorporer une attelle avec un bâtonnet de coton-tige par exemple Le robert Jones modifié peut être fait avec une attelle thermo formable, un corps de seringue ou un abaisse langue. Le schroeder-thomas est déconseillé pour les fractures des deux tiers proximaux. Ces fractures sont soumises à d'importante forces de rotation. Une chirurgie est souvent nécessaire pour les prévenir.
Tarso-métatarse	Ehmer type bandage Schroeder-Thomas type bandage Robert Jones modifié avec attelle	Le bandage seul avec attelle suffit généralement à traiter la facture.
Phalanges	Bandage "Football" (oiseau perché) Semelle avec attelle (oiseau au sol)	

Tableau 17 : Prise en charge recommandée selon la localisation de la fracture(Chavez, Echols, 2007b ; D, 2019 ; MacCoy, 1992)

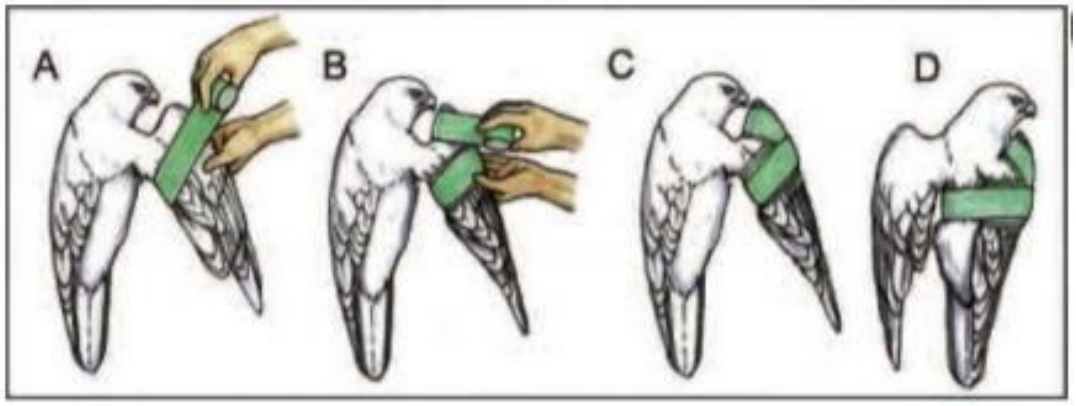


Figure 14 : Étapes de mise en place d'un bandage en 8 sur une aile(Chitty, Lierz, 2008)

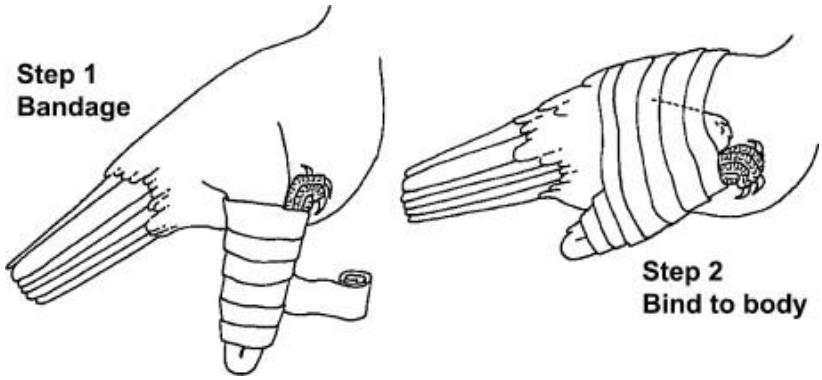


Figure 15 : Ehmer-Type bandage(Chavez, Echols, 2007b)

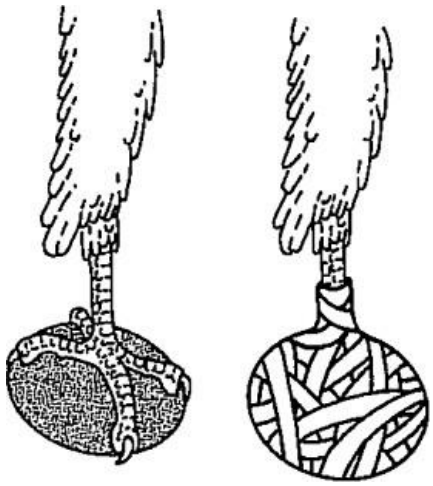


Figure 16 : Bandage "football"(Chavez, Echols, 2007b)

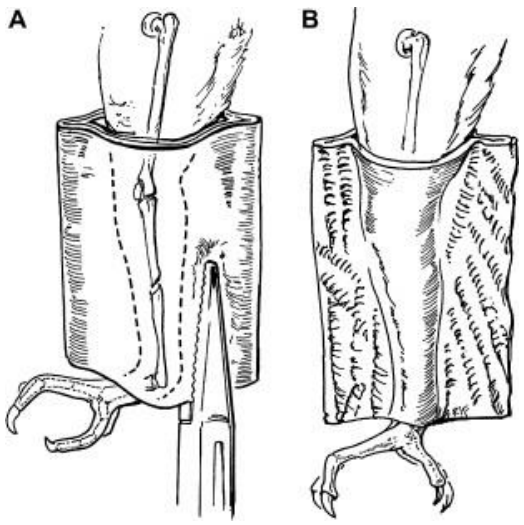


Figure 17 : Tape-splint(Chavez, Echols, 2007b)

- La prise en charge d'une fracture est toujours une urgence secondaire, la priorité étant d'abord de stabiliser l'animal. Néanmoins une stabilisation rapide, même si elle n'est que temporaire, permet de limiter l'aggravation de la fracture et la douleur.
- Des radiographies avec vue de face, à 45°C et de profil peuvent aider à caractériser la fracture.
- Différentes méthodes adaptées à l'oiseau existent pour stabiliser une fracture et diffèrent en fonction du segment osseux atteint.
- Dans le cas de fractures ouvertes ou multi-esquilleuses le pronostic est réservé.
- Il faut envisager une chirurgie rapidement en cas de fracture du fémur, de l'humérus, du tibiotarse, du coracoïde avec déplacement et du radius avec l'ulna.

3. Gestion des intoxications

Les oiseaux sauvages reçus en centre de soins peuvent être sujets à différents types d'intoxications externe ou interne. C'est pourquoi il est important de savoir réagir rapidement afin de minimiser l'absorption du produit et augmenter les chances de survie de l'animal.

Toxique	**Effet**	**Antidote/traitement**
Plomb	Surtout en cas d'ingestion. Intoxication aiguë à chronique. Signes cliniques variables (neurologiques et digestifs principalement)	Ca-EDTA +/- BAL, DMSA D- penicillamine

	Les plombs lors de plaies liées à un tir sont aussi suspectés de pouvoir induire une toxicité chronique à long terme (Berny, 2017)	
Zinc	Ingestion de corps étrangers. Destruction des cellules sanguines et irritant pour tube digestif. Dose toxique >10 mg/kg	Ca-EDTA
Anticoagulants	Rapaces charognards. Principalement antivitamines K. Anémie, troubles de la coagulation. Souvent découverte post-mortem.	Vitamin K injectable
Hydrocarbures (Leighton et al., 1983 ; Mazet et al., 2002)	Intoxication par contact, ingestion, inhalation. Oiseaux marins principalement. Anémie, perte d'étanchéité, perte de capacité de vol.	Décontamination externe Charbon activé Fluidothérapie
Botulisme	Ingestion viande contenant toxines. Paralysie progressive du système nerveux.	Peu disponible en médecine vétérinaire Nursing
Pesticides/ Mycotoxines	Toxicité chronique des pesticides (baisse de fertilité) ou aiguë (signes neurologiques le plus souvent)	Décontamination externe et interne Fluidothérapie
Alphachloralose	Ingestion de rongeurs morts par absorption. Provoque un coma avec hyperesthésie.	Décontamination interne, fluidothérapie, réchauffement, isolement sensoriel

Tableau 18 : Principaux toxiques chez l'oiseau(Echols, 2012a)

a) Décontamination externe

Si l'oiseau est intoxiqué par un toxique topique tels que des hydrocarbures, la glue, de la peinture (…) il est d'abord primordial de retirer un maximum de produit externe. Cette étape peut nécessiter des manipulations longues et peut constituer un stress important pour l'oiseau, elle peut donc éventuellement se faire sous sédation ou anesthésie générale si l'animal est stable.

Les yeux peuvent être rincé abondamment pendant 20 à 30 min avec du sérum physiologique ou de l'eau tiède. Un test à la fluorescéine est fortement indiqué une fois la décontamination réalisée afin de vérifier la présence d'ulcères et il est indiqué de toujours mettre par la suite un lubrifiant oculaire.
Les plumes peuvent être rincées à l'aide d'un bain d'eau tiède. Si l'eau chaude ne suffit pas il est possible d'utiliser du liquide vaisselle dilué pour retirer le produit en veillant à bien le rincer par la suite. Pour tout agent collant il ne faut absolument pas utiliser de détergent qui risquerait d'abîmer fortement les plumes de l'oiseau, il est plutôt conseillé d'utiliser un corps gras tel qu'une huile végétale.
La totalité du produit doit être retiré et le plumage de l'oiseau ne doit pas rester gras ou avec du savon, c'est pourquoi il est extrêmement important de bien rincer l'animal. Il est également important de bien sécher l'animal et de le laisser au repos dans un endroit chaud pour éviter une hypothermie successive au rinçage.
Dans le cas des hydrocarbures, si le rinçage ne peut pas se faire immédiatement, l'utilisation d'argile en poudre ou de fécule de maïs peut permettre de limiter l'absorption en attendant de rincer l'oiseau. Il est important d'éviter tout contact avec les yeux ou l'ingestion supplémentaire de toxique lors du rinçage.
Si l'oiseau peut supporter une anesthésie et que la manipulation s'annonce longue et compliquée il peut être judicieux d'anesthésier et d'intuber l'oiseau.

b) Décontamination interne

Si l'animal a ingéré le toxique il y a moins de 3h il n'est pas recommandé d'essayer de le faire vomir à cause du risque majeur de fausse déglutition lié à la morphologie de l'oropharynx et de la trachée. En revanche un lavage gastrique ou du jabot est envisageable sous anesthésie générale si l'état de l'animal le permet. Ce n'est pas recommandé en cas d'ingestion de produit caustique ou d'hydrocarbure. Un lavement par entrée cloacale n'est en revanche pas recommandé dû au risque accru de lésions.
L'administration de charbon activé à raison de 1 à 3g/kg maximum est fortement recommandée. Il peut être associé à un accélérateur digestif comme le psylium, les fruits, les végétaux ou le sorbitol que l'on retrouve régulièrement en association avec le charbon activé dans les produits du commerce. Ces derniers permettent d'éviter une constipation induite par le charbon et favorisent une élimination plus rapide du toxique.
Certaines intoxications sont dues à la présence d'un corps étranger à l'intérieur du tube digestif et nécessitent dans ce cas une chirurgie afin de les retirer. C'est le cas du plomb et du zinc tous deux visibles radiographiquement.

En cas d'intoxication, il faut toujours procéder par plusieurs étapes :
1/ Stabiliser l'animal

2/ Empêcher toute recontamination : retirer la source de contamination ou isoler l'oiseau de cette source
3/ Limiter l'absorption externe et interne par une décontamination
4/ Administrer un antidote s'il est disponible
5/ Aider l'élimination du toxique à l'aide d'une fluidothérapie

4. Gestion de l'électrocution et l'électrisation

(Janss, 2000)
L'électrocution et les plaies d'électrisation sont des motifs fréquents d'accidents des oiseaux sauvages. On parle d'électrisation pour caractériser l'ensemble des traumatismes induits par une exposition à un courant électrique et d'électrocution lorsque celui-ci provoque un arrêt cardio-respiratoire.
Elles concernent les oiseaux de moyen et grand format qui utilisent les lignes électriques comme perchoirs pour analyser leur environnement ou qui planent à proximité ; c'est pourquoi on les retrouve essentiellement sur des rapaces de grande taille.
Le passage du courant par l'organisme se fait toujours avec un point d'entrée et un point de sortie, soit entre deux lignes électriques soit entre une ligne et un objet rattaché au sol. On retrouve le plus souvent des accidents avec des lignes de moyen à haut voltage qui sont celles servant aux distributions d'électricité. Ce type de voltage dans le cas le plus grave provoque une mort liée soit à des lésions directes au niveau du cœur, soit à des lésions cérébrales provoquant un arrêt cardiaque ou respiratoire.
L'électrisation provoque deux types de dommages : un traumatisme externe thermique responsable de brûlures et souvent seule trace visible de l'accident et un mécanisme d'électroporation entraînant des lésions vasculaires, nerveuses et musculaires plus ou moins réversibles.

On retrouve donc au niveau des signes cliniques externes :

- Des brûlures avec toujours deux points, un d'entrée et un de sortie mais qui ne sont pas toujours identifiables. Ils sont le plus souvent situés au niveau des ailes et des membres postérieurs
- Des fractures liées soit à la chute, soit à la contraction musculaire induite par le passage du courant.
- Des plaies nécrotique ou infectées pouvant contenir des myiases selon la chronicité.
- Des hématomes et lacérations plus ou moins étendues.
- Des zones de séparation derme-muscle ayant un aspect bronzé, sec et coagulé.

Même si dans la plupart des cas il s'agit de lignes électriques de haut voltage, la résistance naturellement importante des plumes et de la peau des oiseaux fait que les brûlures sont souvent difficiles à mettre en évidence. On retrouve parfois des brûlures extrêmement localisées, de très petite taille, cachées sous les plumes de couverture externe ou encore au niveau du bec et difficiles à différencier d'un traumatisme.

Au niveau interne, malheureusement la plupart du temps les dommages sont plus importants que ceux visibles extérieurement. Ils peuvent être causés directement par la passage électrique ou secondaire à la chute qui suit l'électrisation. On retrouve différents types de fractures internes ainsi que des hémorragies au niveau de la cavité cœlomique ou du péricarde. Des atteintes nerveuses avec parésie ou paralysie peuvent être présentes, et si elles sont uniquement dues au courant électrique il existe une chance de résolution spontanée mais il est parfois difficile de déterminer avec précision l'origine de l'atteinte. (R.A Kagan , 2016)
Chez l'Homme la rhabdomyolyse induite par le passage du courant induit souvent une atteinte rénale associée non démontrée chez l'oiseau.

Ce qui contribue à aggraver le pronostic est que bien souvent les zones ayant subi un passage de courant électrique vont évoluer vers une nécrose pouvant se surinfecter et menaçant l'intégrité du membre ou de l'aile atteinte.

La prise en charge de ce type d'accident requiert donc :

- Une stabilisation de l'animal avec analgésie, fluidothérapie, oxygénothérapie et réchauffement si nécessaire (surtout s'il y a une perte de peau ou de plumes).
- Un parage de plaie au niveau des zones nécrotiques associé à une désinfection pour éviter une surinfection.
- Un bandage stérile avec une pommade antibiotique changé régulièrement.
- Une mise sous antibiotique à large spectre pour éviter une surinfection.

Il faut néanmoins savoir que malheureusement ce type d'accident finit bien souvent en euthanasie ou mort naturelle de l'animal plusieurs jours après soit en cas de perte de motricité complète, soit à cause d'une nécrose avec surinfection de l'aile, soit en raison des dommages internes non visibles.

En résumé :

- L'électrisation doit être suspectée pour tout oiseau trouvé au sol à proximité d'une ligne électrique.

- Deux brûlures au point d'entrée et de sortie sont toujours présentes mais peuvent être extrêmement discrètes et difficiles à mettre en évidence.
- Les atteintes internes sont souvent plus importantes que les atteintes externes.
- La chute peut provoquer des traumatismes supplémentaires.
- L'évolution des brûlures va souvent vers la nécrose ou la surinfection.
- Une atteinte nerveuse peut s'auto-résoudre si elle est uniquement d'origine électrique.
- Lorsque l'animal survit au premier accident cela finit très souvent en euthanasie si l'aile ou le membre postérieur n'est plus viable.

5. Gestion des lésions ophtalmologiques

(Davidson, 1997 ; Faulmann, 2017)

Pour tout oiseau accidenté reçu en centre de soins il est intéressant de réaliser dans l'immédiat ou à posteriori un examen ophtalmologique complet. En effet il n'est pas rare, particulièrement sur des rapaces polytraumatisés d'avoir des lésions ophtalmologiques visibles ou non pouvant compromettre à long terme la réhabilitation de l'animal. Ce type d'examen doit être systématiquement réalisé chez les rapaces nocturnes.

Une hémorragie au niveau de la chambre postérieure de l'œil peut par exemple être en faveur d'un décollement rétinien qui mettra plusieurs semaines à cicatriser ou ne cicatrisera pas du tout.

La mise en place de traitements doit être considérée rapidement une fois l'animal stabilisé afin de ne pas compromettre son relâché futur.

Structure	Lésions fréquente	Commentaires
Orbite et périorbite	Fracture de l'os orbital étendue ou non aux sinus périorbitaires	Généralement associé à des lésions oculaires sévères et un traumatisme crânien
Paupières et membrane nictitante	Abrasions ou lacérations	Gérer par antibiothérapie locale et gestion de plaie en débridant au minimum

Cornée et sclère	Ulcère	Test fluorescéine + Traitement antibiotique local, greffe de conjonctive impossible car pas assez de tissus

	Fracture des os scléraux	Pas de traitement, évolue en perte de la vision et/ou phtisie
	Perforation	Perte de vision et phtisie courante +/- surinfection
Chambre antérieure	Uvéite traumatique	Corticothérapie topique si pas d'ulcère associé
	Hyphéma ou brins de fibrine sans uvéite associée	Résolution spontanée en 2-3 jours Injection de plasminogène sous anesthésie générale
	Synéchies	Chirurgie
Cristallin	Cataracte traumatique secondaire	À distinguer de l'aspect normal de l'œil de certains juvéniles
	Luxation du cristallin rare	
Chambre postérieure	Détachement de la rétine (souvent associé à une hémorragie dans la chambre antérieure)	Lésions souvent non visibles Dans certains cas résolution spontanée possible en 2 à 3 semaines Importance de faire un fond d'œil

Tableau 19 : Lésions oculaires fréquentes et prise en charge selon les structures affectées (Scott, 2016 ; Davidson, 1997)

L'énucléation est une chirurgie qui n'est pas envisageable chez un rapace car elle comporte de nombreux risques de complications chirurgicales et un risque de dissymétrie faciale pouvant altérer l'équilibre de l'animal. Cependant il est tout à fait possible d'effectuer une éviscération dans les cas les plus extrêmes. Il est dans ce cas important d'évaluer si l'animal pourra survivre dans son milieu naturel avec un unique œil visuellement compétent (Murray et al., 2013 ; Williams, 2018)

Conclusion

La prise en charge des oiseaux sauvages en centre de soin représente un défi de taille pour le vétérinaire étant donné le peu d'anamnèse disponible concernant l'animal, la grande diversité d'espèces et les moyens disponibles limités.

Les connaissances théoriques d'anatomie, de physiologie, des particularités pharmacologiques mais aussi d'écologie permettent d'améliorer cette prise en charge en l'adaptant le mieux possible à l'espèce présenté.
Dès l'admission de l'animal une attention particulière doit être portée à la récupération de l'anamnèse la plus précise possible auprès du découvreur et un examen clinique systématisé doit être effectué afin de réaliser un triage juste et efficace.
Certains examens complémentaires tels que la radiographie, une prise de sang ou encore des mesures de paramètres vitaux tels que la pression artérielle ou la température sont autant d'informations supplémentaires pouvant orienter avec précision le clinicien dans sa démarche thérapeutique.

La stabilisation de l'animal passe ensuite par un réchauffement, une réoxygénation, une réhydratation et une réalimentation afin d'éviter une décompensation brutale. La connaissance des différents moyens utiles à la réanimation de l'oiseau permet d'adapter la prise en charge avec les moyens disponibles au centre de soin.

Enfin certaines situations particulières nécessitent également d'être prises en charge rapidement et efficacement même si elles ne constituent pas une urgence à proprement parlé. En effet il est important dès la réception de l'oiseau d'envisager le traitement adéquat et le pronostic des différentes plaies et fractures visibles. Les électrocutions, les intoxications et les atteintes ophtalmologiques sont des situations couramment observées en centre de soin qui doivent être décelées rapidement et prise en charge le plus spécifiquement possible.

Ce travail de synthèse bibliographique avait pour objectif principal de résumer l'ensemble de ces informations pour ne garder que celles qui ont intérêt pratique dans la prise en charge clinique des oiseaux sauvages dès leur admission. Il pourra par la suite constituer un guide pratique utilisable par des étudiants, des cliniciens ou encore des bénévoles de centre de soin souhaitant connaître les dernières connaissances utiles à la stabilisation d'un oiseau sauvage.

Bibliographie

BAINE, Katherine, JONES, Michael P., COX, Sherry et MARTÍN-JIMÉNEZ, Tomás, 2015. Pharmacokinetics of Compounded Intravenous and Oral Gabapentin in Hispaniolan Amazon Parrots (Amazona ventralis). In : *Journal of Avian Medicine and Surgery*. 2015. Vol. 29, n° 3, p. 165‑173. JSTOR

BALKO, Julie A. et CHINNADURAI, Sathya K., 2017. Advancements in Evidence-Based Analgesia in Exotic Animals. In : *Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice*. 1 septembre 2017. Vol. 20, n° 3, p. 899‑915. DOI 10.1016/j.cvex.2017.04.013.

BARDO, M. T. et HUGHES, R. A., 1978. Brief communication. Shock-elicited flight response in chickens as an index of morphine analgesia. In : *Pharmacology, Biochemistry, and Behavior*. juillet 1978. Vol. 9, n° 1, p. 147‑149. DOI 10.1016/0091-3057(78)90027-8.

BRODIN, Anders, NILSSON, Jan-Åke et NORD, Andreas, 2017. Adaptive temperature regulation in the little bird in winter: predictions from a stochastic dynamic programming model. In : *Oecologia*. 1 septembre 2017. Vol. 185, n° 1, p. 43‑54. DOI 10.1007/s00442-017-3923-3.

BURKE, Haley F., SWAIM, Steven F. et AMALSADVALA, Tannaz, 2002. Review of Wound Management in Raptors. In : *Journal of Avian Medicine and Surgery*. septembre 2002. Vol. 16, n° 3, p. 180‑191. DOI 10.1647/1082-6742(2002)016[0180:ROWMIR]2.0.CO;2.

BUTLER, P. J. et WOAKES, A. J., 2001. Seasonal hypothermia in a large migrating bird: saving energy for fat deposition? In : *Journal of Experimental Biology*. 1 avril 2001. Vol. 204, n° 7, p. 1361‑1367.

CARPENTER, James W. et MARION, Christopher J. (éd.), 2018. *Exotic animal formulary*. Fifth edition. St. Louis, Missouri : Elsevier. ISBN 978-0-323-44450-7. SF917 .C27 2018

CEULEMANS, Susanne M., GUZMAN, David Sanchez-Migallon, OLSEN, Glenn H., BEAUFRÈRE, Hugues et PAUL-MURPHY, Joanne R., 2014. Evaluation of thermal antinociceptive effects after intramuscular administration of buprenorphine hydrochloride to American kestrels (Falco sparverius). In : *American Journal of Veterinary Research*. 25 juillet 2014. Vol. 75, n° 8, p. 705‑710. DOI 10.2460/ajvr.75.8.705.

CHAVEZ, Will et ECHOLS, M. Scott, 2007a. Bandaging, Endoscopy, and Surgery in the Emergency Avian Patient. In : *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 1 mai 2007. Vol. 10, n° 2, p. 419‑436. DOI 10.1016/j.cvex.2007.02.005.

CHAVEZ, Will et ECHOLS, M. Scott, 2007b. Bandaging, Endoscopy, and Surgery in the Emergency Avian Patient. In : *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 1 mai 2007. Vol. 10, n° 2, p. 419‑436. DOI 10.1016/j.cvex.2007.02.005.

CHITTY, John et LIERZ, Michael (éd.), 2008. *BSAVA manual of raptors, pigeons and passerine birds*. Quedgeley : BSAVA. ISBN 978-1-905319-04-6.

CRACKNELL, Jonathan M., LAWRIE, Alistair M., YON, Lisa, HOPPER, Jane S., PEREIRA, Yolanda Martinez, SMALLER, Eve et PIZZI, Romain, 2018. Outcomes of Conservatively Managed Coracoid Fractures in Wild Birds in the United Kingdom. In : *Journal of Avian Medicine and Surgery*. mars 2018. Vol. 32, n° 1, p. 19‑24. DOI 10.1647/2016-195.

D, Calvo Carrasco, 2019. Fracture Management in Avian Species. In : *The Veterinary Clinics of North America. Exotic Animal Practice*. 1 mai 2019. Vol. 22, n° 2, p. 223‑238. DOI 10.1016/j.cvex.2019.02.002.

DAVIDSON, Michael, 1997. Ocular consequences of trauma in raptors. In : *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 1 juillet 1997. Vol. 6, n° 3, p. 121‑130. DOI 10.1016/S1055-937X(97)80019-9.

DE MATOS, Ricardo, 2008. Adrenal Steroid Metabolism in Birds: Anatomy, Physiology, and Clinical Considerations. In : *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. janvier 2008. Vol. 11, n° 1, p. 35‑57. DOI 10.1016/j.cvex.2007.09.006.

DELNATTE, Pauline, LAIR, Stéphane, BEAUCHAMP, Guy et FITZGERALD, Guy, 2014. ASSESSMENT OF REGROWTH OF FLIGHT FEATHERS AFTER MANUAL REMOVAL IN AMERICAN KESTRELS (*FALCO SPARVERIUS*). In : *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. septembre 2014. Vol. 45, n° 3, p. 600‑610. DOI 10.1638/2014-0021R2.1.

DOSS, Grayson A., FINK, Dustin M. et MANS, Christoph, 2018. Assessment of sedation after intranasal administration of midazolam and midazolam-butorphanol in cockatiels (Nymphicus hollandicus). In : *American Journal of Veterinary Research*. 20 novembre 2018. Vol. 79, n° 12, p. 1246‑1252. DOI 10.2460/ajvr.79.12.1246.

DS, Guzman, TL, Drazenovich, GH, Olsen, NH, Willits et JR, Paul-Murphy, 2013. Evaluation of thermal antinociceptive effects after intramuscular administration of hydromorphone hydrochloride to American kestrels (Falco sparverius). In : *American Journal of Veterinary Research*. 1 juin 2013. Vol. 74, n° 6, p. 817‑822. DOI 10.2460/ajvr.74.6.817.

ECHOLS, M. Scott, 2012a. Avian Medicine and Surgery in Practice: Companion and Aviary Birds. In : *Journal of Avian Medicine and Surgery*. décembre 2012. Vol. 26, n° 4, p. 270‑270. DOI 10.1647/1082-6742-26.4.270.

ECHOLS, M. Scott, 2012b. Avian Medicine and Surgery in Practice: Companion and Aviary Birds. In : *Journal of Avian Medicine and Surgery*. décembre 2012. Vol. 26, n° 4, p. 270‑270. DOI 10.1647/1082-6742-26.4.270.

FAULMANN, Thomas, [sans date]. Étude rétrospective des cas ophtalmologiques sur les rapaces reçus au centre de soins de la faune sauvage de l'ENVT depuis septembre 2017. In : . p. 88.

GEELEN, Saskia, GUZMAN, David Sanchez-Migallon, SOUZA, Marcy J., COX, Sherry, KEULER, Nicholas S. et PAUL-MURPHY, Joanne R., 2013. Antinociceptive effects of tramadol hydrochloride after intravenous administration to Hispaniolan Amazon parrots (Amazona ventralis). In : *American Journal of Veterinary Research*. 30 janvier 2013. Vol. 74, n° 2, p. 201‑206. DOI 10.2460/ajvr.74.2.201.

GR, Browning, JW, Carpenter, GC, Magnin et B, KuKanich, 2018. PHARMACOKINETICS OF ORAL GABAPENTIN IN CARIBBEAN FLAMINGOS (PHOENICOPTERUS RUBER RUBER). In : *Journal of zoo and wildlife medicine : official publication of the American Association of Zoo Veterinarians* [en ligne]. septembre 2018. [Consulté le 3 septembre 2020]. Disponible à l'adresse : https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/30212356/.

GRAHAM, Jennifer E, 2004. Approach to the dyspneic avian patient. In : *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 1 juillet 2004. Vol. 13, n° 3, p. 154‑159. DOI 10.1053/j.saep.2004.03.005.

GUZMAN, David Sanchez-Migallon, BRAUN, Jana M., STEAGALL, Paulo V. M., KEULER, Nicholas S., HEATH, Timothy D., KRUGNER-HIGBY, Lisa A., BROWN, Carolyn S. et PAUL-MURPHY, Joanne R., 2013. Antinociceptive effects of long-acting nalbuphine decanoate after intramuscular administration to Hispaniolan Amazon parrots (Amazona ventralis). In : *American Journal of Veterinary Research*. 30 janvier 2013. Vol. 74, n° 2, p. 196‑200. DOI 10.2460/ajvr.74.2.196.

GUZMAN, David Sanchez-Migallon, DRAZENOVICH, Tracy L., KUKANICH, Butch, OLSEN, Glenn H., WILLITS, Neil H. et PAUL-MURPHY, Joanne R., 2013. Evaluation of thermal antinociceptive effects and pharmacokinetics after intramuscular administration of butorphanol tartrate to American kestrels (Falco sparverius). In : *American Journal of Veterinary Research*. 26 décembre 2013. Vol. 75, n° 1, p. 11‑18. DOI 10.2460/ajvr.75.1.11.

GUZMAN, David Sanchez-Migallon, HOUCK, Emma L., KNYCH, Heather K. DiMaio, BEAUFRÈRE, Hugues et PAUL-MURPHY, Joanne R., 2018. Evaluation of the thermal antinociceptive effects and pharmacokinetics after intramuscular administration of buprenorphine hydrochloride to cockatiels (Nymphicus hollandicus). In : *American Journal of Veterinary Research*. 20 novembre 2018. Vol. 79, n° 12, p. 1239‑1245. DOI 10.2460/ajvr.79.12.1239.

HARRISON, Greg J et LIGHTFOOT, Teresa L, [sans date]. Clinical Avian Medicine. In : . p. 1057.

HUGHES, Richard A. et SUFKA, Kenneth J., 1991. Morphine hyperalgesic effects on the formalin test in domestic fowl (Gallus gallus). In : *Pharmacology Biochemistry and Behavior*. 1 février 1991. Vol. 38, n° 2, p. 247‑251. DOI 10.1016/0091-3057(91)90273-5.

HUNT, Craig, 2015. Neurological Examination and Diagnostic Testing in Birds and Reptiles. In : *Journal of Exotic Pet Medicine*. 1 janvier 2015. Vol. 24, n° 1, p. 34‑51. DOI 10.1053/j.jepm.2014.12.005.

JAENSCH, Susan M., CULLEN, L. et RAIDAL, S. R., 2001. The pathology of normobaric oxygen toxicity in budgerigars (Melopsittacus undulatus). In : *Avian Pathology*. 1 avril 2001. Vol. 30, n° 2, p. 135‑142. DOI 10.1080/03079450120044453.

JANSS, Guyonne F. E., 2000. Avian mortality from power lines: a morphologic approach of a species-specific mortality. In : *Biological Conservation*. 1 octobre 2000. Vol. 95, n° 3, p. 353‑359. DOI 10.1016/S0006-3207(00)00021-5.

JONES, Jeffery S., THOMAS, Jennifer S., BAHR, Anne et PHALEN, David N., 2002. Presumed Immune-Mediated Hemolytic Anemia in a Blue-Crowned Conure (Aratinga acuticaudata). In : *Journal of Avian Medicine and Surgery*. septembre 2002. Vol. 16, n° 3, p. 223‑229. DOI 10.1647/1082-6742(2002)016[0223:PIMHAI]2.0.CO;2.

JR, Paul-Murphy, DB, Brunson et V, Miletic, 1999. Analgesic effects of butorphanol and buprenorphine in conscious African grey parrots (Psittacus erithacus erithacus and Psittacus erithacus timneh). In : *American Journal of Veterinary Research*. 1 octobre 1999. Vol. 60, n° 10,

p. 1218‑1221.

LEIGHTON, F. A., PEAKALL, D. B. et BUTLER, R. G., 1983. Heinz-body hemolytic anemia from the ingestion of crude oil: a primary toxic effect in marine birds. In : *Science*. 20 mai 1983. Vol. 220, n° 4599, p. 871‑873. DOI 10.1126/science.6844918.

LICHTENBERGER, Marla, 2004a. Principles of shock and fluid therapy in special species. In : *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 1 juillet 2004. Vol. 13, n° 3, p. 142‑153. DOI 10.1053/j.saep.2004.03.004.

LICHTENBERGER, Marla, 2004b. Transfusion medicine in exotic pets. In : *Clinical Techniques in Small Animal Practice*. 1 mai 2004. Vol. 19, n° 2, p. 88‑95. DOI 10.1053/j.ctsap.2004.01.006.

LICHTENBERGER, Marla, 2005. Determination of Indirect Blood Pressure in the Companion Bird. In : *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 1 avril 2005. Vol. 14, n° 2, p. 149‑152. DOI 10.1053/j.saep.2005.04.010.

LICHTENBERGER, Marla, 2007. Shock and Cardiopulmonary-Cerebral Resuscitation in Small Mammals and Birds. In : *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 1 mai 2007. Vol. 10, n° 2, p. 275‑291. DOI 10.1016/j.cvex.2007.02.001.

LICHTENBERGER, Marla, ORCUTT, Connie, CRAY, Carolyn, THAMM, Douglas H., DEBEHNKE, Daniel, PAGE, Cheryl, MULL, Lori et KIRBY, Rebecca, 2009. Comparison of fluid types for resuscitation after acute blood loss in mallard ducks (Anas platyrhynchos). In : *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care*. 2009. Vol. 19, n° 5, p. 467‑472. DOI 10.1111/j.1476-4431.2009.00465.x.

MACCOY, Douglas M., 1992. Treatment of Fractures in Avian Species. In : *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*. 1 janvier 1992. Vol. 22, n° 1, p. 225‑238. DOI 10.1016/S0195-5616(92)50016-X.

MANS, Christoph, GUZMAN, David Sanchez-Migallon, LAHNER, Lesanna L., PAUL-MURPHY, Joanne et SLADKY, Kurt K., 2012. Sedation and physiologic response to manual restraint after intranasal administration of midazolam in Hispaniolan Amazon parrots (Amazona ventralis). In : *Journal of Avian Medicine and Surgery*. septembre 2012. Vol. 26, n° 3, p. 130‑139. DOI 10.1647/2011-037R.1.

MANSOUR, A., KHACHATURIAN, H., LEWIS, M. E., AKIL, H. et WATSON, S. J., 1988. Anatomy of CNS opioid receptors. In : *Trends in Neurosciences*. juillet 1988. Vol. 11, n° 7, p. 308‑314. DOI 10.1016/0166-2236(88)90093-8.

MARTIN, Howard D. et KOLLIAS, George V., 1989. Evaluation of Water Deprivation and Fluid Therapy in Pigeons. In : *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 1989. Vol. 20, n° 2, p. 173‑177. JSTOR

MAZET, Jonna A. K., NEWMAN, Scott H., GILARDI, Kirsten V. K., TSENG, Florina S., HOLCOMB, Jay B., JESSUP, David A. et ZICCARDI, Michael H., 2002. Advances in Oiled Bird Emergency Medicine and Management. In : *Journal of Avian Medicine and Surgery*. juin 2002. Vol. 16, n° 2, p. 146‑149. DOI 10.1647/1082-6742(2002)016[0146:AIOBEM]2.0.CO;2.

MICKELSON, Megan A., MANS, Christoph et COLOPY, Sara A., 2016. Principles of Wound Management and Wound Healing in Exotic Pets. In : *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. janvier 2016. Vol. 19, n° 1, p. 33‑53. DOI 10.1016/j.cvex.2015.08.002.

MONTESINOS, Andres, ARDIACA, Maria, JUAN-SALLÉS, Carles et TESOURO, Miguel A., 2015. Effects of Meloxicam on Hematologic and Plasma Biochemical Analyte Values and Results of Histologic Examination of Kidney Biopsy Specimens of African Grey Parrots (Psittacus erithacus). In : *Journal of Avian Medicine and Surgery*. 2015. Vol. 29, n° 1, p. 1‑8. JSTOR

MULLINEAUX, Elizabeth, KEEBLE, Emma J et BRITISH SMALL ANIMAL VETERINARY ASSOCIATION, 2016. *BSAVA manual of wildlife casualties*. S.l. : s.n. ISBN 978-1-905319-80-0.
MURRAY, Maureen, PIZZIRANI, Stefano et TSENG, Florina, 2013. A Technique for Evisceration as an Alternative to Enucleation in Birds of Prey: 19 Cases. In : *Journal of Avian Medicine and Surgery*. juin 2013. Vol. 27, n° 2, p. 120‑127. DOI 10.1647/2012-007.

O'MALLEY, Bairbre, 2005. *Clinical anatomy and physiology of exotic species: structure and function of mammals, birds, reptiles, and amphibians*. Edinburgh ; New York : Elsevier Saunders. ISBN 978-0-7020-2782-6. SF997.5.E95 O44 2005

OWEN, D. J. et LANE, J. M., 2006. High levels of corticosterone in feather-plucking parrots (Psittacus erithacus). In : *Veterinary Record*. 10 juin 2006. Vol. 158, n° 23, p. 804‑805. DOI 10.1136/vr.158.23.804.

REDIG, Patrick Thomas et INTERNATIONAL SYMPOSIUM ON BIOMEDICAL RESEARCH IN RAPTORS (éd.), 1993. *Raptor biomedicine*. Minneapolis : University of Minnesota Press.

ISBN 978-0-8166-2219-1.

RITZMAN, Tracey K., 2004. Wound healing and management in psittacine birds. In : *Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice*. 1 janvier 2004. Vol. 7, n° 1, p. 87‑104. DOI 10.1016/j.cvex.2003.08.003.

RUPLEY, Agnes E., 1998. Critical Care of Pet Birds: Procedures, Therapeutics, and Patient Support. In : *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 1 septembre 1998. Vol. 1, n° 1, p. 11‑42. DOI 10.1016/S1094-9194(17)30153-6.

SADEGH, Amin Bigham, 2013. Comparison of intranasal administration of xylazine, diazepam, and midazolam in budgerigars (Melopsittacus undulatus): clinical evaluation. In : *Journal of Zoo and Wildlife Medicine: Official Publication of the American Association of Zoo Veterinarians*. juin 2013. Vol. 44, n° 2, p. 241‑244. DOI 10.1638/2009-0116R3.1.

SANCHEZ-MIGALLON GUZMAN, David, KUKANICH, Butch, KEULER, Nicholas S., KLAUER, Julia M. et PAUL-MURPHY, Joanne R., 2011. Antinociceptive effects of nalbuphine hydrochloride in Hispaniolan Amazon parrots (Amazona ventralis). In : *American Journal of Veterinary Research*. 1 juin 2011. Vol. 72, n° 6, p. 736‑740. DOI 10.2460/ajvr.72.6.736.

SANCHEZ-MIGALLON GUZMAN, David, SOUZA, Marcy J., BRAUN, Jana M., COX, Sherry K., KEULER, Nicholas S. et PAUL-MURPHY, Joanne R., 2012. Antinociceptive effects after oral administration of tramadol hydrochloride in Hispaniolan Amazon parrots (Amazona ventralis). In : *American Journal of Veterinary Research*. 31 juillet 2012. Vol. 73, n° 8, p. 1148‑1152. DOI 10.2460/ajvr.73.8.1148.

SCHMITT, Petra M., GÖBEL, Thomas et TRAUTVETTER, Eberhard, 1998. Evaluation of Pulse Oximetry as a Monitoring Method in Avian Anesthesia. In : *Journal of Avian Medicine and Surgery*. 1998. Vol. 12, n° 2, p. 91‑99. JSTOR

SCHNEIDER, C., 1961. Effects of Morphine-like Drugs in Chicks. In : *Nature*. août 1961. Vol. 191, n° 4788, p. 607‑608. DOI 10.1038/191607b0.

SCOTT, David E., 2016. *Raptor medicine, surgery and rehabilitation*. Wallingford, Oxfordshire, UK ; Boston, MA : CABI. ISBN 978-1-78064-746-3. SF994.5

SHAVER, Stephanie L., ROBINSON, Narda G., WRIGHT, Bonnie D., KRATZ, Gail E. et JOHNSTON, Matthew S., 2009. A Multimodal Approach to Management of Suspected

Neuropathic Pain in a Prairie Falcon (Falco mexicanus). In : *Journal of Avian Medicine and Surgery*. septembre 2009. Vol. 23, n° 3, p. 209‑213. DOI 10.1647/2008-038.1.

SIEGEL, H. S., 1980. Physiological Stress in Birds. In : *BioScience*. 1 août 1980. Vol. 30, n° 8, p. 529‑534. DOI 10.2307/1307973.

SILVERMAN, Sam et TELL, Lisa A., 2010. *Radiology of birds: an atlas of normal anatomy and positioning*. St. Louis, Mo : Saunders/Elsevier. ISBN 978-0-7216-0635-4.

SM, Riggs et JR, Tully TN, 2004. Wound management in nonpsittacine birds. In : *The Veterinary Clinics of North America. Exotic Animal Practice*. 1 janvier 2004. Vol. 7, n° 1, p. 19‑36, v. DOI 10.1016/j.cvex.2003.08.005.

SPEER, Brian L. (éd.), 2016. *Current therapy in avian medicine and surgery*. First edition. St. Louis, Missouri : Elsevier. ISBN 978-1-4557-4671-2. SF994 .C87 2016

STEINOHRT, Lani A., 1999. Avian Fluid Therapy. In : *Journal of Avian Medicine and Surgery*. 1999. Vol. 13, n° 2, p. 83‑91. JSTOR

STOUT, Jane D., 2016. Common Emergencies in Pet Birds. In : *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. mai 2016. Vol. 19, n° 2, p. 513‑541. DOI 10.1016/j.cvex.2016.01.002.

SWAN, Gerry E, CUTHBERT, Richard, QUEVEDO, Miguel, GREEN, Rhys E, PAIN, Deborah J, BARTELS, Paul, CUNNINGHAM, Andrew A, DUNCAN, Neil, MEHARG, Andrew A, LINDSAY OAKS, J, PARRY-JONES, Jemima, SHULTZ, Susanne, TAGGART, Mark A, VERDOORN, Gerhard et WOLTER, Kerri, 2006. Toxicity of diclofenac to Gyps vultures. In : *Biology Letters*. 22 juin 2006. Vol. 2, n° 2, p. 279‑282. DOI 10.1098/rsbl.2005.0425.

SWARUP, D., PATRA, R. C., PRAKASH, V., CUTHBERT, R., DAS, D., AVARI, P., PAIN, D. J., GREEN, R. E., SHARMA, A. K., SAINI, M., DAS, D. et TAGGART, M., 2007. Safety of meloxicam to critically endangered Gyps vultures and other scavenging birds in India. In : *Animal Conservation*. 2007. Vol. 10, n° 2, p. 192‑198. DOI 10.1111/j.1469-1795.2006.00086.x.

TJ, Yaw, BA, Zaffarano, A, Gall, JE, Olds, L, Wulf, E, Papastavros et JF, Coetzee, 2015. PHARMACOKINETIC PROPERTIES OF A SINGLE ADMINISTRATION OF ORAL GABAPENTIN IN THE GREAT HORNED OWL (BUBO VIRGINIANUS). In : *Journal of zoo and wildlife medicine : official publication of the American Association of Zoo Veterinarians* [en ligne]. septembre

2015. [Consulté le 3 septembre 2020]. Disponible à l'adresse : https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/26352959/.

VISSER, Marike, HESPEL, Adrien-Maxence, DE SWARTE, Marie et BELLAH, Jamie R., 2015. Use of a caudoventral-craniodorsal oblique radiographic view made at 45° to the frontal plane to evaluate the pectoral girdle in raptors. In : *Journal of the American Veterinary Medical Association*. novembre 2015. Vol. 247, n° 9, p. 1037‑1041. DOI 10.2460/javma.247.9.1037.

WELSH, M, 2011. Diagnostic imaging of exotic pets: birds, small mammals, reptiles. In : *Australian Veterinary Journal*. octobre 2011. Vol. 89, n° 10, p. 408‑408. DOI 10.1111/j.1751-0813.2011.00824.x.

WESTERHOF, Ineke et PELLICAAN, Chris H. P., 1995. Effects of Different Application Routes of Glucocorticoids on the Pituitary-Adrenocortical Axis in Pigeons (Columba livia domestica). In : *Journal of Avian Medicine and Surgery*. 1995. Vol. 9, n° 3, p. 175‑181. JSTOR

WILLIAMS, David L, 2018. Is it Advisable to Rehabilitate and Release Owls with Monocular Vision? In : *International International Journal of Avian & Wildlife Biology* [en ligne]. 5 janvier 2018. Vol. 3, n° 1. [Consulté le 2 octobre 2020]. DOI 10.15406/ijawb.2018.03.00044. Disponible à l'adresse : https://medcraveonline.com/IJAWB/is-it-advisable-to-rehabilitate-and-release-owls-with-monocular-vision.html.

YU, Pin Huan et CHI, Chau Hwa, 2015. Long-term Management of Thymic Lymphoma in a Java Sparrow (Lonchura oryzivora). In : *Journal of Avian Medicine and Surgery*. mars 2015. Vol. 29, n° 1, p. 51‑54. DOI 10.1647/2013-062

AGREMENT SCIENTIFIQUE

En vue de l'obtention du permis d'imprimer de la thèse de doctorat vétérinaire

Je soussigné, Guillaume LE LOC'H, Enseignant-chercheur, de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, directeur de thèse, certifie avoir examiné la thèse de **Tamara SOLANA** intitulée **« Prise en charge des oiseaux sauvages en centre de soins lors de leur admission »** et que cette dernière peut être imprimée en vue de sa soutenance.

Fait à Toulouse, le 28/09/2020
Enseignant-chercheur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
Docteur Guillaume LE LOC'H

Vu :
Le Directeur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
M. Pierre SANS

Vu :
Le Président du jury
Professeur Gérard CAMPISTRON

Vu et autorisation de l'impression :
Le Président de l'Université Paul Sabatier
M. Jean-Marc BROTO

Le Président de l'Université Paul Sabatier,
par délégation,
La Vice-Présidente de la CFVU
Fabienne ALARY

Mme Tamara SOLANA
a été admis(e) sur concours en : 2015
a obtenu son diplôme d'études fondamentales vétérinaires le : 05/09/2019
a validé son année d'approfondissement le : 16/07/2020
n'a plus aucun stage, ni enseignement optionnel à valider.

Université

Résumé :
Depuis l'augmentation de la détention des oiseaux en tant qu'animaux de compagnie la médecine aviaire individuelle n'a cessé de se développer en permettant l'acquisition de toujours plus de connaissances sur la prise en charge des oiseaux de faune sauvage. Cette prise en charge initiale représente un défi en centre de soin étant donné la diversité d'espèces accueillies, le peu d'anamnèse disponible et le manque de moyen financiers. Cette thèse a pour objectif de reprendre l'ensemble des informations utiles au clinicien pour adapter la prise en charge d'un oiseau sauvage dès son admission et de les résumer en un seul et unique document. Elle s'appuie sur de nombreuses publications récentes et tente de récupérer les principaux éléments à connaître afin d'effectuer un triage cohérent, une stabilisation efficace et de savoir réagir face à certaines situations particulières courantes en centre de soins.

Mots clés : oiseaux, urgence, faune sauvage, centre de soin

Abstract :
Since the increase of bird detention as companion animals, the individual avian medicine has improved by offering more evidence-based principles and research about the best care that must be provided for avian patients. Working with wild birds is a daily challenge because of the huge species diversity, the lack of financing and the poor knowledge of the case history. This dissertation attempts to summarize the practical information that are useful for the avian veterinarian when receiving a wild bird in distress on a rehabilitation center. Based on up-to-date publications, it contains all information that are needed to take care properly of a wild bird by making an effective emergency triage, to stabilize the animal and to react in front of some particular situations often seen in a daily veterinary routine.

Key words: birds, emergency, wild animals, rehabilitation centers