



**HAL**  
open science

# Les principaux gestes pratiques accessibles aux propriétaires de NAC : élaboration d'enregistrements didactiques visant à la bonne observance des traitements

Camille Wagner

## ► To cite this version:

Camille Wagner. Les principaux gestes pratiques accessibles aux propriétaires de NAC : élaboration d'enregistrements didactiques visant à la bonne observance des traitements. Médecine vétérinaire et santé animale. 2024. dumas-04734821

**HAL Id: dumas-04734821**

**<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-04734821v1>**

Submitted on 14 Oct 2024

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

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

ANNEE 2024 THESE : 2024 – TOU 3 – 4056

---

# LES PRINCIPAUX GESTES PRATIQUES ACCESSIBLES AUX PROPRIETAIRES DE NAC : ELABORATION D'ENREGISTREMENTS DIDACTIQUES VISANT A LA BONNE OBSERVANCE DES TRAITEMENTS

---

THESE D'EXERCICE

pour obtenir le titre de  
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT

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

**WAGNER Camille, Pauline**

**Directeur de thèse : M. Guillaume LE LOC'H**

---

**JURY**

**PRESIDENT :**  
**M. Stéphane BERTAGNOLI**

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

**ASSESEURS :**  
**M. Guillaume LE LOC'H**  
**Mme Emma MONGE**

Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE  
Ingénieure de Recherches à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE



**Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation  
ÉCOLE NATIONALE VÉTÉRINAIRE DE TOULOUSE**

**Liste des directeurs/assesseurs de thèse de doctorat vétérinaire**

**Directeur : Professeur Pierre SANS**

**PROFESSEURS CLASSE  
EXCEPTIONNELLE**

- M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et industrie des aliments*
- M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
- M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Pharmacologie, thérapeutique*
- M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et industrie des aliments d'origine animale*
- M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, statistiques, modélisation*
- M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie pathologique*
- Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la reproduction, endocrinologie*
- M. **GUERIN Jean-Luc**, *Aviculture et pathologie aviaire*
- Mme **HAGEN-PICARD Nicole**, *Pathologie de la reproduction*
- M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **SHELCHER François**, *Pathologie médicale du bétail et des animaux de basse-cour*
- Mme **TRUMEL Catherine**, *Biologie médicale animale et comparée*

**PROFESSEURS 1<sup>ère</sup> CLASSE**

- Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, anatomie pathologique*
- Mme **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie vétérinaire*
- M. **DUCOS Alain**, *Zootecnie*
- M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et toxicologie*
- M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
- Mme **LACROUX Caroline**, *Anatomie pathologique, animaux d'élevage*
- Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*
- M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et thérapeutique*
- M. **MAILLARD Renaud**, *Pathologie des ruminants*
- Mme **MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation animale*

**PROFESSEURS 2<sup>ème</sup> CLASSE**

- Mme **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
- Mme **CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*
- M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
- Mme **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des équidés et des carnivores*
- M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*
- M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, imagerie médicale*
- M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction*
- Mme **PAUL Mathilde**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles*
- M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et infectiologie*

## MAITRES DE CONFERENCES HORS CLASSE

- M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la reproduction*  
Mme **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et industrie des denrées alimentaires d'origine animale*  
M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et toxicologie*  
M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et mathématiques*  
Mme **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*  
Mme **PRYMENKO Nathalie**, *Alimentation*

## MAITRES DE CONFERENCES CLASSE NORMALE

- M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*  
Mme **BRET Lydie**, *Physique et chimie biologiques et médicales*  
Mme **BOUHSIRA Emilie**, *Parasitologie, maladies parasitaires*  
M. **CARTIAUX Benjamin**, *Anatomie, imagerie médicale*  
M. **COMBARROS Daniel**, *Dermatologie vétérinaire*  
M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*  
Mme **DANIELS Hélène**, *Immunologie, bactériologie, pathologie infectieuse*  
Mme **DAVID Laure**, *Hygiène et industrie des aliments*  
M. **DIDIMO IMAZAKI Pedro**, *Hygiène et industrie des aliments*  
M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophthalmologie vétérinaire et comparée*  
Mme **FERRAN Aude**, *Physiologie*  
M. **FUSADE-BOYER**, *Microbiologie et infectiologie*  
Mme **GRANAT Fanny**, *Biologie médicale animale*  
Mme **JOURDAN Géraldine**, *Anesthésie, analgésie*  
M. **JOUSSERAND Nicolas**, *Médecine interne des animaux de compagnie*  
Mme **LALLEMAND Elodie**, *Chirurgie des équidés*  
Mme **LAVOUE Rachel**, *Médecine Interne*  
M. **LE LOC'H Guillaume**, *Médecine zoologique et santé de la faune sauvage*  
M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*  
Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie chirurgicale*  
Mme **MILA Hanna**, *Elevage des carnivores domestiques*  
M. **VERGNE Timothée**, *Santé publique vétérinaire, maladies animales règlementées*  
Mme **WASET-SZKUTA Agnès**, *Production et pathologie porcine*

## INGENIEURS DE RECHERCHE

- M. **AUMANN Marcel**, *Urgences, soins intensifs*  
M. **AUVRAY Frédéric**, *Santé digestive, pathogénie et commensalisme des entérobactéries*  
M. **CASSARD Hervé**, *Pathologie des ruminants*  
M. **CROVILLE Guillaume**, *Virologie et génomique cliniques*  
Mme **DIDIER Caroline**, *Anesthésie, analgésie*  
M. **DELPONT Mattias**, *Clinique Aviaire*  
Mme **DUPOUY GUIRAUTE Véronique**, *Innovations thérapeutiques et résistances*  
Mme **GAILLARD Elodie**, *Urgences, soins intensifs*  
Mme **GEFFRE Anne**, *Biologie médicale animale et comparée*  
Mme **GRISEZ Christelle**, *Parasitologie et maladies parasitaires*  
Mme **JEUNESSE Elisabeth**, *Bonnes pratiques de laboratoire*  
Mme **LAYSSOL-LAMOUR Catherine**, *Imagerie Médicale*  
Mme **POUJADE Agnès**, *Anatomie pathologique Vétérinaire*  
Mme **PRESSANTI Charline**, *Dermatologie vétérinaire*  
M. **RAMON PORTUGAL Felipe**, *Innovations thérapeutiques et résistances*  
M. **REYNOLDS Brice**, *Médecine interne des animaux de compagnie*  
Mme **ROUCH BUCK Pétra**, *Médecine préventive*  
Mme **SAADA Chloé**, *Gestion intégrée de la santé des ruminants*

# Remerciements

## Aux membres de ce jury

**À Monsieur Stéphane BERTAGNOLI,**  
Professeur à l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse,  
*Pathologie infectieuse*

Qui m'a fait l'honneur d'accepter la présidence de mon jury de thèse.  
Hommage et remerciements respectueux.

**À Monsieur Guillaume LELOC'H,**  
Maître de Conférences à l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse,  
*Médecine Zoologique et Santé de la Faune Sauvage*

Pour avoir encadré ce travail de thèse et pour m'avoir apporté son aide et son expertise dans la réalisation de certaines vidéos.  
Mes remerciements les plus sincères.

**À Madame Emma MONGE,**  
Maître de Conférences à l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse,  
*Médecine Zoologique*

Qui m'a fait l'honneur d'accepter d'être l'assesseur de ce travail, pour sa gentillesse et sa bienveillance. Mes remerciements les plus sincères.



# Table des matières

<b>TABLE DES ILLUSTRATIONS</b> .....	<b>5</b>
<b>INTRODUCTION</b> .....	<b>7</b>
<b>PREMIERE PARTIE : PRESENTATION DES PRINCIPAUX GESTES TECHNIQUES A DESTINATION DES PROPRIETAIRES DE NAC</b> .....	<b>9</b>
1 PRINCIPAUX GESTES TECHNIQUES CHEZ LE LAPIN ET CHEZ LES RONGEURS DOMESTIQUES .....	9
1.1 <i>La contention du lapin et des rongeurs domestiques</i> .....	9
1.1.1 La contention du lapin .....	9
1.1.2 La contention du cochon d'Inde .....	12
1.1.3 La contention du rat et de la souris .....	13
1.1.4 La contention du chinchilla .....	14
1.1.5 La contention du hamster .....	15
1.2 <i>Les administrations per os chez le lapin et chez le cochon d'Inde</i> .....	15
1.2.1 L'administration de médicaments per os .....	16
1.2.2 La réhydratation per os .....	17
1.2.3 L'alimentation assistée per os .....	18
1.3 <i>Les nébulisations chez le lapin et chez les rongeurs domestiques</i> .....	19
1.4 <i>La coupe de griffe chez le lapin et le cochon d'Inde</i> .....	21
1.5 <i>Le nettoyage des oreilles et l'application de topiques auriculaires chez le lapin</i> .....	22
1.6 <i>L'application de topiques ophtalmiques chez le lapin et chez les rongeurs domestiques</i> .....	24
1.7 <i>Prendre la température rectale chez le lapin</i> .....	25
2 PRINCIPAUX GESTES TECHNIQUES CHEZ LE FURET .....	26
2.1 <i>La contention du furet</i> .....	26
2.2 <i>Les administrations per os chez le furet</i> .....	28
2.2.1 L'administration de médicaments per os .....	28
2.2.2 La réhydratation per os .....	29
2.2.3 L'alimentation assistée per os .....	29
2.3 <i>La coupe de griffe chez le furet</i> .....	30
2.4 <i>La réalisation de shampooings chez le furet</i> .....	31
2.5 <i>Le nettoyage des oreilles chez le furet</i> .....	32
3 PRINCIPAUX GESTES TECHNIQUES CHEZ L'OISEAU .....	33
3.1 <i>La contention des oiseaux</i> .....	34
3.1.1 La capture de l'oiseau .....	35
3.1.2 La contention des Psittaciformes .....	36
3.1.3 La contention des Passériformes .....	38
3.1.4 La contention de la Poule Domestique (Galliformes) .....	39
3.2 <i>Les administrations per os chez les oiseaux</i> .....	41
3.2.1 L'administration de médicaments per os .....	41
3.2.1.1 Administration dans l'eau ou dans la nourriture .....	41
3.2.1.2 Administration orale à l'aide d'une seringue .....	42
3.2.2 La réhydratation per os .....	44
3.2.3 L'alimentation assistée per os .....	45
3.3 <i>Les administrations dans le tractus respiratoire</i> .....	47
3.3.1 Les nébulisations .....	48
3.3.2 La voie intranasale .....	50
3.4 <i>La coupe de griffe chez les oiseaux</i> .....	51
3.4.1 Matériel nécessaire .....	52
3.4.2 Réalisation du geste technique .....	52
3.5 <i>La coupe des plumes des ailes chez les oiseaux</i> .....	53
3.5.1 Anatomie et physiologie du plumage .....	53
3.5.2 Le rémigeage : une technique de neutralisation de vol .....	55
3.5.2.1 Avantages et inconvénients du rémigeage .....	56
3.5.2.2 Les différentes méthodes de rémigeage .....	57
3.5.2.2.1 Matériel et contention .....	58

3.5.2.2.2	Première méthode .....	58
3.5.2.2.3	Deuxième méthode.....	59
3.5.2.2.4	Troisième méthode .....	59
3.5.2.2.5	Ajustements selon l'espèce à rémiger .....	60
4	PRINCIPAUX GESTES TECHNIQUES CHEZ LES REPTILES .....	60
4.1	<i>La contention des reptiles</i> .....	60
4.1.1	Comment manipuler son serpent ? .....	61
4.1.2	Comment manipuler son lézard ?.....	63
4.1.3	Comment manipuler sa tortue ? .....	65
4.2	<i>Les administrations per os chez les reptiles</i> .....	66
4.2.1	Les principales utilisations de la voie <i>per os</i> .....	67
4.2.1.1	L'administration de médicaments <i>per os</i> .....	67
4.2.1.2	La réhydratation <i>per os</i> .....	68
4.2.1.3	L'alimentation assistée <i>per os</i> .....	69
4.2.2	Le sondage oro-gastrique chez les reptiles.....	70
4.2.2.1	Le sondage oro-gastrique du serpent .....	70
4.2.2.2	Le sondage oro-gastrique du lézard.....	72
4.2.2.3	Le sondage oro-gastrique de la tortue.....	74
	<b>DEUXIEME PARTIE : REALISATION DES VIDEOS .....</b>	<b>77</b>
1	ÉLABORATION DES MAQUETTES VIDEO .....	77
2	ILLUSTRATIONS (PHOTOS, DESSINS ET SCHEMAS) .....	77
3	AUDIO DES VIDEOS .....	78
4	TOURNAGE DES VIDEOS .....	78
4.1	<i>Matériels</i> .....	78
4.2	<i>Choix du lieu de tournage</i> .....	78
4.3	<i>Choix des animaux</i> .....	79
4.4	<i>Choix des opérateurs</i> .....	79
4.5	<i>Choix du cadrage</i> .....	79
4.6	<i>Déroulement d'un tournage</i> .....	80
5	MONTAGE DES VIDEOS .....	80
6	EXPLOITATION DES VIDEOS.....	80
7	RESULTATS .....	81
	<b>TROISIEME PARTIE : DISCUSSION .....</b>	<b>83</b>
1	INTERET D'UN SUPPORT MULTIMEDIA DANS L'APPRENTISSAGE DES GESTES TECHNIQUES PAR LE PROPRIETAIRE .....	83
2	LA DELEGATION D'ACTES AUX PROPRIETAIRES ET LE RESPECT DU CADRE JURIDIQUE .....	84
3	MISE A DISPOSITION DES CONNAISSANCES AU GRAND PUBLIC ET RISQUES D'AUTOMEDICATION.....	85
	<b>CONCLUSION .....</b>	<b>88</b>
	<b>BIBLIOGRAPHIE .....</b>	<b>90</b>

# Table des illustrations

<b>Figure 1</b> : Photographie illustrant comment soulever un lapin (Camille Wagner) .....	10
<b>Figure 2</b> : Photographie illustrant comment porter un lapin (Camille Wagner) .....	10
<b>Figure 3</b> : Photographie d'un lapin immobilisé à l'aide d'une serviette (Camille Wagner) .....	11
<b>Figure 4</b> : Photographie illustrant comment immobiliser un cochon d'Inde (Camille Wagner).....	12
<b>Figure 5</b> : Photographie d'un cochon d'Inde immobilisé à l'aide d'une serviette (Camille Wagner) ....	12
<b>Figure 6</b> : Photographie illustrant comment soulever un cochon d'Inde (Camille Wagner) .....	13
<b>Figure 7</b> : Photographie illustrant comment immobiliser un rat (Camille Wagner) .....	14
<b>Figure 8</b> : Photographie d'un hamster immobilisé à l'aide d'une serviette (Camille Wagner).....	15
<b>Figure 9</b> : Photographie illustrant comment administrer un médicament avec une seringue chez le lapin (Camille Wagner) .....	17
<b>Figure 10</b> : Photographie illustrant comment réalimenter un lapin à l'aide d'une seringue (Camille Wagner).....	19
<b>Figure 11</b> : Photographie d'un dispositif de nébulisation pour lapin (Camille Wagner) .....	20
<b>Figure 12</b> : Schéma d'une griffe de longueur adéquate (a) et trop longue (b) (Camille Wagner).....	21
<b>Figure 13</b> : Schéma d'une coupe de griffe adéquate (a) et non adéquate (b) (Camille Wagner).....	22
<b>Figure 14</b> : Photographie d'une coupe de griffe chez le lapin (Camille Wagner) .....	22
<b>Figure 15</b> : Photographie illustrant l'instillation du nettoyant auriculaire dans le conduit auditif externe (Camille Wagner).....	24
<b>Figure 16</b> : Photographie d'une administration de goutte oculaire chez le lapin (Camille Wagner) ....	25
<b>Figure 17</b> : Photographie illustrant une prise de température chez un lapin femelle (Camille Wagner) .....	26
<b>Figure 18</b> : Schéma d'une griffe de longueur adéquate (a) et trop longue (b) (Camille Wagner).....	30
<b>Figure 19</b> : Schéma d'une coupe de griffe adéquate (a) et non adéquate (b) (Camille Wagner).....	31
<b>Figure 20</b> : Photographie d'un oiseau docile, acceptant de venir se percher sur les doigts de l'opérateur (Camille Wagner) .....	35
<b>Figure 21</b> : Photographie d'une perruche capturée à l'aide d'une serviette (Camille Wagner) .....	36
<b>Figure 22</b> : Photographie illustrant comment immobiliser un psittacidé de moyen à grand gabarit (Camille Wagner).....	37
<b>Figure 23</b> : Photographie illustrant comment immobiliser un psittacidé de petit gabarit (Camille Wagner).....	38
<b>Figure 24</b> : Photographie illustrant comment immobiliser un passereau (Camille Wagner) .....	39
<b>Figure 25</b> : Photographie d'une poule immobilisée avec les mains de part et d'autre de son corps (Camille Wagner).....	39
<b>Figure 26</b> : Photographie illustrant comment soulever une poule (Camille Wagner).....	40
<b>Figure 27</b> : Photographie d'une poule immobilisée à l'aide d'une serviette (Camille Wagner) .....	40
<b>Figure 28</b> : Photographie d'une corneille ouvrant spontanément son bec à l'approche de la seringue (Camille Wagner).....	42
<b>Figure 29</b> : Photographie illustrant une méthode d'ouverture du bec à l'aide d'un ouvre-bec (Wagner Camille).....	43
<b>Figure 30</b> : Schéma du trajet adéquat de la sonde de réalimentation lors du gavage d'un oiseau (Camille Wagner).....	47
<b>Figure 31</b> : Photographie d'un oiseau durant une cession de gavage avec une sonde métallique à bout rond (Camille Wagner) .....	47
<b>Figure 32</b> : Photographie d'un dispositif de nébulisation : nébuliseur et caisson étanche (Wagner Camille).....	49
<b>Figure 33</b> : Photographie d'une administration intranasale sur une corneille (Camille Wagner) .....	50
<b>Figure 34</b> : Schéma d'une griffe de longueur adéquate (a) et trop longue (b) (Camille Wagner).....	51

<b>Figure 35</b> : Schéma d'une coupe de griffe adéquate (a) et non adéquate (b) (Camille Wagner).....	53
<b>Figure 36</b> : Schéma des différentes plumes composant l'aile d'un oiseau (Camille Wagner) .....	55
<b>Figure 37</b> : Schéma de la première méthode de rémigeage (Camille Wagner) .....	58
<b>Figure 38</b> : Schéma de la seconde méthode de rémigeage (Camille Wagner).....	59
<b>Figure 39</b> : Schéma de la troisième méthode de rémigeage (Camille Wagner) .....	60
<b>Figure 40</b> : Photographie d'un serpent se mouvant librement autour des mains de l'opérateur (Wagner Camille).....	62
<b>Figure 41</b> : Photographie d'un serpent immobilisé en maintenant son occiput entre ses doigts (Camille Wagner) .....	62
<b>Figure 42</b> : Photographie d'une contention d'un serpent au crochet (Wagner Camille) .....	62
<b>Figure 43</b> : Photographie d'une contention douce de pogona (Camille Wagner).....	63
<b>Figure 44</b> : Illustration d'une technique de contention des grands lézards, tels que les iguanes (Camille Wagner).....	64
<b>Figure 45</b> : Photographie d'une tortue immobilisée en soutenant sa carapace au niveau du plastron (Camille Wagner).....	65
<b>Figure 46</b> : Photographie d'une tortue immobilisée en soutenant sa carapace par l'arrière (Camille Wagner).....	66
<b>Figure 47</b> : Photographie d'une tortue immobilisée à l'aide d'un objet plat (Camille Wagner).....	66
<b>Figure 48</b> : Photographie d'une administration de médicament à la seringue chez un pogona (Camille Wagner).....	67
<b>Figure 49</b> : Schéma de la cavité buccale d'un serpent montrant la position de l'ouverture trachéale (Camille Wagner).....	71
<b>Figure 50</b> : Photographie d'un serpent en train de recevoir une alimentation par sondage (Camille Wagner).....	72
<b>Figure 51</b> : Schéma de la cavité buccale d'un lézard montrant la position de l'ouverture trachéale (Camille Wagner).....	73
<b>Figure 52</b> : Photographie d'un lézard en train de recevoir une alimentation par sondage (Camille Wagner).....	73
<b>Figure 53</b> : Schéma de la cavité buccale d'un lézard montrant la position de l'ouverture trachéale (Camille Wagner).....	75
<b>Figure 54</b> : Photographie d'une tortue en train de recevoir une alimentation par sondage (Camille Wagner).....	75
<b>Figure 55</b> : Photographie d'une tortue en train de recevoir une alimentation par sonde d'œsophagostomie (Camille Wagner) .....	76



# Introduction

Les nouveaux animaux de compagnie (NAC), d'après la définition donnée par le Ministère de l'Agriculture et de la Souveraineté Alimentaire, désignent les espèces animales d'agrément, autres que les chiens et les chats, qu'un individu peut détenir chez lui pour son plaisir. Les NAC englobent les petits mammifères, les oiseaux, les reptiles, les poissons, et bien d'autres. Leur présence au sein des foyers français a connu un véritable essor ces 20 dernières années. Selon la dernière étude statistique de la FACCO (*Kantar-Facco 2022*), les NAC représenteraient près de deux tiers des animaux de compagnie en France avec 5,8 millions d'oiseaux d'ornement, 2,87 millions de petits mammifères et 2,1 millions d'animaux de terrarium (reptiles et amphibiens).

Cette croissance des NAC au sein de nos foyers a suscité de nouveaux défis en matière de soins et de prise en charge au sein des cliniques vétérinaires. Leur médicalisation est désormais bien avancée avec un large éventail d'outils diagnostiques à disposition et de traitements. Cependant, les NAC nécessitent souvent des connaissances particulières et des gestes pratiques spécifiques pour assurer leur prise en charge lors de maladies.

La bonne observance des traitements et la réalisation de soins adaptés par le propriétaire sont alors cruciales pour garantir la réussite de la prise en charge médicale, surtout lorsque celle-ci doit être poursuivie au domicile de l'animal. Or, certains propriétaires de NAC, lassés de devoir batailler avec leur animal, peuvent se sentir démunis face à la réalisation de certains gestes thérapeutiques et l'observance des traitements peut en être impactée.

Dans ce contexte, ce travail de thèse a pour but l'élaboration d'enregistrements didactiques visant à guider les propriétaires de NAC dans la mise en œuvre correcte des gestes pratiques essentiels à la bonne observance des traitements. L'objectif est ainsi de fournir une banque de vidéos des principaux soins et gestes thérapeutiques relatifs aux petits mammifères, aux oiseaux et aux reptiles, que le clinicien aura à sa disposition et pourra délivrer au propriétaire à l'issue d'une consultation, lorsque ce dernier aura besoin d'un tutoriel pour accompagner la prise en charge thérapeutique de son animal.

La première partie de ce manuscrit détaille les différents gestes techniques réalisés dans les vidéos sous forme de synthèse bibliographique regroupant les petits mammifères, les oiseaux et les reptiles. La deuxième partie se concentre sur la réalisation des vidéos éducatives. Enfin, la troisième partie engage une discussion autour de l'intérêt de tels supports multimédias dans l'apprentissage des gestes techniques par les propriétaires, de la délégation d'actes dans le respect du cadre juridique et des risques d'automédication par la mise en place des connaissances au grand public.

# **Première partie : Présentation des principaux gestes techniques à destination des propriétaires de NAC**

## **1 Principaux gestes techniques chez le lapin et chez les rongeurs domestiques**

### **1.1 La contention du lapin et des rongeurs domestiques**

La contention est un geste fondamental que doit savoir maîtriser tout propriétaire de NAC. Mal réalisée, elle peut s'avérer dangereuse pour l'animal, ainsi que pour son propriétaire et constitue souvent un frein à la réalisation d'actes plus complexes, par exemple lors de la prise en charge médicale d'un animal malade.

#### **1.1.1 La contention du lapin**

Le lapin est un animal relativement docile, qui se laisse bien manipuler. Il peut toutefois réagir de manière imprévisible, mordre ou griffer en se débattant, surtout en cas de stress ou s'il n'est pas habitué au contact humain (Meredith, Lord 2014). Une étude a en ce sens montré que 61% des lapins observés présentaient des signes de peur lorsqu'ils étaient manipulés par leur propriétaire (Bradbury, Dickens 2016). Un état de choc peut survenir après une contention forcée et brutale sur des lapins non sociabilisés ou craintifs. Il faudra donc veiller à réaliser une contention douce, efficace et faire particulièrement attention avec les lapins très débilisés, dont le stress augmente les risques d'arrêt cardio-respiratoire (Avanzi 2020).

Le lapin est un animal dont le squelette ne représente que 7 à 8% de son poids corporel (contre 12 à 13% chez le chat) et qui possède des membres pelviens à la musculature puissante. Une contention mal réalisée peut avoir des conséquences musculo-squelettiques dramatiques, dont les plus graves sont des fractures ou luxations des vertèbres lombaires, à l'origine d'une parésie par compression de la moelle épinière. Il faut ainsi toujours bien tenir un lapin, même si ce dernier a l'habitude d'être manipulé, et ne jamais relâcher sa contention, au risque de voir le lapin se

débattre ou sauter, tomber et se blesser (Hotston-Moore, Hughes 2007; Tully, Mitchell 2012; Meredith, Lord 2014; Quesenberry et al. 2020; Avanzi 2020). Il faut notamment toujours contrôler la zone dorso-lombaire afin d'éviter que le lapin ne puisse donner de violents coups de pattes sans contre-appui.

Un lapin ne doit jamais être saisi par les oreilles ou par la peau du cou (Hotston-Moore, Hughes 2007; Tully, Mitchell 2012; Meredith, Lord 2014). La méthode la plus sûre pour soulever un lapin, consiste à venir placer une main sous son thorax, tandis que l'autre vient soutenir son arrière-train, de manière à maintenir l'animal en position verticale, dos contre le buste de l'opérateur (Figure 1), ce qui permet de soutenir son poids et de protéger son dos (Meredith, Lord 2014; Quesenberry et al. 2020).



*Figure 1 : Photographie illustrant comment soulever un lapin (Camille Wagner)*

Si le lapin doit être transporté d'une surface à une autre, il est positionné à l'horizontale, de profil, dans les bras de l'opérateur (Figure 2). Son corps vient reposer sur un des deux avant-bras, dont la main est placée sur la croupe et dont le creux du coude peut servir à cacher la tête du lapin. L'autre main vient aider à maintenir l'animal tout contre la poitrine de l'opérateur (Hotston-Moore, Hughes 2007; Tully, Mitchell 2012; Avanzi 2020).



*Figure 2 : Photographie illustrant comment porter un lapin (Camille Wagner)*

Pour installer un lapin sur une table ou au niveau du sol, il faut toujours poser ses postérieurs en premier, afin de l'empêcher de donner de violents coups de pieds et de se blesser. La surface choisie doit être antidérapante (ex. serviette, tapis en caoutchouc...). On permettra alors, si le lapin est calme, qu'il se relaxe en position physiologique, tout en gardant une main au niveau de ses vertèbres lombaires. Caresser le dessus de la tête ou couvrir les yeux peut aider à détendre un lapin stressé (Meredith, Lord 2014; Quesenberry et al. 2020; Avanzi 2020).

Si le lapin se débat de trop, est très peureux ou agressif, il peut être emballé dans une serviette (Figure 3), ce qui autorise un meilleur contrôle de son arrière train et permet de réaliser divers gestes techniques (transport, nettoyage des oreilles, administration de médicaments par voie orale, gavage...). Le lapin est posé sur une serviette dont une bande d'environ 15cm vient recouvrir les pattes avant. Un des côtés est rabattu au-dessus du lapin, puis coincé sous son ventre. La partie de la serviette située au niveau de l'arrière-train est ensuite rabattue vers l'avant, en région dorso-lombaire. L'extrémité restante est enfin repliée sur le dos, en prenant soin de bien immobiliser les membres antérieurs à l'intérieur de la serviette, puis coincée sous le ventre, du côté opposé. Seule la tête du lapin doit dépasser de la serviette. Il faut prendre garde, avec cette technique, à ne pas gêner la respiration du lapin et à ne pas recouvrir ses oreilles, ce qui augmenterait le risque d'hyperthermie, les oreilles contribuant à la thermorégulation chez cette espèce (Meredith, Lord 2014; Quesenberry et al. 2020).



*Figure 3 : Photographie d'un lapin immobilisé à l'aide d'une serviette (Camille Wagner)*

Les lapins peuvent enfin sembler plus calmes lorsqu'ils sont placés en décubitus dorsal mais cette position est très stressante pour l'animal. Elle est donc à éviter au maximum et ne doit être utilisée qu'en dernier recours pour des procédures courtes et non douloureuses (Meredith, Lord 2014; Quesenberry et al. 2020).

### 1.1.2 La contention du cochon d'Inde

La plupart des cochons d'Inde sont faciles à manipuler et peuvent être immobilisés en plaçant simplement une main au niveau de leur dos. Les risques de traumatismes, à la différence du lapin, sont moindres chez le cochon d'Inde. Ce sont toutefois des animaux qui peuvent se montrer nerveux et qui vocalisent facilement, c'est pourquoi une contention douce avec une force minimale est généralement recommandée (Hotston-Moore, Hughes 2007; Quesenberry et al. 2020). Certains individus très débilités peuvent en effet mourir d'un arrêt cardiaque par stress causé par la manipulation (Avanzi 2020). Les morsures sont rares et si elles surviennent, c'est généralement que la manipulation réalisée est douloureuse ou trop stressante pour l'animal (Hotston-Moore, Hughes 2007).

La contention du cochon d'Inde est effectuée sur une surface non glissante. L'opérateur immobilise l'animal en plaçant une main sur son dos ou en disposant ses mains de chaque côté de son arrière-train (Figure 4) (Tully, Mitchell 2012). La peau en région interscapulaire est peu lâche chez cette espèce, c'est pourquoi il n'est pas recommandé de saisir un cochon d'Inde par la peau du cou (Avanzi 2020).



*Figure 4 : Photographie illustrant comment immobiliser un cochon d'Inde (Camille Wagner)*

Si le cochon d'Inde est très agité, il peut être emmitoufflé dans une serviette (Figure 5) comme précédemment décrit pour la contention du lapin.



*Figure 5 : Photographie d'un cochon d'Inde immobilisé à l'aide d'une serviette (Camille Wagner)*

Enfin, pour soulever un cochon d'Inde, une main vient encercler le thorax, tandis que l'autre est disposée de manière à soutenir l'arrière-train (Figure 6). Il faut veiller à ne pas serrer trop fort l'animal pour ne pas l'étouffer (Hotston-Moore, Hughes 2007; Tully, Mitchell 2012; Quesenberry et al. 2020). Certains cochons d'Inde peuvent se montrer réticents à se laisser attraper et courir en rond dans leurs enclos. L'opérateur doit alors parvenir à mettre une main en avant de la tête, et l'autre sur le dos de l'animal afin de l'immobiliser avant de le soulever (Avanzi 2020).



*Figure 6 : Photographie illustrant comment soulever un cochon d'Inde (Camille Wagner)*

### **1.1.3 La contention du rat et de la souris**

La contention du rat et de la souris doit prendre en compte leur petite taille, notamment pour la souris. Ce sont des animaux qui peuvent facilement s'échapper des mains de l'opérateur, chuter d'une grande hauteur et se briser la colonne vertébrale, les pattes, etc. (Ballard, Cheek 2016). Leur contention peut ainsi être effectuée au-dessus d'un grand récipient qui permettra de recueillir le rongeur, si ce dernier venait à s'évader des mains de l'opérateur (Avanzi 2020).

Les animaux calmes, habitués à l'homme, peuvent être simplement pris dans le creux de la main et autorisés à se balader sur les avant-bras de l'opérateur ou soulevés en ceinturant le thorax d'une main, le pouce placé sur le dos de l'animal. La deuxième main peut, quant à elle, servir de support à l'arrière-train (Figure 7). Cette contention peut être ajustée en venant placer l'index sous le menton du rat ou de la souris afin d'empêcher les morsures (Hotston-Moore, Hughes 2007; Kubiak 2021). Ces animaux peuvent en effet infliger des morsures douloureuses en raison de la longueur de leurs incisives (Avanzi 2020).



*Figure 7 : Photographie illustrant comment immobiliser un rat (Camille Wagner)*

Les souris peu dociles sont attrapées en saisissant la base de la queue puis immobilisées en agrippant la peau du cou afin de les empêcher de se retourner et de mordre. Les rats, quant à eux, tolèrent mal d'être saisis par la peau du cou. Ils sont donc soulevés par la base de la queue et autorisés à venir s'agripper à un support afin de soutenir leur poids avec les membres antérieurs. L'autre main vient encercler le thorax à la manière d'un harnais : l'index et le majeur sont disposés de part et d'autre du cou tandis que les autres doigts supportent le thorax, en arrière des membres antérieurs. Il faut veiller à ne pas trop serrer afin de ne pas gêner la respiration de l'animal (Quesenberry et al. 2020; Kubiak 2021).

Les animaux les plus rétifs, difficiles à immobiliser, peuvent être maintenus à l'aide d'un torchon (Quesenberry et al. 2020).

#### **1.1.4 La contention du chinchilla**

Les chinchillas, bien que dociles et peu agressifs, sont des rongeurs tolérant mal d'être immobilisés trop longtemps (Avanzi 2020). Ils peuvent s'agiter, se tortiller et faire de grands sauts pour tenter d'échapper des mains de l'opérateur, tomber et se blesser (Hotston-Moore, Hughes 2007). On recommande ainsi d'adopter une contention la plus douce possible, en venant gentiment ceinturer l'animal d'une main, autour du thorax, sans entraver sa respiration. L'autre main sert à soutenir l'arrière-train et peut maintenir l'animal au niveau de la base de sa queue (Quesenberry et al. 2020). Il ne faut jamais saisir un chinchilla par la peau du cou ou venir agripper sa fourrure car les poils peuvent tomber et laisser des zones alopeciques sur le corps de l'animal (Avanzi 2020).

### 1.1.5 La contention du hamster

La contention du hamster peut se faire au-dessus d'un grand récipient pour pallier les risques de fuites et de chutes si l'animal venait à glisser des mains de l'opérateur. Ce sont des animaux capables d'infliger des morsures douloureuses en raison de la longueur de leurs incisives. Il ne faut par exemple jamais attraper un hamster endormi, ce dernier pouvant mordre sous l'effet de la surprise (Avanzi 2020).

Si le hamster est docile, il peut être simplement saisi en ceinturant le thorax d'une main et en faisant reposer l'arrière-train sur la paume de l'autre main (Tully, Mitchell 2012 ; Quesenberry et al. 2020). En revanche, si le hamster tente de mordre, il est immobilisé en étant maintenu par la peau du cou, pendant un court instant. Cette technique de contention est à limiter au maximum chez le hamster en raison des risques d'exophtalmie et de prolapsus des globes oculaires qui peuvent en découler (Tully, Mitchell 2012; Quesenberry et al. 2020).

Les animaux les plus rétifs, difficiles à immobiliser, peuvent être maintenus à l'aide d'un torchon (Figure 8) (Quesenberry et al. 2020).



*Figure 8 : Photographie d'un hamster immobilisé à l'aide d'une serviette (Camille Wagner)*

## 1.2 Les administrations *per os* chez le lapin et chez le cochon d'Inde

Dans cette partie, seront détaillées les administrations *per os* du lapin et des rongeurs domestiques les plus courants, à savoir le cochon d'Inde, et le rat. Les techniques présentées restent toutefois relativement similaires pour les autres espèces de rongeurs.

### 1.2.1 L'administration de médicaments *per os*

La voie orale est la voie privilégiée chez le lapin et chez les rongeurs domestiques pour l'administration d'un certain nombre de médicaments (Tully, Mitchell 2012 ; Meredith, Lord 2014). Les plus petits comprimés peuvent être directement administrés à l'aide d'un lance-pilule (Quesenberry et al. 2020). On déconseille, par ailleurs, l'administration de médicaments dans l'eau de boisson ou mélangés à l'alimentation. La dose réellement ingurgitée par l'animal est en effet généralement trop faible pour avoir l'effet thérapeutique escompté en raison de la difficulté de garantir une prise alimentaire suffisante, d'autant plus lorsqu'il s'agit d'un individu en mauvais état général (Tully, Mitchell 2012; Meredith, Lord 2014).

La technique d'administration par voie orale la plus couramment employée requiert l'utilisation d'une seringue de 1mL et d'un solvant oral appétent servant à diluer le médicament (Figure 9), comme des jus de fruits sans sucre ajouté (pomme, pastèque, banane...) (Moore, Smith 2008). Les comprimés sont alors broyés et les capsules ouvertes afin de constituer une suspension la plus homogène possible avant prélèvement pour administration, bien que le risque de mauvais dosage, en reformulant ainsi les médicaments, soit augmenté du fait de la petite taille de ces animaux (Tully, Mitchell 2012; Meredith, Lord 2014; Quesenberry et al. 2020). En effet, les formulations disponibles sur le marché n'ont généralement pas d'AMM pour ces espèces et nécessitent une dilution préalable car elles sont souvent trop dosées (Quesenberry et al. 2020). Il est donc primordial, pour le vétérinaire, de s'assurer que les propriétaires sont informés des exigences en termes de préparation des doses à administrer et qu'ils seront capables de respecter la prescription, une fois à la maison. Enfin, il est bon de rappeler que toute modification de la formulation initiale d'un médicament est susceptible d'affecter ses propriétés pharmacocinétiques et ne doit donc être réalisée qu'en dernier recours et sur conseil de son vétérinaire (Meredith, Lord 2014).

La technique d'administration et de contention est la même que celle employée pour l'alimentation assistée du lapin et des rongeurs domestiques, excepté que les quantités à administrer sont plus faibles, et sera donc plus amplement décrite dans la partie correspondante, afin d'éviter les redites (voir 1.2.3 L'alimentation assistée *per os*, page 16).



*Figure 9 : Photographie illustrant comment administrer un médicament avec une seringue chez le lapin (Camille Wagner)*

### **1.2.2 La réhydratation per os**

Le besoin hydrique quotidien d'un petit mammifère de compagnie (lapins et rongeurs domestiques) oscille entre 80 et 100 mL/kg. Le choix de la voie d'administration des fluides de réhydratation dépend de l'état d'hydratation de l'animal. Ce dernier est estimé à partir de son examen clinique :

- déshydratation à 4-5% : commémoratifs de pertes hydriques ou anorexie
- déshydratation à 5-7% : signes cliniques précédents, muqueuses collantes
- déshydratation à 7-9% : signes cliniques précédents, pli de peau modéré
- déshydratation supérieure à 10% : signes cliniques précédents, pli de peau marqué, énophtalmie, tachycardie (Hébert, Bulliot 2019)

La voie orale peut ainsi être employée dans les cas de déshydratation légère, c'est à dire inférieure à 5-7%, et si aucun désordre digestif comme de la diarrhée n'a été observé (Tully, Mitchell 2012). Chez le lapin, 10 à 15 mL/kg peuvent être administrés toutes les 8 heures (Meredith, Lord 2014).

Il faudra toujours mettre à disposition de l'animal de l'eau propre et fraîche, en plus de l'administration, à la seringue, de solutions isotoniques de réhydratation, notamment celles pour enfants (AdiarilND) (Hébert, Bulliot 2019).

La technique d'administration et de contention est la même que celle employée pour l'alimentation assistée du lapin et des rongeurs domestiques et sera donc plus amplement décrite dans la partie correspondante, afin d'éviter les redites (voir 1.2.3 L'alimentation assistée per os, page 16).

### 1.2.3 L'alimentation assistée *per os*

L'absence de prise alimentaire chez un lapin ou chez un cochon d'Inde depuis plus de 24 heures peut survenir lors de stress ou de douleurs. Cette anorexie favorise alors le ralentissement puis l'arrêt du transit digestif à l'origine d'une lipidose hépatique potentiellement fatale en seulement 2 à 3 jours (Quesenberry et al. 2020). L'animal anorexique doit être conduit le plus rapidement possible chez son vétérinaire qui détermine et traite la cause de l'anorexie tout en initiant une réalimentation assistée afin de prévenir la survenue d'une stase digestive secondaire. Attention, lors d'obstruction gastro-intestinale ou de réplétion gastrique excessive en cas d'iléus, le gavage peut aggraver l'état de l'animal, c'est pourquoi des radiographies digestives sont toujours réalisées avant d'initier une réalimentation (Avanzi 2020).

Les formulations de gavage disponibles dans le commerce ont une teneur élevée en fibres (19-25%) et sont hautement appétentes (ex. Oxbow™ Critical Care, Oxbow™ Critical Care Fine Grind, Emerald Intensive Care Herbivore™). Elles se présentent sous forme de poudre plus ou moins fine, à mélanger avec de l'eau afin d'obtenir une mélasse donnée à l'animal via une seringue (Quesenberry et al. 2020). Les lapins sont généralement gavés à hauteur de 50 mL/kg/jour de mélasse répartis en 10-15 mL/kg/prise au cours de la journée afin d'assurer le bon fonctionnement de leur système digestif (Tully, Mitchell 2012; Meredith, Lord 2014).

Toute réalimentation nécessite, au préalable, d'avoir rétabli la température et l'état d'hydratation du sujet anorexique. La technique présentée ici est relativement simple et peut être enseignée au propriétaire lorsque son animal requiert une alimentation assistée prolongée au domicile. Il faudra toujours proposer à manger à l'animal avant d'initier une alimentation assistée et lui laisser de l'eau et des aliments appétents à disposition (Avanzi 2020).

Pour la réalisation de ce geste, il faudra une seringue spéciale comportant un gros embout conique. Les aliments sont préparés, à température ambiante, en suivant les indications du fabricant de manière à former une pâte dont la consistance est celle d'une purée pouvant passer facilement à travers la seringue. Le lapin ou le cochon d'Inde est placé sur une table, dos à l'opérateur. Ce dernier vient se positionner de manière à bloquer l'arrière-train de l'animal avec son buste. Il encadre l'animal de part et d'autre avec ses avant-bras et se penche légèrement en avant pour faire pression sur le dos de l'animal. Si ce dernier est trop agité, il peut être enveloppé dans une

serviette. Une main saisit délicatement la tête, afin de l'immobiliser, tandis que l'autre main insère l'embout de la seringue au niveau de la commissure des lèvres et la fait progresser dans la cavité buccale en passant par le diastème, entre les incisives et les canines (Figure 10). La mélasse est alors délivrée par petites doses (0,5 à 3mL par bouchée) et la seringue est retirée entre chaque bouchée pour laisser le temps à l'animal d'avaler sa nourriture. Pour encourager la déglutition chez le lapin, ce dernier peut être caressé sur la tête ou sur le nez. Il faut parfois beaucoup de patience car certains animaux très stressés peuvent se figer et refuser d'avaler. Lorsque l'opération est terminée, le pelage éventuellement souillé de l'animal est nettoyé afin d'empêcher la survenue de croûtes ou de dermatites (Meredith, Lord 2014; Avanzi 2020).



*Figure 10 : Photographie illustrant comment réalimenter un lapin à l'aide d'une seringue (Camille Wagner)*

Il est fréquent de voir des animaux manger spontanément après une séance de gavage. Au contraire, si l'animal refuse catégoriquement d'avaler le contenu de la seringue et recrache sa nourriture, il faudra retenter la procédure plus tard ou poser une sonde naso-gastrique chez un vétérinaire (Meredith, Lord 2014).

### **1.3 Les nébulisations chez le lapin et chez les rongeurs domestiques**

La nébulisation est utilisée, chez le lapin et chez les rongeurs domestiques, comme thérapie d'appoint lors de maladies respiratoires. Elle nécessite l'emploi d'un nébuliseur à ultrasons ou à air comprimé permettant l'aérosolisation d'antibiotiques, de produits décongestionnants ou de sérum physiologique. Chez le lapin, le nébuliseur utilisé doit être capable de générer des particules inférieures à 5  $\mu\text{m}$  afin d'atteindre les voies respiratoires profondes (O'Callaghan et al. 1992; Dijk, Heikamp, Oetomo 1997).

Pour effectuer une nébulisation, l'animal est placé dans un caisson ou dans une cage de transport recouverte de plastique. Ces derniers sont reliés au nébuliseur, afin de créer une atmosphère confinée (Figure11). Certains animaux tolèrent mal d'être enfermés dans un espace restreint et préféreront l'emploi d'un masque, qui permet par ailleurs de réduire la quantité de solution nébulisée. Une session dure en moyenne 30 minutes et est répétée 2 à 4 fois par jour selon les besoins (Moore, Smith 2008).



*Figure 11 : Photographie d'un dispositif de nébulisation pour lapin (Camille Wagner)*

Cette technique permet non seulement de disposer d'un traitement local en utilisant des molécules qui n'auraient pas atteint les voies respiratoires par d'autres voies, mais aussi de minimiser les effets secondaires de molécules administrées par voie systémique. C'est le cas, chez le lapin, des aminoglycosides (ex. gentamicine), qui peuvent provoquer des réactions indésirables lorsqu'ils sont administrés par voie orale mais qui sont efficaces dans le traitement de maladies respiratoires d'origine infectieuse (Meredith, Lord 2014).

Outre les antibiotiques, un certain nombre de produits peuvent être prescrits dans le cadre d'une thérapie par nébulisation : des bronchodilatateurs sont ajoutés pour faciliter la pénétration des antibiotiques au sein des voies respiratoires ; du sérum physiologique ou des mucolytiques (ex. acétylcystéine, bromhexine) contribuent à humidifier les muqueuses respiratoires et à fluidifier les éventuelles sécrétions ; des corticostéroïdes et des agonistes bêta-adrénergiques (ex. fluticasone, salbutamol) sont prescrits lors d'allergies respiratoires et peuvent être administrés au moyen d'un inhalateur de type Aero-Kat© (Moore, Smith 2008; Meredith, Lord 2014).

## 1.4 La coupe de griffe chez le lapin et le cochon d'Inde

La fréquence à laquelle un propriétaire doit couper les griffes de son lapin varie selon l'usure quotidienne (Figure 12). Un lapin actif, ayant accès à l'extérieur, aura des griffes généralement plus courtes et moins pointues qu'un lapin sédentaire en cage. Des griffes non entretenues sont une cause de pododermatite ulcérateuse chez le lapin. Les garder courtes permet ainsi de prévenir l'apparition de cette affection mais aussi d'éviter que le lapin ne se les arrache et saigne en s'agitant ou en s'accrochant dans son environnement (Moore, Smith 2008). Une griffe coupée peut, en revanche, devenir très tranchante. On ne coupe donc pas les griffes d'un lapin dans l'optique de réduire les risques de griffures, cela pouvant, au contraire, les amplifier (Meredith, Lord 2014).

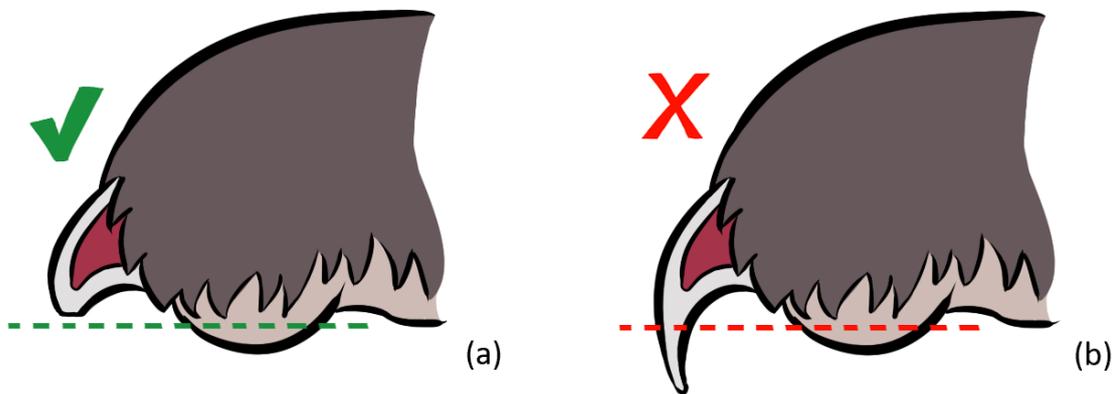


Figure 12 : Schéma d'une griffe de longueur adéquate (a) et trop longue (b) (Camille Wagner)

La coupe des griffes se réalise idéalement dans un endroit lumineux afin de bien visualiser, par transparence, la veine située à la base de la griffe. Cette dernière est en général aisément repérable chez le lapin (Ballard, Cheek 2016). Le lapin est immobilisé soit en position physiologique sur une table, une main sur le dos, soit verticalement contre le buste de la personne réalisant la contention, une main ceinturant le thorax, la seconde soutenant l'arrière-train. Les griffes sont alors sectionnées, une à une, au-dessous de la veine à l'aide d'un coupe griffe pour petits carnivores domestiques (Figure 13). Les ciseaux sont à proscrire car ils ébrèchent la griffe en la coupant. Si la griffe a été coupée trop courte et se met à saigner, de la poudre hémostatique à base de nitrate d'argent, ou, à défaut, de la fécule de maïs, est appliquée afin de stopper l'hémorragie (Tully, Mitchell 2012).

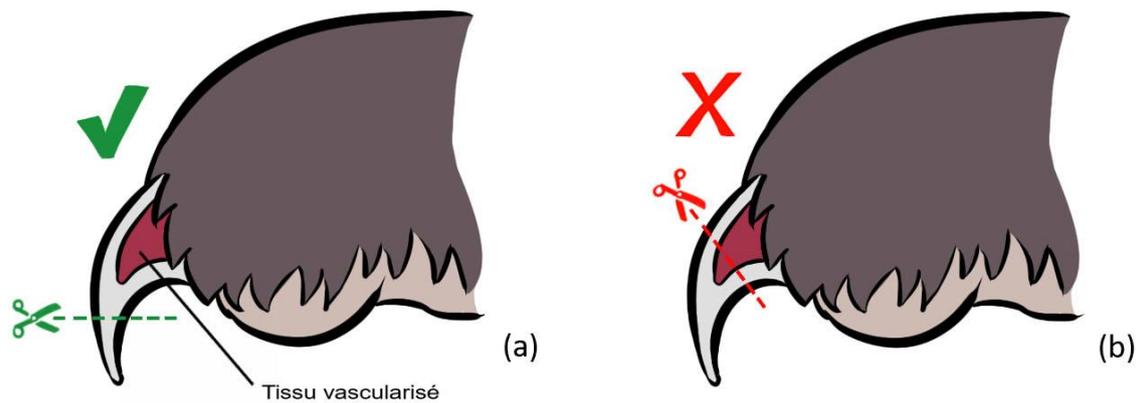


Figure 13 : Schéma d'une coupe de griffe adéquate (a) et non adéquate (b) (Camille Wagner)

Le cochon d'Inde est, quant à lui, le seul rongeur auquel il faut couper les griffes de manière régulière. Le geste technique est le même que pour le lapin (Figure 14). Un coupe-ongle pour humain ou pour petit carnivore domestique est utilisé. Les griffes des membres postérieurs sont généralement plus longues que celles des membres antérieurs et il est souvent plus difficile de repérer le bout de la veine au sein de la griffe. La coupe sera donc progressive afin de réduire tout risque de saignement (Tully, Mitchell 2012).



Figure 14 : Photographie d'une coupe de griffe chez le lapin (Camille Wagner)

## 1.5 Le nettoyage des oreilles et l'application de topiques auriculaires chez le lapin

Les causes à l'origine d'une malpropreté du conduit auriculaire chez le lapin sont multiples. Il peut s'agir de maladies infectieuses comme des otites bactériennes ou parasitaires, d'une conséquence d'un syndrome vestibulaire ou d'affections musculo-squelettiques (arthrites ou douleurs dorsales) faisant que le lapin n'arrive plus bien à se nettoyer les oreilles avec ses membres thoraciques. Ainsi, lorsqu'un lapin a

des oreilles anormalement sales, une consultation chez le vétérinaire s'impose, afin d'en déterminer la cause sous-jacente, et avant d'entreprendre tout nettoyage d'oreilles (Varga, Lumbis, Gott 2012).

Le vétérinaire détermine ainsi, selon la sévérité de l'affection diagnostiquée, si le nettoyage doit se faire sous anesthésie à la clinique, ou si le propriétaire peut le faire seul, à la maison. Il est alors essentiel pour le lui de bien maîtriser ce geste et d'être informé des possibles difficultés et des risques encourus si le lapin n'est pas coopératif ou que sa contention est mal réalisée (RIVAL 2011). Il est contre-indiqué de laisser un propriétaire réaliser des soins locaux lors de gale auriculaire avancée : les oreilles sont généralement très douloureuses et leur nettoyage entraînerait des réactions imprévisibles et violentes de la part du lapin. On préfère, dans ce cas, initier un traitement antiparasitaire sous forme de spot-on, en première intention (RIVAL 2011; Varga, Lumbis, Gott 2012). Enfin, la visite chez le vétérinaire permet de déterminer si la membrane tympanique est lésée, auquel cas le conduit auriculaire ne sera pas rincé (Quesenberry et al. 2020).

Dans le cas d'otites externes, le nettoyage du conduit auriculaire doit toujours précéder l'utilisation de topiques. Il est alors réalisé une à deux fois par semaine, en instillant une à deux pressions de produit nettoyant. Les produits céruminolytiques pour carnivores domestiques (Douxo®, Epiotic®, Otolane®...) peuvent être utilisés (RIVAL 2011).

Pour la réalisation de ce geste, le lapin est immobilisé avec une serviette. L'opérateur commence par retirer les croûtes et les sérosités les plus grosses à l'aide d'une compresse imbibée de nettoyant, qu'il vient délicatement frotter au niveau du pavillon auriculaire. Il instille ensuite le nettoyant dans le conduit auditif externe, en prenant soin de ne pas enfoncer l'embout trop profondément (Figure 15). Il masse la base de l'oreille en réalisant des mouvements de bas en haut, puis laisse agir le produit pendant une minute environ. Il essuie enfin le surplus de nettoyant et les croûtes restantes, avec une compresse, de l'intérieur du conduit vers l'extérieur (Moore, Smith 2008; RIVAL 2011; Varga, Lumbis, Gott 2012).



*Figure 15 : Photographie illustrant l'instillation du nettoyant auriculaire dans le conduit auditif externe (Camille Wagner)*

L'application de topiques auriculaires, gouttes ou pommade, se fait selon la même procédure, une trentaine de minutes après le nettoyage. L'oreille doit cependant être maintenue immobile pendant l'application du produit afin d'éviter que le lapin puisse se secouer et que le médicament soit immédiatement éjecté hors du conduit auditif. La base de l'oreille est ensuite massée de manière à favoriser la bonne répartition du topique, surtout s'il s'agit d'une pommade auriculaire. Avant la prescription, le vétérinaire devra préalablement vérifier l'intégrité de la membrane tympanique car certains composés des topiques auriculaires sont ototoxiques (ex. les aminoglycosides) ou irritants pour les muqueuses (ex. la chlorhexidine) (Meredith, Lord 2014).

## **1.6 L'application de topiques ophtalmiques chez le lapin et chez les rongeurs domestiques**

Lors d'affections oculaires (conjonctivites, ulcères cornéens...), un propriétaire peut être amené à administrer des traitements topiques à son animal, comme des collyres ou des pommades ophtalmiques. L'animal est immobilisé sur la table, son menton est relevé et ses paupières sont écartées d'une main, avec le pouce et l'index, de manière à bien exposer l'œil (Meredith, Lord 2014). L'opérateur approche alors le flacon de l'œil, sans entrer en contact avec ce dernier, sous peine de traumatiser la cornée ou de contaminer le flacon (Figure 16). S'il s'agit d'un collyre, il laisse tomber une goutte sur la surface de l'œil qui se répartit immédiatement sur toute la surface de la cornée. S'il s'agit d'une pommade, dont la consistance est plus épaisse, il vient déposer une quantité équivalente à un grain de riz dans le cantus interne de l'œil,

referme les paupières et les masse légèrement afin de répartir le produit sur toute la surface cornéenne (Hotston-Moore, Hughes 2007). Lorsque plusieurs topiques oculaires doivent être appliqués, on commence par les plus liquides (collyres) et on termine par les plus épais (pommades) en espaçant chaque application d'une dizaine de minutes.



*Figure 16 : Photographie d'une administration de goutte oculaire chez le lapin (Camille Wagner)*

## **1.7 Prendre la température rectale chez le lapin**

La température physiologique du lapin se situe entre 38,5 et 39,5°C. Un propriétaire de lapin peut être amené à prendre la température de son animal, sur conseil de son vétérinaire. C'est une procédure relativement simple à maîtriser et pouvant s'avérer très utile dans le suivi d'une maladie ou à la suite d'une procédure chirurgicale. Cette procédure peut, en revanche, se montrer très stressante pour le lapin. Elle n'est donc à réaliser que sur recommandations de son vétérinaire, qui évaluera la balance bénéfice/risque pour l'animal (Moore, Smith 2008).

Le lapin est immobilisé, soit en position physiologique sur une table, une main sur le dos, soit verticalement contre le buste de la personne réalisant la contention, une main ceinturant le thorax, la seconde soutenant l'arrière-train de manière à orienter les membres postérieurs vers l'opérateur et rendre visible l'anus du lapin. Un thermomètre digital pédiatrique préalablement lubrifié avec de la vaseline est alors incéré doucement dans le rectum du lapin. Il ne faut jamais forcer pour rentrer le thermomètre, car les muqueuses rectales du lapin sont sensibles et facilement endommageables. Si le lapin est trop stressé ou trop agité, il ne faut pas insister et retenter la procédure plus tard (Moore, Smith 2008).



*Figure 17 : Photographie illustrant une prise de température chez un lapin femelle (Camille Wagner)*

## 2 Principaux gestes techniques chez le furet

### 2.1 La contention du furet

Le furet est un carnivore domestique relativement vif et curieux. Sa contention, dans la majorité des cas, peut être réduite au strict minimum, si le furet est calme et sociable (Keeble, Meredith 2011; Quesenberry et al. 2020).

L'enjeu principal, lors de la manipulation d'un furet et de la réalisation de gestes cliniques, va être de limiter au maximum le risque de morsure. Les mâles habitués à l'homme sont généralement les plus faciles à manipuler tandis que les femelles, les jeunes et les animaux peu manipulés sont les plus à risque de morsures (Linsart, Halter 2012; Tully, Mitchell 2012; Quesenberry et al. 2020).

La plupart des morsures surviennent dans des situations de stress ou de peur, au moment de sortir le furet de sa cage, par exemple (Tully, Mitchell 2012). Ainsi, chez le vétérinaire, il ne faut jamais mettre ses mains au fond de la cage de transport (Avanzi 2020). Il est recommandé d'ouvrir la porte et d'attendre que le furet sorte, ou de démonter entièrement la boîte. Il faut être attentif aux signes de stress, d'excitation ou de peur chez son furet, qui pourraient précéder une morsure. Si l'animal présente un regard expressif avec des yeux brillants, une queue hérissée, vocalise ou se met à lécher, il vaut mieux le laisser tranquille et revenir plus tard, ou prendre des mesures de contention adaptées (Keeble, Meredith 2011). Certains auteurs mettent en garde sur le fait que les furets peuvent aussi mordre sans prévenir et sans raisons particulières (Quesenberry et al. 2020; Hébert, Bulliot 2019; Avanzi 2020).

Différents niveaux de contention existent. Si le furet doit être immobilisé sur une surface, il faut venir plaquer sa poitrine et son bassin contre une table avec ses deux mains en exerçant une pression douce. Les furets ne tolèrent généralement pas d'être immobilisés trop longtemps (Avanzi 2020).

Les furets les plus calmes, habitués aux manipulations peuvent tout simplement être soulevés d'une main placée sous le ventre. Ceux légèrement plus actifs sont saisis d'une main, par le dessus, au niveau des épaules, en prenant garde de laisser les doigts loin de la bouche de l'animal (Keeble, Meredith 2011; Avanzi 2020). L'index et le majeur viennent encercler le cou tandis que les autres doigts entourent le reste du thorax. L'autre main sert à bloquer l'arrière du corps en venant se placer sous l'arrière-train pour soulager la colonne vertébrale, longue et fragile chez cette espèce, et ainsi réduire le risque de traumatismes (Tully, Mitchell 2012; Linsart, Halter 2012; Hébert, Bulliot 2019). Il faut éviter de maintenir les membres pelviens trop fermement et de les laisser entrer en contact avec une surface, sinon le furet va chercher à se débattre (Meredith, Johnson-Delaney 2010; Tully, Mitchell 2012).

Pour des furets plus agressifs ou ayant tendance à mordre, la contention précédente peut être complétée en venant mettre un doigt sous la mâchoire inférieure afin de la maintenir fermée (Avanzi 2020).

Une autre méthode consiste à venir soulever le furet par la peau du cou, en la saisissant en arrière de la tête et des oreilles, jusqu'au niveau de l'espace interscapulaire. Cette méthode est très bien tolérée par le furet et présente plusieurs avantages. Elle permet d'obtenir la relaxation de l'animal marquée par un bâillement autorisant l'examen de la cavité buccale et l'administration forcée de médicaments. Elle va aussi faciliter certains gestes techniques comme le nettoyage de la tête, des oreilles, la coupe de griffes et la réalisation d'injections sous-cutanées (Tully, Mitchell 2012; Meredith, Johnson-Delaney 2010; Quesenberry et al. 2020; Linsart, Halter 2012).

Il est possible d'emballer le furet dans une serviette pour réaliser certains gestes ou d'utiliser des gants de contention bien que ces derniers réduisent la sensibilité de l'opérateur (Avanzi 2020). Enfin, le furet peut être distrait à l'aide de friandises telles que des gels appétents (ex. NutriPlus<sup>ND</sup> de Virbac) (Meredith, Johnson-Delaney 2010; Quesenberry et al. 2020).

## 2.2 Les administrations *per os* chez le furet

Chez le furet, la voie orale va être utilisée pour l'administration de médicaments, la réhydratation et pour assurer un soutien nutritionnel via des gavages.

### 2.2.1 L'administration de médicaments *per os*

La voie orale est la voie la plus commune chez le furet dont l'état n'est pas critique, pour l'administration de médicaments. Cependant, la petite bouche du furet et ses dents acérées rendent l'administration de comprimés difficile. De plus, l'appétence des formulations n'est pas à négliger car les furets sont connus pour recracher les comprimés et pour leurs réactions violentes face à un goût désagréable (hypersalivation, haut-le-coeurs, vomissements...) (Meredith, Johnson-Delaney 2010; Keeble, Meredith 2011; Tully, Mitchell 2012).

On préfère ainsi leur administrer des traitements sous forme de solutions aromatisées ou de pâtes appétentes dans lesquelles le médicament est dilué, directement dans la bouche à l'aide d'une seringue (Meredith, Johnson-Delaney 2010; Tully, Mitchell 2012; Linsart, Halter 2012). De telles solutions sont généralement disponibles en pharmacie ou en clinique vétérinaire. Selon Quesenberry et Orcutt, les arômes sucrés tels que "fruits" et "beurre de cacahuète" sont les plus appréciés, de même que l'arôme "huile de foie de morue". En revanche, le goût "poisson" semble avoir moins de succès (Quesenberry, Orcutt 2004). Les aliments de gavage, en revanche, ne sont pas à utiliser dans ce but sous peine de causer une aversion alimentaire envers l'aliment en question (Linsart, Halter 2012).

Une question se pose concernant les comprimés écrasés et mélangés dans de telles solutions. En effet, la couche protectrice du comprimé ayant été altérée, cela peut affecter plus ou moins sévèrement le taux d'absorption et l'efficacité des molécules administrées. Si dans le RCP du médicament il a été mentionné de le donner entier, on préférera alors le dissimuler dans la nourriture habituelle du furet ou dans un bout de poulet, et bien surveiller l'animal pour s'assurer que le comprimé n'a pas été recraché (Keeble, Meredith 2011).

## 2.2.2 La réhydratation *per os*

Le besoin hydrique quotidien d'un furet oscille entre 75 et 100 mL/kg (Williams 2000). Le choix de la voie d'administration des fluides de réhydratation dépend de l'état d'hydratation du furet. Ce dernier est estimé à partir de son examen clinique :

- déshydratation à 4-5% : commémoratifs de pertes hydriques ou anorexie
- déshydratation à 5-7% : signes cliniques précédents, muqueuses collantes
- déshydratation à 7-9% : signes cliniques précédents, pli de peau modéré
- déshydratation supérieure à 10% : signes cliniques précédents, pli de peau marqué, énophtalmie, tachycardie (Hébert, Bulliot 2019)

La voie orale peut ainsi être employée chez le furet dans les cas de déshydratation légère, c'est à dire inférieure à 5-7%, et si aucun désordre digestif de type vomissement ou diarrhée n'a été observé (Tully, Mitchell 2012).

Il faudra toujours mettre à disposition de l'animal de l'eau propre et fraîche, en plus de l'administration, à la seringue, de solutions de réhydratation isotoniques pour chiens et chats (OraladeND) (Keeble, Meredith 2011) ou pour enfants (AdiarilND) (Hébert, Bulliot 2019).

## 2.2.3 L'alimentation assistée *per os*

De nombreux furets malades sont également cachectiques ou hypoglycémiques et requièrent un soutien nutritionnel. Pour ce faire, différents produits peuvent être utilisés dont la majorité des liquides de réalimentation et de pâtés à base de viande disponibles pour les carnivores hospitalisés en clinique vétérinaire. Il existe également des recettes ménagères à base de poulet mais elles sont à donner sur du court terme afin d'éviter tout déséquilibre nutritionnel et la survenue de carences. Enfin, il est déconseillé de donner des gels à base de sirop de maïs ou de pâtes vitaminées sucrées car leur teneur en sucre est trop élevée pour un furet et prédisposent à l'apparition d'un insulinome (Quesenberry et al. 2020; Bulliot, Quinton 2020).

Les plans de réalimentation consistent à administrer 8 à 12 mL de nourriture sous forme liquide à l'aide d'une seringue, 3 à 4 fois par jour (Quesenberry et al. 2020). Cependant, beaucoup de furets préfèrent lécher la nourriture dans une petite cuillère plutôt que d'être gavés à la seringue. Il faut ainsi toujours voir si le furet se nourrit de lui-même avant de le gaver. Si ce n'est pas le cas, on doit alors avoir recours à une

administration orale forcée en tenant le furet par la peau du cou et en injectant lentement le contenu de la seringue dans sa bouche afin de prévenir les risques de fausse-déglutition (Linsart, Halter 2012).

## 2.3 La coupe de griffe chez le furet

Les furets, à l'état sauvage, se servent de leurs griffes pour creuser dans le sol. Ce comportement est restreint, voire inexistant en captivité, ce qui empêche les griffes de s'user naturellement (Tully, Mitchell 2012). Or, des griffes trop longues vont avoir pour conséquence de modifier les aplombs du furet, de causer de la douleur puis de perturber sa locomotion, les coussinets ne pouvant plus se poser correctement à plat sur le sol (Figure 18) (Schilling 2021). De plus, des griffes trop longues vont plus facilement se casser, s'arracher ou s'incarner avec un risque augmenté de fracture des doigts si la griffe reste accrochée quelque part (Quinton, Piazza 2011). Enfin, plus les griffes d'un furet sont longues et plus le risque de griffures lors des interactions avec ce dernier est augmenté (Tully, Mitchell 2012).

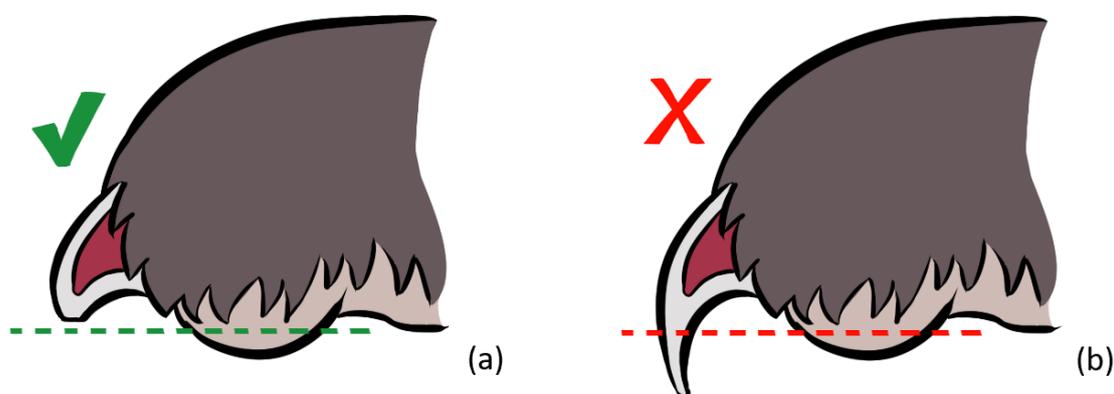


Figure 18 : Schéma d'une griffe de longueur adéquate (a) et trop longue (b) (Camille Wagner)

La coupe de griffe est donc une procédure commune chez le furet domestique. Sa fréquence est à adapter selon les individus (toutes les deux à quatre semaines). Les griffes du furet sont plutôt simples à couper en utilisant un petit coupe-griffe pour chat ou pour oiseaux, facilement trouvable dans le commerce. Comme pour les autres carnivores domestiques, il faudra faire attention de bien couper 1 à 2 millimètres en dessous de la pulpe de la griffe (Figure 19). Les griffes des furets sont généralement blanches et transparentes, ce qui facilite la visualisation de la pulpe (partie rose innervée comprenant un vaisseau sanguin à la base de la griffe) (Keeble, Meredith

2011; Quinton, Piazza 2011). Si malgré cela, la griffe coupée se met à saigner, de la poudre hémostatique (à base de sulfate d'aluminium ou de nitrate d'argent) ou de la fécule de maïs peuvent être appliquées pour limiter le saignement (Schilling 2021).

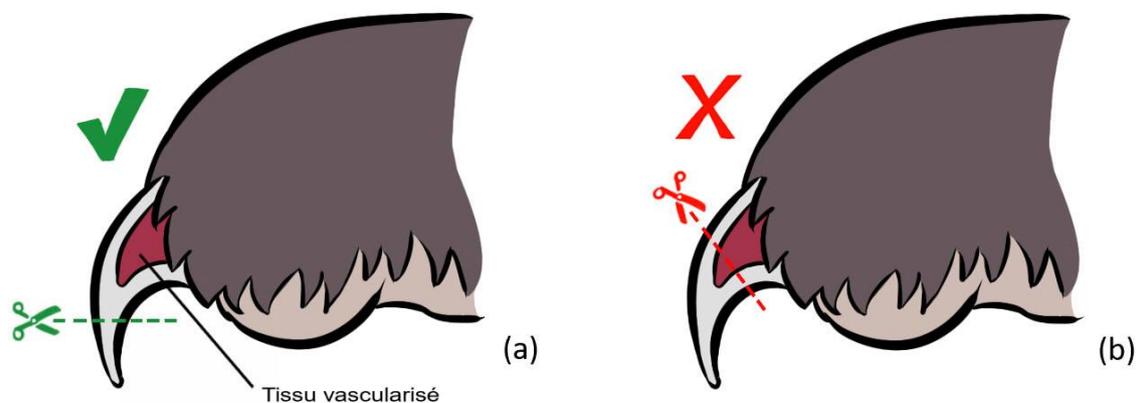


Figure 19 : Schéma d'une coupe de griffe adéquate (a) et non adéquate (b) (Camille Wagner)

Pour l'exécution de ce geste technique, deux méthodes de contention sont possibles. La méthode classiquement employée, recommandée pour les débutants et réalisable sur tout type de furet, nécessite deux personnes. La première agrippe le furet par la peau du cou, tandis que la seconde saisit la patte de l'animal entre son pouce et son index, fait pression sur la patte pour écarter les doigts les uns des autres et coupe les griffes une à une à l'aide du coupe-griffe. L'animal est récompensé une fois la procédure terminée (Schilling 2021).

La seconde méthode utilise le principe du renforcement positif et peut être réalisée seul. Le furet est assis en arrière, sur sa croupe. Une goutte de friandise liquide appétente est déposée sur son abdomen afin de le distraire pendant que l'opérateur réalise la coupe des griffes comme décrite ci-dessus (Meredith, Johnson-Delaney 2010). Cette méthode ne fonctionne pas sur tous les furets (furets agressifs, mordeurs, etc.) et nécessite plus d'expérience de la part de l'opérateur car la patience de l'animal est généralement limitée.

## 2.4 La réalisation de shampoings chez le furet

Chez le furet, des shampoings d'entretien peuvent être réalisés par le propriétaire, à la fréquence d'un shampoing tous les mois au maximum, avec des solutions commerciales pour furets ou pour chaton, dont le pH est adapté pour ces espèces. Des shampoings trop fréquents ou réalisés avec des solutions trop irritantes

peuvent entraîner, chez le furet, des problèmes cutanés comme du prurit ou un assèchement de la peau (Tully, Mitchell 2012).

Bien souvent, le motif principal donné par les propriétaires pour justifier le nettoyage de leur furet, est la forte odeur de ce dernier. Or, si le furet ne souffre pas d'une affection nécessitant la réalisation de shampooings, certains auteurs les déconseillent en entretien chez cette espèce. Des bains trop fréquents stimulent la production des glandes sébacées et aggravent l'odeur corporelle du furet (Quinton, Piazza 2011).

En revanche, il peut arriver aux propriétaires de furet de devoir réaliser des shampooings dans un but thérapeutique, après consultation chez un vétérinaire. Si le furet est docile et déjà habitué à la procédure, une bassine (ou votre baignoire) est remplie d'eau tiède (38-40°C), de manière à ce que le furet soit immergé avec la tête hors de l'eau et les pattes en contact avec le sol. L'opérateur mouille le corps du furet puis applique le shampooing en frictionnant délicatement et en commençant par le dos. Il évite les yeux, les oreilles et prend garde à ce que le furet n'en ingère pas. Il laisse ensuite le shampooing agir quelques minutes (se référer à la notice du shampooing utilisé) avant de rincer le furet à l'eau tiède (38-40°C). Il sèche enfin le furet à l'aide d'une serviette et le dépose dans un endroit propre. Généralement, si le furet est encore humide, il va se frotter aux objets de son habitat. Il faut faire attention car si le furet défèque ou urine à ce moment-là, il peut aller se rouler dans ses excréments (Schilling 2021).

Pour les furets réticents aux bains ou expérimentant cette activité pour la première fois, on procède étape par étape en récompensant fréquemment l'animal : on laisse d'abord le furet explorer les lieux (ex. la baignoire) puis on allume l'eau à distance de l'animal avant de venir le mouiller progressivement. Si le furet se montre agressif et tente de mordre, il sera tenu par la peau du cou, le temps de la procédure. (Schilling 2021).

## **2.5 Le nettoyage des oreilles chez le furet**

Les affections auriculaires sont relativement rares chez le furet. Ces derniers sont principalement sujets aux infestations par *Otodectes cynotis*, un acarien responsable de la gale des oreilles, aussi appelée otacariose. Les furets atteints vont

présenter un cérumen noirâtre et cireux en quantité augmentée. A noter cependant, que tout cérumen de couleur sombre, chez le furet, n'est pas synonyme d'otacariose. Ces animaux possèdent, en effet, un cérumen naturellement brun noirâtre, qui est produit en plus ou moins grande quantité (RIVAL 2011). Un diagnostic de certitude doit être établi par un vétérinaire, qui réalisera pour cela, des prélèvements auriculaires et une observation au microscope (Hnilica, Patterson 2017).

Le nettoyage des oreilles du furet peut être réalisé en entretien, une fois par mois (Quinton, Piazza 2011), sur recommandations d'un vétérinaire, avec l'aide d'un nettoyant adapté ou en traitement curatif après diagnostic d'une affection nécessitant l'administration de gouttes auriculaires.

Ce geste technique peut être effectué seul, mais il n'est pas toujours évident à réaliser. Un apprentissage est nécessaire pour permettre une bonne observance des soins. La personne agrippe le furet par la peau du cou et saisit le pavillon auriculaire de l'oreille à nettoyer du bout de ses doigts. De son autre main, elle vient y introduire quelques gouttes de nettoyant, masse la base du conduit pour répartir correctement le produit et essuie ce qui en ressort à l'aide d'un coton (Quinton, Piazza 2011; Schilling 2021). Si le furet est très agité, une personne peut réaliser la contention par la peau du cou, tandis que la seconde vient appliquer le produit au sein du canal auriculaire.

L'utilisation d'un coton-tige enfoncé à l'aveugle au sein du conduit auriculaire peut entraîner des dommages au niveau du tympan et n'est de ce fait pas recommandée (Quinton, Piazza 2011).

### **3 Principaux gestes techniques chez l'oiseau**

Voyons à présent les principaux gestes techniques à destination des propriétaires d'oiseaux qui comprennent la contention, l'administration de médicaments par voie orale ou par voie aérienne, l'alimentation assistée par voie orale, la coupe de griffes, et le rémigeage. Des distinctions seront faites entre les passériformes, les psittaciformes et les galliformes.

### 3.1 La contention des oiseaux

La contention d'un oiseau doit se faire de la manière la plus douce possible, afin de limiter les réactions de stress et de peur, pouvant conduire au décès de l'animal ou à l'aggravation de son état (Meredith, Johnson-Delaney 2010; Doneley 2016). En effet, certains oiseaux en mauvais état général, obèses ou dyspnéiques, peuvent mourir d'un arrêt cardiaque, à cause du stress, même si la contention a été bien effectuée (Harcourt-Brown, Chitty 2005; Tully, Mitchell 2012). Il convient d'en informer le propriétaire et de limiter la contention physique d'individus débilités, incapables de maintenir leur posture ou ne réagissant pas aux stimuli extérieurs (Bulliot, Mentré 2016; Avanzi 2020). Ainsi, lorsqu'un oiseau a besoin d'être manipulé, l'opérateur devra toujours chercher à minimiser le temps de contention, être efficace et organisé.

La manipulation d'un oiseau se fait en deux étapes. La première étape est dédiée à la capture de l'animal, afin de l'extraire de son environnement, en général de sa cage. La seconde étape consiste en une immobilisation de la tête, des pattes et des ailes, afin d'éviter que l'oiseau ne se débatte, ne griffe ou ne pince, lors de la réalisation des soins. Mal réalisées, ces deux étapes peuvent abîmer le plumage et causer d'importants dégâts physiques à l'animal, tels que des plumes cassées ou arrachées, des fractures, ou conduire à l'envolée de l'oiseau (Bulliot, Mentré 2016; Avanzi 2020). On recommande, en ce sens, de toujours se placer dans une pièce dont les fenêtres et les portes sont closes. Une ambiance tamisée permet, qui plus est, de réduire le stress de l'animal, et parfois même, de faciliter sa capture, car l'oiseau va mettre plus de temps à voir la main de l'opérateur s'approcher de lui (Harcourt-Brown, Chitty 2005; Meredith, Johnson-Delaney 2010; Tully, Mitchell 2012).

Une précaution importante à prendre, quelle que soit l'étape en cours, est de veiller à ne pas gêner la respiration de l'oiseau en le serrant trop fort ou en le maintenant en décubitus dorsal trop longtemps. Si un oiseau se met à respirer bec ouvert ou présente des signes de dyspnée, il faut immédiatement le remettre au calme, dans sa cage (Harcourt-Brown, Chitty 2005; Avanzi 2020).

Enfin, une étude de 2004 a montré que la température corporelle d'un oiseau peut rapidement augmenter à la suite d'une manipulation stressante, ou si sa tête est trop longtemps recouverte par un drap. Une hyperthermie a été observée, après quatre minutes de contention, chez les espèces du genre *Amazona*, soulignant l'importance de limiter au mieux le temps de contention chez les oiseaux (Greenacre, Lusby 2004).

### 3.1.1 La capture de l'oiseau

La capture d'un oiseau est l'étape avec le risque d'échappement le plus important et doit donc se faire dans un endroit clos, n'autorisant pas l'accès à l'extérieur. C'est aussi une étape qui peut se montrer laborieuse et stressante pour l'oiseau, si l'opérateur est débutant ou que l'animal est très agile. Enfin, c'est lors de cette étape que surviennent la plupart des blessures à l'opérateur (morsures et griffures), d'autant plus si la personne est distraite ou hésitante (Harcourt-Brown, Chitty 2005; Tully, Mitchell 2012).

Pour sortir un oiseau de sa cage, différentes approches sont possibles, toujours dans l'optique de minimiser au maximum le stress de l'animal. Si l'oiseau est habitué à sortir de sa cage et à venir se percher sur les bras de son propriétaire, la porte de la cage est ouverte et l'opérateur laisse tranquillement l'oiseau venir à sa rencontre. Concernant les psittacidés, si l'oiseau ne sort pas de lui-même, mais qu'il n'est ni agressif, ni craintif, l'opérateur introduit doucement son bras dans la cage et présente son doigt ou sa main, paume vers le bas, à proximité de la poitrine de l'oiseau, afin de l'inciter à venir s'y percher (Figure 20). L'opérateur immobilise alors gentiment les pattes de l'oiseau à l'aide de son pouce et retire son bras de la cage. Il est possible de capter l'attention de l'oiseau en lui parlant durant la procédure (Doneley 2016).



*Figure 20 : Photographie d'un oiseau docile, acceptant de venir se percher sur les doigts de l'opérateur (Camille Wagner)*

Enfin, si l'oiseau n'est pas habitué au contact humain, est très agité, ou trop agressif, sa capture est réalisée à l'aide d'un tissu dont la taille est adaptée à celle de l'oiseau. Elle doit être assez longue pour couvrir la tête de l'animal et assez large pour pouvoir l'encercler (Meredith, Johnson-Delaney 2010). Les gants de contentions ne sont pas recommandés car ils réduisent grandement la dextérité et la sensibilité de

l'opérateur, et ne protègent que partiellement des morsures (Harcourt-Brown, Chitty 2005). L'opérateur dissimule sa main, paume vers le haut, derrière la serviette afin de ne pas sensibiliser négativement l'oiseau à la vue des mains. Ce dernier est contraint de se positionner dans un coin de la cage, pour faciliter sa capture. Main sous la serviette, l'opérateur aborde l'oiseau latéralement et non par le dessus (cette dernière approche, rappelant celle d'un prédateur venu du ciel, est en effet à éviter car plus stressante pour l'animal). Il saisit délicatement la base de la tête de l'oiseau, entre le pouce et l'index et vient plaquer sa paume contre son corps. Une fois correctement immobilisé, l'oiseau est enveloppé dans la serviette et retiré de la cage (Figure 21) (Doneley 2016; Bulliot, Mentré 2016). Pour faciliter la capture d'individus petits et agiles, les jeux et les différents éléments de décor peuvent être préalablement retirés de la cage (Harcourt-Brown, Chitty 2005).



*Figure 21 : Photographie d'une perruche capturée à l'aide d'une serviette (Camille Wagner)*

### **3.1.2 La contention des Psittaciformes**

Les Psittaciformes sont un ordre regroupant plus de 353 espèces avec des individus tels que les cacatoès, les aras, les conures, les calopsittes ou encore les perruches. On les désigne plus communément sous le nom de "bec crochu" en raison de leur puissant bec, capable d'infliger des morsures douloureuses. Ces oiseaux sont dits zygodactyles, terme employé pour désigner une espèce dont le deuxième et le troisième doigt sont dirigés vers l'avant tandis que le premier et le quatrième doigt sont dirigés vers l'arrière (Meredith, Johnson-Delaney 2010). Leur contention doit être maîtrisée car tous, petits comme grands individus, sont capables d'infliger de sévères blessures (Harcourt-Brown, Chitty 2005; Bulliot, Mentré 2016).

Ces oiseaux sont généralement manipulés à l'aide d'une serviette dans laquelle ils sont enroulés pour empêcher leurs ailes de se déployer. L'opérateur maintient les deux hémi-mandibules entre son pouce et son index, afin de pouvoir contrôler la tête et le bec (Figure 22). Le dos de l'oiseau vient se reposer contre la paume de la main. Il est possible de recouvrir temporairement la tête de l'oiseau avec la serviette, si ce dernier est trop agité, afin de restreindre sa vision. De son autre main et avec l'aide de la serviette, l'opérateur immobilise les pattes de l'oiseau. Cette contention permet ainsi de réaliser la majorité des gestes cliniques, les différentes parties du corps de l'oiseau étant simplement rendues accessibles en ouvrant un à un les pans de la serviette (Harcourt-Brown, Chitty 2005; Bulliot, Mentré 2016; Avanzi 2020).



*Figure 22 : Photographie illustrant comment immobiliser un psittacidé de moyen à grand gabarit (Camille Wagner)*

Les petits psittacidés (perruches, calopsittes, inséparables...) n'ont pas forcément besoin d'une serviette pour être manipulés et leur contention peut être effectuée d'une seule main. Pour cela, la base de la tête de l'oiseau est maintenu entre l'index et le majeur, tandis que les autres doigts viennent ceinturer le corps, permettant d'immobiliser les ailes et les pattes (Figure 23) (Harcourt-Brown, Chitty 2005; Avanzi 2020). Ces oiseaux peuvent être encouragés à pincer un objet non toxique comme un crayon de papier ou une serviette pour les distraire durant leur manipulation (Meredith, Johnson-Delaney 2010).



Figure 23 : Photographie illustrant comment immobiliser un psittacidé de petit gabarit (Camille Wagner)

Le retour de l'oiseau dans sa cage s'effectue dans le calme, en permettant à l'oiseau de se dégager de la serviette pour aller se percher sur les barreaux (Harcourt-Brown, Chitty 2005).

### 3.1.3 La contention des Passériformes

Les Passériformes forment le plus grand ordre de la classe des oiseaux en regroupant près de 50% des espèces à travers le monde. Les individus qui composent cet ordre sont petits, vifs et agiles comme les canaris ou encore les diamants. Ces oiseaux sont dits anisodactyles, terme employé pour désigner une espèce dont le pouce est dirigé vers l'arrière et les trois autres doigts vers l'avant (Meredith, Johnson-Delaney 2010).

Plusieurs techniques de contention sont réalisables. L'oiseau peut être maintenu en décubitus dorsal, dans le creux de la main, l'index et le majeur encerclant la base de sa tête, tandis que les autres doigts ceinturent le corps, permettant d'immobiliser les pattes ainsi que les ailes en position physiologique (Figure 24). Il faut toujours prendre garde à ne pas appuyer trop fort en avant du cou, au risque de venir écraser la trachée et de gêner la respiration de l'oiseau. L'animal peut aussi être manipulé en saisissant ses pattes et le bout de ses ailes entre le pouce et l'index mais cette technique est à réserver aux personnes expérimentées car elle comporte un risque de fracture plus important (Meredith, Johnson-Delaney 2010; Tully, Mitchell 2012; Bulliot, Mentré 2016; Avanzi 2020).



*Figure 24 : Photographie illustrant comment immobiliser un passereau (Camille Wagner)*

### **3.1.4 La contention de la Poule Domestique (Galliformes)**

La poule est un oiseau appartenant à l'ordre des Galliformes, au même titre que les dindes, les pintades ou encore les faisans, et est devenue, ces dernières années, un nouvel animal de compagnie à part entière (Meredith, Johnson-Delaney 2010).

La poule est un animal docile qui se laisse généralement facilement manipuler. Il faut cependant faire attention à ses ailes, qu'elle peut agiter vigoureusement. Pour empêcher cela, il suffit de la tenir en plaçant une main de chaque côté de son corps, de façon à maintenir les ailes plaquées contre le thorax (Figure 25). Quant au coq, l'enjeu est également de se protéger de ses ergots.



*Figure 25 : Photographie d'une poule immobilisée avec les mains de part et d'autre de son corps (Camille Wagner)*

Pour déplacer une poule, l'opérateur la prend dans ses bras en la tenant tout contre lui. Un premier bras sert alors de support au corps, en venant se placer sous l'oiseau avec la main placée entre ses pattes, tandis que le second bras permet de maintenir l'oiseau immobile en maintenant son aile plaquée contre son corps (Figure 26). Il n'est pas nécessaire de maintenir la tête de la poule, excepté si cette dernière cherche à pincer.



*Figure 26 : Photographie illustrant comment soulever une poule (Camille Wagner)*

Si la poule est très agitée, l'opérateur peut placer la tête de cette dernière sous son aile et la bercer doucement. Il peut aussi positionner une main au niveau du bréchet de l'animal, en faisant pression, ce qui devrait diminuer son agitation. Enfin, si la poule continue malgré tout à s'agiter, il est possible d'emballer son corps dans une serviette (Figure 27) (Bulliot, Quinton 2020).



*Figure 27 : Photographie d'une poule immobilisée à l'aide d'une serviette (Camille Wagner)*

## **3.2 Les administrations *per os* chez les oiseaux**

Chez l'oiseau, la voie orale peut être utilisée pour l'administration de médicaments, les réhydratations et pour assurer un soutien nutritionnel via des gavages.

### **3.2.1 L'administration de médicaments *per os***

La prise de médicaments par voie orale chez l'oiseau peut se faire, soit en ajoutant la molécule à administrer dans la nourriture ou dans l'eau de boisson, soit en délivrant une petite quantité sous forme liquide, dans la bouche, via une seringue, soit en administrant de plus grosses quantités, directement dans le jabot, via une sonde de réalimentation. Cette dernière technique sera détaillée dans la partie dédiée à la réalimentation *per os* des oiseaux.

#### **3.2.1.1 Administration dans l'eau ou dans la nourriture**

L'administration de médicaments via l'eau de boisson ou la nourriture, bien que souvent pratiquée en élevage du fait de sa simplicité et de sa praticité, est moins fréquente chez l'oiseau de compagnie car la consommation en eau et en nourriture d'un oiseau malade est très variable et souvent insuffisante, ce qui rend incertaine la dose de médicament réellement ingurgitée par l'animal. (Meredith, Johnson-Delaney 2010; Chitty, Monks 2018). Ainsi, cette technique est particulièrement recommandée lorsque des captures répétées de l'oiseau risquent de lui causer un stress nuisible, notamment pour des petits oiseaux peu habitués à la manipulation, tels que les passereaux. De plus, il existe, avec cette méthode, des risques de mauvaise homogénéisation du principe actif dans l'eau de boisson et d'altération de l'appétence des aliments, amplifiant le caractère dysorexique de l'oiseau malade (Coutant, Vergneau-Grosset, Langlois 2018).

L'efficacité de certains protocoles thérapeutiques a tout de même été prouvée au travers d'études visant à déterminer la concentration idéale en principe actif dans l'eau de boisson permettant de dépasser, dans le plasma, la concentration minimale inhibitrice. Ainsi, une concentration en fluconazole dans l'eau de boisson de 100 mg/mL pendant 8 jours est efficace dans le traitement de la candidose chez les calopsittes (Ratzlaff, Papich, Flammer 2011), de même qu'une concentration en

doxycycline de 400 mg/mL pendant 21 jours pour le traitement des infections par des bactéries de la famille des Spirochètes (Evans, Wade, Flammer 2008).

### 3.2.1.2 Administration orale à l'aide d'une seringue

Pour de petites quantités de médicament à administrer sous forme liquide, on privilégiera l'administration à la seringue, directement dans la cavité orale de l'oiseau. Pour cela, l'oiseau est immobilisé à l'aide d'une serviette, si besoin. La seringue contenant la quantité exacte de médicament à donner est approchée jusqu'à venir toucher le bec de l'oiseau. Si celui-ci s'ouvre spontanément, le bout de la seringue est avancé jusque dans la cavité buccale, sur la langue, et son contenant est administré lentement, en laissant bien le temps à l'oiseau de déglutir (Figure 28).



*Figure 28 : Photographie d'une corneille ouvrant spontanément son bec à l'approche de la seringue (Camille Wagner)*

Si l'oiseau refuse d'ouvrir son bec, différentes techniques sont possibles :

- Pour les petits oiseaux de type passereaux : ouvrez délicatement le bec en insérant un ongle au niveau de la commissure du bec.
- Pour les plus grands oiseaux de type psittacisés : poussez contre la pointe supérieure du bec afin de le soulever. Si l'oiseau refuse toujours de coopérer, ne forcez pas et munissez-vous d'un ouvre-bec (Figure 29).
- Pour la poule : saisissez la mandibule entre deux doigts et tirez-la doucement vers le bas.



*Figure 29 : Photographie illustrant une méthode d'ouverture du bec à l'aide d'un ouvre-bec (Wagner Camille)*

Il faut faire bien attention aux risques de fausse déglutition, majorés sur les oiseaux agités ou qui s'égosillent, et ne pas hésiter, dans ce cas, à privilégier une administration par sonde, directement dans le jabot (Doneley 2016; Avanzi 2020).

Il est parfois difficile de médiquer par voie orale certaines espèces, en particulier les grands perroquets, dont l'ouverture du bec peut être compliquée sans l'utilisation d'un ouvre-bec. Ces oiseaux, souvent très intelligents, sont cependant capables d'apprendre rapidement le geste, surtout s'il est présenté comme un jeu, en prévention, lors de sessions de « medical training ». Il est donc utile pour le vétérinaire, de montrer aux propriétaires comment réaliser une administration à la seringue sur un oiseau (Chitty, Monks 2018).

Les comprimés et les capsules sont compliqués à faire avaler aux oiseaux en raison de la conformation de leur cavité buccale (Coutant, Vergneau-Grosset, Langlois 2018). Chez la poule, il est possible de les donner directement dans l'oropharynx (Doneley 2016). Pour les autres espèces, si le médicament n'est pas disponible sous forme liquide, il peut être broyé puis mélangé à une solution de gavage appétente ou du jus de fruits afin de l'administrer à la seringue (Meredith, Johnson-Delaney 2010; Doneley 2016; Chitty, Monks 2018). Il faut cependant garder à l'esprit, que la pharmacocinétique de comprimés ainsi broyés et dénués de leur enrobage gastro-résistant, peut être affectée (Coutant, Vergneau-Grosset, Langlois 2018).

### 3.2.2 La réhydratation *per os*

La réhydratation *per os* chez l'oiseau, doit toujours précéder la réalimentation et se fait directement dans le jabot à l'aide d'une sonde souple ou métallique. La technique utilisée et les précautions à prendre sont similaires à celles du gavage et seront donc détaillées dans la partie suivante. Il faut, avant tout, corriger une éventuelle hypothermie, en plaçant l'oiseau dans une pièce ou dans une couveuse à 20-30°C avec une hygrométrie de 70% (Doneley 2016).

Une déshydratation peut survenir à la suite de régurgitations, de diarrhée, d'une anorexie prolongée, d'un abreuvement insuffisant, etc. Une énophtalmie, des muqueuses cloacales collantes, l'émission d'urates plus compacts, et la présence de fils de salive mucoïdes à l'ouverture de la bouche, sont autant de signes retrouvés sur un oiseau déshydraté. Pour une déshydratation marquée sur un oiseau anorexique, on privilégiera la voie intraveineuse, procédure réalisée par un vétérinaire. Si la déshydratation est modérée sur un animal qui n'est, ni en état de choc, ni en hypothermie, avec une protéinémie dans les valeurs usuelles de l'espèce, la voie sous-cutanée, également mise en place par le vétérinaire, est intéressante, autrement, le pouvoir d'absorption est limité (vasoconstriction périphérique) et un œdème peut survenir. Les solutés administrés sont généralement du Ringer Lactate ou du NaCl 0,45% avec du Dextrose 2,5%. (Doneley 2016; Hébert, Bulliot 2019)

La réhydratation *per os* est possible, pour des déshydratations faibles à modérées, sur des oiseaux en bon état général, ne présentant pas de vomissements. Le volume d'entretien d'un oiseau est de 50 mL/kg de poids corporel chez les Psittaciformes et de 100 mL/kg de poids corporel chez les Passériformes (Hébert, Bulliot 2019). Ce volume peut être divisé en 2 à 3 administrations sur 24 heures (Doneley 2016). Certains auteurs recommandent, en règle générale, de donner un volume équivalent à 2-3% du poids corporel de l'oiseau par administration. Cette quantité peut être augmentée, au maximum à 5-8% du poids corporel, si l'animal est déshydraté (Chitty, Monks 2018). Du Ringer Lactate, de l'eau du robinet ou des formulations pour réhydratation orale peuvent être données par voie orale (Chitty, Monks 2018). Elles devront toujours être tiédies à 38-39°C avant d'être administrées (Chitty, Monks 2018; Hébert, Bulliot 2019).

### 3.2.3 L'alimentation assistée *per os*

La plupart des oiseaux malades ne mangent pas suffisamment pour satisfaire leurs besoins énergétiques. Ils nécessitent, de ce fait, une alimentation assistée, soit à l'aide d'une seringue comme pour l'administration de médicaments, soit par gavage, directement dans le jabot, avec une sonde de réalimentation (Speer 2016).

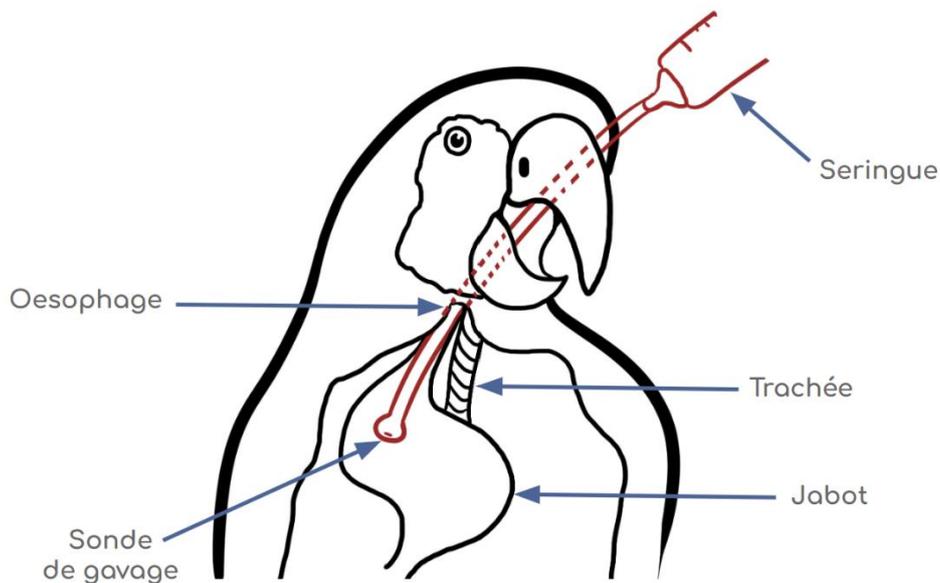
Le gavage est un acte relativement stressant pour la majorité des animaux, c'est pourquoi il doit être parfaitement réalisé, efficace (Speer 2016) et toujours réalisé en dernier, si d'autres gestes thérapeutiques doivent être pratiqués sur l'animal. Des oiseaux très débilisés, présentant des signes de régurgitation ou incapables de maintenir leur posture ne doivent jamais être gavés car le risque de fausse déglutition est trop important (Avanzi 2020). Enfin, il faut toujours prendre soin de réchauffer et de réhydrater un oiseau avant de le gaver pour éviter tout ralentissement du tractus gastro-intestinal (Meredith, Johnson-Delaney 2010).

La réalimentation assistée par gavage nécessite le matériel suivant : une sonde de réalimentation en acier, en caoutchouc ou en silicone, une seringue, du gel lubrifiant au besoin, un ouvre-bec au besoin et une formulation de gavage (par ex. Recovery formula® de Harrison's bird food, Nutri-bird® de Versele Laga, Hand feeding formula® de Kaytee, Ensure plus® de Abbott, Emerald carnivore®, Emerald omnivore®...) (Hébert, Bulliot 2019; Avanzi 2020). Des sondes semi-rigides (caoutchouc, plastique) peuvent être utilisées sur les petits oiseaux comme les passereaux mais elles sont à éviter sur les Psittaciformes dont le bec puissant risque de sectionner la sonde en deux. On préférera utiliser, chez ces oiseaux, une sonde de réalimentation métallique à embout sphérique, ou un pas-d'âne afin de maintenir le bec ouvert. Il est également conseillé d'utiliser une sonde dont le diamètre est supérieur à celui de la trachée afin de réduire le risque d'intubation trachéale (Tully, Mitchell 2012; Speer 2016; Chitty, Monks 2018; Coutant, Vergneau-Grosset, Langlois 2018).

Le volume de liquide à administrer dépend de la capacité du jabot et des estomacs qui varie entre 30 et 50 mL/kg, mais de plus faibles volumes, de l'ordre de 20 mL/kg de poids corporel, sont généralement utilisés chez l'oiseau malade (Chitty, Monks 2018). Dans son ouvrage, Marta Avanzi recommande, pour un oiseau adulte, 30 mL/kg de poids corporel, à donner cinq fois par jour, en commençant par administrer un tiers de la quantité totale, afin de voir si elle est correctement digérée

par l'oiseau, avant d'augmenter progressivement les doses sur deux ou trois repas (Avanzi 2020). Chez les Passériformes dont le jabot est sous-développé, ou ne possédant pas de jabot, la sonde est placée dans l'œsophage distal, si possible jusqu'au proventricule, et les quantités administrées sont réduites à 12 mL/kg de poids corporel si le proventricule n'est pas atteint (Chitty, Monks 2018). La solution de gavage sera préalablement reconditionnée et réchauffée autour des 38°C maximum (Hébert, Bulliot 2019), afin d'éviter toute brûlure ou fistule du jabot (Coutant, Vergneau-Grosset, Langlois 2018; Chitty, Monks 2018).

L'oiseau à gaver est immobilisé à l'aide d'une serviette, tête vers le haut. Le cou et la tête doivent être maintenus en extension et dans le prolongement du reste du corps, afin de réduire les risques de blessures durant l'intubation. L'opérateur palpe le jabot pour s'assurer qu'il soit vide et estime la longueur de la sonde requise en mesurant une distance allant de la pointe du bec jusqu'à la base du cou (jabot) ou l'arrière du sternum (proventricule). Il lubrifie et remplit la sonde avec la solution de gavage pour en chasser l'air. L'œsophage d'un oiseau se trouve du côté droit du cou, latéralement à la trachée. Le bec est ouvert manuellement ou à l'aide d'un ouvre-bec puis la sonde est insérée au travers de la commissure du bec, est dirigée dorsalement puis latéralement à la glotte, puis progresse le long de l'œsophage, du côté droit du cou, jusque dans le jabot ou le proventricule (Figure 30 et 31). Le passage de la sonde ne doit entraîner aucune résistance. Une fois en place, un doigt est positionné au niveau de l'œsophage afin de vérifier le bon positionnement de la sonde dans le jabot (la trachée peut être palpée indépendamment pour s'assurer que la sonde n'y est pas insérée). En revanche, l'opérateur prend garde à ne pas comprimer le jabot ou la trachée et surveille l'apparition de liquide dans la cavité orale de l'animal. En cas de régurgitation, il retire immédiatement la sonde et relâche l'oiseau dans sa cage pour lui permettre d'expulser le reflux ou tient l'animal, tête vers le bas, et lui essuie le liquide régurgité. Si tout se passe bien, l'opérateur retire la sonde, une fois le gavage terminé et remet l'oiseau calmement dans sa cage en évitant de le manipuler dans les heures suivant le gavage. La vidange complète du jabot prend, en moyenne, 2 à 4 heures. (Speer 2016; Chitty, Monks 2018; Coutant, Vergneau-Grosset, Langlois 2018; Avanzi 2020)



*Figure 30 : Schéma du trajet adéquat de la sonde de réalimentation lors du gavage d'un oiseau (Camille Wagner)*



*Figure 31 : Photographie d'un oiseau durant une cession de gavage avec une sonde métallique à bout rond (Camille Wagner)*

NB. Il est possible de poser une sonde d'œsophagostomie, sous anesthésie générale, sur des oiseaux anorexiques, ou dont le gavage à la sonde est impossible (Coutant, Vergneau-Grosset, Langlois 2018).

### **3.3 Les administrations dans le tractus respiratoire**

La prise en charge des affections respiratoires chez l'oiseau fait appel à des méthodes de traitement local, plus ou moins invasives, où les principes actifs sont directement acheminés au sein du tractus respiratoire. Le propriétaire d'un oiseau malade peut ainsi être amené à réaliser des administrations intranasales ou des nébulisations à son animal, selon l'affection respiratoire diagnostiquée.

### 3.3.1 Les nébulisations

La nébulisation est une méthode de choix dans le traitement des affections respiratoires du bas et du haut appareil respiratoire chez l'oiseau. Elle nécessite l'acquisition d'un nébuliseur dont le rôle est de transformer une formulation liquide sous forme de vapeur composée de très fines gouttelettes inhalées par le patient (Coutant, Vergneau-Grosset, Langlois 2018).

Avec cette méthode, il est donc possible d'administrer des médicaments (antibiotiques ou antifongiques) par voie locale, au site d'intérêt (poumons, sacs aériens) et d'humidifier les muqueuses du système respiratoire. Du NaCl hypertonique ou de l'acétylcystéine diluée à 2% dans du NaCl 0,9% peuvent ainsi être utilisés pour le traitement de l'asthme ou des irritations respiratoires afin de réduire la viscosité des sécrétions et de faciliter leur expectoration (Doneley 2016; Chitty, Monks 2018).

Il n'y a pas de protocoles de nébulisation clairement établis en médecine vétérinaire. La plupart des auteurs recommandent des sessions de 10 à 30 minutes, 1 à 3 fois par jour, lors desquelles l'oiseau est placé dans un caisson, relié au nébuliseur (Figure 32) (Tully, Dorrestein, Jones 2009; Samour 2016). Une étude menée sur des pigeons a pourtant montré que la nébulisation de particules mesurant 1  $\mu\text{m}$  de diamètre avait dû être effectuée pendant au minimum 2 heures avant de pouvoir obtenir des quantités détectables de particules au sein des voies respiratoires profondes des oiseaux (Tell et al. 2012). Ainsi, on pense que la durée des séances de nébulisation chez les oiseaux est parfois sous-estimée, surtout lors de l'utilisation de solvants lipophiles, comme c'est généralement le cas pour les antifongiques (Tell et al. 2012).

La réussite de la nébulisation va dépendre de plusieurs paramètres. Elle va premièrement être influencée par la taille des particules inhalées. Plus une particule est petite, plus ses chances d'atteindre les parties profondes des voies respiratoires sont élevées. Une étude a montré, chez des poulets âgés de 2 à 4 semaines, une augmentation significative du dépôt, dans les voies respiratoires profondes, de gouttelettes mesurant moins de 5  $\mu\text{m}$  (Corbanie et al. 2006). Pour être efficace, il est ainsi recommandé d'utiliser un nébuliseur capable de générer des gouttelettes inférieures à 3  $\mu\text{m}$  de diamètre.

Deuxièmement, le choix du solvant, dans lequel le médicament est dilué, influe sur la capacité de diffusion des particules. Une étude visant à comparer, chez des

pigeons, la capacité de diffusion du propylène glycol et d'une solution saline, a montré la supériorité de cette dernière, dont des particules ont été, après seulement 30 minutes de nébulisation, détectées dans les sacs aériens des oiseaux (Coutant, Vergneau-Grosset, Langlois 2018). Enfin, il est recommandé d'utiliser un nébuliseur pneumatique plutôt qu'un nébuliseur à ultrason, pour sa plus grande capacité à nébuliser des liquides visqueux et donc à créer de plus fines gouttelettes (Samour 2016; Chitty, Monks 2018).

Cette méthode offre finalement plusieurs avantages. Elle se présente comme une pratique thérapeutique peu stressante, adaptée aux oiseaux affaiblis ou présentant des difficultés respiratoires et dont la contention doit être limitée au strict nécessaire (Meredith, Johnson-Delaney 2010). Elle permet d'accéder à des tissus malades dont la vascularisation est souvent diminuée ou à des structures faiblement vascularisées, comme les sacs aériens des oiseaux (Samour 2016). Des études pharmacocinétiques ont démontré, en mesurant de faibles concentrations plasmatiques en principe actif après nébulisation, une réduction de l'absorption systémique pour plusieurs médicaments chez l'oiseau (Dyer, Van Alstine 1987; Junge et al. 1994; Emery, Cox, Souza 2012). Cette voie d'administration permet ainsi d'obtenir une concentration locale élevée en principe actif, tout en limitant son absorption systémique, et donc sa toxicité. Cependant, certaines molécules administrées peuvent être irritantes et induire des bronchospasmes, d'où l'importance de toujours placer l'oiseau dans un caisson transparent, et de le garder sous observation, le temps de la nébulisation (Coutant, Vergneau-Grosset, Langlois 2018).



*Figure 32 : Photographie d'un dispositif de nébulisation : nébuliseur et caisson étanche (Wagner Camille)*

### 3.3.2 La voie intranasale

La voie intranasale est une autre méthode de traitement local des affections respiratoires chez l'oiseau. Elle sert dans la prise en charge des infections des cavités nasales et des sinus infra-orbitaires (rhinites, sinusites) par administration locale d'antibiotiques et d'antiseptiques, et permet de retirer du mucus et du matériel purulent des cavités nasales (Avanzi 2020). C'est une méthode rapide, indolore et pour laquelle l'absorption des molécules au contact des muqueuses respiratoires est rapide. Cette voie interdit cependant l'administration de gros volumes et de molécules irritantes pour le tractus respiratoire. Peuvent être injectés par narine : 1 à 3 mL de solution chez les petits oiseaux (perruches, calopsittes...) et 10 à 15 mL chez les grandes espèces (cacatoès, aras...) (Coutant, Vergneau-Grosset, Langlois 2018).

Cette technique nécessite peu de matériel, une seringue stérile avec le produit à injecter, préalablement tiédi. L'oiseau est enveloppé dans une serviette, sa tête est immobilisée d'une main, un index est placé sur le sommet du crâne, le pouce et le majeur de part et d'autre des mandibules (Avanzi 2020). Elle est maintenue en position déclive par rapport au corps de l'oiseau afin d'éviter une aspiration du produit dans les voies respiratoires (Figure 33). L'embout de la seringue est positionné contre une des deux narines et la solution est injectée. La narine opposée peut être obstruée d'un doigt, ce qui permet d'augmenter la pression au sein de la cavité nasale lors de l'injection du produit (Tully, Dorrestein, Jones 2009). Le liquide passe par les choanes et s'écoule dans la cavité orale. Si l'oiseau se met à présenter des difficultés respiratoires, il faut immédiatement arrêter la procédure et le remettre au calme dans sa cage (Avanzi 2020). Il est en revanche fréquent que votre oiseau présente quelques éternuements voire quintes de toux après l'administration.



Figure 33 : Photographie d'une administration intranasale sur une corneille (Camille Wagner)

### 3.4 La coupe de griffe chez les oiseaux

La coupe des griffes chez l'oiseau de compagnie a pour objectif, en contrôlant leur croissance excessive, de limiter les blessures, pour le propriétaire et pour l'animal. En effet, un oiseau dont les griffes sont trop longues a plus de risques de se casser une griffe, ou de griffer son propriétaire durant une interaction (Harcourt-Brown, Chitty 2005; Doneley 2016).

Les griffes d'un oiseau sont à croissance continue mais il faut bien garder à l'esprit qu'il existe toujours une cause sous-jacente, plus ou moins préoccupante, expliquant une pousse trop excessive. Dans la nature, en effet, l'usure naturelle des griffes suffit généralement à compenser leur croissance (Figure 34). En captivité, les oiseaux, passériformes et petits perroquets en particulier, ne disposent généralement pas de supports suffisamment abrasifs : leurs perchoirs sont de trop petit diamètre ou présentent un revêtement excessivement doux (Meredith, Johnson-Delaney 2010; Chitty, Monks 2018). On recommande ainsi de disposer au sein de la cage, des perchoirs de différents diamètres, composés de divers matériaux, les doigts de l'oiseau ne devant pas réussir à entourer complètement le perchoir (Avanzi 2020).

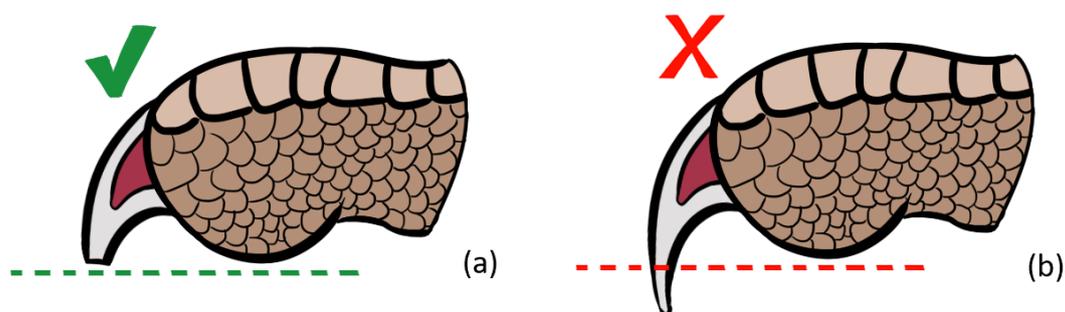


Figure 34 : Schéma d'une griffe de longueur adéquate (a) et trop longue (b) (Camille Wagner)

Une croissance excessive ou anormale des griffes chez l'oiseau peut aussi survenir en cas de troubles orthopédiques ou métaboliques (malnutrition ou ration inadaptée entraînant une dysfonction du métabolisme protéique, une lipidose hépatique, une insuffisance hépatique, de l'obésité...) interférant avec le métabolisme de la kératine. Dans ce cas-ci, les griffes seront souvent déformées en plus d'être trop longues (Meredith, Johnson-Delaney 2010; Doneley 2016; Chitty, Monks 2018; Avanzi 2020). Ces troubles sont particulièrement observés chez les perruches et les perroquets du genre *Amazona* (Chitty, Monks 2018).

Ainsi, il n'existe pas d'intervalle idéal pour la coupe des griffes chez l'oiseau. Certains n'en auront d'ailleurs jamais besoin. Mais toute croissance excessive chronique des griffes, chez un oiseau de compagnie, doit motiver son propriétaire à aller consulter un vétérinaire afin d'en identifier la cause sous-jacente.

### **3.4.1 Matériel nécessaire**

La faisabilité de ce geste technique, pour un propriétaire d'oiseau, dépend de la taille de son animal et du matériel à disposition. En effet, la coupe est relativement simple sur de petits oiseaux (perruches ondulées, calopsittes, conures...) pour lesquels un simple coupe-griffe pour chat ou oiseau sera suffisant (Harcourt-Brown, Chitty 2005; Doneley 2016). Les ciseaux sont absolument à proscrire car ils ébrèchent les griffes en les coupant.

Pour des oiseaux plus grands, comme les gris du Gabon ou les cacatoès par exemple, on conseille d'utiliser un outil rotatif avec des meules coniques ou cylindrique de type Dremel®, en raison de l'épaisseur et de la dureté bien plus importantes de leurs griffes. Cet outil a comme avantage de couper tout en polissant, ce qui limite les ébréchures (Harcourt-Brown, Chitty 2005; Meredith, Johnson-Delaney 2010; Doneley 2016). Enfin, si la griffe se met malencontreusement à saigner, l'hémorragie pourra être stoppée grâce à la chaleur générée par l'outil (Chitty, Monks 2018). Cette procédure est à faire sous anesthésie générale par un vétérinaire.

### **3.4.2 Réalisation du geste technique**

Pour exécuter une coupe de griffes, il est recommandé d'être à deux. Une première personne enveloppe l'oiseau dans une serviette, saisit sa patte au niveau du tarse et l'étend doucement, tandis que la deuxième personne réalise la coupe (Avanzi 2020). Il n'y a pas de longueur fixe à atteindre et chaque cas doit être évalué individuellement, cependant, la griffe étant innervée et vascularisée, le but sera d'éviter de la faire saigner en voulant couper trop court. En règle générale, la limite à ne pas dépasser est le point de croisement entre une ligne imaginaire projetée à partir de la surface plantaire du doigt et l'ongle (Figure 35) (Chitty, Monks 2018). Le coupe-griffe est orienté parallèlement à l'axe de la griffe, ce qui permet de limiter les éventuels saignements par action hémostatique sur le vaisseau sanguin (Avanzi 2020).

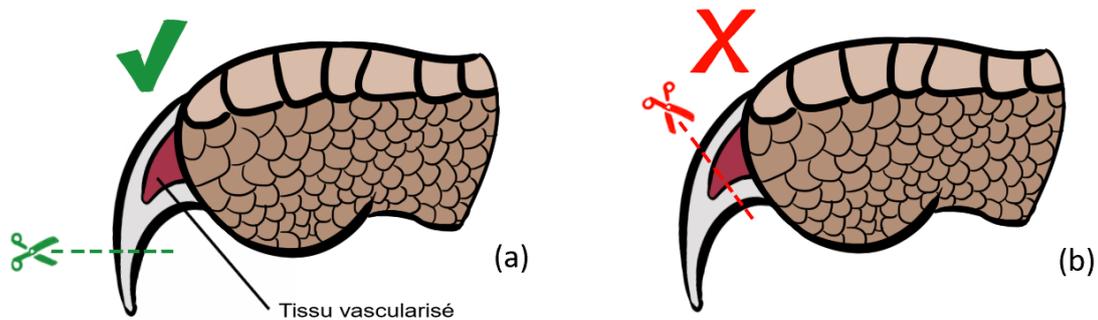


Figure 35 : Schéma d'une coupe de griffe adéquate (a) et non adéquate (b) (Camille Wagner)

Si malgré les précautions prises, la griffe se met à saigner, il est possible de venir appliquer une poudre à base de sulfate d'aluminium ou de nitrate d'argent pour limiter le saignement. Il est bon de garder en tête que les griffes des jeunes oiseaux ont tendance à saigner davantage que celles des animaux plus âgés (Harcourt-Brown, Chitty 2005). Enfin, si la longueur des griffes est telle, que le retour à une longueur idéale risque d'entraîner une hémorragie, la procédure sera réalisée par un vétérinaire sous anesthésie générale (Chitty, Monks 2018).

Le limage d'un bec mal formé ou trop long, quant à lui, n'est pas une procédure de routine. Il nécessite une grande précision de la part de l'opérateur qui devra non seulement raccourcir le bec mais également lui redonner sa forme physiologique. Cela peut se révéler très stressant pour l'animal, c'est pourquoi il est généralement pratiqué par un vétérinaire, sous anesthésie générale. Des becs hypertrophiés peuvent être la conséquence d'un manque de surfaces à mastiquer, de malformations congénitales, de malocclusions, de traumatismes physiques, de malnutrition, de sinusites, de rhinites ou de problèmes hépatiques chroniques (les mêmes que ceux responsables d'une pousse excessive des griffes) (Doneley 2016; Chitty, Monks 2018).

## 3.5 La coupe des plumes des ailes chez les oiseaux

### 3.5.1 Anatomie et physiologie du plumage

Les plumes sont des annexes de la peau, faites de kératine, comme les poils chez les mammifères et forment ce que l'on appelle le plumage de l'oiseau. Chaque plume se compose d'un axe central rigide partagé en un "calamus" proximal qui prend naissance au sein du follicule plumeux, dans le derme, et un "rachis" distal, partie principale de l'axe. De part et d'autre du rachis, viennent s'insérer, obliquement, les

“barbes”, de fines lames, elles-mêmes composées de “barbules” et reliées entre-elles grâce à de minuscules crochets, les “barbicelles” (également appelées “hamuli”). Enfin, l’ensemble des barbes disposées d’un même côté du rachis est appelé “vexille” (King, McLelland 1983).

Sept types de plumes, morphologiquement distinguables les unes des autres, composent le plumage : les plumes de contour (rémiges et rectrices), les plumes de couverture (tectrices), les semi-plumes, les plumes formant le duvet, les vibrisses et les filoplumes.

Les vibrisses et les filoplumes sont de petites plumes filiformes et sensibles. Les vibrisses sont implantées autour des yeux, de la bouche et du nez et pourraient être douées d’une fonction tactile. Les filoplumes se trouvent à proximité des plumes de contour et pourraient assurer un rôle proprioceptif.

Les semi-plumes et les plumes formant le duvet sont de petites plumes légères dont les barbes ne sont pas enchevêtrées. Certaines d’entre elles sont recouvertes d’une fine poudre cireuse pouvant former une couche imperméable utilisée par l’oiseau pour l’entretien de ses plumes.

Enfin, les plumes dont la fonction est de permettre le vol de l’oiseau, sont les plumes de contour appelées “rectrices” pour celles fixées sur la queue de l’oiseau et “rémiges” pour celles prenant naissance sur les ailes. Ce sont les plus grandes plumes du plumage. Les rémiges se composent de :

- rémiges primaires prenant appui sur le périoste du métacarpe
- rémiges secondaires prenant appui sur le périoste de l’ulna
- rémiges tertiaires prenant appui sur le périoste de l’humérus

Leur base est recouverte par les plumes de couverture (Figure 36) : couvertures primaires et couvertures secondaires (petites, moyennes et grandes) (Doneley 2016).



*Figure 36 : Schéma des différentes plumes composant l'aile d'un oiseau (Camille Wagner)*

La mue, chez les oiseaux, correspond au renouvellement du plumage et a lieu une à deux fois par an à l'âge adulte, le plus souvent lors des périodes pré- et postnuptiales, au printemps et à l'automne. Elle est généralement symétrique sur le corps de l'oiseau et se déroule le plus souvent de manière à conserver la capacité de vol (toutes les plumes ne tombent pas en même temps) (King, McLelland 1983).

### **3.5.2 Le rémigeage : une technique de neutralisation de vol**

La coupe des plumes des ailes d'un oiseau (rémigeage) est un motif fréquemment évoqué par les propriétaires d'oiseaux lors d'une consultation chez le vétérinaire afin de prévenir les fugues, en empêchant l'oiseau de s'envoler (Devaux 2022). Cet acte est pourtant largement controversé à l'échelle internationale par les défenseurs du bien-être animal, car il ne respecte pas le principe des cinq libertés individuelles de l'animal énoncé par l'Organisation mondiale de la santé animale (OMSA). Il est effectivement perçu par certains comme une atteinte à la liberté d'expression d'un comportement naturel de l'oiseau : le vol (Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation 2019).

Or, d'un point de vue réglementaire, en France, seul l'éjointage par section des carpo-métacarpes est interdit par le Conseil d'Etat (directive 2009/147/CE). L'éjointage est, en effet, une technique définitive de neutralisation de vol par amputation partielle de l'aile, consistant à retirer chirurgicalement la partie distale de l'aile au niveau des métacarpes. Cet acte est considéré comme une mutilation, au même titre que la taille des oreilles ou que la coupe de la queue chez le chien (Plouzeau, Roman 2002).

Le rémigeage est une technique largement répandue dans l'industrie aviaire, les parcs zoologiques, les laboratoires ainsi qu'auprès des détenteurs d'oiseaux

domestiques. C'est une procédure relativement rapide, qui ne nécessite pas d'anesthésie et que peu de matériel. Son apparente simplicité la rend, de ce fait, accessible à n'importe quel détenteur d'oiseaux, professionnel comme particulier. Ce n'est pourtant pas un acte à prendre à la légère et qui peut, s'il est mal effectué, entraîner de graves complications pour l'oiseau (Speer 2016). Il semble donc important et nécessaire, avant tout rémigeage, de se renseigner sur cette pratique, de se poser les bonnes questions, en termes d'impact d'une neutralisation de vol sur le bien-être de l'animal, et d'évaluer la balance bénéfiques/risques d'un tel acte.

### **3.5.2.1 Avantages et inconvénients du rémigeage**

Faut-il couper les plumes des ailes de son oiseau ? La réponse à cette question n'est pas si évidente, car un rémigeage correctement réalisé présente tout de même certains avantages. L'oiseau de compagnie (poule ou psittaciforme) peut avoir accès à un plus grand territoire, le risque de fugue étant restreint. Il peut ainsi explorer l'ensemble de la maison, sans risquer de s'assommer contre une fenêtre, et faire davantage de sorties en extérieur. Il va ainsi pouvoir exprimer de nouveaux comportements biologiquement pertinents, qu'il n'aurait pas développés dans un enclos de taille réduite avec des ailes fonctionnelles (Speer 2016). De plus, le rémigeage peut faciliter l'appivoisement d'oiseaux peureux en les rendant plus dépendants de leur soigneur, bien que cet argument soit discutable et ne doive en aucun cas constituer, à lui seul, une indication à la coupe des plumes chez un oiseau (Tully, Mitchell 2012).

Néanmoins, si le rémigeage possède certains avantages, il présente aussi des inconvénients non négligeables. Premièrement, il empêche l'oiseau de fuir en s'envolant face au danger (ex. une attaque), ce qui augmente le risque de blessures si l'animal est laissé sans surveillance avec d'autres animaux. De plus, si la coupe des plumes n'est pas correctement réalisée, l'oiseau peut être déstabilisé durant son vol, chuter, et se blesser (Speer 2016). Nous reviendrons plus en détail sur ce point dans la partie consacrée aux différentes méthodes de rémigeage. La neutralisation de vol implique également une diminution de l'exercice musculaire et cardiovasculaire, prédisposant l'oiseau à la prise de poids, aux lipomes dus à cette dernière et à l'athérosclérose (Miller, Lamberski, Calle 2018).

Enfin, certains auteurs déconseillent la coupe des plumes en raison de comportements indésirables qu'elle peut entraîner. En effet, peuvent être observés de l'auto-picage sur les plumes sectionnées, et de l'allopicage, lors du retour au sein d'un groupe, d'un oiseau dont l'apparence a été modifiée. Ce comportement a été bien décrit chez la poule (Savory 1995; McAdie, Keeling 2000).

### **3.5.2.2 Les différentes méthodes de rémigeage**

Le rémigeage est une technique de neutralisation temporaire de vol, qui consiste à venir couper certaines rémiges de l'oiseau, pour empêcher son envol, tout en lui permettant d'atterrir lentement en planant (Tully, Mitchell 2012). Tout l'enjeu, ici, consiste donc à trouver la longueur adéquate à retirer. En effet, si les rémiges sont laissées trop longues, l'oiseau parviendra à décoller mais son vol sera maladroit, ce qui augmentera le risque de blessure. A l'inverse, si les rémiges sont coupées trop courtes, l'oiseau n'arrivera plus à ralentir sa vitesse avant l'atterrissage, risquant de venir s'écraser au sol, s'il saute d'une surface en hauteur. Il vaut ainsi toujours mieux couper trop long que trop court, et réajuster au besoin, si l'oiseau parvient toujours à décoller. Enfin, les rémiges secondaires seront, dans la mesure du possible, laissées intactes, car elles permettent, en grande partie, à l'oiseau d'atterrir et de ralentir sa vitesse durant l'atterrissage (Speer 2016).

Le rémigeage se pratique généralement deux fois par an, suite au renouvellement du plumage, après la mue (Tully, Mitchell 2012). Il faut en effet prendre garde à ne pas couper de plumes juste après une mue car les nouvelles rémiges, encore en croissance, sont davantage innervées et vascularisées, ce qui augmente grandement les risques de douleur et de saignement (Bulliot, Mentré 2016). En outre, cette procédure ne doit pas être pratiquée sur de jeunes oiseaux peu expérimentés. On recommande généralement d'attendre que l'oiseau sache correctement voler et atterrir sur un perchoir sans tomber (Speer 2016).

Enfin, bien que toujours pratiqué dans certains élevages, le rémigeage unilatéral est à proscrire car il déstabilise l'oiseau et augmente le risque de blessures (Meredith, Johnson-Delaney 2010). Trois techniques de rémigeage bilatéral sont ainsi présentées par la suite. Elles seront choisies selon les préférences de l'opérateur, ses considérations esthétiques et fonctionnelles.

### 3.5.2.2.1 Matériel et contention

Le rémigeage est effectué à l'aide de ciseaux propres et bien aiguisés pour éviter d'effiloche les plumes. Le corps de l'oiseau, son bec et ses griffes sont immobilisés par une première personne, selon l'une des méthodes de contention précédemment décrites. Une seconde personne saisit le carpe et le propatagium d'une main et déploie délicatement l'aile de l'oiseau, pour réaliser la coupe des plumes. Certains oiseaux ont été entraînés à étendre leur aile sans aucune résistance ou habitués à la présence d'une serviette par le biais du renforcement positif, ce qui facilite grandement l'opération. Le rémigeage étant une procédure routinière, il est important de réaliser ce geste avec calme et douceur, et de redoubler de patience, afin d'obtenir la coopération de l'oiseau, qui ne doit pas en garder un souvenir traumatisant (Meredith, Johnson-Delaney 2010; Speer 2016).

### 3.5.2.2.2 Première méthode

Les rémiges primaires sont sectionnées en arc de cercle, de manière à dépasser largement des plumes de couverture et de telle sorte que la plus interne soit toujours plus longue que la plus externe (Figure 37). Cette technique est relativement esthétique car elle respecte la forme originale de l'aile. De plus, les rémiges ainsi coupées serviront de soutien pour la croissance des nouvelles plumes durant la mue (Speer 2016).

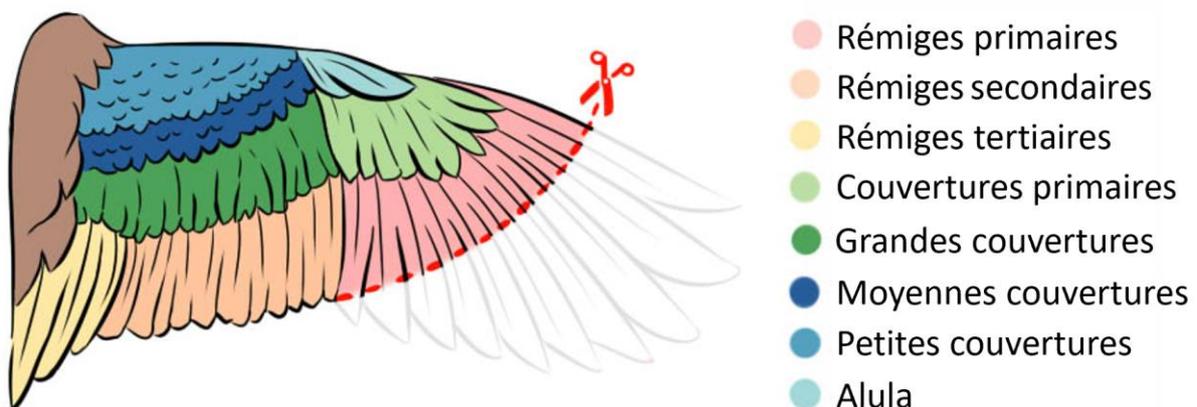


Figure 37 : Schéma de la première méthode de rémigeage (Camille Wagner)

### 3.5.2.2.3 Deuxième méthode

Les rémiges primaires sont sectionnées plus courtes, de manière à légèrement dépasser des plumes de couverture (5 à 25 mm) permettant de conserver une longueur suffisante pour servir de soutien aux nouvelles plumes durant la mue (Figure 38). Cette méthode est généralement jugée moins esthétique.



Figure 38 : Schéma de la seconde méthode de rémigeage (Camille Wagner)

### 3.5.2.2.4 Troisième méthode

Les trois rémiges primaires les plus externes sont laissées intactes, tandis que les rémiges suivantes sont sectionnées très court, de manière à ne pas dépasser des plumes de couvertures attenantes (Figure 39). Cette méthode est souvent considérée comme la plus esthétique et présente un risque moindre de blessures par irritation, les rémiges étant entièrement recouvertes par les plumes de couverture. Cette méthode est la plus souvent décrite dans les livres. Elle présente cependant de nombreux inconvénients. Les rémiges laissées intactes ont plus de risques de s'abimer et le support pour la croissance des nouvelles plumes richement innervées est inexistant, rendant la mue plus douloureuse pour l'oiseau. Chez les espèces légères et de petit gabarit, la portance trois rémiges non coupées est parfois suffisante pour permettre l'envol de l'oiseau. A l'inverse, chez les espèces plus lourdes, les rémiges sectionnées sont parfois trop courtes pour permettre à l'oiseau d'atterrir en toute sécurité (Speer 2016; Bulliot, Mentré 2016; Meredith, Johnson-Delaney 2010; Tully, Mitchell 2012).

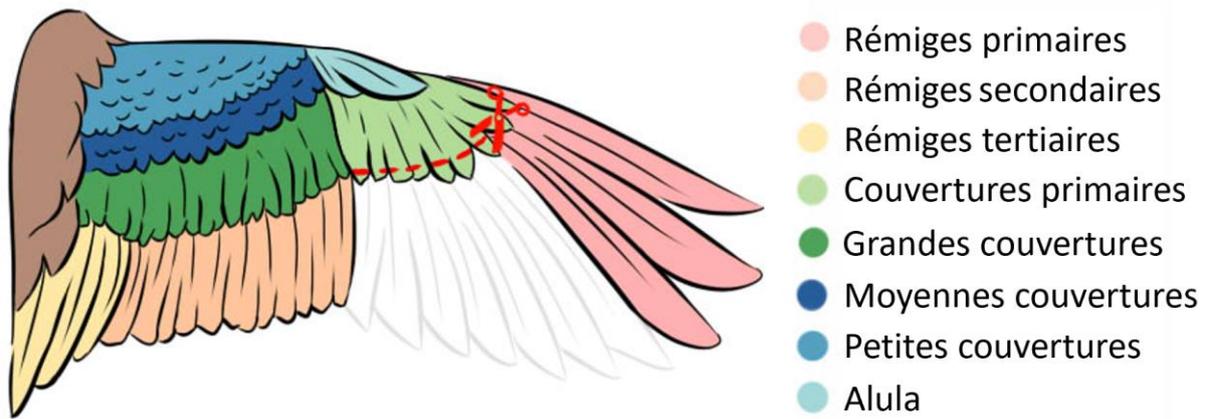


Figure 39 : Schéma de la troisième méthode de rémigeage (Camille Wagner)

#### 3.5.2.2.5 Ajustements selon l'espèce à rémiger

Le nombre de rémiges primaires à sectionner, indépendamment de la méthode utilisée, peut varier selon le poids de l'oiseau et de ses compétences en vol (rapidité, agilité, etc.). Pour de petits oiseaux très agiles (ex. perruches), on sectionne l'ensemble des rémiges primaires. Pour des oiseaux légers et rapides (ex. loris, calopsittes), on sectionne uniquement les sept premières rémiges primaires. Enfin, pour de plus gros oiseaux dont le vol est lent (ex. perroquet gris du Gabon, perroquets Amazone, etc.), la section des cinq premières rémiges primaires sera généralement suffisante (Speer 2016).

## 4 Principaux gestes techniques chez les reptiles

### 4.1 La contention des reptiles

Cette partie traitera uniquement de la contention de base des espèces de reptiles non venimeuses pouvant être acquises par les particuliers en France. Les espèces venimeuses sont en effet classées par l'arrêté du 21 novembre 1997 dans la liste des animaux dits « dangereux ». La détention de telles espèces est par conséquent strictement réglementée en France. Elles sont interdites de vente dans les animaleries et ne doivent être détenues et manipulées que par des éleveurs capacitaires ayant réalisé de nombreux stages et formations.

Manipuler correctement un reptile est un prérequis essentiel pour les particuliers possédant de tels animaux afin d'éviter la survenue de blessures humaines (morsures, griffures, coups de queue...) comme animales (fractures, autotomie...). De plus, les

reptiles sont connus pour être porteurs et excréteurs de certaines souches de *Salmonella sp.* responsables d'infections zoonotiques, ce qui amène à prendre des mesures hygiéniques appropriées, comme le nettoyage et la désinfection des mains après chaque manipulation (Carmel et al. 2018).

#### **4.1.1 Comment manipuler son serpent ?**

Les serpents de compagnie sont généralement dociles et n'ont pas souvent tendance à mordre. Il faut toutefois garder à l'esprit qu'une morsure d'ophidien peut se révéler très douloureuse lorsqu'elle a lieu (Avanzi 2020).

Plusieurs techniques de contention existent et sont à adapter selon le degré d'agressivité et la taille du serpent manipulé. Quoi qu'il en soit, il faudra toujours s'assurer de soutenir le corps du serpent en plusieurs endroits, et de ne jamais le soulever uniquement par la tête, ni de la maintenir trop fermement si le serpent se débat. La traction excessive sur la colonne vertébrale qui en découle pourrait provoquer une luxation du condyle occipital ou des fractures vertébrales (Carmel et al. 2018). Certains auteurs recommandent une personne supplémentaire par mètre de longueur de serpent soutenus (Avanzi 2020). De plus, la contention ne doit pas être trop forte afin d'éviter de comprimer les muscles du serpent. Ainsi, un serpent dont la tête et le corps sont correctement supportés et dont les mouvements ne sont pas restreints avec trop de force devrait généralement se laisser correctement manipuler (de la Navarre 2006).

Ajoutons à cela, qu'il faut éviter de toucher un serpent durant sa phase de mue en raison de la fragilité plus importante de sa peau (de la Navarre 2006) et qu'un serpent manipulé 1 à 2 jours après son repas peut vomir sa nourriture (Avanzi 2020).

Pour les petits serpents dociles, il est possible de simplement les laisser se mouvoir autour de ses mains et de ses bras plutôt que de chercher à les immobiliser (Figure 40) (Carmel et al. 2018). Pour des serpents plus grands ou moins dociles, il faut les soulever en saisissant en premier la tête au niveau de l'occiput, puis le tronc (Figure 41). On contrôle ainsi la tête tout en autorisant les mouvements du corps (de la Navarre 2006).



*Figure 40 : Photographie d'un serpent se mouvant librement autour des mains de l'opérateur (Wagner Camille)*



*Figure 41 : Photographie d'un serpent immobilisé en maintenant son occiput entre ses doigts (Camille Wagner)*

Si le serpent se montre agressif, il est préférable de le manipuler à distance en utilisant un crochet, tout en prenant garde qu'il n'arrive pas à remonter vers l'opérateur, le long de cet instrument (Figure 42). On peut également avoir recours à des tubes de contention de diamètre et de longueur adaptés à la taille du serpent, pour effectuer certains gestes techniques (Carmel et al. 2018; Girling, Raiti 2019).



*Figure 42 : Photographie d'une contention d'un serpent au crochet (Wagner Camille)*

Enfin, il est déconseillé de laisser un serpent constricteur s'enrouler autour d'une partie du corps de la personne qui le manipule, en particulier autour de son cou, sous peine de risques d'étouffement.

#### 4.1.2 Comment manipuler son lézard ?

Plusieurs techniques de contention existent pour les sauriens et sont à adapter selon le degré d'agressivité et l'espèce manipulée. Il faut avoir à l'esprit que même les plus petits sauriens peuvent infliger des morsures et des griffures plus ou moins douloureuses.

Pour des lézards calmes et dociles, comme le sont en général les pogonas, la contention est réduite au strict nécessaire (Avanzi 2020). L'opérateur soulève l'animal en venant placer délicatement une main sous son tronc et en laissant reposer la queue sur son avant-bras (Figure 43) (Carmel et al. 2018). Il faut, en effet, éviter de laisser l'arrière-main ou la queue de l'animal pendre dans le vide, ce qui risquerait de le déséquilibrer, de provoquer de l'agitation et de le blesser.



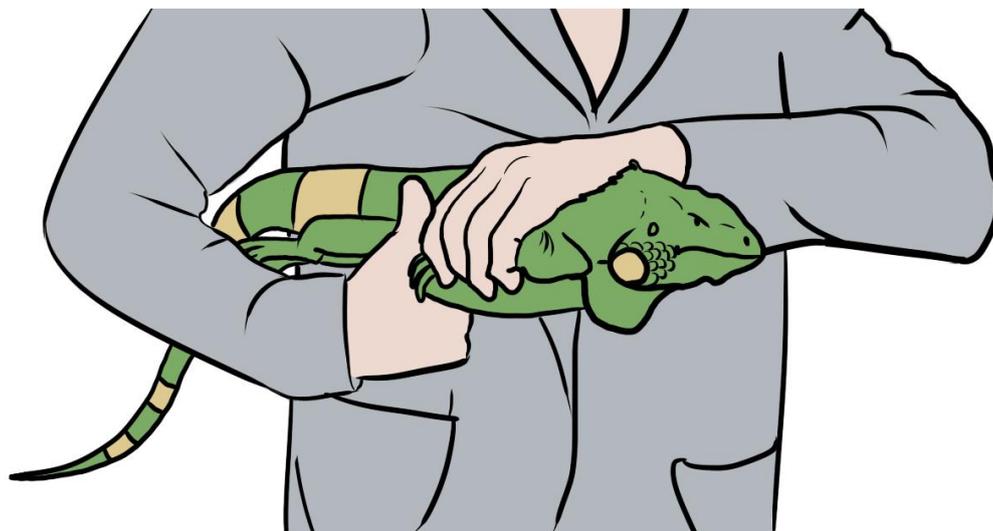
*Figure 43 : Photographie d'une contention douce de pogona (Camille Wagner)*

De même, il faut permettre à un caméléon de s'agripper à un support avec ses doigts et sa queue et ne manipuler qu'une jambe à la fois (de la Navarre 2006). Si le caméléon est agressif, ceinturez son corps avec une main (Avanzi 2020).

Les petits lézards (geckos, phelsumas...) n'ont pas besoin d'une contention trop musclée, mais ceux se montrant actif seront manipulés en plaçant une main autour de leur ceinture thoracique, les membres antérieurs plaqués contre le corps (Carmel et al. 2018; Divers, Stahl 2019). Si le lézard est vraiment très petit et très fragile, la ceinture thoracique sera maintenue entre le pouce et l'index en utilisant le minimum de force.

Certains sauriens (Gekkonidae principalement) sont capables d'autotomie en cas de stress et leur manipulation doit donc se faire avec la plus grande prudence. Ils ne doivent jamais être soulevés par la queue (Avanzi 2020; Carmel et al. 2018).

La contention de gros lézards tels que les varans ou les iguanes constitue un défi plus grand en raison de leur potentielle agressivité. Les iguanes, par exemple, en plus de mordre et de griffer, peuvent asséner de violents coups de queue (de la Navarre 2006). Leur contention se fait en enveloppant la ceinture scapulaire d'une main, qui immobilise les membres antérieurs contre le tronc, et la ceinture pelvienne de l'autre main, qui immobilise les membres postérieurs contre la base de la queue (Girling, Raiti 2019). Cette dernière est bloquée sous le bras de l'opérateur pour éviter les coups (Figure 44). Il est possible de mettre des gants de contention épais ou d'envelopper le reptile dans une grande serviette afin de restreindre ses mouvements, d'éviter les griffures et les coups de queue (de la Navarre 2006).



*Figure 44 : Illustration d'une technique de contention des grands lézards, tels que les iguanes (Camille Wagner)*

Une dernière technique consiste à provoquer, chez le lézard, un réflexe oculo-vagal en appliquant une pression sur les globes oculaires. Cela va avoir pour effet de calmer le lézard grâce à la stimulation du système parasympathomimétique qui engendre une hypotension et une bradycardie immobilisant l'animal jusqu'à 30 minutes en l'absence de stimulus douloureux ou désagréable, sans conséquences pour lui. Pour cela, il est possible de mettre 2 boules de coton sur les yeux du reptile, en enveloppant le haut de la tête d'une bande auto-adhésive (Divers, Stahl 2019; de la Navarre 2006; Avanzi 2020).

### 4.1.3 Comment manipuler sa tortue ?

La plupart des espèces que possèdent les particuliers en France sont très simples à manipuler et relativement peu agressives. La principale difficulté réside dans leur capacité à pouvoir se rétracter plus ou moins entièrement dans leur carapace, rendant ainsi l'accès à la tête ou aux pattes plus difficile (Girling, Raiti 2019). Tirer sur la tête d'une tortue pour la faire sortir de force est absolument à proscrire en raison des risques de dislocation de l'articulation atlanto-occipitale (Avanzi 2020). Certains auteurs suggèrent à la place, de maintenir la tortue tête vers le bas, ce qui aurait comme effet d'inciter l'animal à sortir de sa carapace. Enfin, l'exosquelette d'une tortue n'étant pas extensible, la rétraction de ses membres postérieurs peut favoriser la sortie de ses membres antérieurs et inversement (Divers, Stahl 2019).

La tortue pourra simplement être tenue de part et d'autre de sa carapace ou soutenue au niveau du plastron, en plaçant ses mains loin des fosses axillaire et inguinale afin d'éviter de se faire coincer les doigts, si la tortue décide de rétracter brusquement ses pattes (Figure 45). Il faudra prendre garde à ne pas laisser tomber la tortue de ses mains (Carmel et al. 2018; de la Navarre 2006; Girling, Raiti 2019).



*Figure 45 : Photographie d'une tortue immobilisée en soutenant sa carapace au niveau du plastron (Camille Wagner)*

Pour les tortues ayant tendance à mordre (espèces aquatiques et semi-aquatiques principalement) ou à griffer, ces dernières seront attrapées par l'arrière, loin de la tête, au niveau des fosses pré-fémorales, pour empêcher les membres postérieurs de se fléchir et de griffer (Figure 46) (Girling, Raiti 2019).



*Figure 46 : Photographie d'une tortue immobilisée en soutenant sa carapace par l'arrière (Camille Wagner)*

Enfin, la tortue peut être immobilisée transitoirement en posant son plastron sur un objet plat, de telle sorte que ses membres ne touchent pas le sol (Figure 47). Elle ne doit pas être quittée des yeux, de même qu'elle ne doit pas être laissée sans surveillance sur une surface en hauteur, de laquelle elle pourrait chuter (Avanzi 2020).



*Figure 47 : Photographie d'une tortue immobilisée à l'aide d'un objet plat (Camille Wagner)*

## **4.2 Les administrations *per os* chez les reptiles**

La voie orale chez les reptiles est couramment employée pour l'administration de médicaments, de fluides de réhydratation ou encore de nourriture, et présente différentes méthodes allant d'une simple administration dans la cavité orale, à la pose d'une sonde d'œsophagostomie, en passant par le sondage oro-gastrique.

Avant toute administration par voie orale, il faut s'assurer que le reptile est maintenu dans des conditions environnementales appropriées en termes de température et d'hygrométrie pour que son tractus gastro-intestinal et son métabolisme fonctionnent correctement. En effet, le non-respect de ces conditions environnementales peut réduire la biodisponibilité des nutriments, des fluides de réhydratation et des molécules thérapeutiques administrés (Divers, Stahl 2019).

## 4.2.1 Les principales utilisations de la voie *per os*

### 4.2.1.1 L'administration de médicaments *per os*

L'administration de médicaments par voie orale peut se faire par la nourriture, ce qui est la technique la plus simple et la moins stressante pour les reptiles dont l'appétit est conservé (Carmel et al. 2018). On vient cacher le médicament dans la nourriture de l'animal ou dans des préparations gélatineuses dédiées à cet effet (Divers, Stahl 2019). Elle est surtout employée chez les reptiles ingurgitant des proies entières comme les serpents (Girling, Raiti 2019).

Cependant, il faudra s'assurer que l'entièreté de la dose est ingérée car bien que les reptiles aient peu de papilles gustatives, ils évitent généralement de manger la partie de la nourriture comprenant le médicament à avaler, dont le goût peut être désagréable. Dans ce cas, il faudra administrer le médicament directement dans la bouche ou directement dans l'estomac via une sonde oro-gastrique, geste technique que nous détaillerons par la suite (Divers, Stahl 2019).

Les administrations dans la bouche, à l'aide d'une seringue (Figure 48), sont relativement bien tolérées par certaines espèces, telles que les geckos léopards, chez qui l'on peut observer une ouverture spontanée de la cavité buccale, après stimulation du coin de la lèvre (Coutant, Vergneau-Grosset, Langlois 2018). Elles présentent cependant davantage de risques de fausse déglutition que les sondages oro-gastriques et beaucoup de médicaments ne sont pas correctement avalés. Ils viennent adhérer aux muqueuses de la cavité buccales et finissent par être recrachés par l'animal (Carmel et al. 2018; Girling, Raiti 2019).



*Figure 48 : Photographie d'une administration de médicament à la seringue chez un pogona (Camille Wagner)*

#### 4.2.1.2 La réhydratation *per os*

La réhydratation *per os* a comme avantage d'être un acte facile, non invasif et permettant de stimuler la motilité du tractus gastro-intestinal (Girling, Raiti 2019). Elle est à réserver aux cas présentant une déshydratation légère, inférieure à 5% et dont le système digestif est fonctionnel, c'est-à-dire ne présentant ni régurgitations, ni diarrhées, ni stase digestive (de la Navarre 2006; Carmel et al. 2018; Bulliot, Quinton 2020). En cas de déshydratations plus sévères, nécessitant de grandes quantités de fluides, il faudra recourir à la voie parentérale afin de limiter les risques de régurgitations et de fausse déglutition (Divers, Stahl 2019).

Le pourcentage de déshydratation d'un reptile est un paramètre clinique délicat à estimer. Pour des déshydratations légères à modérées (inférieures à 8-10%) on constate une perte de l'élasticité cutanée avec persistance du pli de peau ainsi que des muqueuses collantes. Pour des déshydratations modérées à sévères (supérieures à 8-10%) on observe un rétrécissement des coussinets adipeux rétro-orbitaux, une enophtalmie et une concentration des urines avec augmentation de la proportion d'acide urique par rapport à la fraction liquide (Divers, Stahl 2019; de la Navarre 2006; Bulliot, Quinton 2020).

Les besoins hydriques d'un reptile varient entre 10 et 30 mL par kilogramme et par jour (Girling, Raiti 2019). Selon les études, l'estomac d'un reptile peut supporter un volume de liquide de maximum 5 à 8% de leur poids vif (Divers, Stahl 2019) soit 20 à 40 mL/kg/j (Bulliot, Quinton 2020). Certains auteurs recommandent quant à eux de se limiter à 15 mL/kg/j pour des grands reptiles et à 25 mL/kg/j pour de plus petits (Carmel et al. 2018). Stephen Divers et Scott Stahl suggèrent ainsi de donner 5 à 10 mL/kg toutes les 8 heures via un sondage oro-gastrique (Divers, Stahl 2019). Le fluide de réhydratation sera préférentiellement une solution composée à 50% de glucose 5% et à 50% de NaCl 0,9% (Avanzi 2020).

NB. Pour une fluidothérapie d'entretien et des déshydratations très légères, baigner son reptile peut suffire à correctement le réhydrater via son cloaque. On place l'animal pendant minimum 30 minutes dans un bac avec de l'eau à 24-27°C arrivant jusqu'au menton. Si le reptile arrive à nager c'est que la quantité d'eau est trop importante. Une fois le bain terminé, on sèche l'animal avec une serviette ou un essuie-tout avant de le remettre dans son terrarium (Divers, Stahl 2019).

### 4.2.1.3 L'alimentation assistée *per os*

L'alimentation assistée par voie orale est indiquée chez tous les reptiles ayant perdu 10% de leur poids vif de manière aiguë ou 20% de leur poids vif de manière chronique (de la Navarre 2006). Chez des reptiles anorexiques ou en mauvais état général, il faudra prendre garde au syndrome de renutrition inappropriée en réintroduisant les aliments de manière très progressive. En effet, lors d'un jeûne prolongé (de durée inconnue chez les reptiles), le corps maintient sa concentration sanguine en potassium, calcium, phosphore et magnésium en épuisant les stocks intracellulaires. Lorsqu'un apport de nutriments a lieu à la suite d'une période de jeûne prolongé, de l'insuline est sécrétée en grande quantité du au pic de glycémie, ce qui entraîne une hypokaliémie, hypocalcémie, hypophosphatémie et hypomagnésémie ainsi qu'une déficience en thiamine à l'origine d'une dysfonction cellulaire pouvant entraîner la mort de l'animal (Divers, Stahl 2019).

Certains auteurs recommandent ainsi, pour un reptile anorexique sur une longue période, de commencer par administrer 10 à 12 mL/kg de solution reconstituée en parties égales de glucose à 5% et de NaCl à 0,9% toutes les 8 à 12 heures, *per os*, pendant 1 à 2 jours (Avanzi 2020). Des vitamines solubles peuvent être ajoutées (Divers, Stahl 2019). On passe ensuite à des solutions de gavage pour reptiles telles que Carnivore Care®, Critical Care Fine Grind®, Emerald® (Hébert, Bulliot 2019) en donnant 5 à 6 mL/kg, 2 à 3 fois par jour avant d'augmenter progressivement les doses sur plusieurs semaines. Chez les serpents adultes, il faut donner 5 à 6 mL/kg toutes les 24 à 48 heures puis 5 à 10 mL/kg toutes les 1 à 2 semaines (Avanzi 2020; Divers, Stahl 2019).

Le volume stomacal de la plupart des reptiles est inconnu. On estime qu'il fait environ 20 mL/kg (Avanzi 2020). Il faudra ainsi veiller à ne pas administrer de trop gros volumes en une seule prise, ce qui augmenterait les risques de stases gastriques et de régurgitations. De petits repas administrés fréquemment sont préférables (Divers, Stahl 2019). Certains auteurs suggèrent de ne pas donner plus de 3% du poids corporel en solution de gavage en une prise (Carmel et al. 2018).

## **4.2.2 Le sondage oro-gastrique chez les reptiles**

Sonder un reptile est un acte relativement simple, à la portée de tous, rapide et plus sûr d'emploi qu'une administration à la seringue dans la cavité buccale car les risques de fausse déglutition sont moindres en raison de l'absence de croisement des voies respiratoires et digestives au niveau de la gorge de l'animal (Divers, Stahl 2019). En effet, l'ouverture de la trachée est très crâniale : la glotte se situe à la base de la langue et est visible par simple ouverture de la bouche du reptile. De plus, elle est généralement fermée au repos, ce qui facilite l'intubation oro-gastrique (Bulliot, Quinton 2020).

Pour effectuer le sondage oro-gastrique, l'opérateur aura besoin d'une seringue de volume adapté à la quantité de liquide à administrer, d'une sonde de gavage métallique à bout rond ou semi-rigide en caoutchouc ou en plastique adaptée au diamètre de l'œsophage de l'animal, d'un gel lubrifiant et d'un feutre indélébile pour marquer la sonde (Avanzi 2020). Les sondes semi-rigides sont préférées pour le sondage des ophidiens et des sauriens car moins traumatiques (Divers, Stahl 2019). Selon la taille du reptile à sonder, il est par exemple possible d'avoir recours à des sondes nasogastriques souples pour mammifères ou à des sondes urinaires pour les plus petits gabarits (Bulliot, Quinton 2020). Le liquide à administrer, s'il s'agit de solutions de gavage ou de fluides de réhydratation, doit être préalablement chauffé à la température corporelle du reptile (Avanzi 2020).

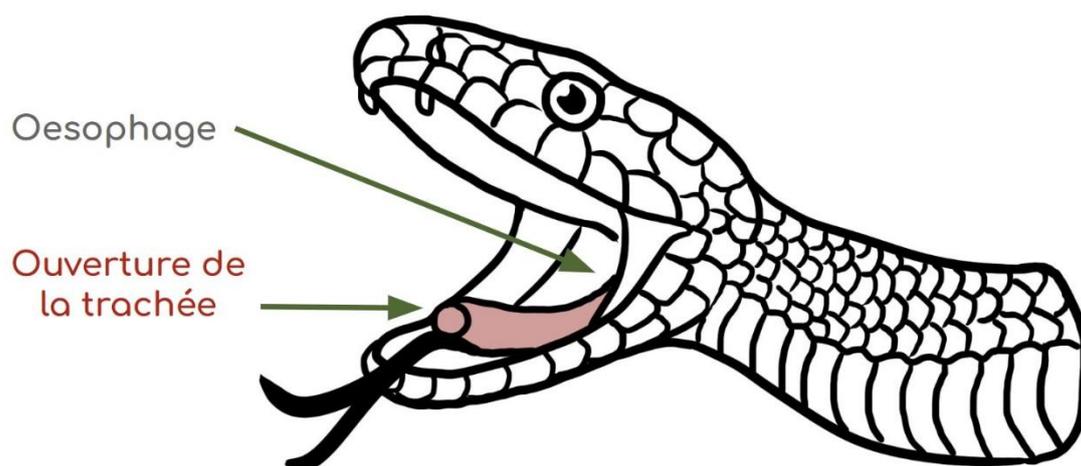
### **4.2.2.1 Le sondage oro-gastrique du serpent**

L'opérateur commence par mesurer la distance entre la bouche du serpent et son estomac, qui se situe généralement à 40-45% de la longueur rostre-cloaque et reporte cette longueur sur la sonde oro-gastrique à l'aide d'un marqueur. Cela servira de repère lors du sondage (Avanzi 2020). Il est à noter que chez le serpent, le sondage est davantage oro-œsophagien qu'oro-gastrique car l'estomac est souvent difficile à atteindre en raison de la longueur de certains serpents, une fois qu'ils ont atteint leur taille adulte (Girling, Raiti 2019).

L'opérateur connecte ensuite la sonde à la seringue contenant le liquide à administrer (médicament, fluide de réhydratation ou de gavage) et actionne le piston

afin de remplir entièrement la sonde pour chasser l'air qu'elle contient. Il lubrifie alors l'embout à l'aide du gel lubrifiant (Avanzi 2020).

Il faut à présent ouvrir la bouche du serpent afin d'y introduire la sonde. Une personne maintient la tête de l'animal à la verticale en plaçant son pouce et son index de part et d'autre de l'occiput, l'index posé sur le front, et immobilise le corps de l'animal de son autre main (Carmel et al. 2018). L'opérateur vient abaisser la mâchoire inférieure à l'aide d'une spatule atraumatique en bois ou en caoutchouc, repère la glotte qu'il prend soin d'éviter (Figure 49) et introduit la sonde dans la cavité buccale qu'il fait doucement progresser le long de l'œsophage (Girling, Raiti 2019). Cette étape peut être réalisée sans ouvrir complètement la bouche du serpent, dès lors qu'une sonde d'un diamètre légèrement plus grand que celui de la glotte est utilisée. L'opérateur fait ainsi passer le bout de la sonde au travers de la commissure des lèvres (Avanzi 2020).



*Figure 49 : Schéma de la cavité buccale d'un serpent montrant la position de l'ouverture trachéale (Camille Wagner)*

Aucune résistance ne doit être rencontrée lors du passage de la sonde au travers de l'œsophage. Si c'est le cas, l'opérateur retire la sonde et recommence le geste. Une fois la sonde en place, il injecte lentement le liquide (Figure 50) tout en surveillant les signes de régurgitations, qui motiveraient un arrêt immédiat du sondage (Avanzi 2020). Enfin, il retire la sonde, masse l'œsophage en direction de l'estomac pour favoriser la descente du liquide, maintient encore pendant quelques instants la tête du serpent à la verticale puis remet l'animal au calme en évitant les manipulations brusques afin de limiter les risques de régurgitations (Divers, Stahl 2019; Hébert, Bulliot 2019).



*Figure 50 : Photographie d'un serpent en train de recevoir une alimentation par sondage (Camille Wagner)*

#### **4.2.2.2 Le sondage oro-gastrique du lézard**

L'opérateur commence par mesurer la distance entre la bouche du lézard et son estomac, qui se situe généralement juste en arrière du cercle de l'hypocondre et reporte cette longueur sur la sonde oro-gastrique à l'aide d'un marqueur. Cela servira de repère lors du sondage (Avanzi 2020).

L'opérateur connecte ensuite la sonde à la seringue contenant le liquide à administrer (médicament, fluide de réhydratation ou de gavage) et actionne le piston afin de remplir entièrement la sonde pour chasser l'air qu'elle contient. Il lubrifie alors l'embout à l'aide du gel lubrifiant (Avanzi 2020).

Il faut à présent ouvrir la bouche du lézard afin d'y introduire la sonde. Pour cela, plusieurs méthodes sont possibles selon la réticence du lézard à coopérer. Ce dernier peut être délicatement emballé dans une serviette ne laissant dépasser que la tête, afin de restreindre ses mouvements et de limiter par la même occasion les coups de griffes. Une personne maintient la tête de l'animal à la verticale en plaçant une main au niveau de sa nuque, le pouce et le majeur faisant pression de part et d'autre des maxillaires (Girling, Raiti 2019). L'autre main vient abaisser la mâchoire inférieure en tirant très délicatement sur le fanon gulaire, membrane de peau située sous la gorge, plus ou moins développée selon l'espèce (de la Navarre 2006).

Une fois la cavité buccale du lézard entrouverte (Figure 51), on peut y introduire un ouvre-bouche en plastique souple ou un spéculum en caoutchouc afin d'y faire glisser la sonde sans endommager les dents. Le lézard devrait tout de suite chercher à mordre dessus. La personne réalisant la contention maintient alors la bouche du

lézard fermée sur le spéculum ou l'ouvre-bouche pour qu'il ne puisse pas le repousser avec sa langue. L'opérateur peut à présent insérer la sonde oro-gastrique au travers du dispositif et la faire progresser le long de l'œsophage jusqu'à atteindre l'estomac (Figure 52). Cette étape peut être réalisée sans ouvre-bouche mais il faudra s'assurer que le lézard ne puisse pas cisailer la sonde avec ses dents (Avanzi 2020; Divers, Stahl 2019).

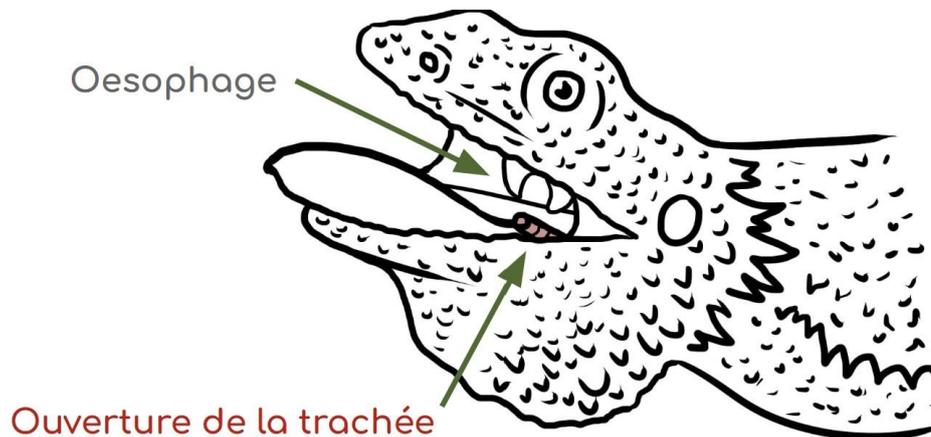


Figure 51 : Schéma de la cavité buccale d'un lézard montrant la position de l'ouverture trachéale (Camille Wagner)



Figure 52 : Photographie d'un lézard en train de recevoir une alimentation par sondage (Camille Wagner)

Si l'ouverture de la bouche est compliquée, l'opérateur peut s'aider d'une spatule rigide à bord émoussés avec laquelle il fait pression au niveau de la commissure des lèvres jusqu'à ce que le reptile cède mais tout en prenant garde de ne pas provoquer de fractures dentaires ou mandibulaires (Carmel et al. 2018; Girling, Raiti 2019). Il est en ce sens conseillé que le revêtement de la spatule soit en bois ou en caoutchouc plutôt qu'en métal.

Aucune résistance ne doit être rencontrée lors du passage de la sonde au travers de l'œsophage. Si c'est le cas, l'opérateur retire la sonde et recommence le

geste. Une fois la sonde en place, il injecte lentement le liquide tout en surveillant les signes de régurgitations, qui motiveraient un arrêt immédiat du sondage (Avanzi 2020). Enfin, il retire la sonde, maintient encore pendant quelques instants la tête du lézard à la verticale puis remet l'animal au calme en évitant les manipulations brusques afin de limiter les risques de régurgitations (Hébert, Bulliot 2019).

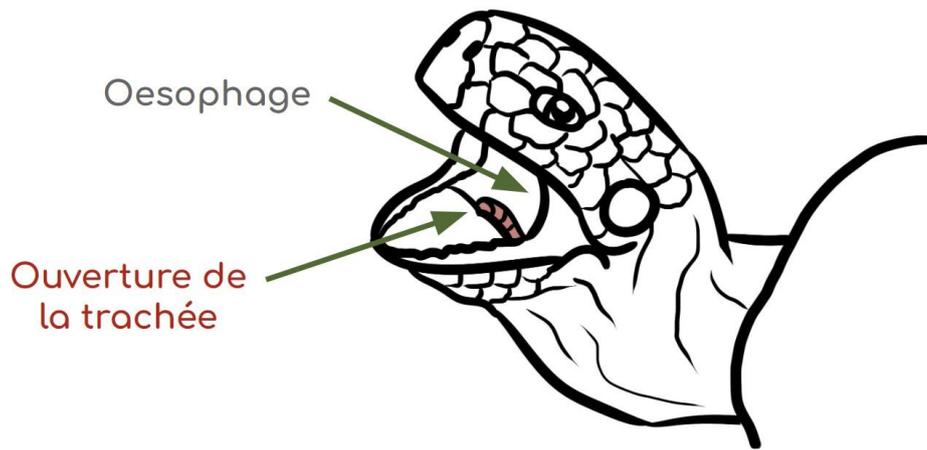
#### **4.2.2.3 Le sondage oro-gastrique de la tortue**

Contrairement aux serpents et aux lézards, les tortues sont plus compliquées à médiquer par voie orale, en raison de leur capacité à rentrer la tête dans leur carapace. Toute manipulation agressive ou répétée de la tête et du cou d'une tortue peut entraîner des lésions de la colonne vertébrale. C'est pourquoi, une sédation peut être requise pour réaliser correctement ce geste et que l'on préférera placer une sonde d'œsophagostomie sur les sujets nécessitant des administrations fréquentes, sur plusieurs jours (Divers, Stahl 2019; Girling, Raiti 2019).

Pour réaliser le sondage, l'opérateur commence par mesurer la distance entre le bec de la tortue et son estomac, qui se situe généralement à mi-chemin du plastron, à la jonction entre les écailles pectorales et abdominales, en prenant soin d'avoir l'œsophage étendu au maximum, et reporte cette longueur sur la sonde oro-gastrique à l'aide d'un marqueur (Bulliot, Quinton 2020; Divers, Stahl 2019). Cela servira de repère lors du sondage.

L'opérateur connecte ensuite la sonde à la seringue contenant le liquide à administrer (médicament, fluide de réhydratation ou de gavage) et actionne le piston afin de remplir entièrement la sonde pour chasser l'air qu'elle contient. Il lubrifie alors l'embout à l'aide du gel lubrifiant (Avanzi 2020).

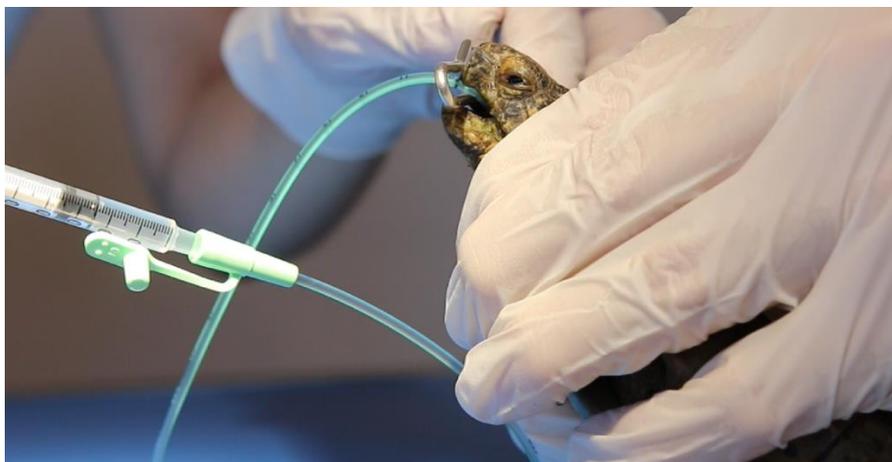
Il faut à présent ouvrir la bouche de la tortue afin d'y introduire la sonde (Figure 53). La personne réalisant la contention maintient la tortue verticalement, les membres antérieurs rentrés dans la carapace ou plaqués contre le corps (Bulliot, Quinton 2020). Elle retient la tête de la tortue par le dessus, juste en arrière du crâne, entre son pouce et son index et prend soin de ne plus la lâcher. Si la bouche de l'animal s'ouvre toute seule, l'opérateur place un ouvre-bouche au niveau du bec de la tortue. Si la bouche ne s'ouvre pas, il peut saisir la mâchoire inférieure de l'animal entre son pouce et son index, tirer doucement vers le bas puis y placer l'ouvre-bouche (Divers, Stahl 2019).



*Figure 53 : Schéma de la cavité buccale d'un lézard montrant la position de l'ouverture trachéale (Camille Wagner)*

Si l'ouverture de la bouche est compliquée, l'opérateur peut s'aider d'une spatule rigide à bord émoussés en caoutchouc avec laquelle il fait pression au niveau de la commissure des lèvres jusqu'à ce que le reptile cède mais tout en prenant garde de ne pas provoquer de fractures dentaires ou mandibulaires, surtout sur des tortues en mauvais état (Girling, Raiti 2019; de la Navarre 2006).

L'opérateur incère enfin la sonde lubrifiée et pré-mesurée dans la bouche de l'animal et la fait progresser le long de l'œsophage jusqu'à atteindre l'estomac. Aucune résistance ne doit être rencontrée. Si c'est le cas, l'opérateur retire la sonde et recommence le geste. Une fois la sonde en place, il injecte lentement le liquide (Figure 54) sur une minute, tout en surveillant les signes de régurgitations, qui motiveraient un arrêt immédiat du sondage (Avanzi 2020). Enfin, il retire la sonde, maintient encore pendant quelques instants la tête de la tortue à la verticale puis remet l'animal au calme en évitant les manipulations brusques afin de limiter les risques de régurgitations (Hébert, Bulliot 2019).



*Figure 54 : Photographie d'une tortue en train de recevoir une alimentation par sondage (Camille Wagner)*

NB. La mise en place d'une sonde d'œsophagostomie chez la tortue ne sera pas traitée ici car il s'agit d'un acte chirurgical, strictement réservé à des professionnels vétérinaires, dont cette thèse ne fait pas l'objet. Pour les tortues faisant l'objet d'une réalimentation par sonde d'œsophagostomie, il faut administrer de petits volumes pour éviter les régurgitations (2-3 mL/kg si ce sont des médicaments, 5-15 mL/kg pour des solutions de gavage (Girling, Raiti 2019)), à température corporelle du reptile sur minimum une minute (Figure 55), et rincer la sonde à l'eau claire après chaque utilisation pour éviter son obstruction par du produit de gavage séché (Bulliot, Quinton 2020). La sonde peut enfin être désinfectée une fois par semaine en injectant quelques millilitres de chlorhexidine à 0,5% pour empêcher le développement de colonies bactériennes ou fongiques.



*Figure 55 : Photographie d'une tortue en train de recevoir une alimentation par sonde d'œsophagostomie (Camille Wagner)*

# Deuxième partie : Réalisation des vidéos

L'élaboration d'une bibliothèque de vidéos regroupant les principaux gestes pratiques réalisables par tout détenteur d'un nouvel animal de compagnie nécessitant un soin ou un traitement a eu pour fil conducteur la volonté de proposer un support multimédia, mêlant textes, images et prises vidéos, facilement compréhensible par tout propriétaire, qu'il soit novice ou plus expérimenté. Les vidéos se veulent donc synthétiques, didactiques, et visuellement agréables à regarder afin de capter l'attention du spectateur et de lui permettre d'en retenir l'essentiel.

## 1 Élaboration des maquettes vidéo

Faisant suite à la rédaction de la synthèse bibliographique présentée en première partie de cette thèse, la seconde étape de ce projet fut d'élaborer une trame pour les différentes vidéos. Pour cela, il a été décidé de créer, pour chaque vidéo et à la manière d'un support pour présentation orale, un diaporama sur Google Slide® afin de faciliter l'inclusion de textes et d'images. L'utilisation de Google Slide® a permis l'harmonisation des différentes maquettes en proposant une mise en page commune : une couleur d'arrière-plan et de typologie a ainsi été attribuée à chaque groupe d'espèces (ex. vert pour les reptiles, bleu pour les oiseaux, rose pour les furets, etc.), de même qu'un logo représentant l'espèce dont il est question dans la vidéo. Chaque maquette comporte une première diapositive avec l'intitulé du geste clinique présenté, sa difficulté, et une image permettant de l'illustrer. Viennent ensuite quelques diapositives avec du texte ou des schémas explicatifs permettant de mettre en valeur divers rappels ou informations à savoir avant de se lancer. La partie vidéo peut ainsi se concentrer pleinement sur l'apprentissage pratique du geste technique. L'ensemble des maquettes a enfin été exporté au format jpeg afin de transformer chaque diapositive en images à assembler lors du montage des vidéos finales.

## 2 Illustrations (photos, dessins et schémas)

Toutes les illustrations présentes dans le manuscrit et dans les vidéos ont été exclusivement réalisées pour les besoins de cette thèse. Les photos (photos de couverture des vidéos et photos du matériel nécessaire à la réalisation des gestes

techniques) ont été prises à l'aide de mon appareil photo reflex, le Canon® EOS 70D, et d'un objectif adapté, le Sigma® 18-35 f/1.8 DC HSM. Les photos du matériel ont ensuite été détourées à l'aide du logiciel de retouche d'images, Photoshop® CS4, et enregistrées sur fond transparent, en format png, dans un souci d'esthétique. Les dessins et les schémas ont été réalisés sur le logiciel de dessin Paint Tool SAI®, à l'aide d'une tablette graphique, la Bamboo Fun Pen & Touch®.

### **3 Audio des vidéos**

En parallèle des maquettes a été rédigé le texte servant de trame à la voix-off pour chaque vidéo. Ces voix-off ont alors été enregistrées en format mp3 à l'aide de l'enregistreur vocal de mon téléphone portable, le Samsung® Galaxy S9, en amont du tournage des vidéos, et ont permis de savoir quels gestes effectuer à quels moments lors du tournage. La synchronisation de la voix-off sur l'enregistrement vidéo a ensuite été ajustée lors du montage des vidéos.

## **4 Tournage des vidéos**

### **4.1 Matériels**

Les vidéos ont été enregistrées avec un Sigma® 18-35 f/1.8 DC HSM, monté sur un appareil photo reflex, le Canon® EOS 70D. Un trépied a été utilisé pour améliorer la stabilité de certaines prises de vue. L'ensemble du matériel nécessaire à la réalisation des gestes techniques (serviette, seringues, coupe-griffe, etc.) a quant à lui été emprunté au Centre de soin de la faune sauvage et au Service de médecine des nouveaux animaux de compagnie de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse (ENVT).

### **4.2 Choix du lieu de tournage**

Les vidéos ont été tournées dans différentes salles de consultation du Centre Hospitalier Universitaire Vétérinaire des Animaux de Compagnie (CHUVAC) de ENVT, principalement durant les week-ends, lorsque les locaux n'étaient pas occupés. Il fallait trouver un lieu disposant d'une bonne ambiance lumineuse (grande baie vitrée, plein

sud) afin de maximiser la qualité des vidéos enregistrées, ainsi que d'une table de consultation pour pouvoir réaliser les différents gestes techniques.

### **4.3 Choix des animaux**

Il a été choisi, avec accord des propriétaires (signature d'une autorisation de droit à l'image), des animaux hospitalisés à l'école, nécessitant les soins réalisés pour les besoins des vidéos (un lapin et une tortue) ou des animaux d'étudiants vétérinaires (un cochon d'Inde, un hamster et un chinchilla). Certaines espèces étant plus rarement hospitalisées (ex. les reptiles et les oiseaux) et considérant les gestes techniques réalisés comme peu invasifs et relativement peu stressants, certains de mes animaux (gecko et pogona) ainsi que les oiseaux et reptiles du centre de soin de la faune sauvage de l'école nécessitant les soins prodigués, ont également été retenus pour l'élaboration des vidéos.

### **4.4 Choix des opérateurs**

La réalisation de tutoriels nécessite avant tout de choisir un opérateur disposant d'une bonne maîtrise du geste enseigné, afin d'obtenir des séquences fluides, justes et compréhensibles pour la personne qui visionnera la vidéo. Les gestes techniques à destination des propriétaires restant des gestes de base, il m'a été possible de tous les effectuer, soit parce que j'avais déjà eu l'occasion de les apprendre lors de mon cursus à l'école ou lors de stages, soit parce que je m'étais entraînée en amont du tournage. Un étudiant en dernière année, venant de terminer sa rotation clinique de six mois au sein du Service de médecine zoologique de l'ENVT, m'a été d'une précieuse aide pour la réalisation des vidéos. En effet, il maîtrisait parfaitement l'ensemble des gestes présentés. Ainsi, je me suis chargée de filmer et de cadrer les vidéos nécessitant un seul opérateur, tandis que l'étudiant réalisait le geste. Concernant les vidéos nécessitant deux opérateurs, la caméra a été mise sur trépied et nous avons réalisé les gestes à deux.

### **4.5 Choix du cadrage**

Il a été décidé de réaliser un cadrage centré sur l'animal et sur les mains de l'opérateur, pour deux principales raisons. La première est qu'un tel cadrage permet

d'obtenir un gros plan sur l'animal et donc sur le geste en cours de réalisation, ce qui facilite l'apprentissage de ce dernier par le propriétaire, qui peut en saisir plus facilement toutes les subtilités. La seconde raison concerne le droit à l'image des personnes filmées, qui est ainsi préservé, ces personnes, dont je fais partie, ne souhaitant pas particulièrement que leur visage soit filmé.

## **4.6 Déroulement d'un tournage**

Plusieurs journées de tournage, réparties sur plusieurs mois, selon mes disponibilités et celles des animaux, ont été nécessaires pour réaliser la totalité des vidéos programmées. Pour chaque geste filmé, je lançais le mode vidéo de l'appareil photo, puis la piste audio réalisée en amont, et synchronisais mes gestes ou ceux du second opérateur avec les indications données par la voix-off. Le même animal a souvent été utilisé pour réaliser plusieurs gestes durant la même journée de tournage.

## **5 Montage des vidéos**

Les vidéos ont été montées à l'aide du logiciel de montage vidéo de Microsoft®, Clipchamp, sur un ASUS® Zenbook 15 OLED. Ce logiciel a été choisi en raison de sa gratuité et de la simplicité de son interface, ce qui a rendu sa prise en main relativement rapide. Pour chaque geste technique, les images des maquettes, la partie vidéo et la voix off ont été importées dans le logiciel. Les images et la vidéo ont ensuite été synchronisées sur la voix-off afin de créer une vidéo finale, la plus fluide qui soit. Cette dernière a enfin été exportée au format mp4 et stockée dans l'ordinateur.

## **6 Exploitation des vidéos**

Les vidéos ont toutes été importées sur la chaîne YouTube de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse au format mp4 et leur statut a été modifié en « non répertorié ». Ces vidéos ne figurent donc pas dans les résultats de recherche YouTube, ni sur la page d'accueil de la chaîne YouTube les ayant importées. Pour chaque vidéo, seules les personnes disposant du lien de la vidéo peuvent la visualiser. Cela permet d'éviter que n'importe quel utilisateur de YouTube puisse accéder à ces tutoriels. Un QR code à flasher a enfin été attribué, à chaque vidéo, à l'aide du site internet « QR Code Generator », dans le but de pouvoir retrouver rapidement chaque vidéo à l'aide

de son smartphone. Ces QR codes seront transmis par les cliniciens du service des nouveaux animaux de compagnie de l'ENVT à la suite d'une consultation ou d'un retour d'hospitalisation, si l'animal nécessite encore des soins ou l'administration d'un traitement à la maison. Ainsi, si l'on prend l'exemple d'un lapin hospitalisé pour stase gastrique et nécessitant la poursuite des gavages à la maison par son propriétaire, ce dernier disposera d'un tutoriel vidéo, à voir autant de fois qu'il le souhaite, afin de l'aider à correctement réaliser ce geste technique.

## 7 Résultats

En tout, 35 vidéos à destination des propriétaires possédant un nouvel animal de compagnie ont été produites, totalisant une durée de 1 heure 25 minutes et 10 secondes. La liste des vidéos disponible est la suivante :

### Huit vidéos ont été produites concernant les gestes techniques chez le lapin:

- La contention du lapin (2 minutes et 42 secondes)
- La médication par voie orale (1 minute et 40 secondes)
- La réalimentation et la réhydratation par voie orale (3 minutes et 16 secondes)
- L'aérosolthérapie par nébulisation (1 minute et 36 secondes)
- La coupe de griffe (2 minutes et 2 secondes)
- Le nettoyage des oreilles (2 minutes et 50 secondes)
- L'application de topiques ophtalmiques (1 minute et 41 secondes)
- La prise de température (1 minute et 39 secondes)

### Sept vidéos ont été produites concernant les gestes techniques chez les rongeurs:

- La contention du hamster (59 secondes)
- La contention du cochon d'Inde (1 minute et 44 secondes)
- La médication par voie orale chez le cochon d'Inde (1 minute et 45 secondes)
- La réalimentation et la réhydratation par voie orale chez le cochon d'Inde (3 minutes et 15 secondes)
- La coupe de griffe chez le cochon d'Inde (2 minutes)
- La contention du rat et de la souris (1 minute et 35 secondes)
- La médication par voie orale chez le rat (1 minute et 33 secondes)

Dix vidéos ont été produites concernant les gestes techniques chez les oiseaux:

- La capture de l'oiseau (2 minutes et 9 secondes)
- La contention des psittaciformes (2 minutes et 53 secondes)
- La contention des passériformes (2 minutes et 8 secondes)
- La contention de la poule domestique (2 minutes et 44 secondes)
- La médication par voie orale (2 minutes et 57 secondes)
- La réalimentation et la réhydratation par voie orale (3 minutes et 32 secondes)
- Les injections par voie intranasale (1 minute et 43 secondes)
- L'aérosolthérapie par nébulisation (2 minutes et 28 secondes)
- La coupe de griffe (3 minutes et 8 secondes)
- Le rémigeage (7 minutes et 17 secondes)

Dix vidéos ont été produites concernant les gestes techniques chez les reptiles:

- La contention du serpent (2 minutes et 4 secondes)
- La contention du lézard (2 minutes et 44 secondes)
- La contention de la tortue (2 minutes et 7 secondes)
- La balnéation chez les reptiles (53 secondes)
- Le sondage oro-gastrique chez le serpent (3 minutes et 32 secondes)
- Le sondage oro-gastrique chez le lézard (3 minutes et 21 secondes)
- Le sondage oro-gastrique chez la tortue (3 minutes et 32 secondes)
- Les administrations de traitements via la nourriture chez le serpent (1 minute et 13 secondes)
- Les administrations de traitements à la seringue par voie orale chez le lézard (1 minute et 32 secondes)
- L'administration de nourriture ou de médicaments via une sonde d'œsophagostomie chez la tortue (2 minutes et 56 secondes)

Les vidéos concernant les gestes techniques du furet ainsi que la vidéo portant sur la contention du chinchilla n'ont pu être réalisées en raison de l'indisponibilité de ces deux espèces lors du tournage des vidéos.

# Troisième partie : Discussion

## 1 Intérêt d'un support multimédia dans l'apprentissage des gestes techniques par le propriétaire

L'objectif de cette thèse, rappelons-le, est de fournir un support multimédia aux propriétaires d'un NAC nécessitant la réalisation d'un traitement ou de soins à la maison. Ces tutoriels doivent servir de guides dans la réalisation des gestes techniques et permettre d'améliorer l'observance des traitements. La production de telles vidéos a donc pour vocation de rendre plus accessible l'apprentissage de ces gestes et d'impliquer davantage le propriétaire, qui peut visualiser la ou les vidéos délivrées par le Service de médecine zoologique de l'ENVT autant de fois qu'il le souhaite et à n'importe quel moment de la journée.

En effet, d'après la théorie de la charge cognitive de John Sweller, notre mémoire de travail, chargée du traitement des données nouvelles, dispose d'une capacité et d'une durée de mémorisation très limitées. Cela sous-entend qu'il nous est difficile d'assimiler simultanément plusieurs informations à la fois, et que si ces dernières ne sont pas répétées ou revues dans le temps, la plupart sont rapidement oubliées. De plus, cette théorie souligne l'importance du "principe d'emprunt et de réorganisation", mécanisme selon lequel l'homme acquiert plus facilement de nouvelles connaissances grâce à son aptitude à imiter et à écouter l'autre (Sweller 2007).

Or bien souvent, à l'issue d'une consultation vétérinaire, il a été délivré au propriétaire une quantité d'informations dépassant largement les capacités de sa mémoire de travail. Cela peut conduire à des oublis ou des confusions de sa part. De plus, les gestes techniques à réaliser par le propriétaire ne sont généralement détaillés qu'à l'oral par le clinicien, qui n'a ni le temps ni la possibilité de s'assurer que le propriétaire les a mémorisés et sera capable de les reproduire correctement. Par exemple, un lapin hospitalisé à l'école pour stase gastrique est rendu à son propriétaire avec pour consignes de poursuivre les gavages, mais sans démonstration concrète de l'acte dont il est question.

Enfin, multiplier les supports (visuel, auditif...) permettrait un meilleur apprentissage, de même que la redondance auditive et visuelle qui en découle serait considérée comme un processus facilitateur pour l'apprentissage d'une information par des novices (Sweller 2007). Les vidéos proposées, en mêlant images, prises vidéos, voix-off et textes, offrent donc un support multimédia de choix pour l'apprentissage de nouvelles compétences par les propriétaires de NAC.

## 2 La délégation d'actes aux propriétaires et le respect du cadre juridique

Une des principales difficultés relatives à ce projet de thèse a concerné le choix des gestes techniques à enseigner aux propriétaires, de manière à rester en accord avec les textes de lois encadrant l'exercice de la médecine vétérinaire et la délégation d'actes en lien avec cette dernière.

En effet, selon l'article L.243-1 du Code rural et de la pêche maritime, est considéré comme acte de médecine des animaux : *“tout acte ayant pour objet de déterminer l'état physiologique d'un animal ou d'un groupe d'animaux ou son état de santé, de diagnostiquer une maladie, [...] de prescrire des médicaments ou de les administrer par voie parentérale”*. L'article L.243-2 du Code rural et de la pêche maritime mentionne, quant à lui, que seuls *“les propriétaires ou détenteurs professionnels d'animaux relevant d'espèces dont la chair ou les produits sont destinés à la consommation humaine, ou leurs salariés, peuvent pratiquer, sur les animaux de leur élevage ou sur ceux dont la garde leur a été confiée dans le cadre de leur exploitation, [...] certains actes de médecine ou de chirurgie dont la liste est fixée, selon les espèces, par arrêté du ministre chargé de l'agriculture”*. Ainsi, des dérogations existent mais elles ne s'appliquent pas aux propriétaires d'animaux de compagnie et *“l'exercice illégal de la médecine ou de la chirurgie des animaux de compagnie est puni de deux ans d'emprisonnement et d'une amende de 30 000€”*.

Ces articles ont ainsi retenu notre attention pour le choix des gestes à présenter en vidéo, et ont soulevé certaines interrogations, notamment concernant l'autorisation pour un propriétaire de réaliser des injections parentérales à son animal. En effet, le recours aux injections parentérales à visée thérapeutique est relativement fréquent chez les NACs, en particulier chez les reptiles, où la voie parentérale (injections

intramusculaires majoritairement), s'avère souvent plus efficace que la voie orale et est préférée dans les cas de déshydratation sévère et de dysfonctionnement du tractus gastro-intestinal, responsables d'une diminution d'absorption de certaines molécules (Carmel et al. 2018; Divers, Stahl 2019). Cependant, à la lecture des textes législatifs, il serait contraire à la loi de proposer des vidéos détaillant comment administrer un médicament par voie parentérale. Mais que penser, dans ce cas, des maladies nécessitant des injections quotidiennes, telles que le diabète, maladie pour laquelle les propriétaires de chats ou de chiens réalisent très souvent eux-mêmes les injections, à domicile ?

Souhaitant obtenir davantage de renseignements, nous avons contacté le Président du Conseil Régional de l'Ordre des Vétérinaires d'Occitanie afin d'avoir un avis tranché concernant l'élaboration de vidéos présentant comment réaliser des injections parentérales. Etant assez sensible, ce sujet a nécessité un avis du Conseil National de l'Ordre des Vétérinaires (CNOV). Ce dernier précise ainsi que : *“Les injections d'insuline faites par les propriétaires, sont pratiquées sur prescription médicale et avec l'aide des conseils du vétérinaire traitant. Ceci engage tout de même sa responsabilité pénale et civile en cas de problème, comme est engagée aussi celle du propriétaire. On est ici dans un contrat de soin qui implique aussi l'obligation de continuité des soins.”*

A l'inverse, concernant ce projet de thèse, le Président du CNOV ajoute que : *“La réalisation d'un outil générique de communication sur les administrations parentérales pourrait être considérée comme une incitation des propriétaires à faire des actes illégaux.”*, et la mauvaise gestion des déchets de soin (aiguilles, résidus d'antibiotiques dans les poubelles) peut présenter un *“risque pour la santé publique”*. Ainsi, à la lumière des propos tenus par le CNOV, et par volonté de présenter un travail en accord avec les textes de lois, les injections parentérales, sous-cutanées et intramusculaires à visée thérapeutique, n'ont pas été traitées dans ce manuscrit.

### **3 Mise à disposition des connaissances au grand public et risques d'automédication**

Ces dernières années, avec le développement du multimédia et des réseaux sociaux, de plus en plus de vétérinaires sont présents sur YouTube, Facebook, ou

encore Instagram et s'adonnent à de la vulgarisation scientifique en proposant des contenus ludiques où à visée pédagogique pour leurs auditeurs. On peut ainsi citer Mélanie Coquelle, plus connue sur les réseaux sociaux sous le pseudonyme de "Dr. NACophile". Elle propose, elle-aussi, des tutoriels vidéo expliquant au grand public certains gestes de base (administration de médicaments, coupe de griffe, contention...) et totalise près de 10 000 abonnés sur son compte Instagram.

Si la mise en ligne de contenus pédagogiques gratuits et accessibles à tous permet de faciliter l'accès au savoir, on peut aussi se demander dans quelle mesure elle ne favoriserait pas certaines dérives en augmentant le risque d'automédication des animaux de compagnie. En effet, le public peut rapidement être amené à sous-estimer l'importance d'une visite chez le vétérinaire, extrapolant le contenu d'une vidéo à son propre animal et pensant donc pouvoir se passer d'un avis médical professionnel. Or l'automédication peut avoir des conséquences dramatiques (surdosage, toxicité...). Par exemple, chez le lapin, l'administration de fipronil, une molécule antiparasitaire relativement populaire et disponible sans ordonnance pour chiens et chats, peut entraîner des convulsions, voire la mort.

Mesurant ainsi l'impact que peut avoir la diffusion de tutoriels vidéo au sein du grand public, ce projet de thèse a été pensé de manière à limiter au maximum les dérives de l'automédication en assurant un meilleur contrôle de l'information délivrée aux propriétaires. En effet, les vidéos sont hébergées sur YouTube avec le statut "non répertorié". Cela veut dire que seule une personne disposant du lien exact de la vidéo est capable de la visionner, contrairement aux vidéos "publiques" que n'importe quel utilisateur dans le monde peut retrouver via le moteur de recherche de la plateforme. Ainsi, seule une personne ayant pris rendez-vous au service NAC de l'ENVT et nécessitant un tutoriel pour accompagner la prise en charge thérapeutique de son animal, pourra visionner la vidéo en question, grâce à un QR code délivré par le clinicien à l'issue de la consultation. Cette même personne devra s'engager à ne pas diffuser le lien permettant l'accès à la vidéo. Enfin, pour limiter l'automédication, aucune dose, aucun nom de molécule et aucune marque de médicament n'ont été donnés dans les vidéos. À la place, il est fréquemment rappelé au propriétaire de se rediriger vers l'ordonnance délivrée par le vétérinaire à l'issue de la consultation. Un même geste thérapeutique peut effectivement être valable pour l'administration de plusieurs médicaments, de même qu'une dose est toujours à adapter à un animal donné.



# Conclusion

L'augmentation significative du nombre de NAC au sein des foyers français, ces dernières années, a entraîné une progression de leur médicalisation avec une diversification des traitements disponibles. Leur prise en charge médicale demeure néanmoins complexe en raison des spécificités liées à chaque espèce et repose largement sur la capacité du propriétaire à fournir des soins adaptés, afin de permettre la bonne observance des traitements prescrits.

Ce travail de thèse vise ainsi à pallier le manque d'expérience des propriétaires de NAC en proposant des enregistrements vidéo didactiques censés les guider dans la mise en œuvre correcte des soins et des gestes thérapeutiques nécessaires au bon rétablissement de leur animal. Un travail de recherche bibliographique a préalablement été conduit afin de permettre l'écriture, puis le tournage des tutoriels vidéo ; ce dernier s'est déroulé au sein du Service de médecine zoologique de l'ENVT.

Au total, 35 vidéos pédagogiques ont été réalisées, comprenant des gestes techniques relatifs aux petits mammifères (lapins, rongeurs et furets), aux oiseaux (poules, becs crochus et passereaux) et aux reptiles (serpents, lézards et tortues) et sont disponibles au format « non répertorié » sur YouTube.

Les cliniciens de l'ENVT disposent ainsi d'une ressource sous forme de banque de vidéos afin d'améliorer la prise en charge thérapeutique de leurs patients par les propriétaires. Chaque vidéo pourra être individuellement transmise sous forme de QR code, dès lors qu'un propriétaire aura besoin d'un tutoriel pour accompagner la prise en charge thérapeutique de son animal.



# Bibliographie

**AVANZI, Marta, 2020.** *Gestes cliniques et thérapeutiques chez les NAC* [en ligne]. [Consulté le 15 septembre 2023]. Disponible à l'adresse : <https://medcom.fr/produit/gestes-cliniques-et-therapeutiques-chez-les-nac/>

**BALLARD, Bonnie et CHEEK, Ryan, 2016.** *Exotic Animal Medicine for the Veterinary Technician, 3rd Edition* [en ligne]. [Consulté le 2 novembre 2023]. Disponible à l'adresse : <https://www.wiley.com/en-us/Exotic+Animal+Medicine+for+the+Veterinary+Technician%2C+3rd+Edition-p-9781118914281>

**BRADBURY, A. G. et DICKENS, G. J. E., 2016.** Appropriate handling of pet rabbits: a literature review. *The Journal of Small Animal Practice*. 2016. Vol. 57, n° 10, pp. 503-509. DOI 10.1111/jsap.12549.

**BULLIOT, Christophe et MENTRÉ, Véronique, 2016.** *Les Indispensables chez les NACs*. Illustrated édition. Puteaux : LE POINT VETERI. ISBN 978-2-86326-361-7.

**BULLIOT, Christophe et QUINTON, Jean-François, 2020.** *Guide pratique de médecine interne des NAC* [en ligne]. [Consulté le 15 septembre 2023]. Disponible à l'adresse : <https://medcom.fr/produit/guide-pratique-de-medecine-interne-des-nac/>

**CARMEL, Brendan, DONELEY, Bob, JOHNSON, Robert et MONKS, Deborah, 2018.** *Reptile medicine and surgery in clinical practice*. Hoboken : Wiley Blackwell. ISBN 978-1-118-97768-2. 571.917 9

**CHITTY, John et MONKS, Deborah (éd.), 2018.** *BSAVA manual of avian practice : A foundation manual*. Quedgeley, Gloucester : British Small Animal Veterinary Association. BSAVA manuals series. ISBN 978-1-905319-81-7.

**CORBANIE, E. A., MATTHIJS, M. G. R., VAN ECK, J. H. H., REMON, J. P., LANDMAN, W. J. M. et VERVAET, C., 2006.** Deposition of differently sized airborne microspheres in the respiratory tract of chickens. *Avian Pathology: Journal of the W.V.P.A.* 2006. Vol. 35, n° 6, pp. 475-485. DOI 10.1080/03079450601028845.

**COUTANT, Thomas, VERGNEAU-GROSSET, Claire et LANGLOIS, Isabelle, 2018.** Overview of Drug Delivery Methods in Exotics, Including Their Anatomic and Physiologic Considerations. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2018. Vol. 21, n° 2, pp. 215-259. DOI 10.1016/j.cvex.2018.01.006.

**DE LA NAVARRE, Byron J.S., 2006.** Common Procedures in Reptiles and Amphibians. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2006. Vol. 9, n° 2, pp. 237-267. DOI 10.1016/j.cvex.2006.04.002.

**DEVAUX, Lauriane, 2022.** La médecine préventive de la poule de basse-cour. *Le Point Vétérinaire* [en ligne]. 2022. N° 428. [Consulté le 22 septembre 2023]. Disponible à l'adresse : <https://www.lepointveterinaire.fr/publications/le-point-veterinaire/article/n-428/la-medecine-preventive-de-la-poule-de-basse-cour.html>

**DIJK, P. H., HEIKAMP, A. et OETOMO, S. Bambang, 1997.** Surfactant nebulisation: lung function, surfactant distribution and pulmonary blood flow distribution in lung lavaged rabbits. *Intensive Care Medicine*. 1 octobre 1997. Vol. 23, n° 10, pp. 1070-1076. DOI 10.1007/s001340050458.

**DIVERS, Stephen J. et STAHL, Scott J. (éd.), 2019.** *Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery* [en ligne]. St. Louis (MO) : W.B. Saunders. [Consulté le 15 septembre 2023]. ISBN 978-0-323-48253-0. Disponible à l'adresse : <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/B9780323482530002269>

**DONELEY, Bob, 2016.** *Avian Medicine and Surgery in Practice : Companion and Aviary Birds* [en ligne]. [Consulté le 22 septembre 2023]. Disponible à l'adresse : <http://www.bioone.org/doi/abs/10.1647/1082-6742-26.4.270>

**DYER, D. C. et VAN ALSTINE, W. G., 1987.** Antibiotic aerosolization: tissue and plasma oxytetracycline concentrations in parakeets. *Avian Diseases*. 1987. Vol. 31, n° 3, pp. 677-679.

**EMERY, Lee C., COX, Sherry K. et SOUZA, Marcy J., 2012.** Pharmacokinetics of nebulized terbinafine in Hispaniolan Amazon parrots (*Amazona ventralis*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*. septembre 2012. Vol. 26, n° 3, pp. 161-166. DOI 10.1647/2012-003R.1.

**EVANS, Erika E., WADE, Laura L. et FLAMMER, Keven, 2008.** Administration of doxycycline in drinking water for treatment of spiral bacterial infection in cockatiels. *Journal of the American Veterinary Medical Association*. 2008. Vol. 232, n° 3, pp. 389-393. DOI 10.2460/javma.232.3.389.

**GIRLING, Simon J. et RAITI, Paul (éd.), 2019.** *BSAVA Manual of Reptiles*. Third edition. Quedgeley : British Small Animal Veterinary Association. ISBN 978-1-905319-79-4.

**GREENACRE, Cheryl B. et LUSBY, Angela L., 2004.** Physiologic Responses of Amazon Parrots (*Amazona* species) to Manual Restraint. *Journal of Avian Medicine and Surgery*. 2004. Vol. 18, n° 1, pp. 19-22.

**HARCOURT-BROWN, Nigel H. et CHITTY, John (éd.), 2005.** *BSAVA Manual of Psittacine birds*. 2nd ed. Quedgeley : British Small Animal Veterinary Association. ISBN 978-0-905214-76-4.

**HÉBERT, Fabrice et BULLIOT, Christophe, 2019.** *Guide pratique de médecine interne - Chien, Chat, et NAC - 5e Edition* [en ligne]. [Consulté le 15 septembre 2023]. Disponible à l'adresse : <https://medcom.fr/produit/guide-pratique-de-medecine-interne-chien-chat-et-nac/>

**HNILICA, Keith A. et PATTERSON, Adam P., 2017.** *Small animal dermatology: a color atlas and therapeutic guide*. Edition 4. St. Louis, Missouri : Elsevier. ISBN 978-0-323-37651-8. SF992.S55 M44 2017

**HOTSTON-MOORE, Paula et HUGHES, Alan (éd.), 2007.** *BSAVA manual of practical animal care*. 2. ed. Quedgeley : BSAVA. ISBN 978-0-905214-90-0.

**JUNGE, Randall E., NAEGER, Leonard L., LEBEAU, Marc A., LONG, Christopher W. et NAEGER, Stephen L., 1994.** Pharmacokinetics of Intramuscular and Nebulized Ceftriaxone in Chickens. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 1994. Vol. 25, n° 2, pp. 224-228.

**Kantar-Facco 2022, en ligne.** [Consulté le 17 juillet 2024]. Disponible à l'adresse : <https://www.facco.fr/wp-content/uploads/2023/05/RAPPORT-ACTIVITE-FACCO-2023-WEB.pdf>

**KEEBLE, Emma et MEREDITH, Anna (éd.), 2011.** *BSAVA Manual of Rodents and Ferrets*.

**KING, A.S. et MCLELLAND, J., 1983.** *Birds : Their Structure and Function*. 2nd edition. W B Saunders Co. ISBN 978-0-7020-0872-6.

**KUBIAK, Marie, 2021.** *Handbook of Exotic Pet Medicine*. . 2021.

**LINSART, Adeline et HALTER, Clémentine, 2012.** La Contention du Furet. *Supplément ASV*. 2012. N° 58.

**MCADIE, T. M et KEELING, L. J, 2000.** Effect of manipulating feathers of laying hens on the incidence of feather pecking and cannibalism. *Applied Animal Behaviour Science*. 2000. Vol. 68, n° 3, pp. 215-229. DOI 10.1016/S0168-1591(00)00107-6.

**MEREDITH, Anna et JOHNSON-DELANEY, Cathy A. (éd.), 2010.** *BSAVA Manual of Exotic Pets, Fifth Edition*. Fifth edition. Quedgeley : British Small Animal Veterinary Association. ISBN 978-1-905319-90-9.

**MEREDITH, Anna et LORD, Brigitte (éd.), 2014.** *BSAVA manual of rabbit medicine*. Quedgeley, Gloucester : British Small Animal Veterinary Association. ISBN 978-1-910443-21-7.

**MILLER, Eric R., LAMBERSKI, Nadine et CALLE, Paul P. (éd.), 2018.** *Miller - Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine Current Therapy, Volume 9*. 1st edition. Saunders.

**MINISTÈRE DE L'AGRICULTURE ET DE L'ALIMENTATION, 2019.** Le bien-être animal, qu'est-ce que c'est ? *Ministère de l'Agriculture et de la Souveraineté alimentaire* [en ligne]. 2019. [Consulté le 22 septembre 2023]. Disponible à l'adresse : <https://agriculture.gouv.fr/le-bien-etre-animal-quest-ce-que-cest>

**MOORE, Lucile C. et SMITH, Kathy, 2008.** *When Your Rabbit Needs Special Care, Traditional and Alternative Healing Methods*. . 2008.

**O'CALLAGHAN, C, HARDY, J, STAMMERS, J, STEPHENSON, T J et HULL, D, 1992.** Evaluation of techniques for delivery of steroids to lungs of neonates using a rabbit model. *Archives of Disease in Childhood*. 1992. Vol. 67, n° 1 Spec No, pp. 20-24.

**PLOUZEAU, Eric et ROMAN, Yannick, 2002.** Éjointage par section des carpométacarpes. *Le Point Vétérinaire* [en ligne]. 2002. N° 230. [Consulté le 22 septembre 2023]. Disponible à l'adresse : <https://www.lepointveterinaire.fr/publications/le-point-veterinaire/article/n-230/ejointage-par-section-des-carpometacarpes.html>

**QUESENBERRY, Katherine E., MANS, Christoph, ORCUTT, Connie J. et CARPENTER, James W., 2020.** *Ferrets, Rabbits, and Rodents : Clinical Medicine and Surgery (Fourth Edition)*. 4e édition. St. Louis, Missouri : Saunders. ISBN 978-0-323-48435-0.

**QUESENBERRY, Katherine E. et ORCUTT, Connie, 2004.** *Ferrets, Rabbits, and Rodents : Clinical Medicine and Surgery (Second Edition)* [en ligne]. Saint Louis : W.B. Saunders. [Consulté le 17 septembre 2023]. ISBN 978-0-7216-9377-4. Disponible à l'adresse : <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/B0721693776500046>

**QUINTON, Jean-François et PIAZZA, Stéphanie, 2011.** *Soins du furet : bien-être et maladies*. Paris : Ulmer. Medium. ISBN 978-2-84138-443-3. E.08.19-QUI-S

**RATZLAFF, Katherine, PAPICH, Mark G. et FLAMMER, Keven, 2011.** Plasma concentrations of fluconazole after a single oral dose and administration in drinking water in cockatiels (*Nymphicus hollandicus*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*. 2011. Vol. 25, n° 1, pp. 23-31. DOI 10.1647/2009-044.1.

**RIVAL, Franck, 2011.** *Atlas d'Otologie des Nouveaux Animaux de Compagnie*. Vetnac Editions. ISBN 978-2-917389-02-7.

**SAMOUR, Jaime, 2016.** *Avian Medicine, Third Edition*. 3eme Edition.

**SAVORY, C. J., 1995.** Feather pecking and cannibalism. *World's Poultry Science Journal*. 1995. Vol. 51, n° 2, pp. 215-219. DOI 10.1079/WPS19950016.

**SCHILLING, Kim, 2021.** *Ferrets for Dummies*. 3rd edition. Hoboken, New Jersey : John Wiley & Sons, Inc. ISBN 978-1-119-72083-6.

**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

**SWELLER, John, 2007.** *La charge cognitive* [en ligne]. [Consulté le 17 mars 2024]. Disponible à l'adresse : <https://www.dunod.com/sciences-humaines-et-sociales/charge-cognitive-theorie-et-applications>

**TELL, Lisa A., STEPHENS, Kimberly, TEAGUE, Stephen V., PINKERTON, Kent E. et RAABE, Otto G., 2012.** Study of nebulization delivery of aerosolized fluorescent microspheres to the avian respiratory tract. *Avian diseases*. 2012. Vol. 56, n° 2, pp. 381-386.

**TULLY, Thomas N., DORRESTEIN, Gerry M. et JONES, Alan K. (éd.), 2009.** *Handbook of Avian Medicine*. 2nd edition. Oxford : Saunders Ltd. ISBN 978-0-7020-2874-8.

**TULLY, Thomas N. Jr. et MITCHELL, Mark A., 2012.** *A Veterinary Technician's Guide to Exotic Animal Care, Second Edition*. Second Edition. Lakewood, Colorado : AAHA Press. ISBN 978-1-58326-146-0.

**VARGA, Molly, LUMBIS, Rachel et GOTT, Lucy (éd.), 2012.** *BSAVA manual of exotic pet and wildlife nursing*. Quedgeley : British Small Animal Veterinary Association. BSAVA manuals. ISBN 978-1-905319-35-0. SF981 .B765 2012

**WILLIAMS, Bruce H., 2000.** Therapeutics in Ferrets. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 1 janvier 2000. Vol. 3, n° 1, pp. 131-153. DOI 10.1016/S1094-9194(17)30098-1.





**NOM** : WAGNER

**PRENOM** : CAMILLE

**TITRE** : LES PRINCIPAUX GESTES PRATIQUES ACCESSIBLES AUX PROPRIETAIRES DE NAC : ELABORATION D'ENREGISTREMENTS DIDACTIQUES VISANT A LA BONNE OBSERVANCE DES TRAITEMENTS

**RESUME** : Ces dernières années, le nombre croissant de nouveaux animaux de compagnie (NAC) dans les foyers français a conduit au développement de leur médicalisation avec une variété accrue de soins disponibles. Cependant, leur prise en charge médicale reste complexe et dépend largement de la capacité des propriétaires à prodiguer des soins appropriés pour assurer la bonne observance des traitements prescrits. Dans ce contexte, cette thèse cherche à combler le manque d'expérience des propriétaires de NAC à travers l'élaboration de vidéos didactiques conçues pour les guider dans la réalisation correcte des gestes thérapeutiques essentiels au rétablissement de leur animal. Au total, 35 vidéos ont été produites, présentant les principaux gestes thérapeutiques pratiqués sur les petits mammifères, les oiseaux et les reptiles. Elles sont disponibles sur YouTube en format "non répertorié". Les cliniciens de l'Ecole Vétérinaire de Toulouse disposent ainsi d'une banque de vidéos qu'ils pourront individuellement transmettre sous forme de QR code, dès lors qu'un propriétaire aura besoin d'un tutoriel pour accompagner la prise en charge thérapeutique de son animal.

**MOTS CLES** : Nouveaux Animaux de Compagnie, NAC, Petits mammifères, Oiseaux, Reptiles, Observance, Gestes pratiques, Gestes thérapeutiques, Soins, Traitements, Propriétaires, Vidéos

---

**NOM** : WAGNER

**PRENOM** : CAMILLE

**TITRE** : THE MAIN PRACTICAL PROCEDURES AVAILABLE TO EXOTIC PETS OWNERS : CREATING DIDACTIC RECORDINGS TO PROMOTE PROPER TREATMENT ADHERENCE

**RESUME** : In recent years, the growing number of exotic pets (NAC) in French households has led to an increase of their medicalization, and a wider variety of treatments available. However, their medical care remains complex and largely depends on owners' ability to provide appropriate care to ensure proper adherence to prescribed treatments. In this context, this thesis aims to fill the lack of experience among NAC owners by creating instructional videos intended to guide them in correctly performing essential therapeutic procedures for their animal's recovery. All in all, 35 videos have been produced, showcasing key therapeutic techniques for small mammals, birds, and reptiles. They are available on YouTube in an "unlisted" format. Clinicians of the Veterinary School of Toulouse now have access to a video library that they can individually share via QR code whenever an owner needs a tutorial to assist him in his animal's therapeutic care.

**MOTS CLES** : Exotic pets, Small mammals, Birds, Reptiles, Treatment adherence, Practical gestures, Therapeutic gestures, Care, Treatments, Pet owners, Videos