



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

This is an author's version published in: <http://oatao.univ-toulouse.fr/> 26667

To cite this version:

El Attar Sofi, Oumayma. La plastination des oiseaux sauvages : techniques et intérêts. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse – ENVT, 2020, 92 p.

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

LA PLASTINATION DES OISEAUX SAUVAGES : TECHNIQUES ET INTERETS

THESE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT

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

par

EL ATTAR SOFI Oumayma
Née, 20/09/1995 à COLOMBES (92)

Directeur de thèse : M. Giovanni MOGICATO

JURY

PRESIDENTE :
Mme Isabelle BERRY

Professeure à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESEURS :
M. Guillaume LE LOC'H
M. Jean-Luc GUERIN

Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE
Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

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

Directeur : Professeur Pierre SANS

PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE

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

PROFESSEURS 1° CLASSE

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

PROFESSEURS 2° CLASSE

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

PROFESSEURS CERTIFIÉS DE L'ENSEIGNEMENT AGRICOLE

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

MAÎTRES DE CONFÉRENCES HORS CLASSE

- M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la Reproduction*

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

MAITRES DE CONFERENCES (classe normale)

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

ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT CONTRACTUELS

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

ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE CONTRACTUELS

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

REMERCIEMENTS

À Madame le Professeur Isabelle Berry
Professeur à l'Université Paul Sabatier de Toulouse
Qui nous fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse,
Mes hommages respectueux et mes sincères remerciements.

À Monsieur le Docteur Giovanni Mogenicato
Maître de Conférences à l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse en Anatomie-Imagerie
Pour m'avoir fait l'honneur de diriger cette thèse, pour votre soutien et vos encouragements tout au long de ce travail, pour vos conseils et votre confiance.
Toute l'expression de ma reconnaissance et de mes plus sincères remerciements.

À Monsieur le Docteur Guillaume LE LOC'H
Maître de Conférences à l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse en Médecine zoologique et santé de la faune sauvage
Pour m'avoir fait l'honneur d'être assesseur de cette thèse, pour votre intérêt et votre soutien lors de la réalisation de ce projet, pour vos conseils et votre bienveillance.
Mes sincères remerciements.

À Monsieur le Docteur Jean-Luc GUÉRIN
Professeur à l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse en Aviculture et Pathologie Aviaire
Pour votre intérêt, votre soutien et votre confiance lors de ce projet.
Mes sincères remerciements.

TABLE DES MATIERES

INTRODUCTION.....	6
PREMIÈRE PARTIE : Étude de l'anatomie des Oiseaux, point sur les particularités de certaines familles d'Oiseaux sauvages.....	8
CHAPITRE 1 : Rappels d'anatomie des Oiseaux par appareils et particularités anatomiques.....	9
I/ Anatomie générale des Oiseaux, par appareils.....	9
A - Appareil digestif.....	12
B – Appareil respiratoire.....	13
1. Généralités.....	13
2. Le syrinx.....	13
3. Les sacs aériens.....	14
C- Appareil uro-génital.....	16
1. Généralités.....	16
2. Appareil génital mâle.....	17
3. Appareil génital femelle.....	18
D- Le système lymphoïde.....	19
1. Les organes lymphoïdes primaires.....	19
a) Le thymus.....	19
b) La bourse de Fabricius.....	19
2. Les organes lymphoïdes secondaires.....	20
a) La rate.....	20
b) Les autres organes lymphoïdes secondaires.....	20
E- Le système endocrinien.....	20
II- Particularités anatomiques.....	20
A- Appareil digestif.....	20
1. La bouche.....	20
2. Le jabot.....	21
3. La vésicule biliaire.....	22
4. L'estomac.....	23
5. Les caeca.....	24
B- Appareil respiratoire.....	25
1. Le syrinx.....	25
2. La trachée.....	25
3. Sacs aériens.....	26
C- Appareil génital.....	26
1. Appareil génital mâle.....	26
a) Le glomus séminal.....	26
b) Le pénis.....	26
2. L'appareil génital femelle.....	26
D- Le système lymphoïde.....	26
1. La rate.....	26
2. La bourse de Fabricius.....	27
3. Les nœuds lymphatiques.....	27
E- Le système endocrinien.....	27
CHAPITRE 2 : Étude d'applications nécessitant une bonne connaissance de l'anatomie des Oiseaux.....	28
I/ La technique d'autopsie des Oiseaux.....	28
A- Définition et considérations préalables.....	28

B- La technique d'autopsie.....	28
1. Examen externe et préparation.....	28
2. Dépouillement du cadavre.....	29
3. Ouverture du cadavre et éviscération : observation de la cavité buccale, de la trachée et de la cavité thoraco-abdominale.....	29
4. Examen du tube digestif et de ses glandes annexes.....	30
5. Examen du cœur et de l'appareil respiratoire.....	30
6. Examen de l'appareil uro-génital.....	30
a) Chez la femelle.....	30
b) Chez le mâle.....	31
6. Examen des organes hémato-lymphopoïétiques.....	32
7. Examen du système nerveux.....	32
8. Examen de l'appareil locomoteur.....	32
II- La tomodensitométrie.....	32
A- Acquisition de l'image.....	32
B- Formation de l'image.....	33
C- Caractéristiques de l'image scanner.....	33
D- Déroulement d'un examen scanner.....	34
E- Avantages et inconvénients.....	34
CHAPITRE 3 : La plastination en tant que méthode de conservation de pièces anatomiques.....	35
I. Préparation de la pièce.....	35
II. Déshydratation.....	35
III. Dégraissage.....	36
IV. Imprégnation.....	37
V. Durcissement.....	39
VI. Résultats.....	40
DEUXIÈME PARTIE : Réalisation de modèles plastinés, supports pédagogiques pour la compréhension de l'anatomie, des techniques d'autopsie et comme aide à la lecture des images scanner des Oiseaux sauvages.....	41
CHAPITRE 1 : Matériel et méthodes.....	42
I. Préparation des oiseaux.....	42
A- Récupération des oiseaux et décision de leur devenir.....	42
B- Fixation au formol.....	42
II. Passage au scanner.....	46
III. Réalisation des coupes.....	48
IV. Le processus de plastination.....	49
CHAPITRE 2 : Résultats : obtention de modèles anatomiques utiles à l'apprentissage de l'anatomie, de l'anatomie comparée, des techniques d'autopsie et comme aide à la lecture des images scanner.....	49
I. Modèles anatomiques : comparaison entre les coupes plastinées et les images scanner.....	49
A- La buse variable (<i>Buteo buteo</i>).....	49
B- La chouette hulotte (<i>Strix aluco</i>) en coupes transversales.....	54
C- La corneille noire (<i>Corvus corone</i>) en coupes transversales.....	58
D- Le faucon.....	63
1. Le faucon crécerelle (<i>Falco tinnunculus</i>) en coupe longitudinale.....	64
2. Le faucon hobereau (<i>Falco subbuteo</i>) en coupes transversales.....	65
F- La grue cendrée (<i>Grus grus</i>).....	69
G- Le héron garde-boeufs (<i>Bubulcus ibis</i>) en coupes transversales.....	78
II. Modèle d'autopsie.....	84

A- Examen externe, dépouillement et ouverture du cadavre.....	84
B- Etape d'examen de l'appareil digestif et cardiaque.....	85
C- Réclinaison de l'appareil digestif pour l'examen des appareils hématopoïétique, respiratoire et uro-génital.....	86
1. Examen de l'appareil hématopoïétique.....	86
2. Examen des appareils respiratoire et uro-génital.....	87
CHAPITRE 3 : Discussion.....	87
I. Discussion du matériel et des méthodes.....	87
A - Choix des espèces et provenance.....	87
B- Choix des coupes.....	88
C- Réalisation des coupes plastinées.....	88
II. Discussion de l'interprétation des résultats en comparaison avec les images scanner	88
III. Intérêt et limites de l'outil pédagogique, idées d'applications ultérieures.....	89
A- Un nouvel apport venant compléter l'apprentissage de l'anatomie lors du cursus vétérinaire.....	89
B- Applications concrètes pouvant être réalisées.....	89
C- Limites de la méthode.....	90
CONCLUSION.....	90
BIBLIOGRAPHIE :.....	91

TABLE DES FIGURES

Figure 1 : disposition des organes thoraciques et abdominaux d'un Faucon en vue ventrale (tels qu'on les observe lors d'une incision cutanée ventrale), (Cooper, 2002).....	9
Figure 2 : observation des organes profonds d'un Faucon, une fois les appareils cardiaque (Cooper, 2002)	10
Figure 3: topographie des organes thoraco-abdominaux de la Poule, face droite (Ghetie, 1976)	11
Figure 4 : topographie des organes thoraco-abdominaux de la Poule, face gauche (Ghetie, 1976).....	11
Figure 5 : système digestif d'un falconiforme (Cooper, 2002).....	12
Figure 6 : bas appareil respiratoire (Cooper, 2002).....	13
Figure 7 : section longitudinale d'un syrinx montrant les membranes tympaniformes et les cartilages (O'Malley, 2005).....	14
Figure 8 : Schéma montrant la disposition des sacs aériens (O'Malley 2005).....	15
Figure 10 : vue ventrale de l'appareil génital d'un Passériforme mâle montrant à gauche la période d'activité sexuelle avec un testicule développé et la présence du glomus séminal, et à droite la période de repos sexuel.....	17
Figure 11 : vue ventrale de l'appareil génital femelle montrant l'oviducte gauche, seul côté fonctionnel (à droite sur le schéma) (O'Malley, 2005).....	18
Figure 12 : thymus de poussin de 4 mois à gauche, et de coq d'un an à droite (Ghetie, 1976)	19
Figure 12 : bourse de Fabricius chez la Poule (Ghetie, 1976).....	19
Figure 13 : Différents types de becs selon les familles d'Oiseaux (O'Malley, 2005).....	20
Figure 14 : Schémas montrant la bouche modifiée des Anatidés (O'Malley 2005).....	21
Figure 15 : formes des jabots d'Anatidés, Psittacidés et Colombidés (O'Malley, 2005).....	21
Figure 16 : appareil digestif d'un Strigidé (Cooper, 2002).....	22
Figure 17 : foie de Colombidé, sans vésicule biliaire, face viscérale ((Nickel et al., 1997).....	22
Figure 18 : foie d'Anatidé, avec vésicule biliaire, face viscérale (Ghetie, 1976).....	23
Figure 19 : intérieur d'estomac de manchot pigmée bleu (Ghetie, 1976).....	23
Figure 20 : intérieur de l'estomac d'un Gallinacé (Ghetie, 1976).....	24
Figure 21 : à gauche, caeca développés par exemple chez un Struthionidé ; à droite caeca vestigiaux par exemple chez un Colombidé (O'Malley, 2005).....	24
Figure 22 : trachée d'un cygne tuberculé, on y observe la boucle qui se loge au niveau du sternum (Pollock, 2012).....	25
Figure 23 : appareil génital mâle d'un Passéridé, montrant le glomus séminal développé (O'Malley 2005).....	26
Figure 24 : schéma topographique de la localisation des nœuds lymphatiques chez les Anatidés (Ghetie, 1976).....	27
Figure 25 : schéma montrant les étapes d'ouverture lors d'une autopsie (Munson, 2013).....	29

Figure 26 : photographie permettant l'observation in-situ des organes thoraco-abdominaux suite à l'éviscération lors d'une autopsie (Clinique des Élevages Avicoles et Porcins - ENV Toulouse, 2016).....	30
Figure 27 : photographie permettant l'observation in-situ des organes thoraco-abdominaux profonds suite à l'éviscération et au retrait des organes superficiels lors d'une autopsie chez une femelle (Clinique des Élevages Avicoles et Porcins - ENV Toulouse, 2016).....	31
Figure 28 : photographie permettant l'observation in-situ des organes thoraco-abdominaux profonds suite à l'éviscération et au retrait des organes superficiels lors d'une autopsie chez une femelle (Clinique des Élevages Avicoles et Porcins - ENV Toulouse, 2016).....	31
Figure 29 : acquisition d'une image scanner (Layssol, 2015).....	32
Figure 30 : Illustration de la formule mathématique donnant l'intensité du faisceau de rayons X après traversée de la matière (Layssol, 2015).....	33
Figure 31 : courbe de l'échelle de gris en fonction de la densité en Hounsfield, montrant l'opération de fenêtrage de l'échelle de Hounsfield (Layssol, 2015).....	34
Figure 34 : étape de dégraissage (International Society of Plastination, 2008)...	37
Figure 35 : étape d'imprégnation (International Society of Plastination, 2008).....	38
Figure 36 : Cuve de plastination, liée au manomètre et aux deux valves d'ajustement du vide (ci-dessus) et manomètre (à droite) (Henry, RW, Hagens, G, Seamons, G., 2019).....	39
Figure 37 : étape de durcissement (International Society of Plastination, 2008).....	39
Figure 38 : pose du cathéter à la jugulaire droite.....	43
Figure 39 : dissection avant pose du cathéter intra-carotidien ou de l'aiguille intra-cardiaque	44
Figure 40 : pose du cathéter intra-carotidien (ci-dessus) ou de l'aiguille intra-cardiaque (à droite).....	44
Figure 41 : montage pour l'étape de la fixation.....	45
Figure 42 : scie à ruban utilisée lors des coupes.....	48
Figure 43 : orientations des coupes et images scanner.....	49
Figure 44 : étape d'ouverture du cadavre.....	85
Figure 45 : Observation des organes thoraco-abdominaux superficiels suite la réclinaison du bréchet lors d'une autopsie de Pigeon biset (<i>Columba livia</i>).....	85
Figure 46 : Observation de la rate suite la réclinaison de l'appareil digestif lors d'une autopsie de Pigeon biset (<i>Columba livia</i>).....	86
Figure 47 : Observation de la bourse de Fabricius suite la réclinaison de l'appareil digestif lors d'une autopsie de Pigeon biset (<i>Columba livia</i>).....	86
Figure 48 : Observation des organes abdominaux profonds suite la réclinaison de l'appareil digestif lors d'une autopsie de Pigeon biset (<i>Columba livia</i>).....	87

TABLE DES TABLEAUX

Tableau 1: Résumé des étapes et du temps moyen nécessaire à la plastination d'un organisme Oiseau de petite taille (1-2kg) (Henry, RW, Hagens, G, Seamons, G., 2019).....	40
Tableau 2: Présentation des oiseaux de l'étude, motif d'euthanasie et devenir.....	42
Tableau 3: Dates et méthodes de fixation des oiseaux de l'étude.....	46
Tableau 4: Paramètres d'acquisition scanner pour chaque oiseau de l'étude.....	48
Tableau 5: Présentation légendée des coupes transversales plastinées et images scanner de la buse variable (<i>Buteo buteo</i>).....	54
Tableau 6: Présentation légendée des coupes transversales plastinées et images scanner de la chouette hulotte (<i>Strix aluco</i>).....	57
Tableau 7: Présentation légendée des coupes transversales plastinées et images scanner de la corneille noire (<i>Corvus corone</i>).....	63
Tableau 8: Présentation légendée des coupes longitudinales plastinées et images scanner du faucon crécerelle (<i>Falco tinnunculus</i>).....	64
Tableau 9: Présentation légendée des coupes transversales plastinées et images scanner du faucon hobereau (<i>Falco subbuteo</i>).....	69
Tableau 10: Présentation légendée des coupes transversales plastinées et images scanner de la grue cendrée (<i>Grus grus</i>).....	78
Tableau 11: Présentation légendée des coupes transversales plastinées et images scanner du héron cendré (<i>Bubulcus ibis</i>).....	84

INTRODUCTION

La technique de la plastination fut inventée par Dr. Gunther von Hagens en 1977 à l'Institut d'Anatomie de l'Université de Heidelberg (Gubener Plastinate GmbH, 2020). Il est à l'origine de l'exposition Body World, qui débuta en 1995 (Dussaut, 2013), où étaient exposés des corps ou parties du corps humain plastinés. Cette technique a un grand intérêt puisqu'elle permet d'obtenir des modèles réalistes pour l'apprentissage de l'anatomie et pour la recherche.

Le principe de plastination consiste à remplacer l'eau et les graisses tissulaires par une matière plastique, ce qui permet de conserver des préparations anatomiques durablement et dans un état proche de la réalité (Département d'Anatomie de l'Université de Lorraine, 2009).

L'apprentissage précis de l'anatomie des organismes vivants est une étape primordiale lors des études vétérinaires. Elle se fait à l'aide de planches légendées, photographiées à la suite de dissection, ou lors de travaux pratiques de dissection et d'autopsie. Ces apprentissages se réalisent principalement sur Mammifères ; peu sur Oiseaux, et encore moins sur Oiseaux sauvages. Ceux-ci peuvent uniquement être rencontrés par les étudiants lors de séances d'autopsie de faune sauvage organisées dans certaines écoles vétérinaires.

Il apparaît donc comme intéressant de proposer un support différent, concret et plus accessible, permettant l'apprentissage ou la révision de l'anatomie et de la technique d'autopsie chez les oiseaux sauvages.

Le but de cette thèse est donc d'utiliser la méthode de la plastination afin de proposer des coupes d'organismes, supports pédagogiques lors de l'étude de l'anatomie. Ces coupes seront comparées aux images scanner obtenues à partir des mêmes individus, afin d'apporter une aide à la lecture de ces images. Des appareils individualisés au sein d'un organisme entier, modélisant ainsi une autopsie, seront également réalisés. Cela permet ainsi de rendre plus accessible l'étude des Oiseaux sauvages tout en évitant l'utilisation d'individus vivants.

Cette thèse proposera dans un premier temps un point sur l'anatomie des Oiseaux à l'aide de planches anatomiques, ainsi qu'une explication de la technique de plastination. Les techniques d'autopsie et de tomodensitométrie seront ensuite détaillées. Dans une seconde partie, les modèles plastinés utilisés comme support pédagogiques dans l'étude de l'anatomie seront exposés, légendés et comparés aux images scanner. Enfin, le modèle d'autopsie sera exposé, légendé et expliqué.

**PREMIÈRE PARTIE : Étude de l'anatomie
des Oiseaux, point sur les particularités de
certaines familles d'Oiseaux sauvages**

Les Oiseaux présentent des particularités anatomiques par rapport aux autres Ordres (O'Malley, 2005) : une bourse de Fabricius faisant partie du système immunitaire ; un jabot, un proventricule, un ventricule pour le système digestif ; un cloaque, terminaison commune des appareils digestif et urogénital ; un syrinx et des sacs aériens faisant la particularité de l'appareil respiratoire ; une grappe ovarienne uniquement développée à la droite de l'animal pour le système génital ; un système porte rénal dans l'appareil urinaire. Ces particularités seront illustrées par des schémas et détaillées au cours de cette partie.

CHAPITRE 1 : Rappels d'anatomie des Oiseaux par appareils et particularités anatomiques

I/ Anatomie générale des Oiseaux, par appareils

Dans un premier temps, les figures qui suivent présentent la topographie générale des organes chez les Oiseaux.

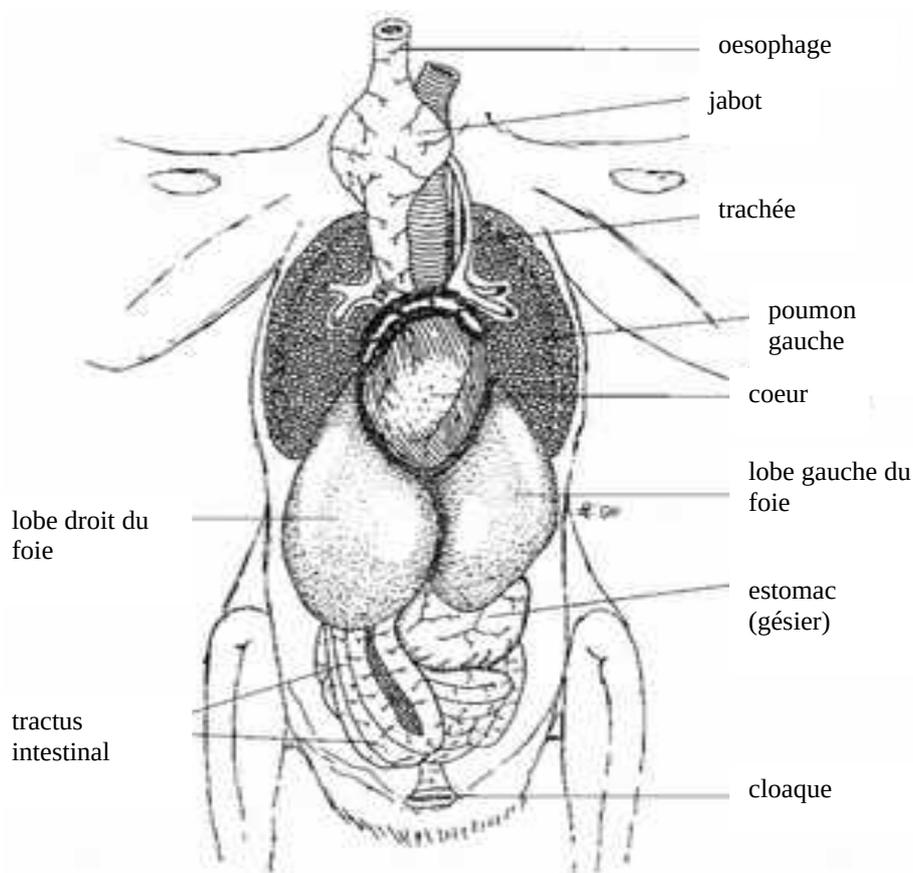
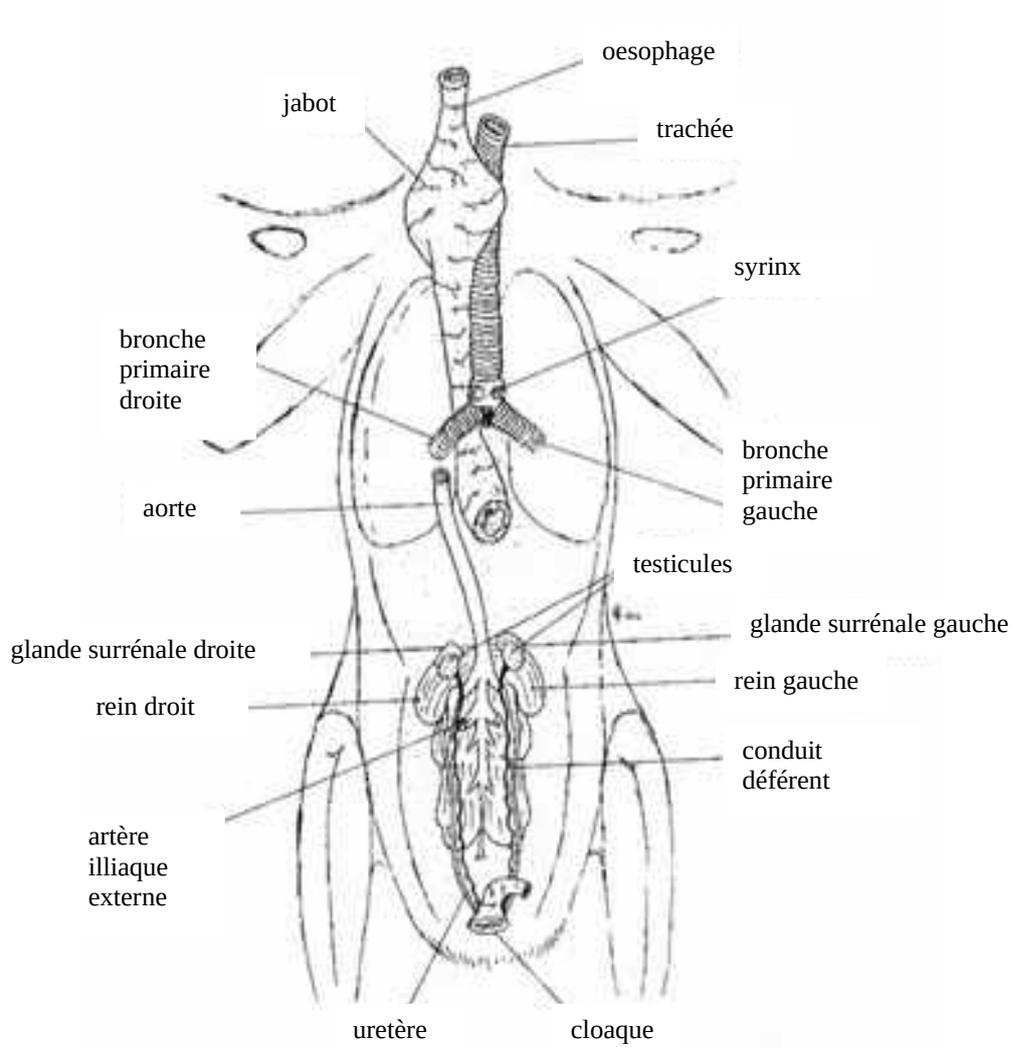


Figure 1 : disposition des organes thoraciques et abdominaux d'un Faucon en vue ventrale (tels qu'on les observe lors d'une incision cutanée ventrale), (Cooper, 2002)

Figure 2 : observation des organes profonds d'un Faucon, une fois les appareils cardiaque (Cooper, 2002)



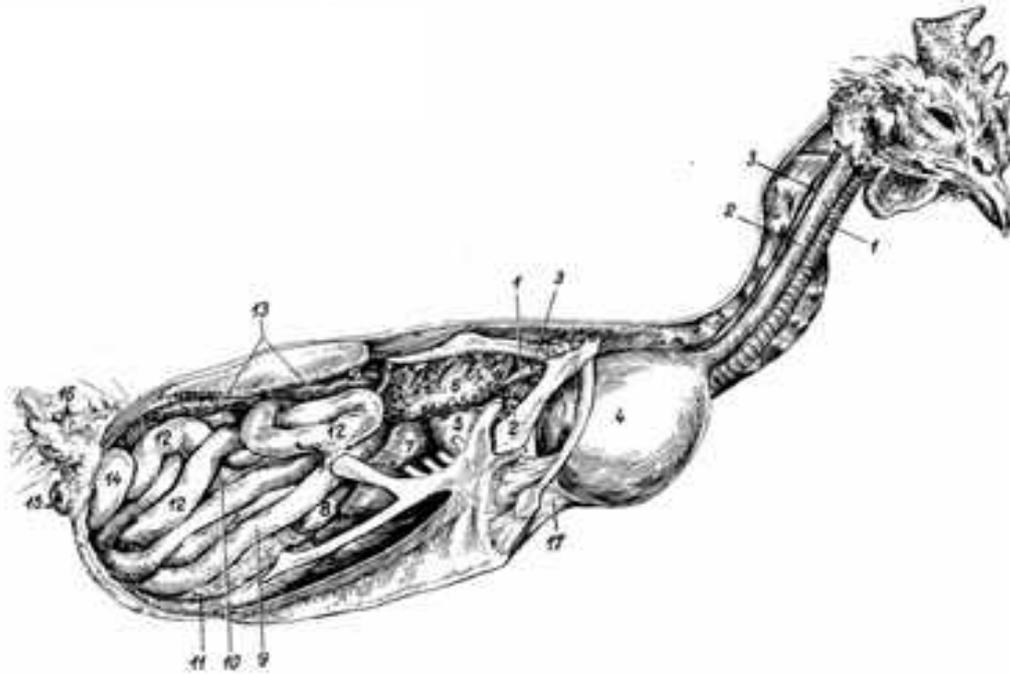


Figure 3: topographie des organes thoraco-abdominaux de la Poule, face droite (Ghetie, 1976)

Légendes : 1- trachée ; 2- oesophage ; 3- veine jugulaire droite ; 4- jabot ; 5- gésier ; 6- poumon droit ; 7- lobe droit du foie ; 8- vésicule biliaire ; 9- duodenum ; 10- caecum ; 11- pancréas ; 12- jejunum ; 13- rein droit ; 14- oviducte droit ; 15- anus ; 16- glande uropygienne ; 17- muscle compresseur du jabot

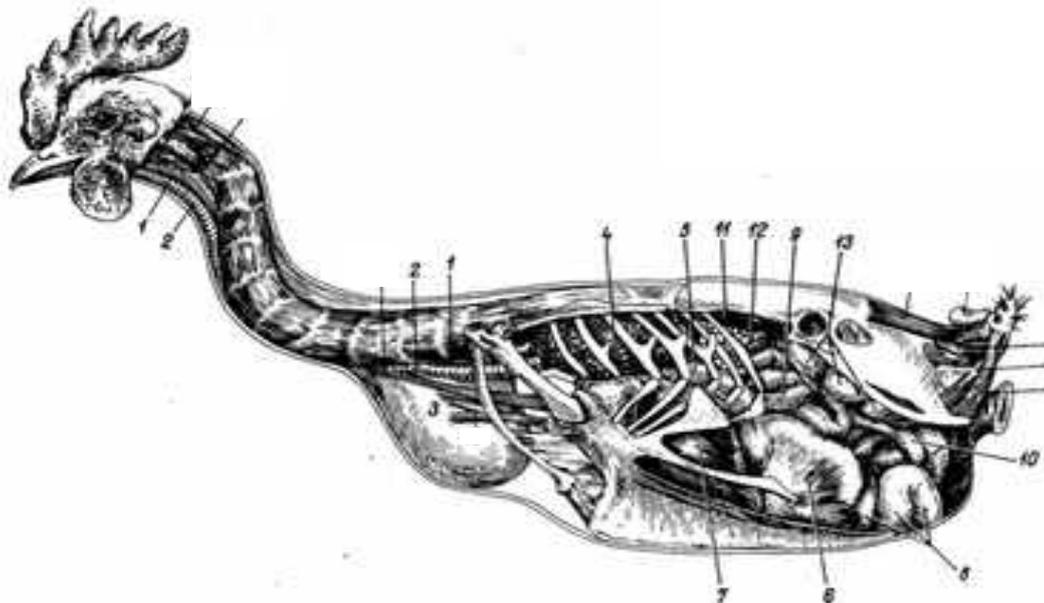


Figure 4 : topographie des organes thoraco-abdominaux de la Poule, face gauche (Ghetie, 1976)

Légendes : 1- œsophage ; 2- trachée ; 3- jabot ; 4- poumon gauche ; 5- partie glandulaire du ventricule (proventricule) ; 6- partie musculaire du ventricule (gésier) ; 7- lobe gauche du foie ; 8- duodenum ; 9- jejunum ; 10- caecum ; 11- rein gauche ; 12- grappe ovarienne ; 13- oviducte

Dans les sous-parties suivantes, nous parlerons d'appareil lorsque l'on caractérise un ensemble d'organes bien délimités, et de système lorsque l'on caractérise des organes qui peuvent être diffus dans l'organisme et mal délimités (ce sera le cas des systèmes lymphoïde et endocrinien).

A - Appareil digestif

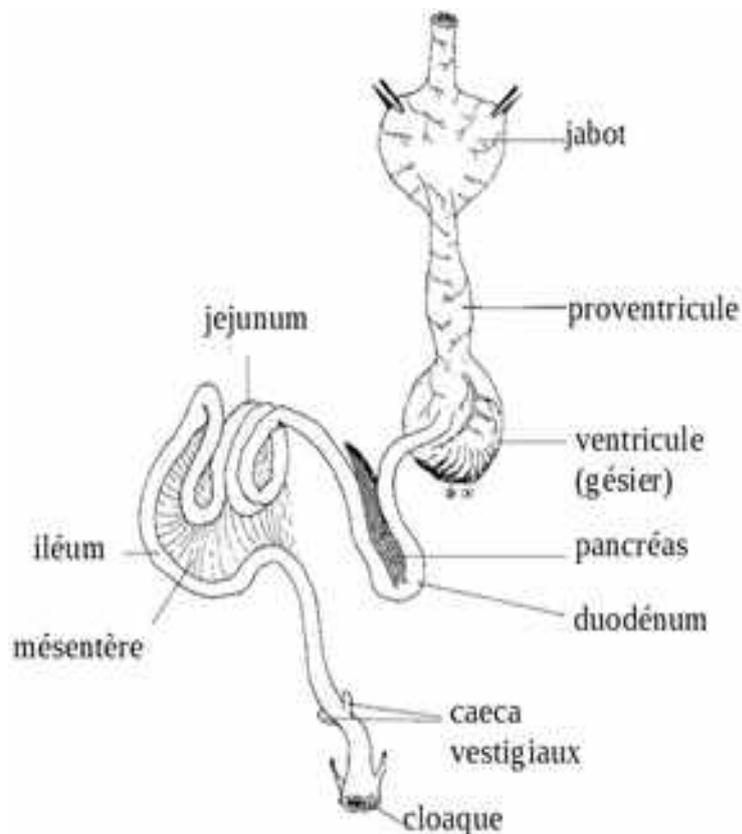


Figure 5 : système digestif d'un falconiforme (Cooper, 2002)

On observe ici comment sont disposées les particularités anatomiques des Oiseaux, évoquées en introduction de cette partie.

Le jabot est une dilatation de l'œsophage se situant à la base du cou. Il est composé de cellules épithéliales. Il permet le stockage des aliments quand l'estomac est plein, voire le ramollissement de l'ingestat pour certaines espèces, et un début de digestion chimique (O'Malley, 2005). Il n'est pas présent chez toutes les espèces, comme ce sera détaillé dans le point suivant (II).

Le proventricule est l'estomac glandulaire, où se déroule la digestion chimique. Le ventricule est la partie musculaire, communément appelée gésier, où se fait la digestion mécanique et protéique. Il peut être palpé à gauche de l'animal, caudalement au sternum (O'Malley, 2005).

Les caeca se situent à la jonction entre l'iléum et le colrectum. Ils aident à la digestion de la cellulose, et ne sont donc bien développés que chez les Oiseaux dont le régime alimentaire en contient (O'Malley, 2005). Nous reparlerons de ces spécificités dans le point suivant (II).

Le cloaque est la terminaison commune de l'appareil digestif et urogénital. On détaillera sa composition dans le point sur l'appareil uro-génital.

B – Appareil respiratoire

1. Généralités

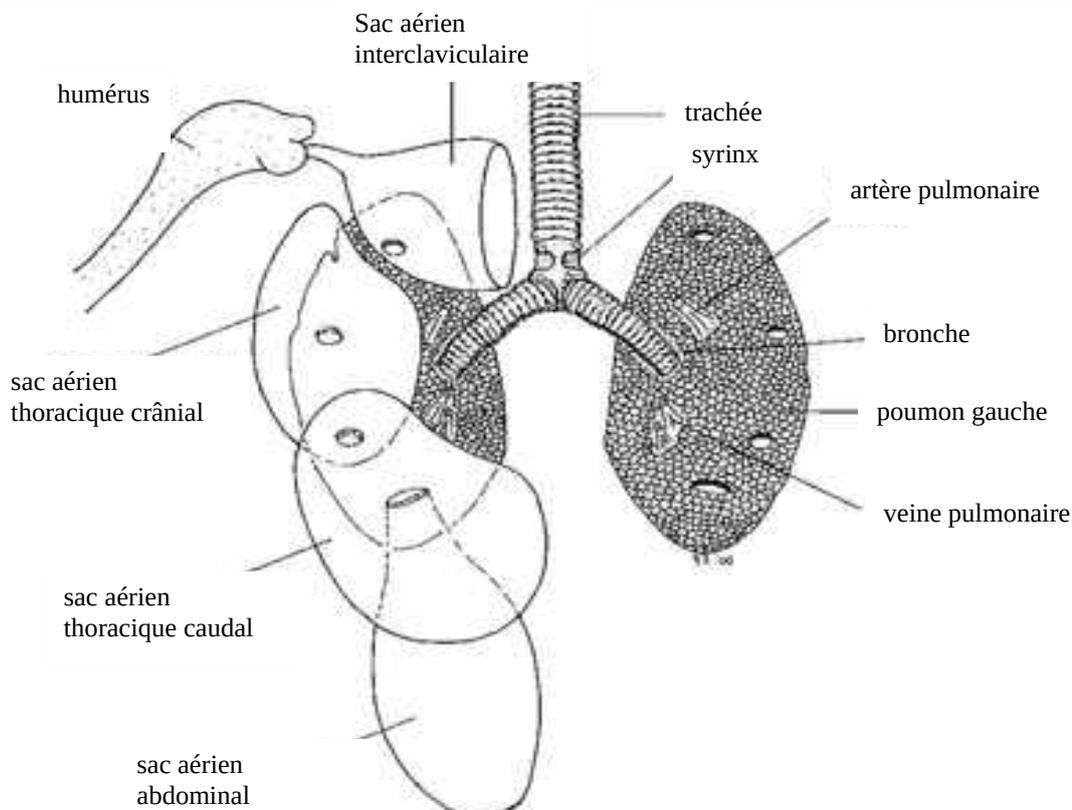


Figure 6 : bas appareil respiratoire (Cooper, 2002)

Le système respiratoire des Oiseaux est particulier. Les échanges gazeux se font grâce aux poumons, qui sont d'assez petite taille si l'on compare leur proportion à celle des Mammifères. Néanmoins, la surface d'échanges gazeux est augmentée du fait de la présence des sacs aériens, qui permettent la ventilation sans avoir de rôle dans les échanges gazeux. Les Oiseaux n'ont pas de diaphragme, les poumons sont séparés des viscères abdominales par un septum, qui ne joue pas de rôle dans la ventilation contrairement au diaphragme des Mammifères (O'Malley, 2005).

2. Le syrinx

Le syrinx est l'organe des Oiseaux leur permettant le chant. Il est l'équivalent du larynx des Mammifères, sans les cordes vocales. Sa composition est illustrée sur la figure 7 ci-dessous.

On y retrouve une série de cartilages trachéobronchiaux modifiés. Les extrémités ventrale et dorsale de la première paire de cartilage sont reliées par un cartilage plus fin appelé pessulus. Le reste du syrinx se compose de deux membranes vibrantes tympaniformes et de différents muscles qui font varier la tension des membranes. Le son est produit à l'expiration, lors du passage de l'air entre ces membranes. Le sac aérien claviculaire permet de faire résonner le son (O'Malley, 2005).

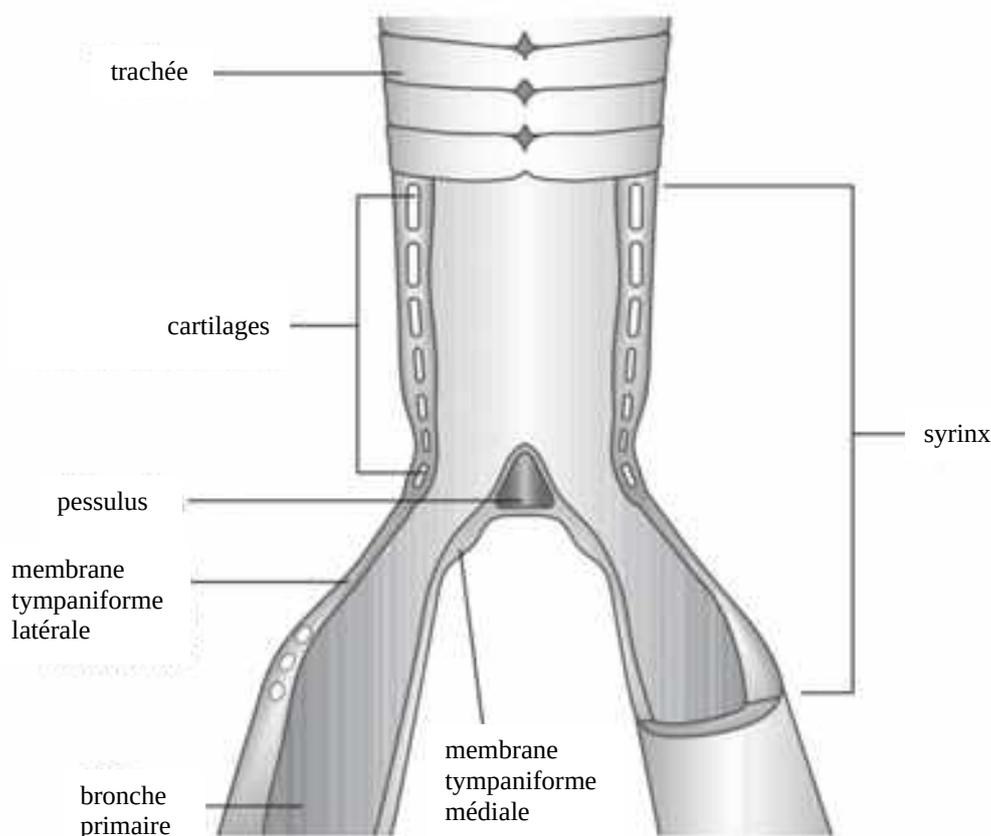


Figure 7 : section longitudinale d'un syrinx montrant les membranes tympaniformes et les cartilages (O'Malley, 2005)

3. Les sacs aériens

Les sacs aériens sont des organes à paroi très fine (deux cellules d'épaisseur seulement), distensible et transparente. Ils représentent 80 % du volume de l'appareil respiratoire et, ayant uniquement une fonction dans la ventilation, sont peu vascularisés. On distingue généralement deux groupes : les sacs aériens crâniens (cervical, claviculaire, thoracique crânial), reliés aux bronches ventrales ; et les sacs aériens caudaux (thoracique caudal et abdominal), reliés aux bronches primaires. Ceux-ci sont illustrés sur la figure 8 ci-dessous.

Les sacs aériens permettent un flux unidirectionnel d'air dans les poumons, ce qui maximise l'extraction de dioxygène, d'où leur rôle dans la ventilation. La figure 9 ci-dessous illustre ce concept.

Ils permettent également la thermorégulation car sont siège d'évaporation durant le vol, et ont un rôle dans la vocalisation pour certaines espèces. Ces sacs aériens sont directement reliés à certains os longs. Ces os ont la particularité d'être creux, on parle d'os pneumatiques, permettant ainsi le vol du fait de leur légèreté. Leur nombre et leur répartition varie selon les espèces mais généralement le sac claviculaire est relié aux humérus et au sternum et le sac abdominal aux bassin et fémurs (O'Malley, 2005).

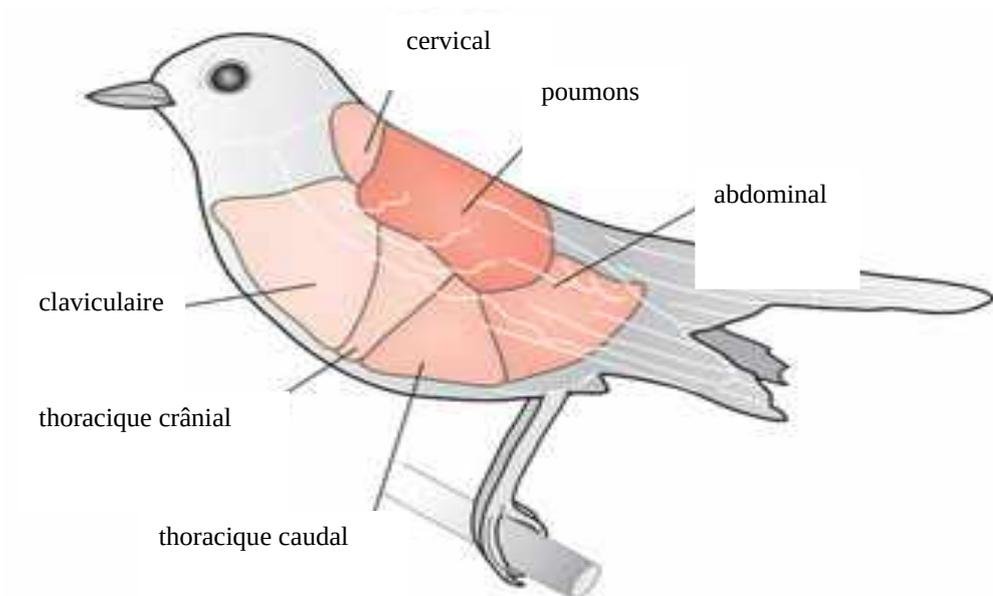
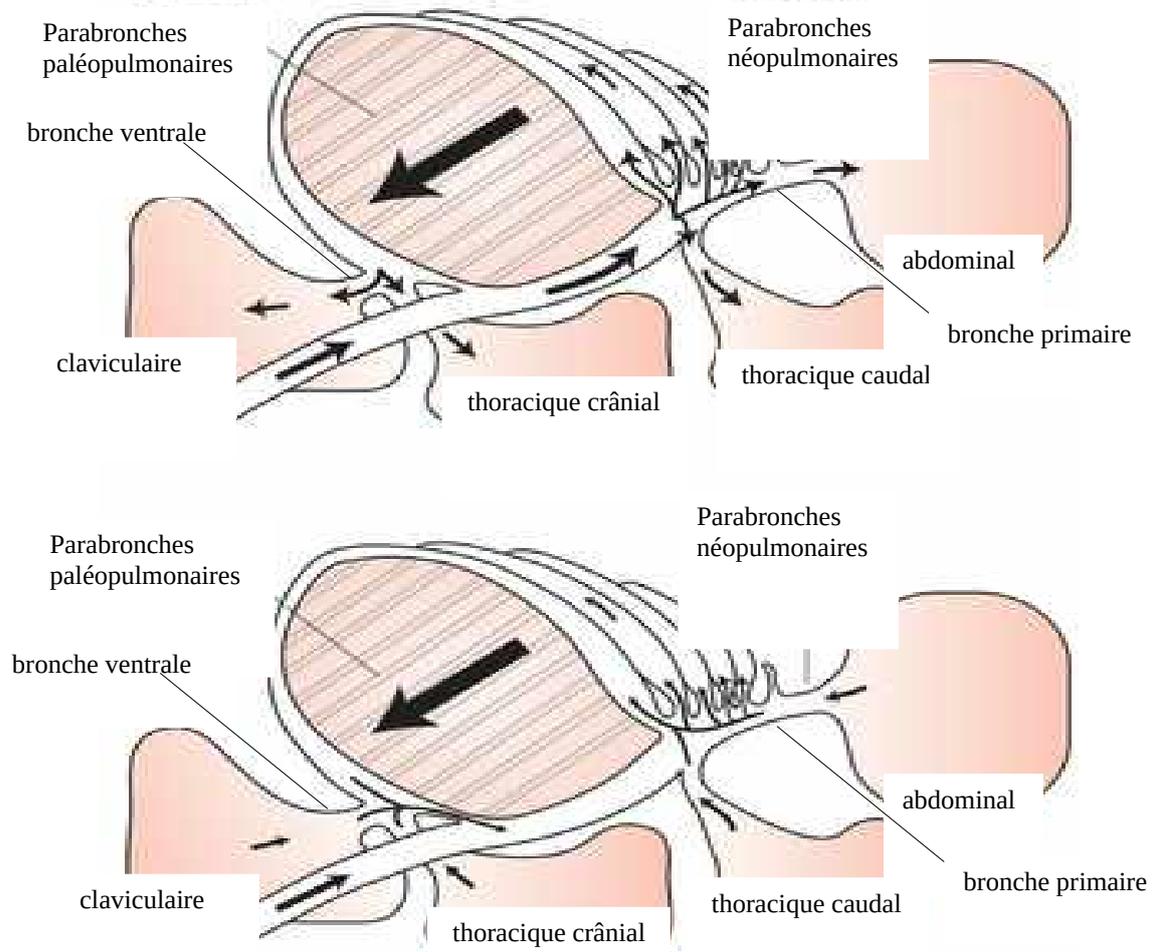


Figure 8 : Schéma montrant la disposition des sacs aériens (O'Malley 2005)

Figure 9 : Schéma montrant la direction de l'air lors de l'inspiration (en haut) et l'expiration (en bas), ainsi que la disposition des sacs aériens par rapport aux bronches. Le sac aérien cervical n'est pas représenté ici. (O'Malley 2005)



C- Appareil uro-génital

1. Généralités

Les Oiseaux ne possèdent pas de vessie. L'appareil urinaire est uniquement constitué d'une paire de reins et d'une paire d'uretères. Les reins sont situés dans la fosse ventrale du synsacrum (os faisant la fusion de nombreuses vertèbres thoraciques, lombaires, sacrées et caudales chez les Oiseaux). L'apport de sang vers les reins se fait de deux voies différentes, on a un système porte rénal en plus de l'afférence provenant de la grande circulation.

On voit sur la figure 10 le détail de la composition du cloaque. Il est composé du coprodeum, urodeum, et proctodeum. C'est dans l'urodeum qu'aboutissent les conduits génitaux (conduits

déférents et vagin) et uretères. La bourse de Fabricius se situe dorsalement au proctodeum. Nous donnerons des détails sur cet organe dans le point suivant.

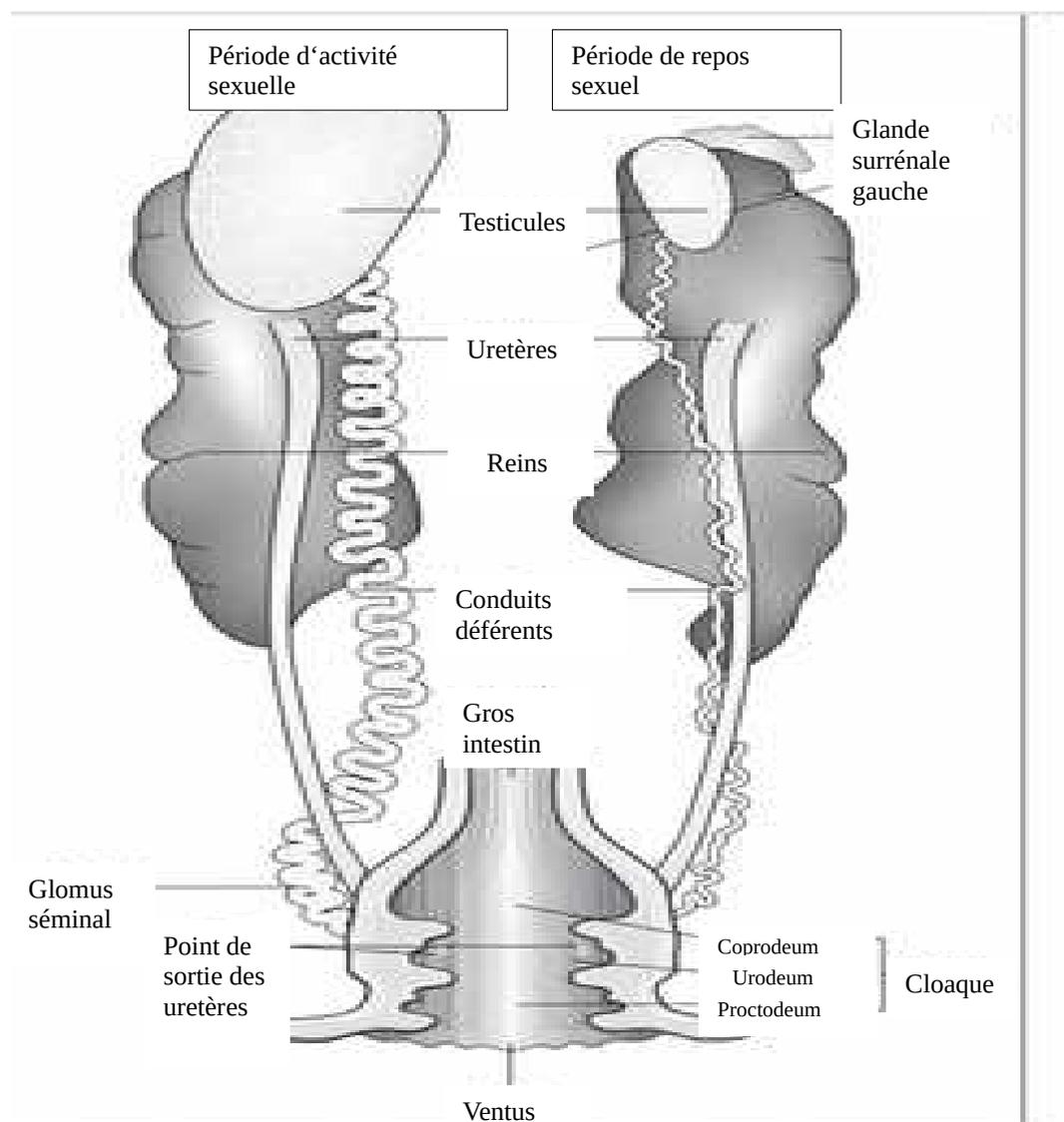


Figure 10 : vue ventrale de l'appareil génital d'un Passériforme mâle montrant à gauche la période d'activité sexuelle avec un testicule développé et la présence du glomus séminal, et à droite la période de repos sexuel (O'Malley, 2005)

2. Appareil génital mâle

Comme on le voit sur la figure 10 ci-dessus, les testicules sont situés au niveau du pôle crânial des reins. En dehors de la période de reproduction, ils sont très peu développés et peuvent être difficiles à visualiser. L'épididyme des Oiseaux est très peu développée, la maturation du sperme se faisant directement dans les canaux déférents. Ils n'ont pas de glande annexe non plus. On détaillera dans le point suivant les particularités du pénis en fonction des différentes espèces.

3. Appareil génital femelle

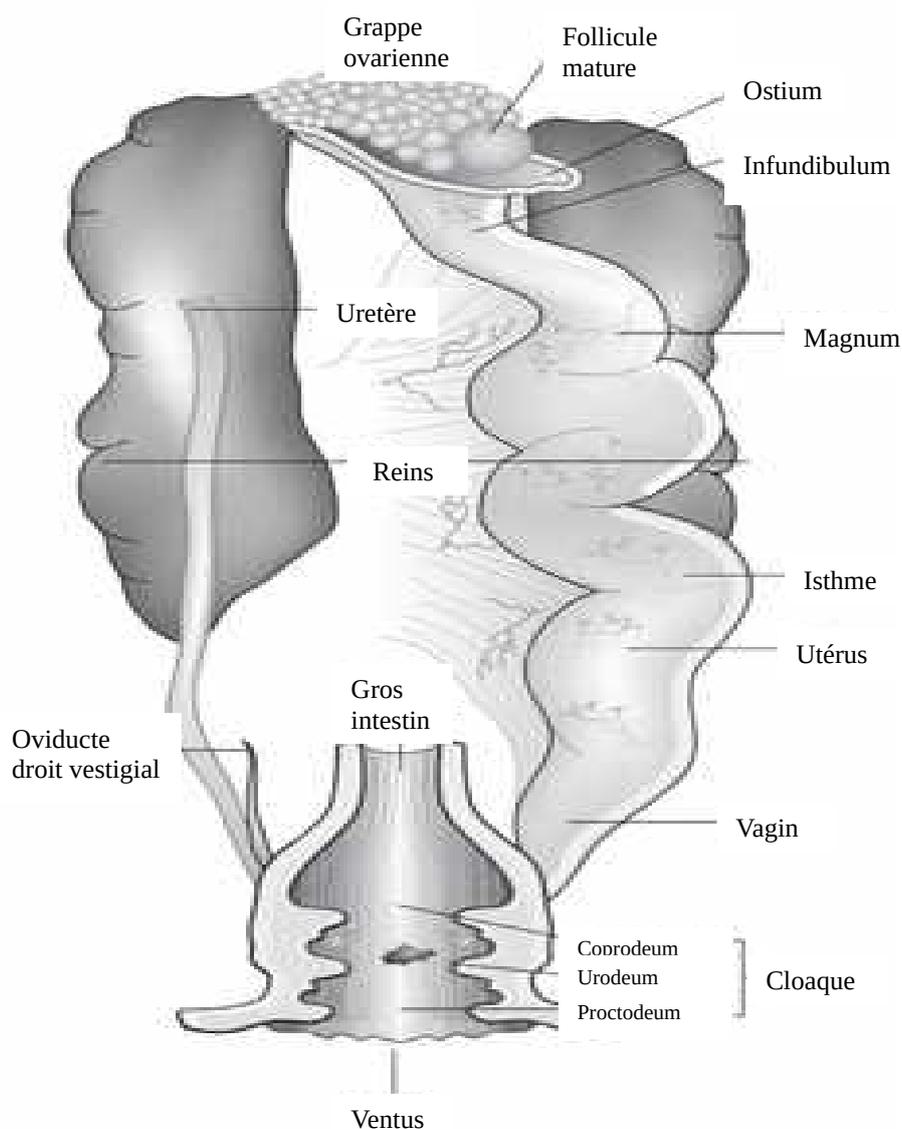


Figure 11 : vue ventrale de l'appareil génital femelle montrant l'oviducte gauche, seul côté fonctionnel (à droite sur le schéma) (O'Malley, 2005)

Chez les femelles, seule la gonade gauche se développe, l'ovaire et l'oviducte droit régressent. La taille de l'appareil génital, comme chez le mâle, diminue grandement en dehors de la période de reproduction. L'ovaire gauche se situe au niveau du pôle crânial du rein gauche. L'oviducte comprend plusieurs parties : l'infundibulum, le magnum, l'isthme, l'utérus et le vagin. Contrairement aux Mammifères, la production d'œufs chez les Oiseaux peut se faire sans fécondation. Si celle-ci a lieu, elle se fait dans l'infundibulum. Les différents composants de l'œuf se déposent le long de son trajet dans l'oviducte, la coquille se mettant en place dans l'utérus, où l'œuf passe 80 % de son temps de trajet (O'Malley, 2005).

D- Le système lymphoïde

1. Les organes lymphoïdes primaires

a) Le thymus

Le thymus se trouve au niveau du cou, près de la veine jugulaire. C'est un organe plurilobé au niveau duquel les précurseurs des lymphocytes T se développent en lymphocytes T matures, qui sont ensuite distribués dans l'organisme. Ils jouent un rôle dans l'immunité à médiation cellulaire. Cet organe involue à partir de la maturité sexuelle, celle-ci dépend des espèces, elle est en moyenne atteinte à 2-3 mois. Une partie des tissus peut persister tout le long de la vie de l'Oiseau (Ghetie, 1976).

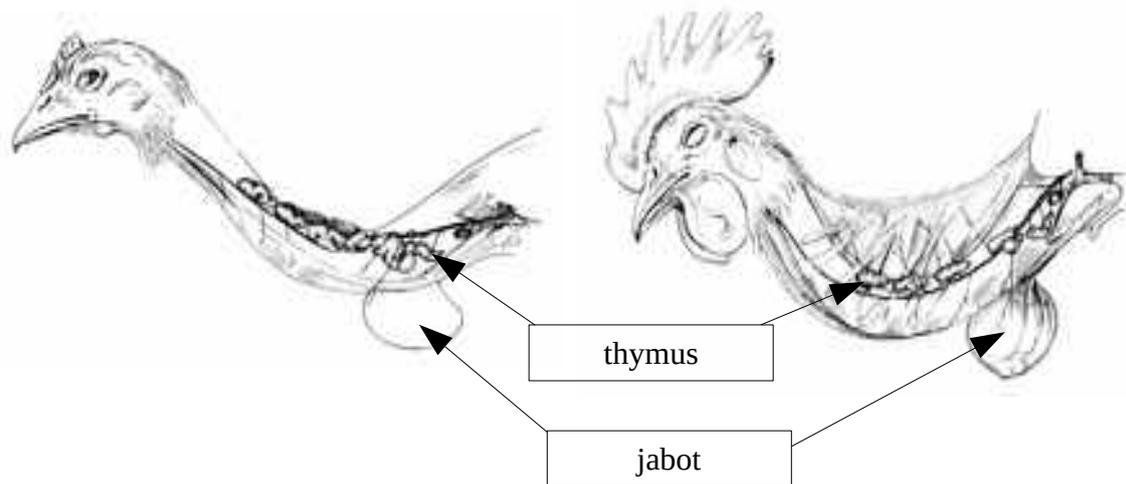


Figure 12 : thymus de poussin de 4 mois à gauche, et de coq d'un an à droite (Ghetie, 1976)

La bourse de Fabricius se situe dorsalement au proctodeum. A ce niveau sont produit et se différencient les lymphocytes B, avant d'être distribués dans l'organisme. Ils jouent un rôle dans l'immunité à médiation humorale. Cet organe a sa taille maximale avant la maturité sexuelle, puis commence à involuer.

Légende : i-cloaque ; j-bourse de Fabricius



Figure 12 : bourse de Fabricius chez la Poule (Ghetie, 1976)

2. Les organes lymphoïdes secondaires

a) La rate

La rate se situe entre le proventricule et le ventricule. Elle permet la phagocytose des globules rouges, a un rôle dans la lymphopoïèse et dans la production d'anticorps. Contrairement aux Mammifères, chez les Oiseaux, la rate n'a pas de rôle de réservoir de globules rouges (O'Malley, 2005).

b) Les autres organes lymphoïdes secondaires

Il n'y a pas de nœuds lymphatiques chez les Oiseaux, mise à part exceptions que nous verrons dans le point suivant.

On trouve du tissu lymphoïde au niveau du tractus digestif, surtout dans l'oropharynx, l'intestin grêle et les caeca.

La moëlle osseuse est le dernier organe lymphoïde secondaire.

E- Le système endocrinien

Les structures du système endocrinien des Oiseaux, soit la thyroïde, les parathyroïdes, les glandes surrénales, le pancréas, le complexe hypothalamo-hypophysaire, la glande pynéale et les cellules gastrointestinales endocrines, sont localisées de la même manière que chez les Mammifères (Nickel et al., 1997). Nous ne détaillerons pas leur localisation précise ici.

II- Particularités anatomiques

A- Appareil digestif

1. La bouche

La fonction principale du bec des Oiseaux est la préhension de l'aliment, il diffère donc en fonction du régime alimentaire des Oiseaux. Il peut également avoir un rôle dans la confection du nid, le nourrissage des oisillons, la parade nuptiale, voire la locomotion dans le cas de certains Psittacidés. Les différentes formes de becs, associés à leur fonction particulière à chaque famille, sont montrés sur la figure 13 ci-dessous.



Corvidés : bec puissant, régime alimentaire très varié, opportuniste



Passeridés granivores : bec puissant et court pour casser les graines



Psittacidés : bec puissant et courbé pour casser les noix et se déplacer



Accipitridés : bec incurvé et puissant pour dilacérer la viande



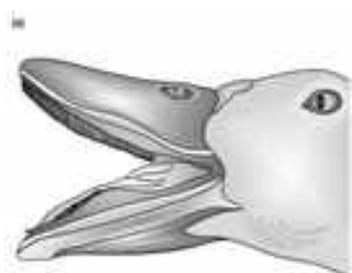
Anatidés : bec à lamelles pour filtrer la nourriture de l'eau



Trochilidés : bec fin et long pour aspirer le nectar au fond des fleurs profondes

Figure 13 : Différents types de becs selon les familles d'Oiseaux (O'Malley, 2005)

Revenons sur la bouche particulière de beaucoup d'oiseaux d'eau (Anatidés : canards, oies, cygnes...). Ils ont un bec et une langue modifiés en un véritable filtre qui leur permet de séparer la nourriture de l'eau. La partie rostrale de la langue comporte des poils sur les bords latéraux et les parties supérieure et inférieure du bec portent des lamelles dans lesquelles ces poils s'insèrent. Tout ceci forme un filtre efficace.



(a) bec d'un canard montrant les lamelles en parties supérieure et inférieure

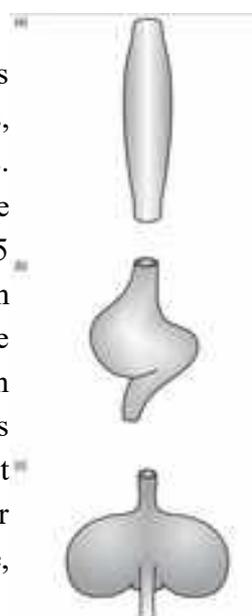


(b) langue d'un canard montrant les poils sur les bords latéraux

Figure 14 : Schémas montrant la bouche modifiée des Anatidés (O'Malley 2005)

2. Le jabot

Comme on l'a vu dans le point précédent, certains Oiseaux possèdent un jabot, tels que les Psittacidés, Passéridés, Falconidés, Gallinés, Columbides, Anséridés. Sa forme est différente selon le type d'alimentation de l'Oiseau, comme on le voit ci-contre en figure 15 (O'Malley, 2005). Ainsi, le jabot des Psittacidés est bien développé pour contenir les graines avant le passage dans le proventricule. Le jabot des Colombidés est bien développé et bilobé, ce qui permet de ramollir les graines et de produire le lait, spécificité de cette famille. Le jabot des Anatidés est quant à lui simple et fusiforme, leur alimentation passant directement dans le proventricule, où la digestion aura lieu.



(a) jabot d'un Oiseau d'eau (Anatidés)
(b) jabot d'un Psittacidé
(c) jabot d'un Colombidé

Figure 15 : formes des jabots d'Anatidés, Psittacidés et Colombidés (O'Malley, 2005)

Les Laridés, Strigidés, Alcidés (pingouins), Gruidés ne possèdent pas de jabot. La nourriture passe directement dans le proventricule, ou, s'il est plein, elle peut être stockée un temps directement dans l'oesophage. La figure 16 ci-dessous présente l'appareil digestif d'un Strigidé, sans jabot.

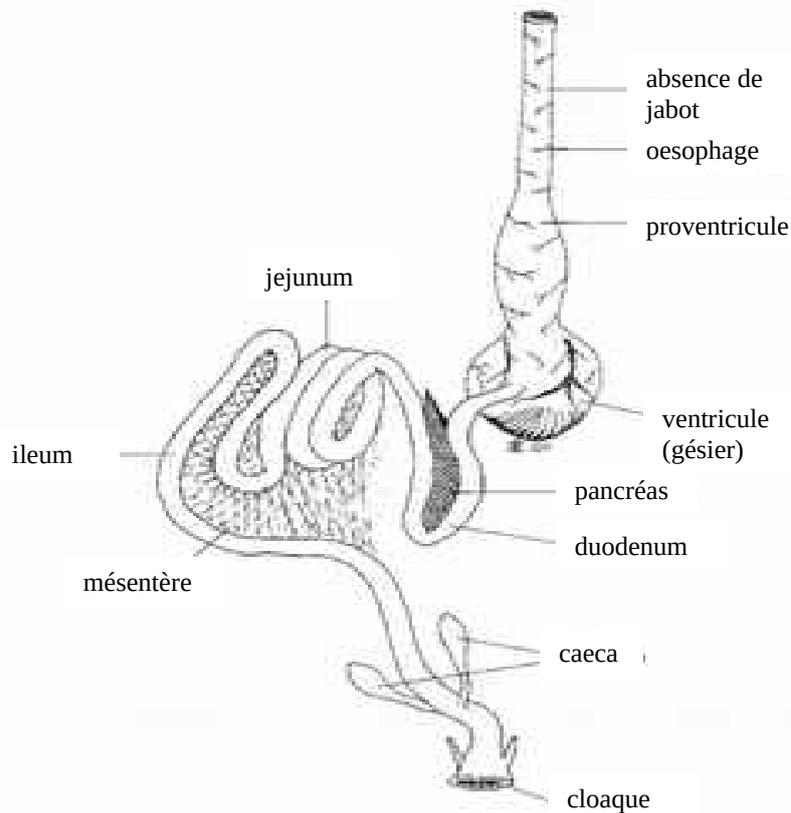


Figure 16 : appareil digestif d'un Strigidé (Cooper, 2002)

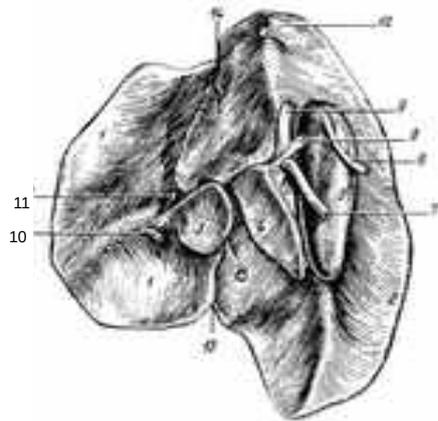
3. La vésicule biliaire

La vésicule biliaire est absente chez les Psittacidés (perroquets...), Columbidae (pigeons...), et Struthionidés (autruches...). Chez ces espèces, la bile passe du lobe droit du foie jusqu'au duodenum par le conduit hépato-entérique (Nickel et al., 1997).



Figure 17 : foie de Colombidé, sans vésicule biliaire, face viscérale ((Nickel et al., 1997)

Légendes : a- lobe gauche ;
 b- lobe droit, c- fosse transverse ; d- incisure crâniale ; e- incisure caudale ;
 f- veine cave caudale ; g et g'- veines portes droite et gauche ; h et h'- artères hépatiques droite et gauche ;
 i et k- conduits hépato-entériques gauche et droit



Légendes : 1-lobe gauche ; 2- lobe droit ; 3- processus papillaire du lobe caudé ; 4- processus caudé du lobe caudé, 5- vésicule biliaire ; 6- conduit cholédoque ; 7- conduit hépato-entérique ; 8- artère hépatique droite ; 9- veine porte droite ; 10 – veine porte gauche ; 11- artère hépatique gauche ; 12- veine cave caudale ; 13- incisure caudale ; 14 – incisure crâniale ; 15- empreinte gastrique

Figure 18 : foie d'Anatidé, avec vésicule biliaire, face viscérale (Ghetie, 1976)

4. L'estomac

La taille de l'estomac varie également selon le régime alimentaire de l'oiseau. Chez les carnivores, le ventricule est peu musclé et extensible afin de pouvoir contenir la proie entière, comme on le voit sur la figure 19 ci-dessous (O'Malley, 2005).

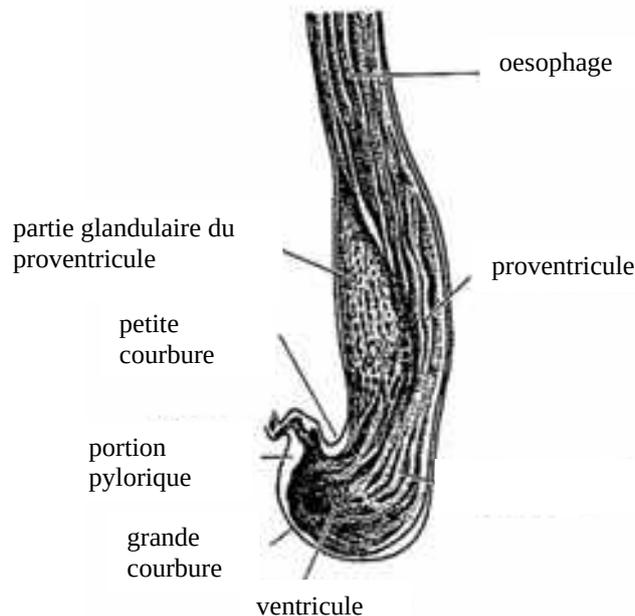


Figure 19 : intérieur d'estomac de manchot pigmée bleu (Ghetie, 1976)

Chez les granivores, la paroi du ventricule (gésier) est épaisse et l'estomac est peu extensible, permettant ainsi la digestion mécanique des graines (O'Malley, 2005).

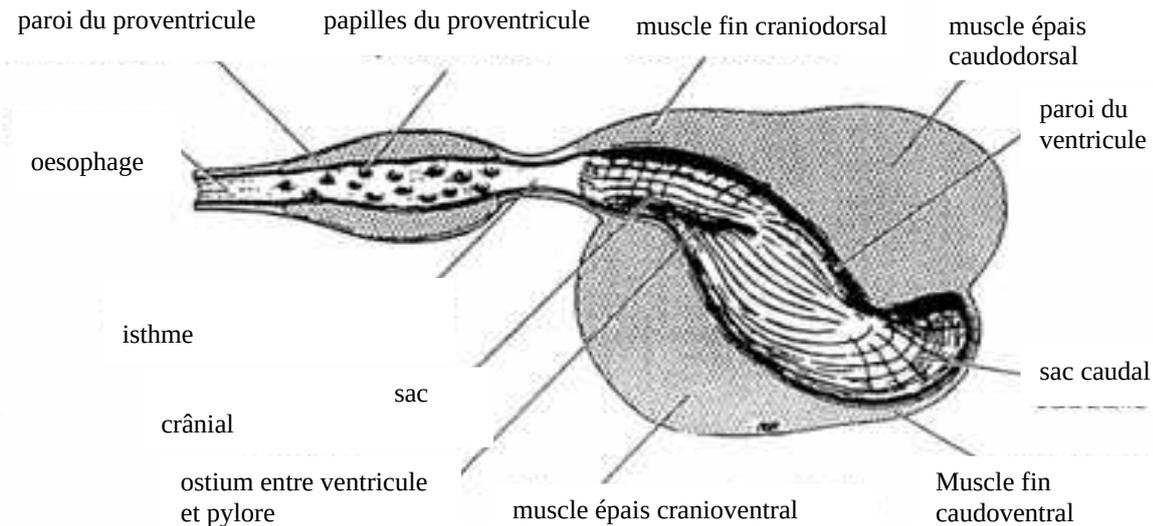


Figure 20 : intérieur de l'estomac d'un Gallinacé (Ghetie, 1976)

5. Les caeca

La taille des caeca diffère également selon les espèces. Leur fonction principale est d'aider à la digestion de la cellulose. Ils sont donc particulièrement développés chez les Oiseaux se nourrissant au sol, dont l'alimentation est riche en cellulose, comme les Struthionidés. Les caeca sont rudimentaires chez les Oiseaux vivant dans les arbres, ceux-ci ayant une alimentation pauvre en cellulose, tels que les Colombidés, Passéridés. Ils sont absents chez les Psittacidés, Accipitridés, Strigidés, Falconidés. La plupart des Oiseaux ont des caeca rudimentaires voire absents du fait de la faible proportion de cellulose dans leur alimentation (O'Malley, 2005).

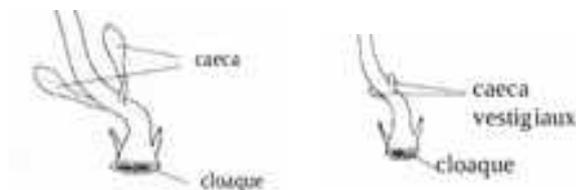


Figure 21 : à gauche, caeca développés par exemple chez un Struthionidé ; à droite caeca vestigiaux par exemple chez un Colombidé (O'Malley, 2005)

B- Appareil respiratoire

1. Le syrinx

Nous avons développé dans le point précédent la conformation et le rôle du syrinx, l'une des particularités de l'appareil respiratoire des Oiseaux. On trouve des différences selon les espèces. Le syrinx est bronchique, trachéobronchique ou trachéal, le plus commun étant le trachéobronchique, que l'on a exposé au point précédent. Le syrinx est rudimentaire chez les Struthionidés (autruches...) et Cathartidés (vautours...). Le nombre de muscles le composant varie selon les espèces : trois paires chez les Psittacidés, une seule chez les Accipitridés, et cinq chez les oiseaux chanteurs (Passéridés surtout). Chez la plupart de ces derniers, les deux parties du syrinx sont contrôlés indépendamment, c'est pourquoi ils sont capables d'émettre deux sons différents en même temps (O'Malley, 2005). Nous ne rentrerons pas dans le détail de l'agencement des muscles et cartilages du syrinx en fonction des familles d'Oiseaux.

2. La trachée

La trachée des Oiseaux est plus ou moins longue selon la taille du cou de l'animal. Certaines espèces utilisent leur long cou pour atteindre leur nourriture, ce qui est donc corrélé avec une trachée plus longue. Chez certains Anatidés (cygnes...), elle est tellement longue qu'elle forme une boucle qui se loge dans une cavité à l'intérieur du sternum, comme illustré en figure 22. Chez la Grue cendrée (*Grus grus*), elle fait une boucle à l'intérieur du sternum, augmentant ainsi l'espace mort des voies respiratoires hautes. Chez les Sturnidés (mainates...) et Rhamphastidés (toucans...), la trachée est physiologiquement déviée ventralement en entrant dans le compartiment thoracique. Chez les Alcidés (pingouins), un septum médian divise la trachée en deux, rendant risquée l'intubation, qui peut facilement aller par erreur jusqu'à une bronche primaire.

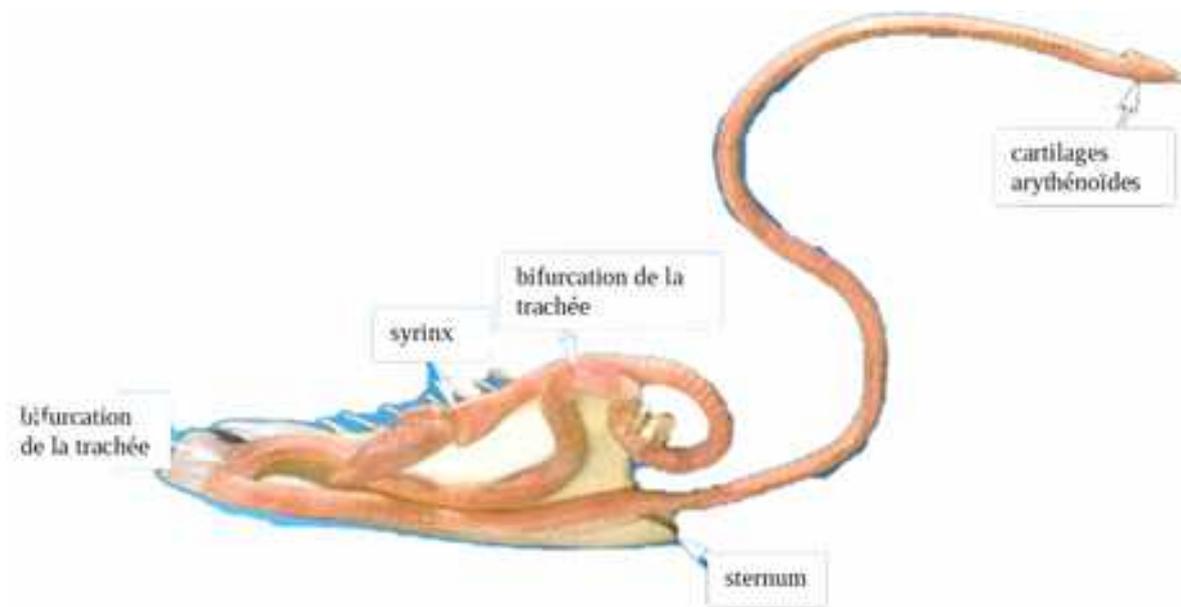


Figure 22 : trachée d'un cygne tuberculé, on y observe la boucle qui se loge au niveau du sternum (Pollock, 2012)

3. Sacs aériens

Chez la plupart des espèces, on trouve huit sacs aériens mais chez certaines espèces, ils sont au nombre de neuf car le sac claviculaire est pair (O'Malley, 2005).

C- Appareil génital

1. Appareil génital mâle

a) Le glomus séminal

En période de reproduction, chez les Passéridés mâles, se développe le glomus séminal. C'est une prolongement du canal déférent où est stocké le sperme à une température 4°C inférieure à celle du corps, rendant ainsi la spermatogénèse possible (O'Malley 2005).

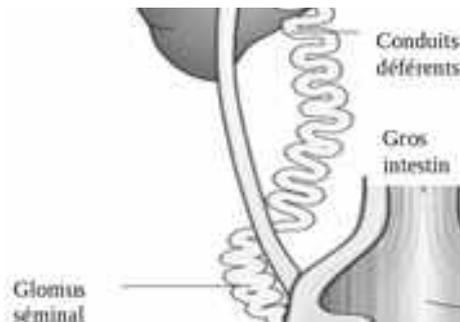


Figure 23 : appareil génital mâle d'un Passéridé, montrant le glomus séminal développé (O'Malley 2005)

b) Le pénis

Le pénis est absent chez les Psittacidés, Passéridés, Colombidés, Strigidés, Accipitridés. Le mâle transmet sa semence à la femelle directement par son cloaque, qui s'éverse (O'Malley 2005).

Les Gallinés possèdent un pénis rudimentaire et non protrusible (O'Malley 2005).

Chez les Anséridés et les Struthionidés, le pénis est protrusible et rend possible une réelle pénétration dans le cloaque de la femelle (O'Malley 2005).

2. L'appareil génital femelle

En ce qui concerne les femelles, il n'y a pas d'isthme au niveau de l'oviducte des Psittacidés (O'Malley 2005).

D- Le système lymphoïde

1. La rate

Selon les familles, on observe des variations de forme de la rate : elle est ovale chez les Gallinacés et Colombidés, triangulaire chez les Anatidés, et plus allongée chez les Psittacidés (Ghetie, 1976).

2. La bourse de Fabricius

Chez les Ratidés, la bourse de Fabricius et le proctodeum forment une unique cavité, qui a longtemps été prise par erreur pour une vessie (O'Malley 2005).

3. Les nœuds lymphatiques

Nous avons dit précédemment que les Oiseaux n'avaient pas de nœuds lymphatiques. Chez les Anatidés, il en reste en fait deux paires primitives : une cervicothoracique près de la thyroïde, et une lombaire près des reins (O'Malley 2005).

Légendes : 1- veine jugulaire droite ; 2- nœud lymphatique cervicothoracique droit ; 3- artère iliaque externe droite ; 4- nœud lymphatique lombaire droit ; 5- artère sciatique droite ; 6- artère coccygienne ; 7- rein droit

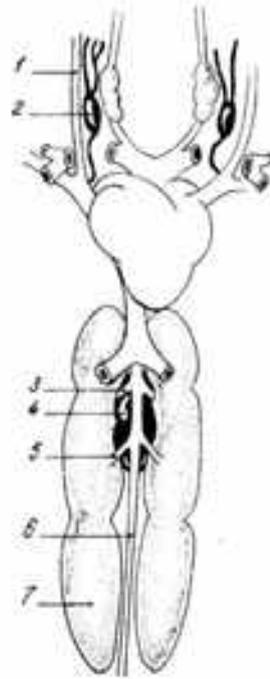


Figure 24 : schéma topographique de la localisation des nœuds lymphatiques chez les Anatidés (Ghetie, 1976)

E- Le système endocrinien

Comme on l'a dit dans le point précédent, il n'y a pas de particularité anatomique notable au niveau du système endocrinien des Oiseaux par rapport à celui des Mammifères.

CHAPITRE 2 : Étude d'applications nécessitant une bonne connaissance de l'anatomie des Oiseaux

I/ La technique d'autopsie des Oiseaux

A- Définition et considérations préalables

L'autopsie permet de déterminer les causes de la mort de l'animal. Ceci est important en faune sauvage pour plusieurs raisons. Tout d'abord, pour connaître la prévalence d'une maladie au sein d'une population donnée, afin d'évaluer le risque de transmission aux individus de la même espèce, voire aux autres espèces, qui peuvent être domestiques, ou même toucher l'espèce humaine (Munson, 2013). De plus, quand la mort a une cause d'origine anthropique, cela permet d'avoir la preuve de l'impact négatif de l'espèce humaine dans ces cas.

Pour aboutir à un tableau lésionnel complet, et donc à un diagnostic précis, il est important de rapporter toute observation macroscopique rigoureusement, et de prélever avec autant de rigueur des échantillons d'organes et fluides à analyser en laboratoire. Enfin, la conservation et le transport de ces échantillons doivent être faits dans les conditions requises (Munson, 2013).

Ici, nous limiterons notre étude de la technique d'autopsie à l'observation macroscopique et in-situ des organes. Nous ne détaillerons pas les caractéristiques macroscopiques de chaque organe disséqué et séparé de son appareil, puisque ce ne sera pas réalisé en pratique ici. Nous ne verrons pas non plus les techniques de récolte d'échantillons pour analyses microscopiques.

Nous nous limiterons également à l'observation d'organes sains. En effet, nous avons pour but ici l'apprentissage de l'anatomie, de la disposition et de l'aspect des organes de manière physiologique. Nous ne parlerons pas de pathologie.

On a vu que l'autopsie suppose des précautions à prendre en matière de technique, mais également par l'opérateur avant de commencer afin d'éviter toute contamination par des agents zoonotiques, ou infectieux pour d'autres espèces. Ainsi, une tenue spéciale avec masque, gants et blouse, doit être portée. L'étape de nettoyage et désinfection après la manipulation est également primordiale pour éviter tout risque d'infection (Munson, 2013).

B- La technique d'autopsie

Une autopsie se réalise en dix étapes. Chaque description macroscopique d'un organe doit comporter la localisation, le nombre, la distribution, la couleur, la taille, la forme, la consistance et la texture à la coupe (Munson, 2013).

1. Examen externe et préparation

Avant toute étape plus invasive, une pesée et une observation de l'état général de l'animal doivent être réalisées. La tête et les muqueuses sont ensuite observées.

La préparation consiste à humidifier légèrement les plumes et à placer l'animal en décubitus dorsal.

2. Dépouillement du cadavre

La peau des plis de l'aîne est incisée, et les pattes désarticulées en les ramenant vers le dos.

3. Ouverture du cadavre et éviscération : observation de la cavité buccale, de la trachée et de la cavité thoraco-abdominale

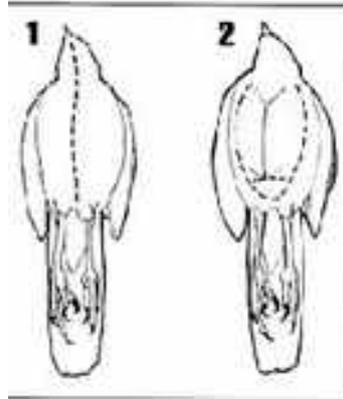


Figure 25 : schéma montrant les étapes d'ouverture lors d'une autopsie (Munson, 2013)

Le bec est ouvert, les commissures des lèvres coupées, puis l'on descend le long du cou en sectionnant l'œsophage, comme on le voit sur le schéma de gauche ci-dessus (figure 25 : 1). Cela permet l'observation de la cavité buccale et de la trachée.

Une boutonnière est ensuite réalisée à la pointe du bréchet, puis des incisions de part et d'autre sont faites. Les muscles pectoraux, les côtes au niveau de leur cartilage de jonction, ainsi que les os coracoïdes et claviculaires, sont sectionnés. Le bréchet est ensuite récliné vers l'avant. Cette étape est schématisée à droite ci-dessus (figure 25 : 2). Cela permet la visualisation des organes thoraciques et abdominaux, comme illustré sur la figure 26 ci-dessous. Il est important d'observer les organes in-situ avant de les disséquer individuellement et de réaliser les prélèvements.

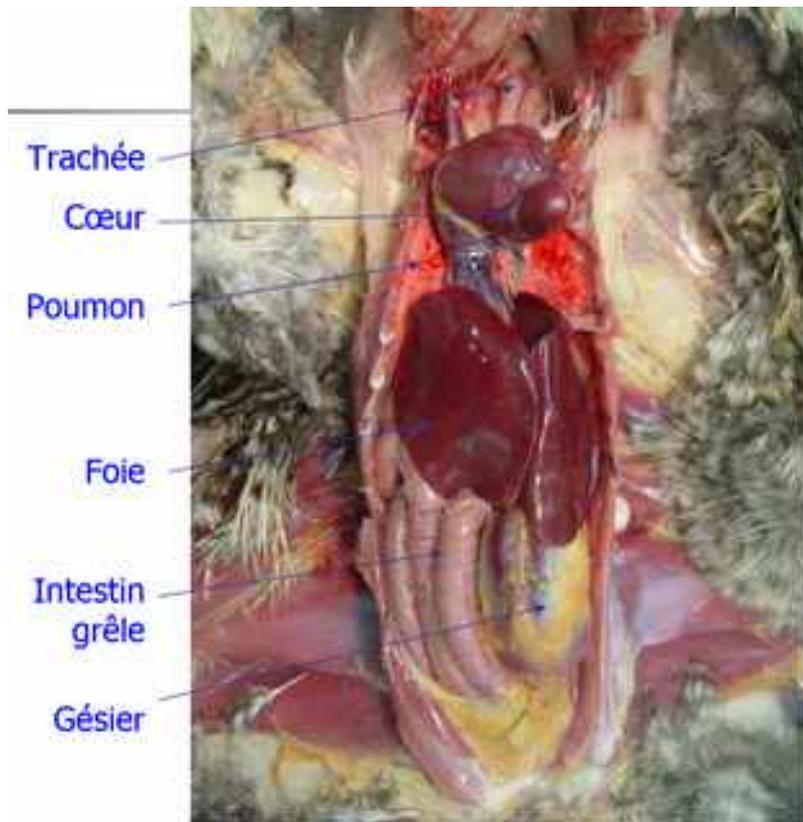


Figure 26 : photographie permettant l'observation in-situ des organes thoraco-abdominaux suite à l'éviscération lors d'une autopsie (Clinique des Élevages Avicoles et Porcins - ENV Toulouse, 2016)

4. Examen du tube digestif et de ses glandes annexes

Le tube digestif est sectionné entre le jabot et le proventricule, et au niveau du cloaque. Le foie est séparé de la masse digestive et le tube digestif déroulé pour observer et décrire macroscopiquement les organes le composant, leur muqueuse, leur contenu, et toute autre observation notable (Guérin, Boissieu, 2016) .

5. Examen du cœur et de l'appareil respiratoire

La trachée est ouverte, les poumons isolés. Ces organes ainsi que les sacs aériens sont ainsi décrits individuellement. Chacune des chambres du cœur sont ouvertes afin de permettre une description précise (Guérin, Boissieu, 2016) .

6. Examen de l'appareil uro-génital

a) Chez la femelle

La grappe ovarienne, que l'on peut observer sur la figure 27 ci-dessous, est dégagée, en sectionnant la base du pédicule et en tirant sur l'oviducte, afin d'examiner l'appareil génital ainsi individualisé (Guérin, Boissieu, 2016) .

Les reins, encastrés dans l'os lombo-sacré, sont également observés à cette étape.

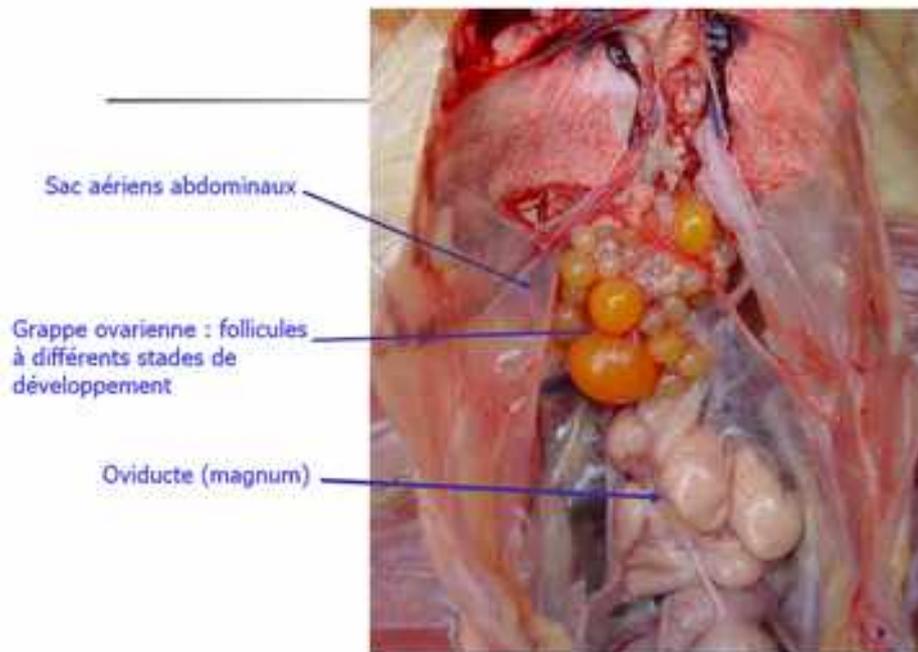


Figure 27 : photographie permettant l'observation in-situ des organes thoraco-abdominaux profonds suite à l'éviscération et au retrait des organes superficiels lors d'une autopsie chez une femelle (Clinique des Élevages Avicoles et Porcins - ENV Toulouse, 2016)

b) Chez le mâle

Les testicules sont retirés et observés, ainsi que les reins, encastrés dans l'os lombo-sacré.

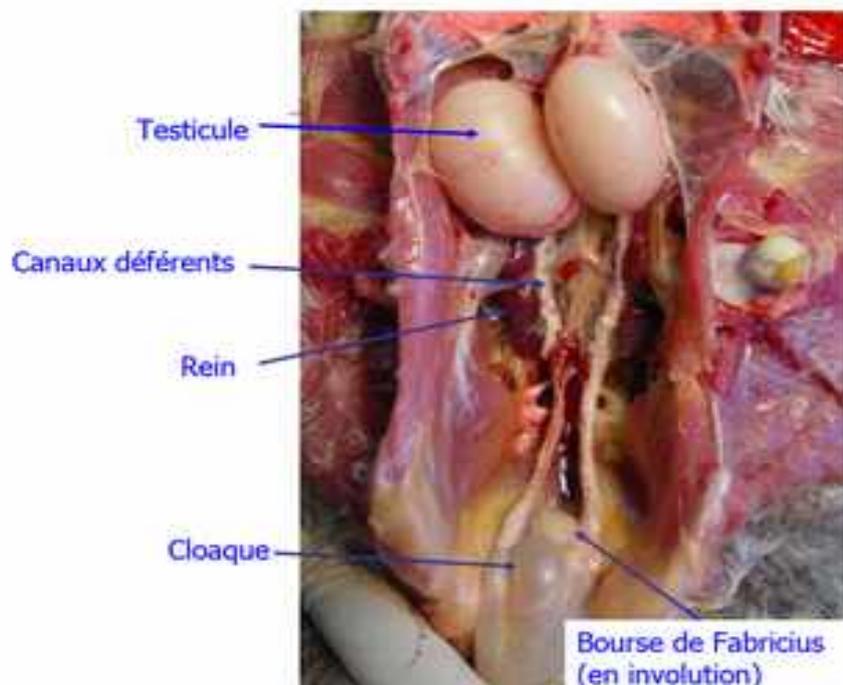


Figure 28 : photographie permettant l'observation in-situ des organes thoraco-abdominaux profonds suite à l'éviscération et au retrait des organes superficiels lors d'une autopsie chez une femelle (Clinique des Élevages Avicoles et Porcins - ENV Toulouse, 2016)

6. Examen des organes hémato-lymphopœitiques

La rate, se situant au niveau de proventricule et du gésier, la bourse de Frabricius en partie crâniale du cloaque, et le thymus, au niveau du cou près de la veine jugulaire (chez les individus immatures sexuellement), sont isolés et examinés (Guérin, Boissieu, 2016).

7. Examen du système nerveux

Le nerf sciatique et le plexus lombosacré sont prélevés en vue d'analyse histologique, que nous ne détaillerons pas ici (Guérin, Boissieu, 2016).

L'encéphale est retiré de la boîte crânienne, les hémisphères cérébraux, le cervelet et le tronc ensembles (Guérin, Boissieu, 2016).

8. Examen de l'appareil locomoteur

Les pattes sont examinées ainsi que l'aspect extérieur des articulations. Celles-ci sont ensuite ouvertes pour permettre de décrire leur aspect intérieur (Guérin, Boissieu, 2016).

II- La tomодensitométrie

A- Acquisition de l'image

Le scanner offre une image en trois dimensions. Comme l'image obtenue résulte de la succession de clichés pris autour de l'animal, cela supprime la superposition des différentes structures les unes par rapport aux autres (Layssol, 2015) .

Comme on le voit sur la figure 29 ci-dessous, le tube radiogène tourne autour du patient au sein d'un anneau. Simultanément à l'anneau, un détecteur de rayons X tourne et reçoit les signaux provenant du tube radiogène. Lorsque l'anneau fait un tour complet du patient, une coupe transversale de ce dernier est obtenue. Comme la table sur laquelle le patient est couché se déplace longitudinalement dans l'anneau, une série de coupes transversales est obtenue puis traitée par informatique (Keravec, Canivel, 2011).

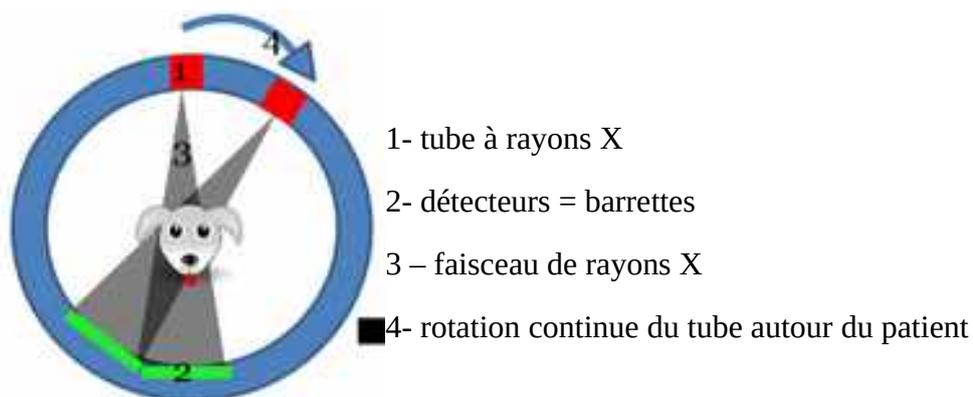


Figure 29 : acquisition d'une image scanner (Layssol, 2015)

B- Formation de l'image

La formation de l'image repose sur l'atténuation des rayons X lors de la traversée de la matière, selon sa nature et son épaisseur. La formule mathématique donnant l'intensité du faisceau de rayons X après traversée de la matière est détaillée en figure 30.

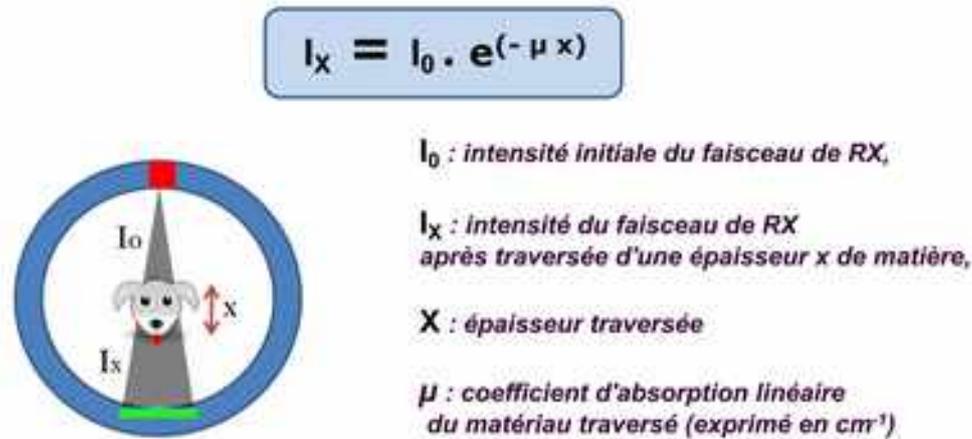


Figure 30 : Illustration de la formule mathématique donnant l'intensité du faisceau de rayons X après traversée de la matière (Layssol, 2015)

Chaque coupe de patient obtenue à l'issue de l'examen est composée d'une série de cubes, ou voxels, qui ont chacun leur propre valeur de coefficient d'absorption linéaire (μ), correspondant à la moyenne de tous les coefficients d'absorption linéaires contenus dans ce volume. Chaque voxel est ensuite traité comme un carré, ou pixel, avec une valeur dans l'échelle de gris. La coupe, composée de densités différentes, devient alors une image composée d'une série de gris différents. En découle une échelle de gris différents, soit de densités différentes, établie par G. Hounsfield (Keravec, Canivel, 2011). On dénombre environ 4000 densités différentes dans le corps de l'animal, exprimées en unité Hounsfield (HU), allant de -1000 HU pour l'air à +3000 HU pour l'os en passant pour 0 HU pour l'eau. La formule mathématique permettant d'obtenir ces densités est :

$$\mu_{\text{Hounsfield}} = \frac{\mu_{\text{corps}} - \mu_{\text{eau}}}{\mu_{\text{eau}}} \times 1000$$

C- Caractéristiques de l'image scanner

L'oeil humain n'est capable de distinguer qu'environ 90 parmi les 4000 densités qui existent. L'échelle de gris doit donc être adaptée à la vision humaine. Pour cela, on va focaliser l'échelle de Hounsfield sur la zone d'intérêt : cette opération se nomme « fenêtrage ». Une fenêtre est une portion de l'échelle de Hounsfield qui est caractérisée par son niveau L (centre de la fenêtre) et son étendue W (qui correspond à l'étendue des gris possibles). Les tissus qui génèrent une densité située au delà de la valeur maximale de la fenêtre donneront une image blanche et ceux qui génèrent une densité en deçà de la valeur minimale donneront une image noire (Layssol, 2015). Cette opération est illustrée en figure 31.

Le choix de la fenêtre est importante en fonction de la zone du corps que l'on souhaite visualiser. En effet, si la région d'intérêt est fortement contrastée, comme le thorax, il faut choisir une fenêtre large afin de pouvoir visualiser en même temps des tissus de densités élevées (os) et des tissus de densités basses (poumons). Si la région d'intérêt est faiblement contrastée comme l'abdomen, il faut choisir une fenêtre étroite qui permettra la distinction de gris très proches (Layssol, 2015).

Échelle de gris

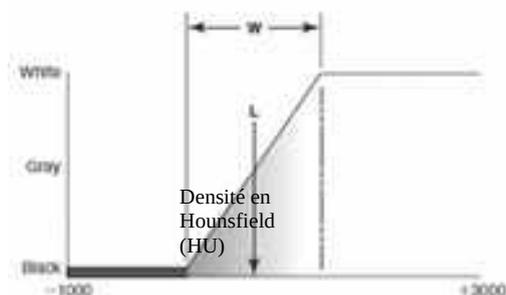


Figure 31 : courbe de l'échelle de gris en fonction de la densité en Hounsfield, montrant l'opération de fenêtrage de l'échelle de Hounsfield (Layssol, 2015)

La reconstruction des images par le système informatique du scanner se fait selon différentes fenêtres : en fenêtre osseuse (pour permettre l'évaluation de la charpente osseuse), en fenêtre tissus mous (pour la visualisation des tissus différents de l'os et de l'air) et en fenêtre pulmonaire. Ainsi sont obtenues trois séries d'images pour une même portion de corps (Layssol, 2015).

D- Déroulement d'un examen scanner

Le patient réalise l'examen sous anesthésie générale et monitoring (Keravec, Canivel, 2011). Il est identifié par l'opérateur, qui sélectionne la région d'intérêt. Des radiographies de face et de profil sont réalisées dans un premier temps, on appelle cette opération un « scout view ». Cela permet de choisir et régler le volume d'animal qui nous intéresse, appelé le DFOV (Display Field Of View). Les coupes sont ensuite réalisées par l'appareil au sein de ce DFOV. On aboutit à une série de coupes frontales, sagittales et transversales, qu'il nous reste à interpréter grâce à nos connaissances anatomiques (Keravec, Canivel, 2011).

E- Avantages et inconvénients

Les avantages du scanner sont la réalisation de coupes fines d'excellente résolution, sans superposition, avec reconstruction en trois dimensions possible (Keravec, Canivel, 2011).

Les inconvénients sont la nécessité d'une anesthésie générale, le coût élevé par rapport aux autres examens d'imagerie. Comme les autres examens d'imagerie, les principes de radioprotection doivent être respectés et une attention particulière doit être portée à l'identification des artéfacts (Layssol, 2015).

CHAPITRE 3 : La plastination en tant que méthode de conservation de pièces anatomiques

La plastination est une technique de conservation de pièces anatomiques inventée par Docteur Gunther von Hagens en Allemagne en 1977 (Henry, RW, Hagens, G, Seamons, G., 2019). Cela consiste à remplacer les fluides d'un organisme vivant par une matière plastique comme du silicone, du polyester ou de l'époxy selon les spécimens à traiter. Le silicone est plutôt utilisé pour la conservation d'organismes entiers (comme c'est le cas ici), l'époxy pour de fines coupes d'organes ou organismes inférieures à 3mm, et le polyester spécifiquement pour des coupes de cerveau entre 1,5 et 3mm (Henry, RW, Hagens, G, Seamons, G., 2019). De nombreuses études ont été réalisées afin de proposer différents polymères plastiques (Henry, RW, Hagens, G, Seamons, G., 2019), pouvant servir à la plastination. Chacun d'entre eux est recommandé pour des applications spécifiques à chacun.

I. Préparation de la pièce

La première étape consiste en la fixation de la pièce avec une solution au formol dilué de 5 % à 15 % (solution aqueuse saturée en formaldéhyde gazeux), qui est le meilleur fixateur pour la technique de la plastination (Henry, RW, Hagens, G, Seamons, G., 2019). Cette étape joue un rôle primordial dans le processus de conservation, puisqu'elle permet de dénaturer les enzymes et ainsi d'éviter la putréfaction.

La fixation peut se faire de différentes manières selon la pièce à plastiner. Nous ne détaillerons pas les techniques de fixation d'organes seuls puisque nous nous intéressons ici à des organismes entiers. Ainsi, dans ces cas, le fixateur est injecté directement ou perfusé en flux continu dans les vaisseaux. L'injection de fixateur se réalise après une perfusion d'eau courante afin d'éliminer le sang des vaisseaux et donc d'éviter les caillots qui empêcheraient la progression du fixateur dans l'intégralité de l'organisme.

Le formol rend les organes ternes, ce qui peut être réduit par différentes techniques (Henry, RW, Hagens, G, Seamons, G., 2019), comme limiter la durée de la fixation au minimum recommandé (quelques heures pour un insecte, et jusqu'à trois semaines pour des spécimens très larges), ou fixer les organes à basse température (+5°C).

Le formol étant toxique et cancérigène, il faut réaliser cette étape en prenant des précautions spécifiques : éviter tout contact direct avec le formol en portant des gants, masque et lunettes de protection ; travailler dans une pièce ventilée et isolée ou sous une hotte (Schill, 2018).

Avant de passer à l'étape suivante, il est recommandé de disséquer les pièces selon l'objectif de la réalisation, et de retirer l'excès de tissus gras.

II. Déshydratation

Le principe de la déshydratation est de remplacer l'eau des cellules et des tissus par un solvant intermédiaire volatile, qui sera ensuite remplacé par la matière plastique choisie lors de la prochaine étape (International Society for Plastination, 2008).

L'acétone est utilisée. Il est bon de rappeler que c'est un liquide inflammatoire qui doit être utilisé avec précaution (Schill, 2018). Un rapport pièces anatomiques/acétone de 1/10 est à respecter, et 3 à 4 bains successifs à intervalle d'une semaine sont à réaliser (Henry, RW, Hagens, G, Seamons, G., 2019).

À la fin de chaque bain, il faut changer l'acétone et mesurer son taux à l'aide d'un acétonomètre. L'acétone doit être au préalable réchauffée à la température à laquelle l'appareil est calibré (aux alentours de 20°C en général), en la laissant à température ambiante ou en passant le contenant sous l'eau chaude (Henry, RW, Hagens, G, Seamons, G., 2019).

Les bains d'acétone sont de plus en plus concentrés, en commençant entre 50 % et 70 % et en terminant à 100 %, comme illustré en figure 32 ci-dessous. L'augmentation de concentration est progressive afin d'éviter un rétrécissement trop brutal des pièces. Ces bains sont réutilisables pour la confection d'autres pièces tant que le taux d'acétone est supérieur à 65 %. On considère la déshydratation complète si la teneur en acétone au dernier changement de bain est à plus de 99 % (donc si la teneur en eau est de moins de 1%). Lors de plastination de grandes pièces, on considère acceptable un ratio pièce/acétone de 1/5 (Henry, RW, Hagens, G, Seamons, G., 2019). Afin d'accélérer la déshydratation, l'acétone et les pièces peuvent être mélangées quotidiennement.

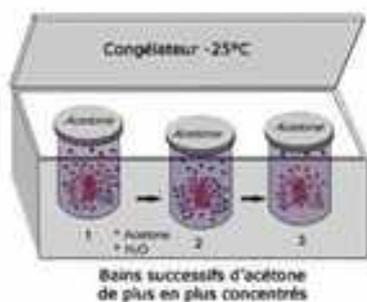
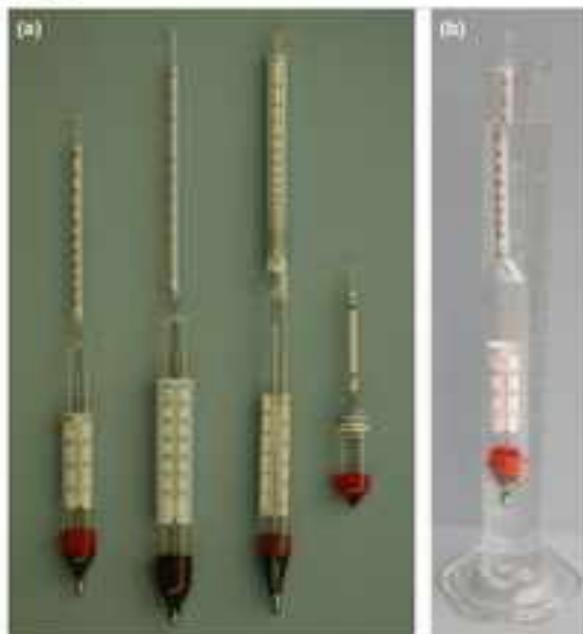


Figure 32 : étape de déshydratation (International Society of Plastination, 2008)

Figure 33 : (a) Acétonomètres calibrés à différentes températures. (b) Mesure de la teneur en acétone (Henry, RW, Hagens, G, Seamons, G., 2019)



III. Dégraissage

L'imprégnation se fait mal sur des pièces mal dégraissées, il est donc recommandé de retirer l'excès de gras mécaniquement dans un premier temps. Les solvants organiques permettent également de dégraisser les pièces anatomiques, tels que l'acétone à 25 °C (Henry, RW, Hagens, G, Seamons, G., 2019). Ainsi, si un dégraissage supplémentaire de la pièce est voulu,

il est recommandé de laisser les pièces 2 à 3 semaines dans le bain d'acétone à température ambiante à la fin de l'étape de déshydratation. Le bain d'acétone est changé lorsqu'il devient jaune, et remplacé par de l'acétone concentré à 100 %. Si la pièce est très grasse, un bain de dichlorométhane peut être réalisé, sous hotte, pendant quelques jours (Schill, 2018). Ce n'est pas un déshydratant, le bain doit donc être fait une fois l'étape de déshydratation complète.



Figure 34 : étape de dégraissage (International Society of Plastination, 2008)

IV. Imprégnation

Cette étape est la plus importante. Elle est dite « forcée » car se réalise sous vide. Elle consiste à remplacer le solvant intermédiaire utilisé lors de l'étape de déshydratation, par le polymère choisi.

Cela se fait en diminuant la pression extérieure, ainsi le solvant intermédiaire passe à l'état gazeux et s'évapore des cellules, le polymère restant quant à lui à l'état liquide. Cette dépression entre l'intérieur et l'extérieur des cellules permet l'entrée du polymère dans les cellules et la stabilisation des membranes. Le vide ne doit pas se faire trop brutalement afin de permettre au polymère de prendre la place du solvant. Il faut donc prendre en compte la viscosité du polymère et la consistance de la pièce à plastiner afin d'appliquer un vide adéquat : plus le polymère est visqueux et plus l'organe est épais, ferme ou dense, plus la dépression doit être progressive (Henry, RW, Hagens, G, Seamons, G., 2019).

Comme illustré en figures 35 et 36 ci-dessous, les pièces sont placées dans une cuve remplie du mélange d'imprégnation, en prenant en compte la différence de densité entre les deux : la pièce doit être maintenue dans le mélange, en plaçant une grille au-dessus par exemple. Il est recommandé de laisser ce mélange une nuit avant de diminuer la pression, afin que la pièce, le solvant intermédiaire et la solution d'imprégnation s'équilibrent. L'étape d'imprégnation se fait à des températures différentes selon le polymère choisi (Henry, RW, Hagens, G, Seamons, G., 2019).

Le procédé d'imprégnation est contrôlé par des mesures régulières de pression à l'aide d'un manomètre. La dépression est régulée et diminuée progressivement en ouvrant ou fermant la valve du système de mise sous vide, permettant de faire entrer plus ou moins l'air extérieur. Si

la valve est totalement fermée, la pression avoisine zéro, ce qui ne doit pas arriver, sinon l'acétone s'évapore trop rapidement et le polymère n'a pas le temps d'imprégner la pièce. Nous utiliserons ici un mélange de polymère S10 silicone et S3 durcisseur. Dans ce cas, il est recommandé de commencer à 6cmHg et de diminuer lentement selon la formation de bulles, sur une période de 3 à 5 semaines jusqu'à environ 0cmHg (Henry, RW, Hagens, G, Seamons, G., 2019). L'étape est terminée lorsque le vide est inférieur ou égal à 5 mmHg ou lorsque plus aucune bulle ne se forme à la surface du mélange d'imprégnation.

Du fait de la variation de plusieurs facteurs (température, pression, volume de la pièce) selon le type de polymère choisi, la marche à suivre lors de cette étape est à adapter au cas par cas. Cependant, en général, se fier aux bulles afin de faire diminuer la pression progressivement, est une méthode fiable (Henry, RW, Hagens, G, Seamons, G., 2019).

Les organes sont remis à pression atmosphérique pendant 24 à 48h avant de passer à l'étape suivante.

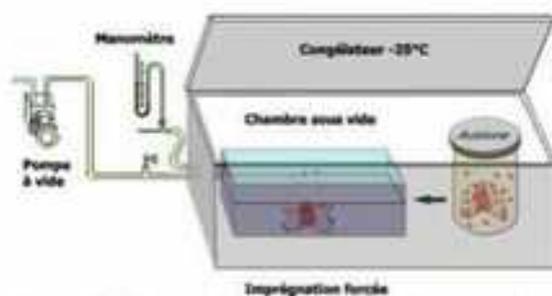


Figure 35 : étape d'imprégnation (International Society of Plastination, 2008)



Figure 36 : Cuve de plastination, liée au manomètre et aux deux valves d'ajustement du vide (ci-dessus) et manomètre (à droite) (Henry, RW, Hagens, G, Seamons, G., 2019)

V. Durcissement

Le durcissement consiste à polymériser le silicone utilisé lors de l'étape d'imprégnation afin de le rendre totalement solide.

Deux procédés peuvent être utilisés : le durcissement rapide ou le durcissement lent.

Le durcissement lent est composé de deux étapes (Von Hagens, 1986) : le pré-durcissement, qui consiste à laisser les pièces anatomiques durcir à l'air libre. Le silicone durcit plus rapidement à température élevée, mais cela entraîne un rétrécissement de l'organe. Il est donc préconisé de faire ce pré-durcissement à température ambiante, pendant environ deux semaines, en changeant régulièrement les pièces de côté afin de permettre un durcissement uniforme, et en les essuyant régulièrement (Henry, RW, Hagens, G, Seamons, G., 2019). Les pièces sont ensuite placées dans un gaz de durcissement. Au début de cette phase, le silicone suinte beaucoup des pièces, il faut donc les essuyer régulièrement avant que le silicone ne durcisse à leur surface. Le durcissement est fini lorsque les pièces sont complètement dures ne collent plus.

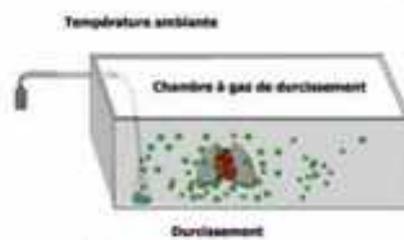


Figure 37 : étape de durcissement (International Society of Plastination, 2008)

Pour le durcissement rapide, les pièces sont placées immédiatement après l'imprégnation dans la chambre à gaz de durcissement, en présence d'un durcisseur fortement concentré (durcisseur S6), afin de polymériser le silicone à la surface des pièces (Henry, RW, Hagens, G, Seamons, G., 2019). Les pièces doivent être essuyées 4 fois par jour afin d'éviter que l'excédent de polymère ne durcisse et modifie la forme de la surface des pièces. Le suintement des pièces est assez court (2-3 jours en général) et s'arrête lorsque la couche externe de la pièce est polymérisée. Une fois que le suintement s'est arrêté, les pièces sont maintenues en chambre à gaz de durcissement, mais en présence d'un durcisseur de plus faible concentration. Le gaz diffuse dans toute la pièce et permet de terminer le processus de durcissement. Cette étape prend environ deux à trois semaines. Elle est finie lorsque les pièces sont sèches au toucher. Celles-ci doivent être stockées encore quelques semaines afin de s'assurer que leur cœur soit complètement durci (Von Hagens, 1986).

VI. Résultats

Les pièces anatomiques obtenues sont sèches, imputrescibles et non odorantes, et dépourvues de substances chimiques. Elles peuvent donc être manipulées à main nue (Schill, 2018). La durée du processus dépend de la taille des pièces à plastiner, et peut aller de 6 semaines à plusieurs mois. Le tableau 1 ci-dessous présente un résumé des étapes et du temps moyen nécessaire pour plastiner un organisme Oiseau de petite taille (1-2kg) (Henry, RW, Hagens, G, Seamons, G., 2019).

Fixation	3 semaines
Déshydratation	3-4 semaines
Dégraissage	2 semaines
Imprégnation	3-5 semaines
Durcissement	48h + 2-3 semaines + 4-12 semaines
TOTAL	17 semaines – 29 semaines

Tableau 1: Résumé des étapes et du temps moyen nécessaire à la plastination d'un organisme Oiseau de petite taille (1-2kg) (Henry, RW, Hagens, G, Seamons, G., 2019)

DEUXIÈME PARTIE : Réalisation de modèles plastinés, supports pédagogiques pour la compréhension de l'anatomie, des techniques d'autopsie et comme aide à la lecture des images scanner des Oiseaux sauvages

CHAPITRE 1 : Matériel et méthodes

I. Préparation des oiseaux

A- Récupération des oiseaux et décision de leur devenir

Les oiseaux utilisés proviennent du centre de soin pour la faune sauvage de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse. Ce sont des oiseaux destinés à l'euthanasie du fait de traumatismes trop importants et ne permettant pas de les soigner et de les relâcher. Le tableau ci-dessous présente les différents oiseaux de notre étude, le motif justifiant leur euthanasie, et la définition de leur devenir.

Oiseau	Motif de l'euthanasie	Devenir
Buse variable (<i>Buteo buteo</i>) T19-2110	Luxation et plaie avec nécrose osseuse du carpe gauche	Coupes transversales
Chouette hulotte 1 (<i>Strix aluco</i>) T19-0619	Perforation récente cicatrisée de l'œil gauche et foyers de cataracte bilatéraux	Défaut de conservation, non exploitable
Chouette hulotte 2 (<i>Strix aluco</i>) T19-2085	Décollement rétinien de l'œil droit, perte de vision bilatérale	Coupes transversales
Corneille noire (<i>Corvus corone</i>) T19-2256	Fracture du carpe droit	Coupes transversales
Faucon crécerelle (<i>Falco tinnunculus</i>) T19-0756	Fracture de l'ulna droit	Coupe longitudinale
Faucon hobereau (<i>Falco subbuteo</i>) T19-2134	Fractures des radius et carpe droits	Coupes transversales
Grue cendrée (<i>Grus grus</i>) T19-2388	Fracture ouverte du coude gauche (suspicion d'électrocution)	Coupes transversales
Héron garde-boeufs (<i>Bubulcus ibis</i>) T19-2180	Fracture et luxation du coude droit ressoudé de manière anarchique	Coupes transversales
Pigeon biset (<i>Columba livia</i>) T20-0045	Paralysie flaccide des postérieurs	Modèle d'autopsie

Tableau 2: Présentation des oiseaux de l'étude, motif d'euthanasie et devenir

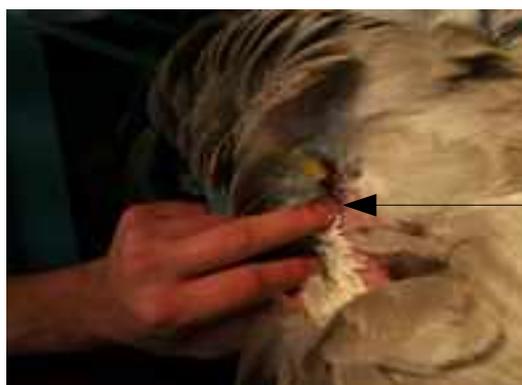
B- Fixation au formol

Les oiseaux sont anesthésiés à l'isoflurane. Un cathéter 22 ou 24 Gauges est ensuite posé à la veine jugulaire droite afin d'injecter dans un premier temps de l'Héparine Choay 25000 UI/5mL ND (héparine sodique) à la dose de 5000 UI/kg soit 0,1mL pour 100g. La dose

usuelle est de 50UI/kg mais il est difficile d'injecter 0,001mL par animal avec précision, c'est pourquoi nous avons préféré sur-doser. Dans un deuxième temps, du Dolethal ND (Pentobarbital) est injecté par cette même voie à une dose de 182,2 mg/kg soit 0,1mL pour 100g.



Jugulaire droite



Cathéter à la jugulaire droite

Figure 38 : pose du cathéter à la jugulaire droite

Selon la taille, la conformation et le poids de l'animal, deux techniques différentes sont utilisées pour l'étape de fixation au formol.

Pour certains animaux, les carotides sont difficilement cathétérisables du fait d'un cou trop court ou d'une taille trop petite ; on réalise alors la méthode ci-après : une fois l'animal euthanasié, une dissection au niveau du cou est réalisée, afin de visualiser la trachée et la bifurcation au niveau des deux bronches primaires. Une aiguille intra-cardiaque 20G est placée au niveau de cette bifurcation. Ceci est illustré en figure 39 ci-dessous.

Pour les animaux dont les carotides sont cathétérisables, on place un cathéter intra-carotidien au niveau du cou, comme illustré en figure 40 ci-dessous.

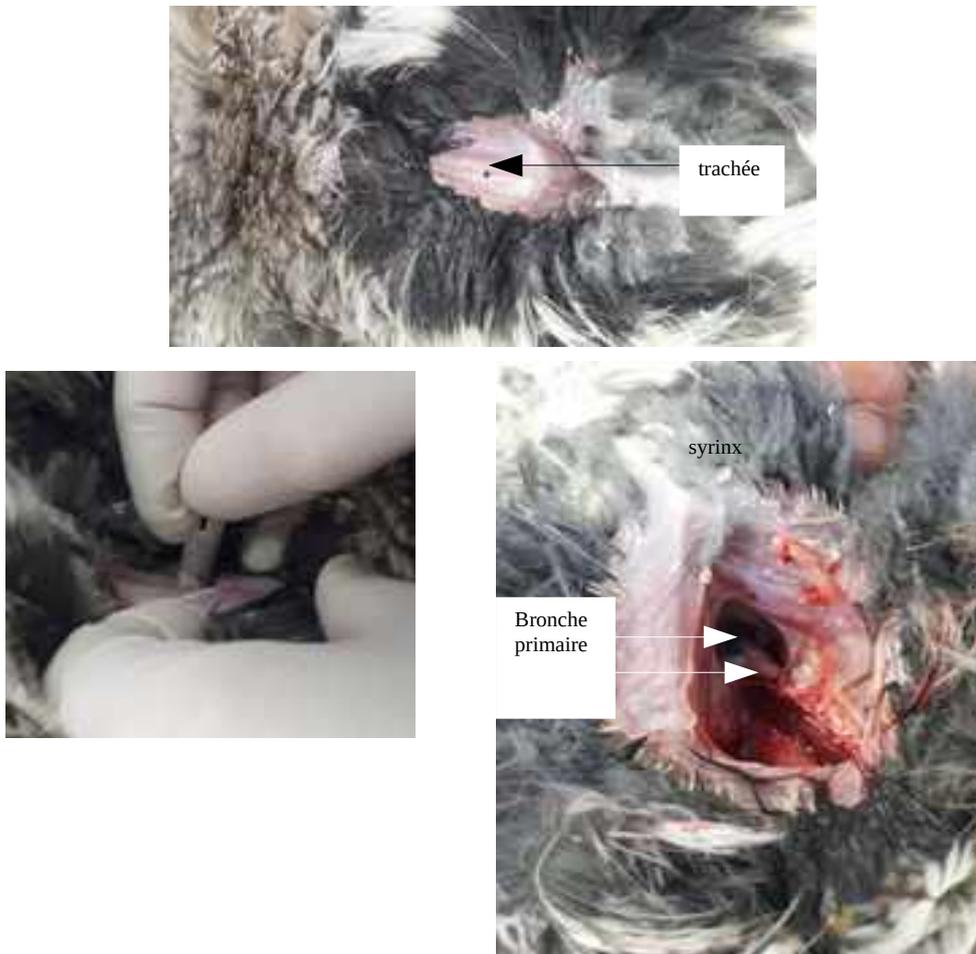


Figure 39 : dissection avant pose du cathéter intra-carotidien ou de l'aiguille intra-cardiaque

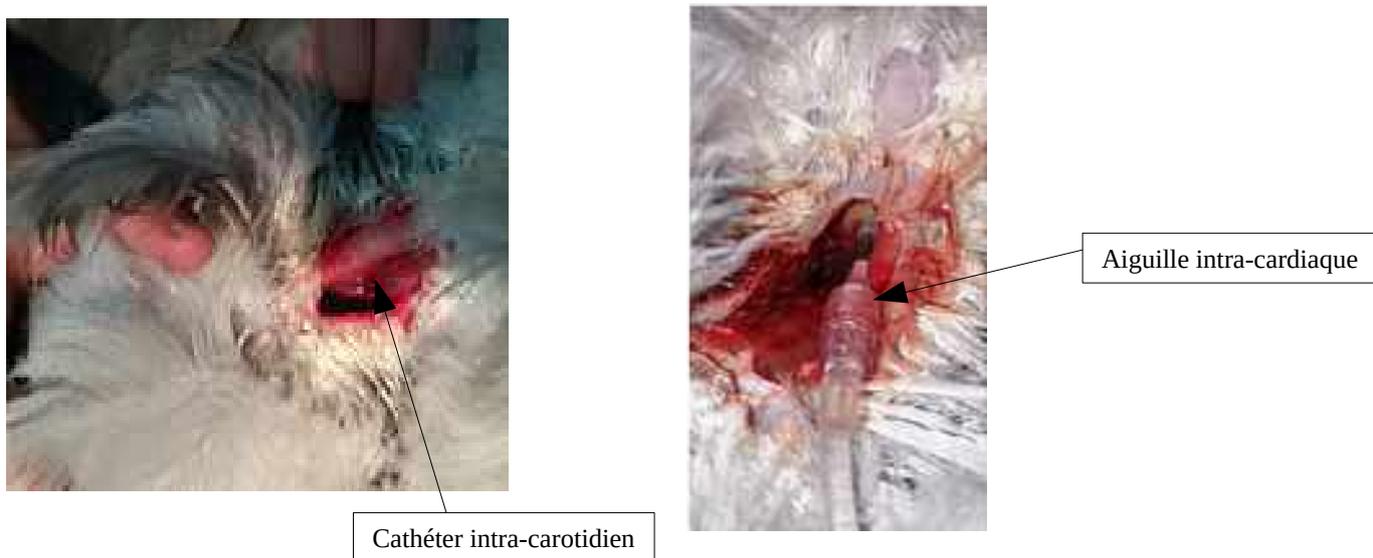


Figure 40 : pose du cathéter intra-carotidien (ci-dessus) ou de l'aiguille intra-cardiaque (à droite)

L'étape suivante est la même quelque soit l'animal : l'aiguille intra-cardiaque ou le cathéter intra-carotidien est relié à une tubulure, un robinet trois voies et une plus grosse tubulure placée dans la pompe. L'animal est ensuite rincé à l'eau à 8mL/min pendant 5 minutes. Ce

temps est variable selon l'animal, le but étant que le liquide qui s'écoule du cathéter soit clair. Le formol est ensuite injecté grâce à la pompe au même débit de 8mL/min pendant 5 minutes, temps une nouvelle fois variable selon l'animal, le but étant que le cadavre se rigidifie. L'animal est ensuite placé au congélateur, bien droit, les ailes contre le corps. Une fois congelé, il sera alors possible de réaliser les coupes ou la dissection selon la définition de son devenir.

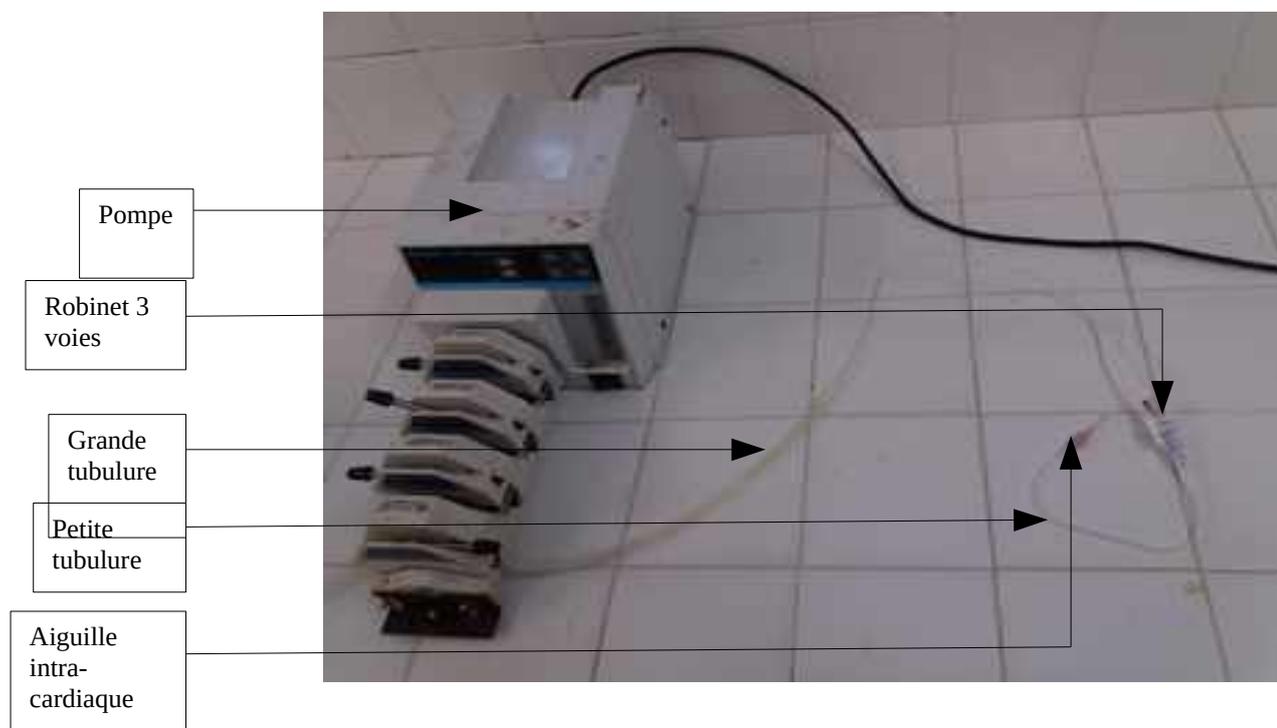


Figure 41 : montage pour l'étape de la fixation

Le tableau ci-dessous résume les dates et méthodes de fixation de chacun des oiseaux de l'étude :

Oiseaux	Date de fixation	Méthode de fixation
Chouette hulotte (<i>Strix aluco</i>)	28/06/2019 ; 1/10/2019	Aiguille intra-cardiaque
Faucon crécerelle (<i>Falco tinnunculus</i>)	28/06/2019	Aiguille intra-cardiaque
Faucon hobereau (<i>Falco subbuteo</i>)	03/10/2019	Aiguille intra-cardiaque
Buse variable (<i>Buteo buteo</i>)	03/10/2019	Aiguille intra-cardiaque
Héron garde-boeuf (<i>Bubulcus ibis</i>)	08/10/2019	Cathéter intra-carotidien
Corneille noire (<i>Corvus corone</i>)	23/10/2019	Aiguille intra-cardiaque
Grue cendrée (<i>Grus grus</i>)	19/11/2019	Cathéter intra-carotidien puis aiguille intra-cardiaque
Pigeon biset (<i>Columba livia</i>)	28/01/2020	Aiguille intra-cardiaque

Tableau 3: Dates et méthodes de fixation des oiseaux de l'étude

Les animaux sont ensuite conservés au congélateur jusqu'aux prochaines étapes.

II. Passage au scanner

Nous réalisons une acquisition d'images scanner sur chacun des oiseaux, que nous interpréterons ensuite en comparaison avec les coupes plastinées.

L'acquisition des images scanner est faite grâce au scanner de L'École Nationale Vétérinaire de Toulouse. L'acquisition est réalisée du haut de la tête au bout des pattes pour chaque individu, et centrée sur la pointe bréchet. Les constantes utilisées sont 120kV et 120 à 300mA avec un temps d'exposition par rotation de 0,7s. Les paramètres d'acquisition sont présentés en tableau 4 ci-dessous.

La fenêtre parenchyme a été choisie pour l'interprétation des images et la comparaison avec les coupes plastinées. Elles permettent en effet de visualiser les organes internes de manière assez précise (Solacroup et al., 2001).

Oiseau de l'étude	Paramètres du scanner	Photographie du scanner
Buse variable (<i>Buteo buteo</i>)	Région ciblée : bréchet Temps d'exposition : 4,5s Longueur de balayage: 450mm Collimation primaire : 1,25mm	
Chouette hulotte (<i>Strix aluco</i>)	Région ciblée : bréchet Temps d'exposition : 4,5s Longueur de balayage: 450mm Collimation primaire : 1,25mm	
Corneille noire (<i>Corvus corone</i>)	Région ciblée : bréchet Temps d'exposition : 15,63s Longueur de balayage: 375,9mm Collimation primaire : 0,62mm	
Faucon crécerelle (<i>Falco tinnunculus</i>)	Région ciblée : bréchet Temps d'exposition : 3s Longueur de balayage : 300mm Collimation primaire : 1,25mm	
Faucon hobereau (<i>Falco subbuteo</i>)	Région ciblée : bréchet Temps d'exposition : 3s Longueur de balayage : 300mm Collimation primaire : 1,25mm	

Grue cendrée (<i>Grus grus</i>)	Région ciblée : bréchet Temps d'exposition : 8,5s Longueur de balayage : 850mm Collimation primaire : 1,25mm	
Héron garde-boeuf (<i>Bubulcus ibis</i>)	Région ciblée : bréchet Temps d'exposition : 4,5s Longueur de balayage: 550mm Collimation primaire : 1,25mm	

Tableau 4: Paramètres d'acquisition scanner pour chaque oiseau de l'étude

III. Réalisation des coupes

Les coupes sont réalisées à l'aide d'une scie à ruban, puis protégées et identifiées afin d'être envoyées congelées au laboratoire de plastination de l'École Vétérinaire de Maison-Alfort.



Figure 42 : scie à ruban utilisée lors des coupes

IV. Le processus de plastination

Le processus de plastination aurait dû se faire conformément au protocole décrit au chapitre trois de la première partie mais n'a pas pu être réalisé pour cause de pandémie et de confinement.

CHAPITRE 2 : Résultats : obtention de modèles anatomiques utiles à l'apprentissage de l'anatomie, de l'anatomie comparée, des techniques d'autopsie et comme aide à la lecture des images scanner

I. Modèles anatomiques : comparaison entre les coupes plastinées et les images scanner

Les résultats seront présentés sous forme de tableaux précisant la localisation de la coupe, et contenant une photographie légendée de la coupe plastinée, une capture d'écran légendée de l'image scanner correspondante, soulignées d'une ligne présentant les légendes.

La coupe et l'image scanner sont présentées en vue antérieure (de l'avant vers l'arrière), cette l'orientation est illustrée en figure 43 ci-contre.

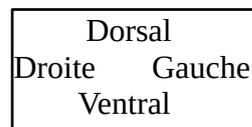
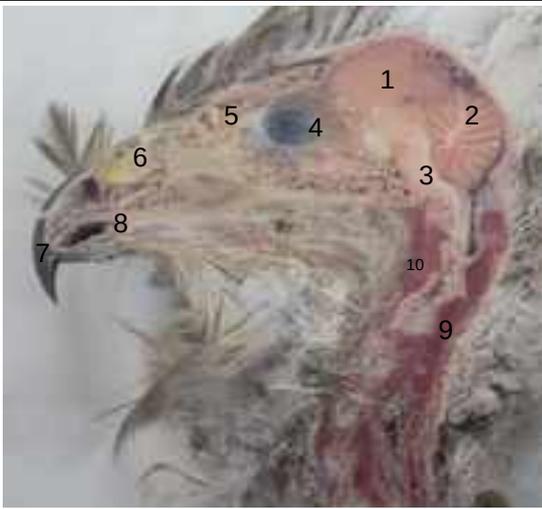
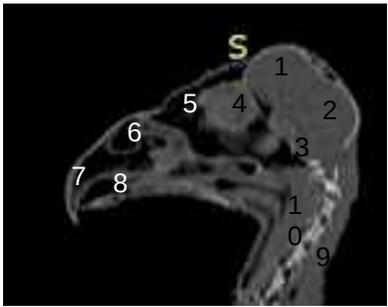
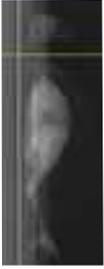
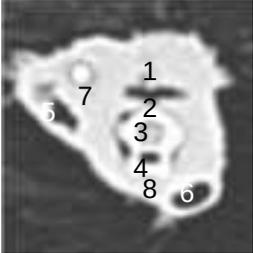
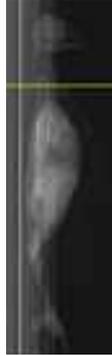
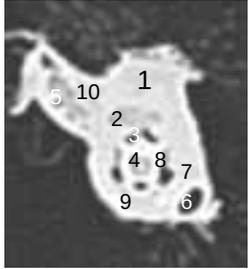
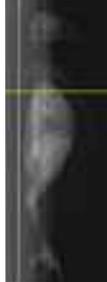
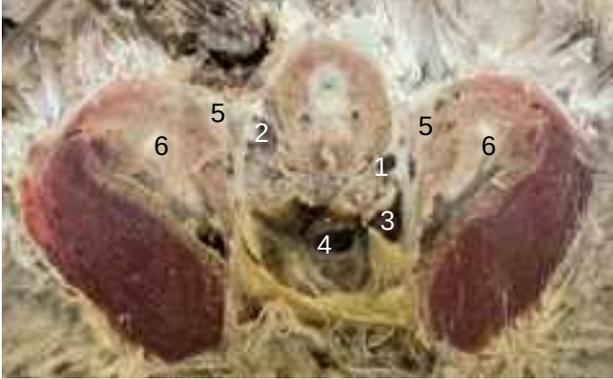
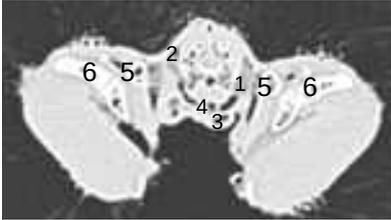


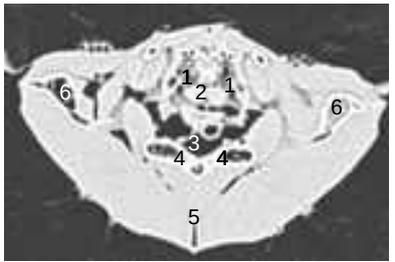
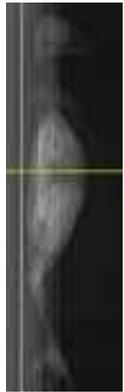
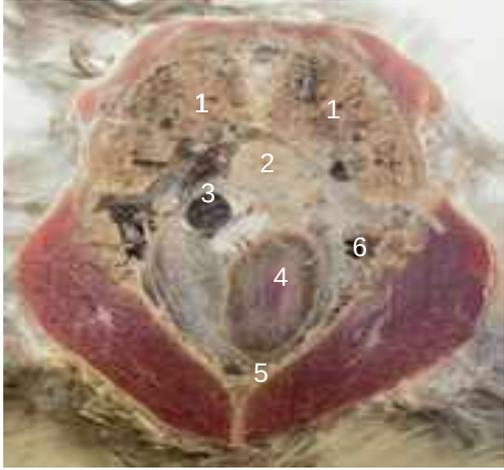
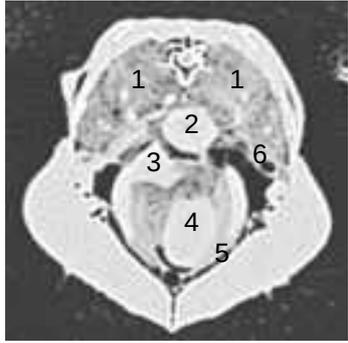
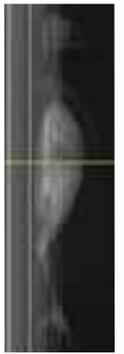
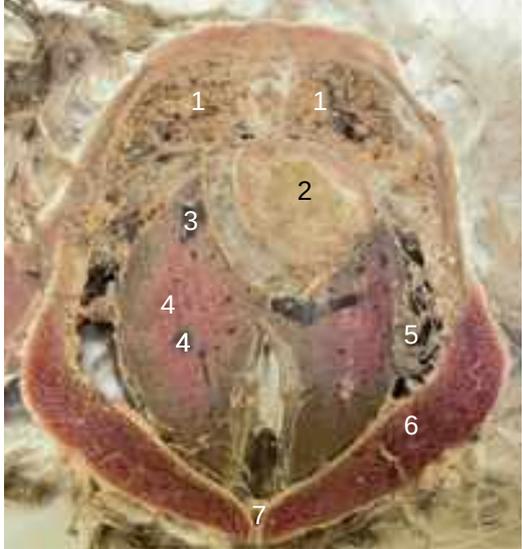
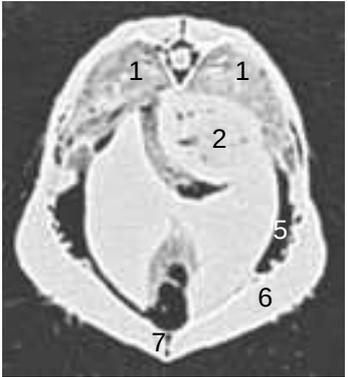
Figure 43 : orientations des coupes et images scanner

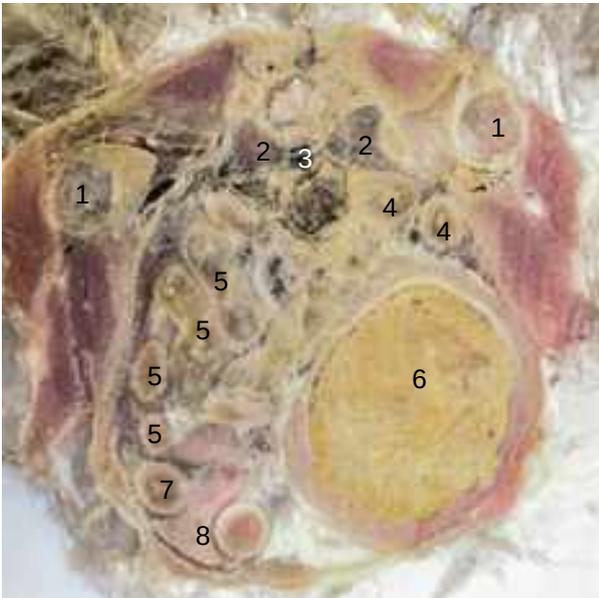
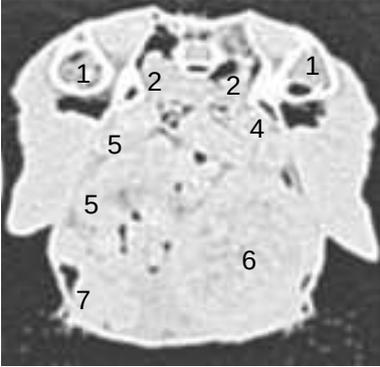
A- La buse variable (*Buteo buteo*)

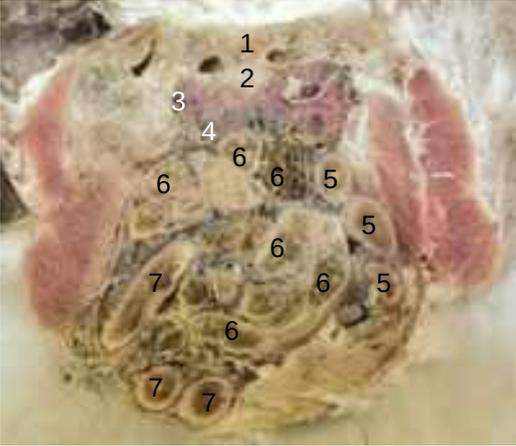
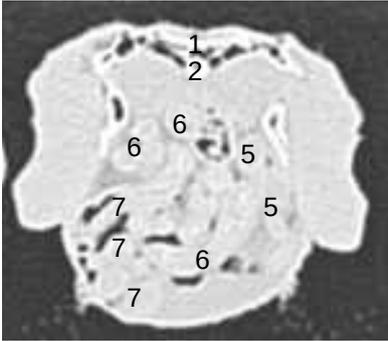
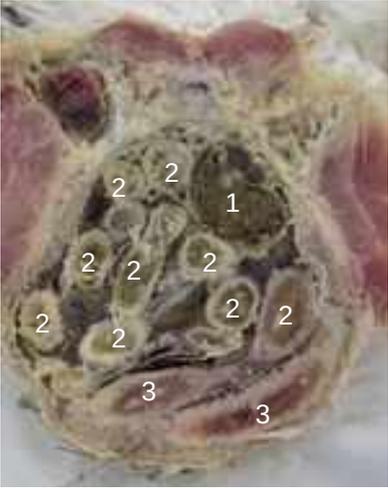
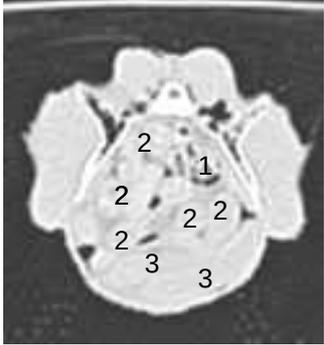
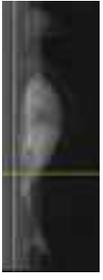
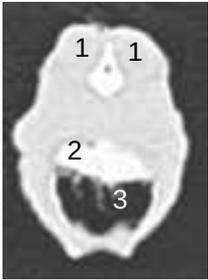
La buse variable (*Buteo buteo*) est un carnivore (Cuisin, Geroudet, 2000). On retrouvera donc sur les images ci-dessous les particularités anatomiques suivantes : un bec incurvé et puissant pour dilacérer la viande, une absence de jabot, un ventricule (gésier) peu musclé et extensible pour pouvoir contenir la proie à digérer. Son alimentation contenant très peu de cellulose, on notera une absence de caeca.

Position	Coupe plastinée	Image scanner
Tête coupe longitudinale		

Légendes	1-Télocéphale ; 2-Cervelet ; 3-Tronc cérébral ; 4-Bulbe oculaire ; 5-Sinus frontaux ; 6-Cornets nasaux ; 7-Bec incurvé ; 8-Langue ; 9- Muscles nucaux ; 10-Muscles longs du cou	
		
Légendes	1-Muscles nucaux ; 2-Arc vertébral cervical ; 3-Moëlle épinière ; 4-Corps vertébral cervical ; 5-Oesophage ; 6-Trachée ; 7-Veine jugulaire droite ; 8- Muscles longs du cou	
		
Légendes	1-Muscles nucaux ; 2-Processus transverse ; 3-Moëlle épinière ; 4-Corps vertébral cervical ; 5-Oesophage ; 6-Trachée ; 7-veine jugulaire gauche ; 8- Artères et veines vertébrales ; 9-Muscles longs du cou ; 10-Jugulaire droite	
		
Légendes	1-Veine jugulaire gauche ; 2-Veine jugulaire droite ; 3-Trachée ; 4-Jabot simple et fusiforme ; 5-Scapula ; 6-Humérus	

		
<p>Légendes</p>	<p>1-Poumons ; 2-Muscles longs du cou ; 3-Jabot ; 4-Os coracoïdes ; 5-Os du bréchet ; 6-Humérus</p>	
		
<p>Légendes</p>	<p>1-Poumons ; 2-Oesophage ; 3-Aorte ; 4-Ventricule gauche ; 5-Péricarde ; 6-Veine cave caudale</p>	
		
<p>Légendes</p>	<p>1-Poumons ; 2-Proventricule ; 3-Veine cave postérieure ; 4-Veines hépatiques ; 5-Sac aérien abdominal ; 6-Muscles pectoraux ; 7-Bréchet</p>	

		
<p>Légendes</p>	<p>1-Reins ; 2-Jejunum ; 3-Aorte abdominale ; 4-Ventricule peu musclé et extensible ; 5-Veine cave caudale ; 6-Foie</p>	
		
<p>Légendes</p>	<p>1-Rein ; 2-Aorte abdominale ; 3-Jejunum ; 4-Gésier ; 5-Foie ; 6-Vésicule biliaire ; 7-Masse adipeuse abdominale</p>	
		

Légendes	1-Fémur ; 2-Rein ; 3-Aorte abdominale ; 4-Rectum ; 5-Jejunum ; 6-Gésier ; 7-Duodenum ; 8-Foie partie distale	
		
Légendes	1-Synsacrum ; 2-Moëlle épinière ; 3-Veine porte rénale droite ; 4-Veine rénale ; 5-Rectum ; 6-Jejunum ; 7-Duodenum	
		
Légendes	1-Rectum ; 2-Jejunum ; 3-Duodenum	
		
Légendes	1-Muscles coccygiens des rectrices ; 2-Bourse de Fabricius ; 3-Cloaque avec fientes	

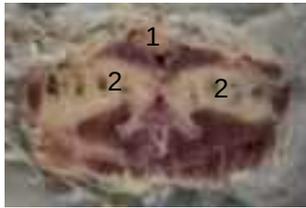
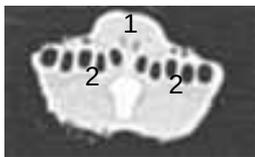
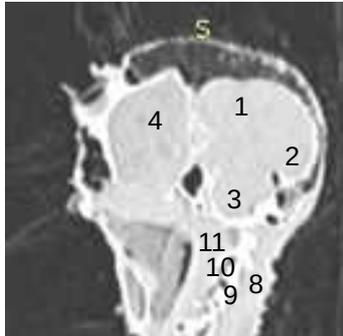
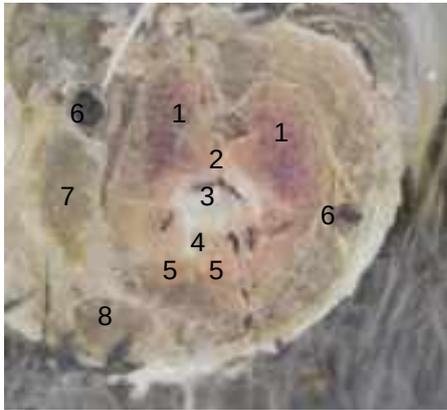
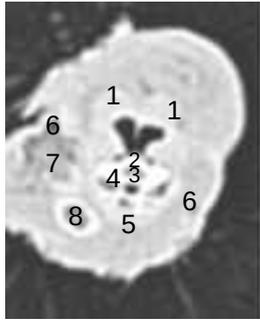
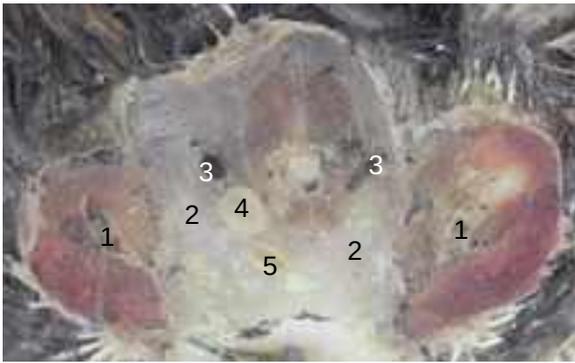
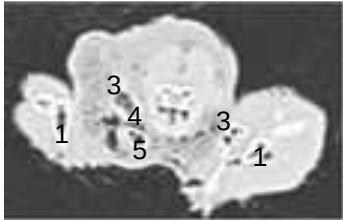
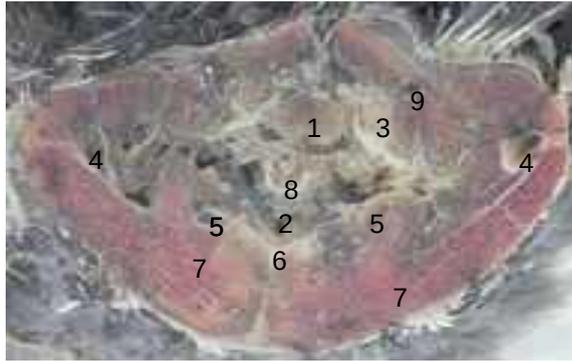
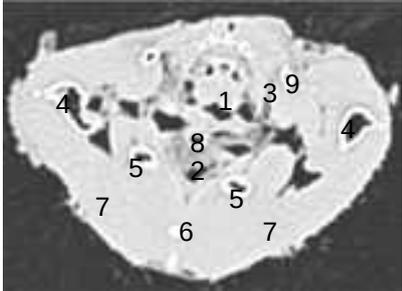
		
Légendes	1-Glandes urpopygiennes ; 2-Follicules plumeux des rectrices	

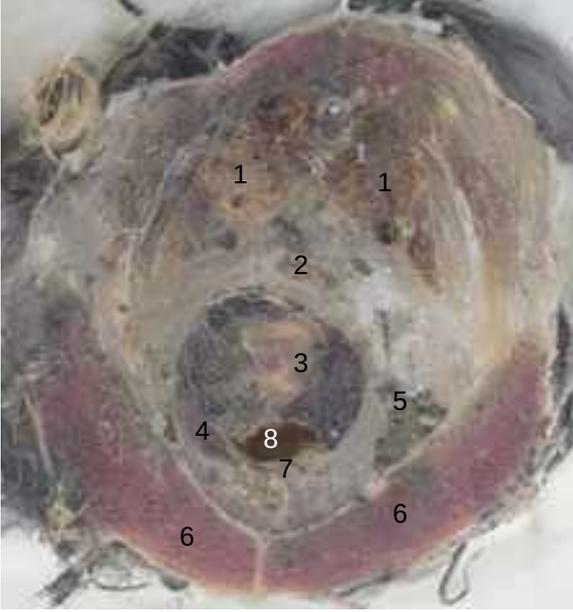
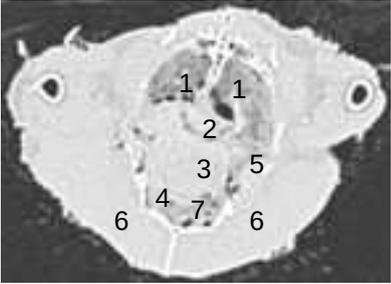
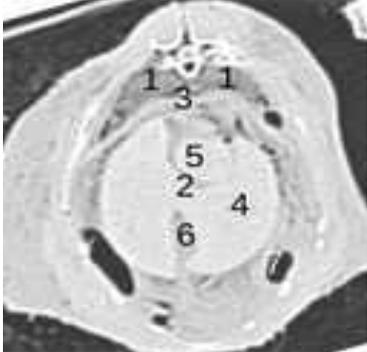
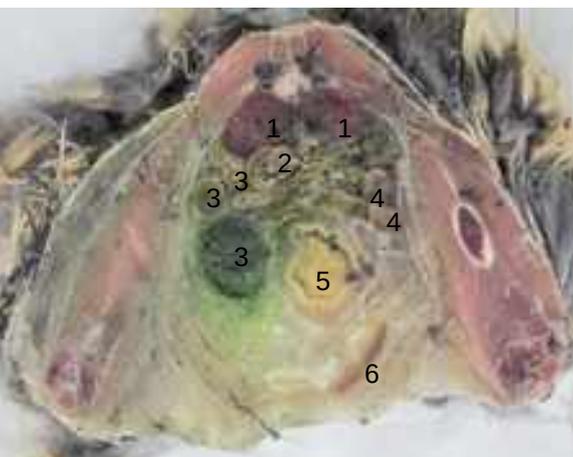
Tableau 5: Présentation légendée des coupes transversales plastinées et images scanner de la buse variable (*Buteo buteo*)

B- La chouette hulotte (*Strix aluco*) en coupes transversales

La chouette hulotte (*Strix aluco*) est un carnivore (Cuisin, Geroulet, 2000). On retrouvera donc des particularités anatomiques similaires à celles de la buse variable (*Buteo buteo*) : un bec incurvé et puissant pour dilacérer la viande, une absence de jabot, un ventricule (gésier) peu musclé et extensible pour pouvoir contenir la proie à digérer. Son alimentation contenant très peu de cellulose, on notera une absence de caeca.

Position	Coupe plastinée	Image scanner
Tête coupe longitudinale		
Légendes	1-Téleencéphale ; 2-Cervelet ; 3-Tronc cérébral ; 4-Bulbe oculaire ; 5-Cornets nasaux ; 6-Bec incurvé ; 7-Langue ; 8-Muscles nucaux ; 9-Moëlle épinière ; 10-Vertèbres cervicales ; 11-Muscles longs du cou	

		
<p>Légendes</p>	<p>1-Muscles nucaux ; 2-Arc vertébral cervical ; 3-Moëlle épinière ; 4-Corps vertébral cervical ; 5-Muscles longs du cou ; 6-Veines jugulaires ; 7-Oesophage ; 8-Trachée</p>	
		
<p>Légendes</p>	<p>1-Humérus pneumatique ; 2-Sac aérien cervical ; 3-Veines jugulaires ; 4-Oesophage ; 5-Trachée</p>	
		
<p>Légendes</p>	<p>1-Muscles longs du cou ; 2-Oesophage ; 3-Lobe thymique ; 4-Humérus pneumatique ; 5-Os coracoïdes ; 6-Bréchet ; 7-Muscles pectoraux ; 8-Trachée ; 9-Scapula</p>	

		
<p>Légendes</p>	<p>1-Poumons ; 2-Oesophage ; 3-Ventricule gauche ; 4-Ventricule droit ; 5-Sac aérien thoracique ; 6-Muscles pectoraux ; 7-Péricarde ; 8-Cavité péricardique</p>	
		
<p>Légendes</p>	<p>1-Fin des poumons ; 2-Vésicule biliaire ; 3-Aorte abdominale ; 4-Foie ; 5-Proventricule ; 6-Fin du ventricule gauche du coeur ; 7-Sac aérien abdominal ; 8-Veine cave caudale ; 9-Veine hépatique</p>	
		

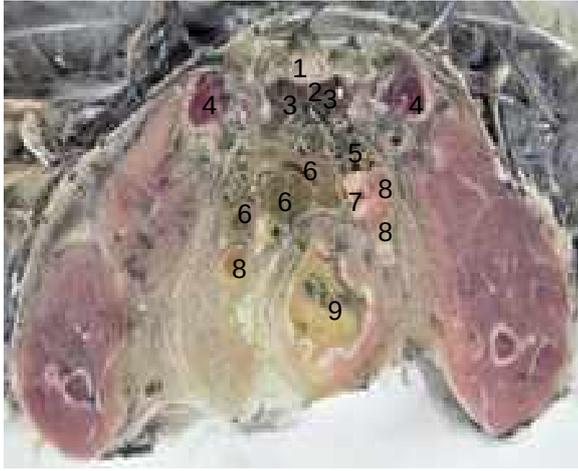
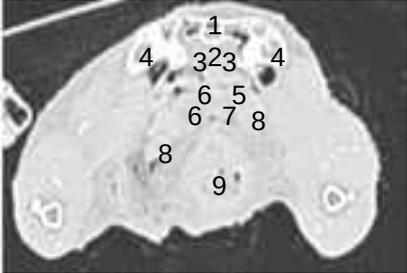
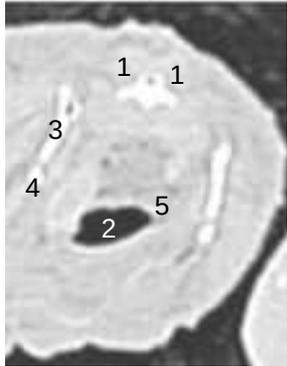
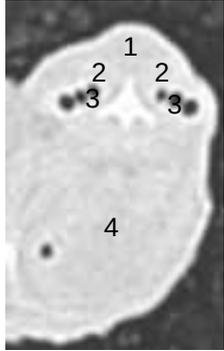
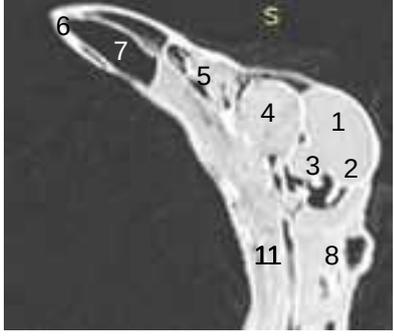
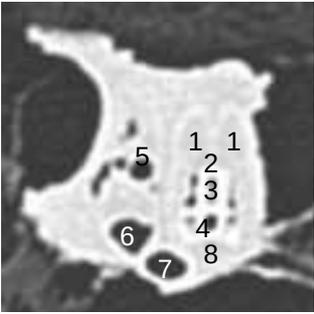
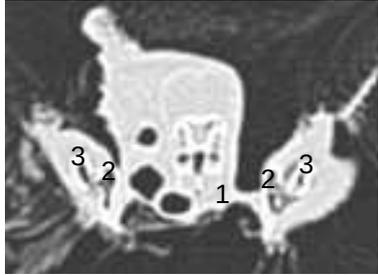
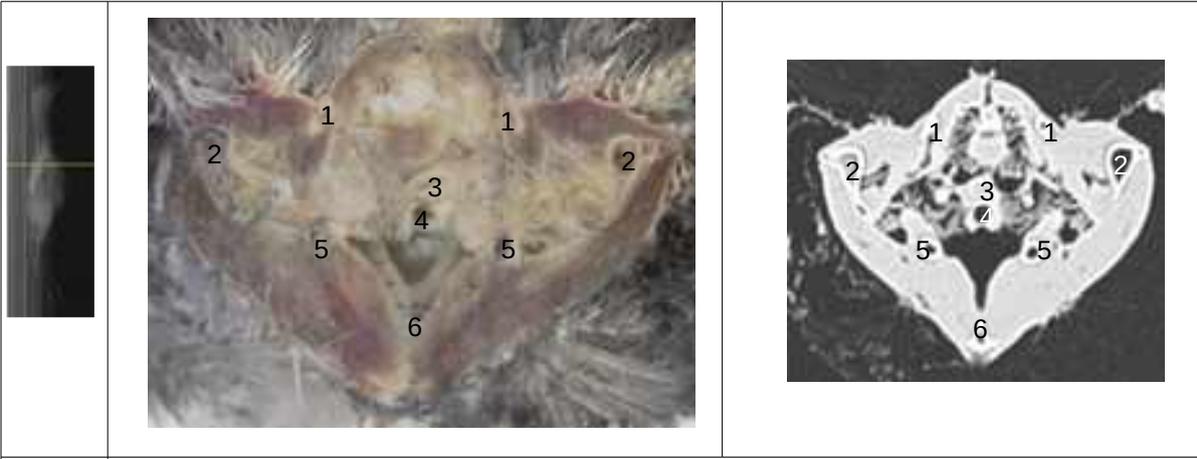
Légendes	1-Reins ; 2-Duodenum ; 3-Jejunum ; 4-Rectum ; 5-Ventricule (gésier) ; 6-Fin du foie	
		
Légendes	1-Synsacrum ; 2-Aorte abdominale ; 3-Reins ; 4-Muscles glutéaux ; 5-Rectum ; 6-Jejunum ; 7-Pancréas ; 8-Duodenum ; 9-Gésier	
		
Légendes	1-Muscles coccygiens des rectrices ; 2-Cloaque ; 3-Ischium ; 4-Pubis ; 5-Glande de Fabricius	
		
Légendes	1-Glandes uropygiennes ; 2-Muscles coccygiens des rectrices ; 3-Follicule plumeux des rectrices ; 4-Cloaque	

Tableau 6: Présentation légendée des coupes transversales plastinées et images scanner de la chouette hulotte (*Strix aluco*)

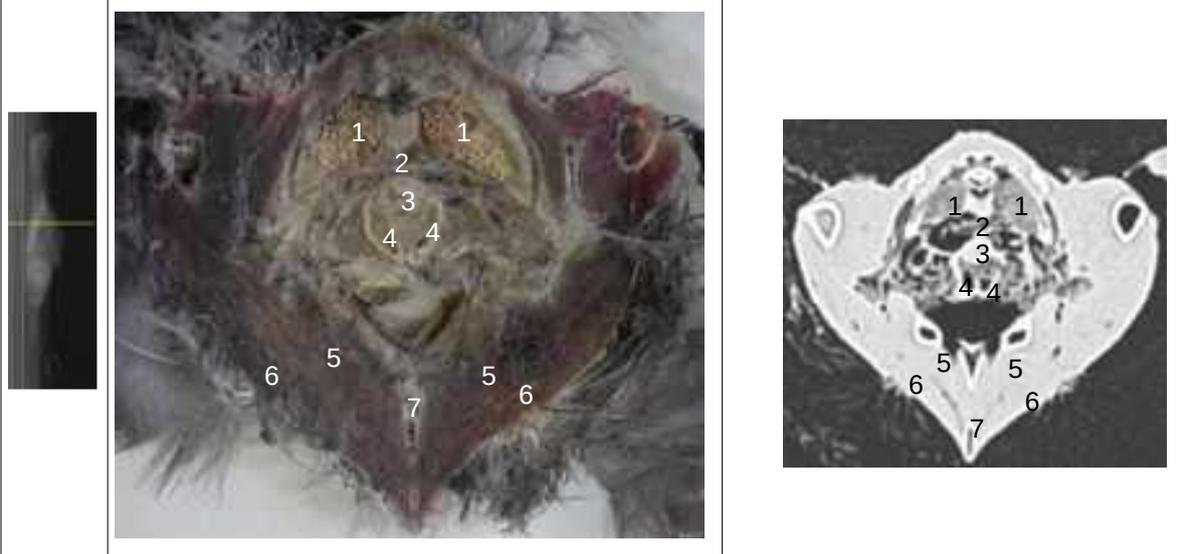
C- La corneille noire (*Corvus corone*) en coupes transversales

La corneille noire (*Corvus corone*) a un régime alimentaire varié, elle est opportuniste (proies, végétaux, graines) (HBW Alive, 2020). Elle a donc un bec puissant, un jabot bien développé, une paroi ventriculaire épaisse pour digérer mécaniquement les graines, et des caeca rudimentaires.

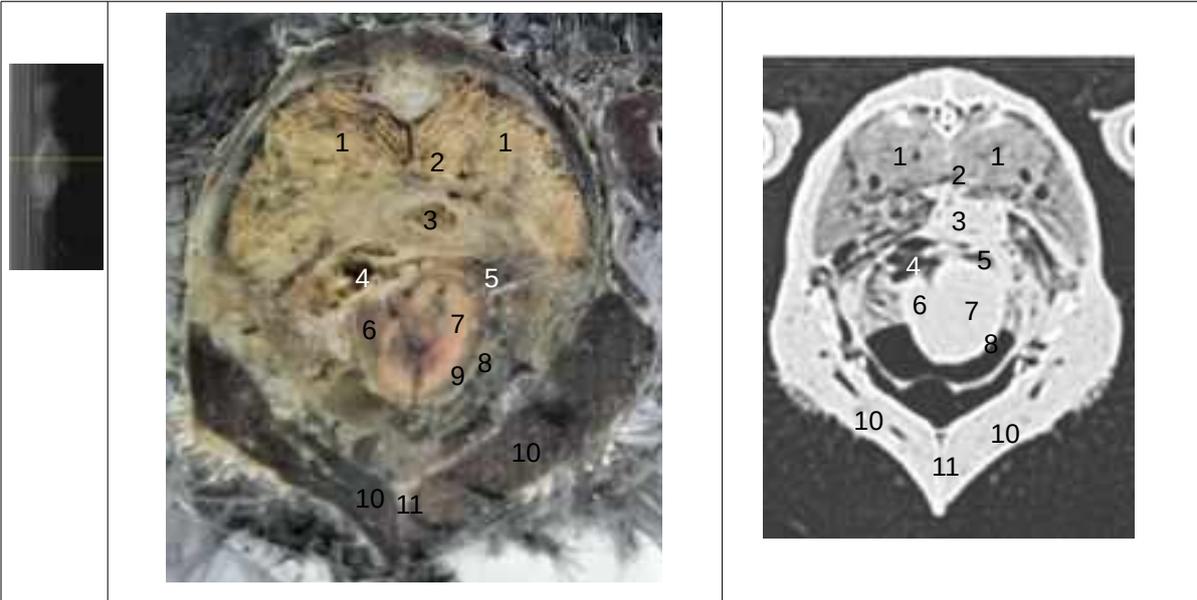
Position	Coupe plastinée	Image scanner
Tête coupe longi-tudinale		
	1-Téleencéphale ; 2-Cervelet ; 3-Tronc cérébral ; 4-Bulbe oculaire ; 5-Cornets nasaux ; 6-Bec puissant ; 7-Langue ; 8-Muscles nucaux ; 9-Moëlle épinière ; 10-Vertèbres cervicales ; 11-Muscles longs du cou ; 12-Trachée	
		
	1-Muscles nucaux ; 2-Arc vertébral cervicale ; 3-Moëlle épinière ; 4-Corps vertébral cervical ; 5-Veine jugulaire droite ; 6-Oesophage ; 7-Trachée ; 8-Muscles longs du cou	
		
	1-Veine jugulaire gauche ; 2-Scapula ; 3-Humérus pneumatique	



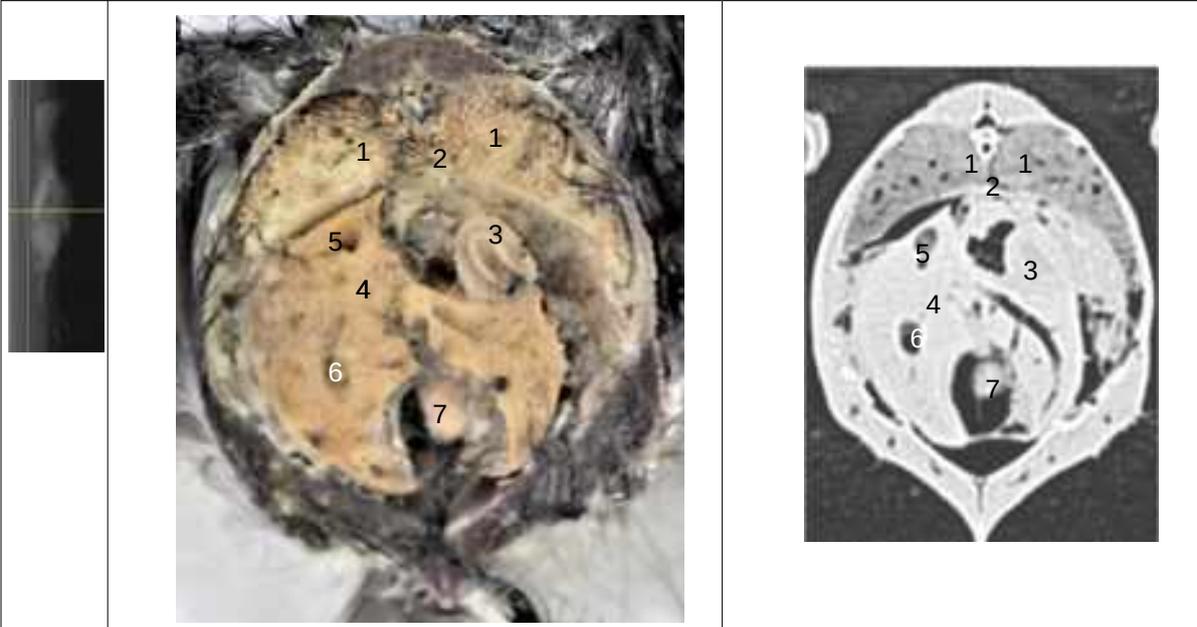
1-Scapula ; 2-Humérus ; 3-Oesophage ; 4-Trachée ; 5-Coracoïdes ; 6-Bréchet



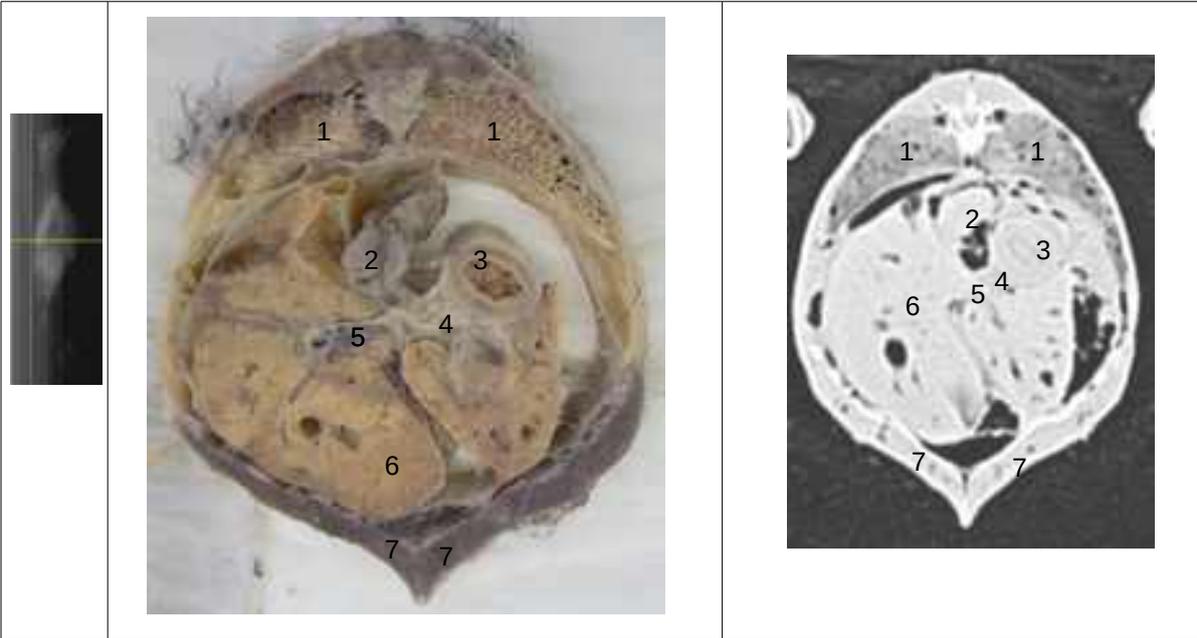
1-Poumons ; 2-Aorte thoracique ; 3-Oesophage ; 4-Bronches primaires ; 5-Muscles supracoracoidiens ; 6-Muscles pectoraux ; 7-Bréchet



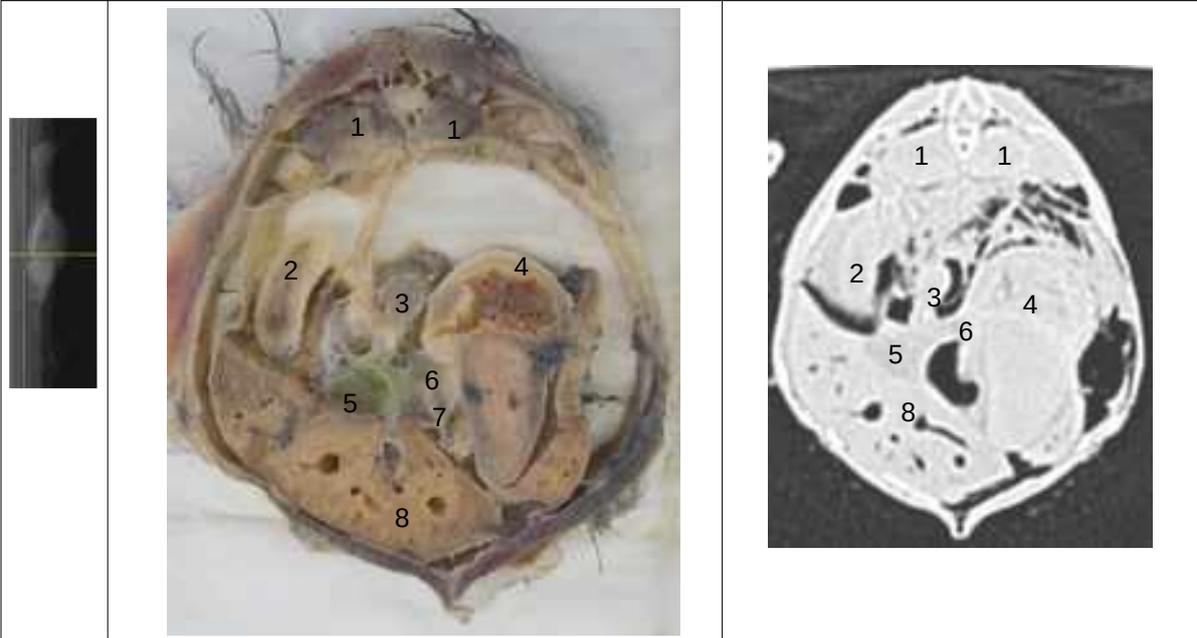
1-Poumons ; 2-Aorte thoraciques ; 3-Oesophage ; 4-Atrium droit ; 5-Atrium gauche ; 6-Ventricule droit ; 7-Ventricule gauche ; 8-Péricarde ; 9-Cavité péricardique ; 10-Muscles pectoraux ; 11-Bréchet



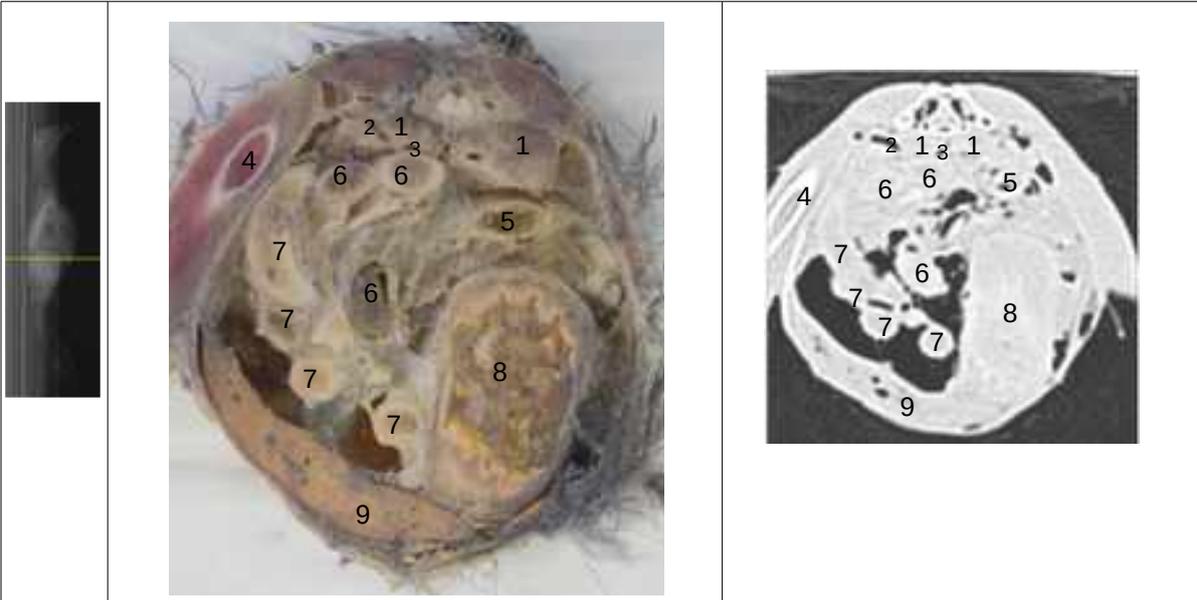
1-Poumons ; 2-Aorte abdominale ; 3-Proventricule ; 4-Foie ; 5-Veine cave caudale ; 6-Veine hépatique ; 7-Fin du ventricule gauche du coeur



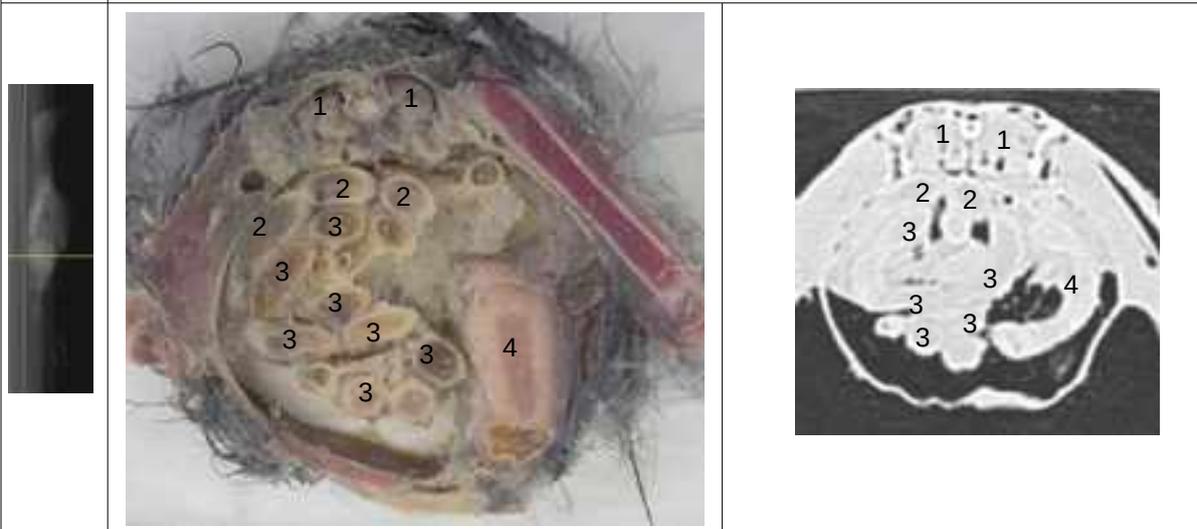
1-Poumons ; 2-Rate ; 3-Proventricule ; 4-Pancréas ; 5-Vésicule biliaire ; 6-Foie ; 7- Muscles pectoraux



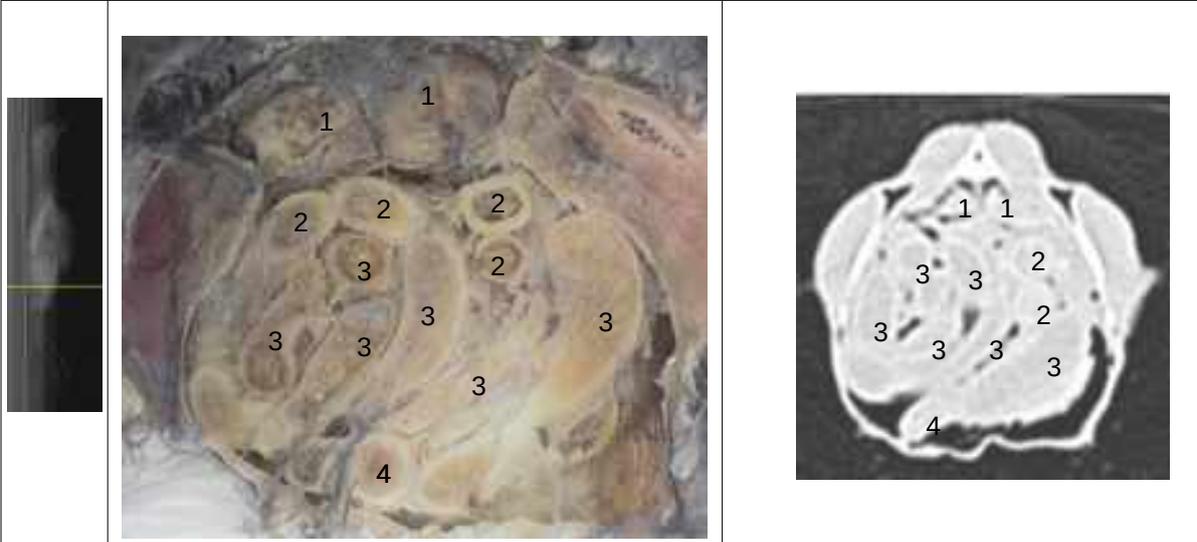
1-Reins ; 2-Duodenum ; 3-Rate ; 4-Gésier ; 5-Vésicule biliaire ; 6-Pancréas ; 7- Caeca rudimentaires ; 8-Foie



1-Reins ; 2-Veine porte rénale ; 3-Veine rénale ; 4-Fémur ; 5-Rectum ; 6-Jejunum ; 7-Duodenum ; 8-Gésier ; 9-Fin du foie



1-Rein ; 2-Rectum ; 3-Jejunum ; 4-Gésier avec tunique musculaire épaisse



1-Rein ; 2-Rectum ; 3-Jejunum ; 4-Duodenum

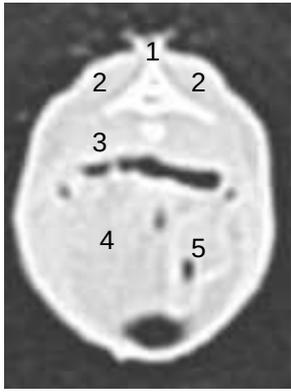
		
<p>1-Glande uropygienne ; 2-Muscles coccygiens des rectrices ; 3-Bourse de Fabricius ; 4-Cloaque ; 5-Duodenum</p>		

Tableau 7: Présentation légendée des coupes transversales plastinées et images scanner de la corneille noire (*Corvus corone*)

D- Le faucon

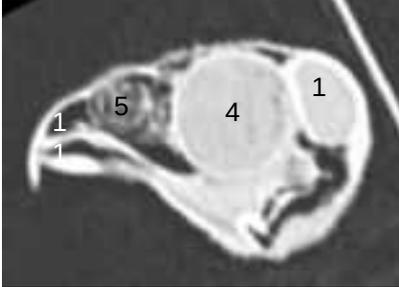
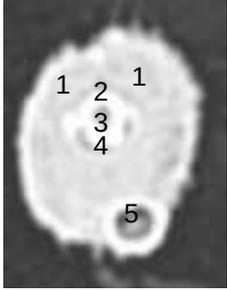
Les faucons sont carnivores (Cuisin, Geroudet, 2000). On retrouvera donc des particularités anatomiques similaires à celles de la buse variable (*Buteo buteo*) : un bec incurvé et puissant pour dilacérer la viande, une absence de jabot, un ventricule (gésier) peu musclé et extensible pour pouvoir contenir la proie à digérer. Son alimentation contenant très peu de cellulose, on notera une absence de caeca.

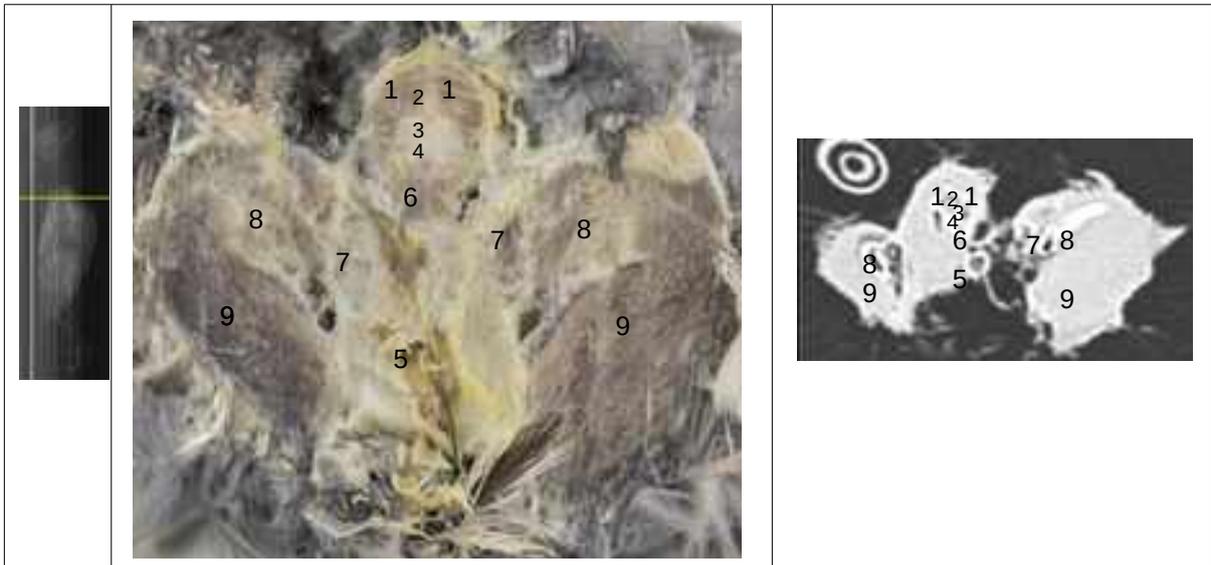
1. Le faucon crécerelle (*Falco tinnunculus*) en coupe longitudinale

Position	Coupe plastinée	Image scanner
Coupe longitudinale, partie droite		
<p>1-Bec incurvé ; 2-Cornets nasaux ; 3-Langue ; 4-Téleencéphale ; 5-Tronc cérébral ; 6-Cervelet ; 7-Bulbe oculaire ; 8-Vertèbres cervicales ; 9-Muscles nucaux ; 10-Muscles longs du cou ; 11-Trachée ; 12-Jabot ; 13-Os Coracoïde ; 14-Os Claviculaire ; 15-Poumons ; 16-Coeur ; 17-Proventricule ; 18-Gésier long et extensible ; 19-Muscles pectoraux ; 20-Bréchet ; 21-Foie ; 22-Reins ; 23-Duodéno-jenuno-iléon ; 24-Rectum ; 25-Glandes uropygiennes ; 26-Bourse de Fabricius ; 27-Cloaque</p>		

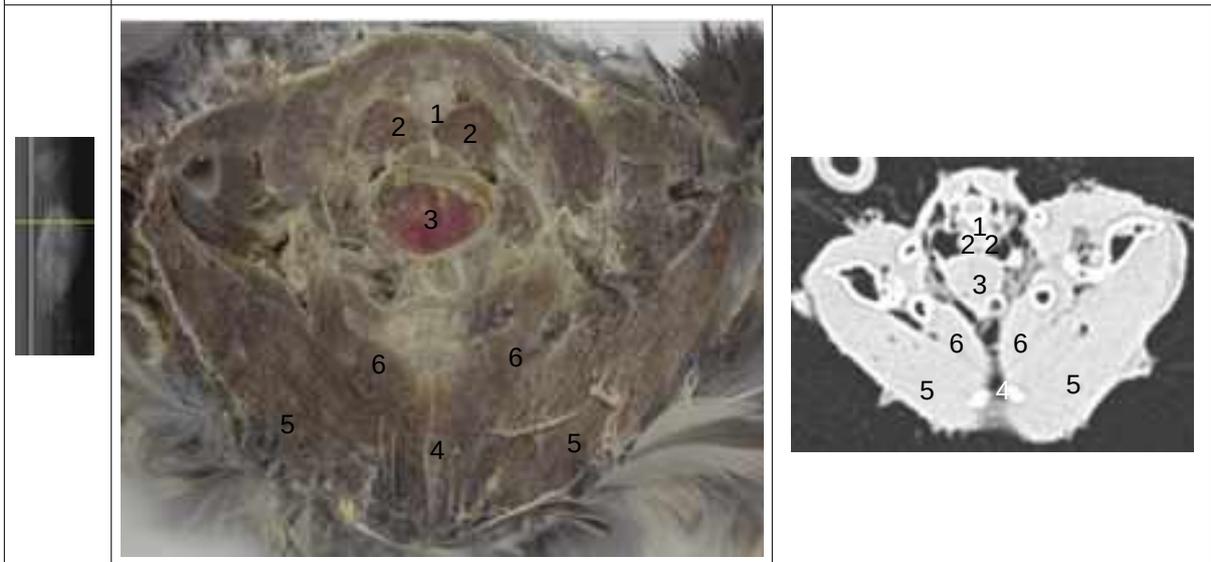
Tableau 8: Présentation légendée des coupes longitudinales plastinées et images scanner du faucon crécerelle (*Falco tinnunculus*)

2. Le faucon hobereau (*Falco subbuteo*) en coupes transversales

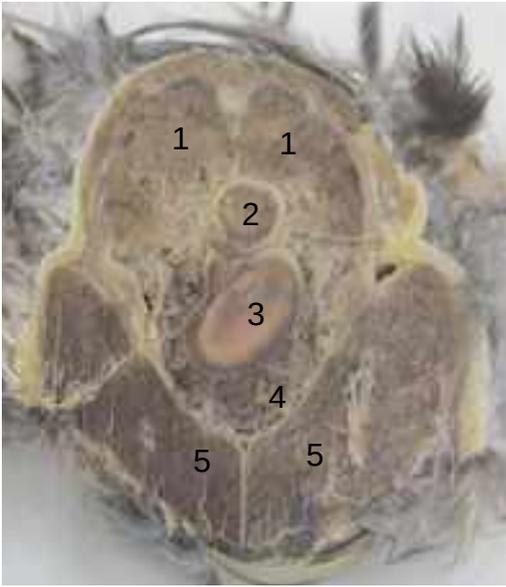
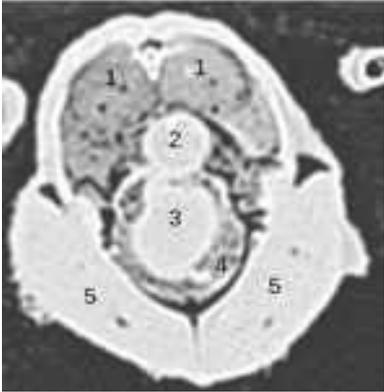
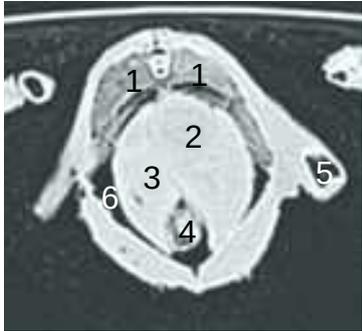
Position	Coupe plastinée	Image scanner
Coupe longitudinale tête		
<p>1-Téléencéphale ; 2-Tronc cérébral ; 3-Cervelet ; 4-Bulbe oculaire ; 5-Cornets nasaux ; 6-Moëlle épinière ; 7-Muscles nucaux ; 8-Muscles longs du cou ; 9-Trachée ; 10-Langue ; 11-Bec incurvé</p>		
		
<p>1-Muscles nucaux ; 2-Arc vertébral cervicale ; 3-Moëlle épinière ; 4-Corps vertébral cervical ; 5-Trachée ; 6-Muscles longs du cou</p>		

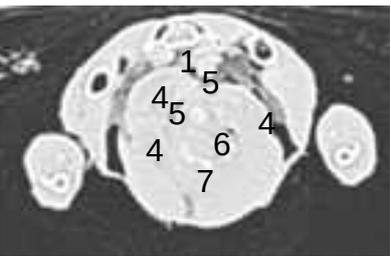
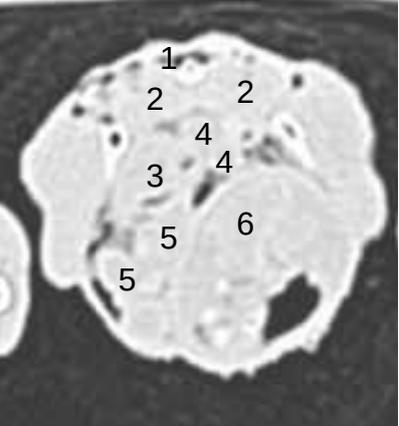
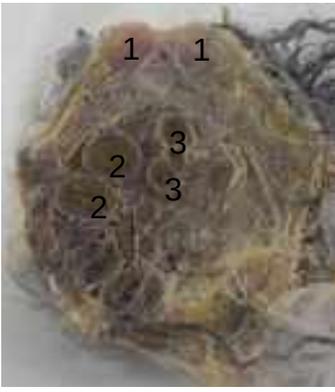
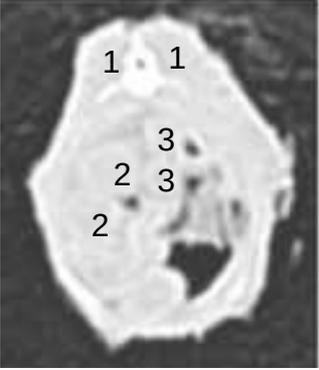


1-Muscles nucaux ; 2-Arc vertébral cervicale ; 3-Moëlle épinière ; 4-Corps vertébral cervical ; 5-Jabot ; 6-Muscles longs du cou ; 7-Scapula ; 8-Humérus (os pneumatique) et sa liaison au sac aérien cervical ; 9-Muscle pectoral



1-Corps vertébral thoracique ; 2-Poumons ; 3-Jabot ; 4-Bréchet ; 5-Muscles pectoraux ; 6-Muscles supra-coracoïdiens

		
<p>1-Poumons ; 2-Oesophage ; 3-Ventricule gauche ; 4-Cavité péricardique ; 5-Muscles pectoraux</p>		
		
<p>1-Poumons ; 2-Proventricule ; 3-Foie ; 4-Fin ventricule gauche coeur ; 5-Humérus pneumatiques ; 6-Sac aérien thoracique</p>		

		
<p>1-Aorte abdominale ; 2-Veine rénale droite ; 3-Veine porte rénale droite ; 4-Duodenum ; 5-Iléon ; 6-Gésier simple et fusiforme ; 7-Rate ; 8-Vésicule biliaire</p>		
		
<p>1-Synsacrum ; 2-Rein ; 3-Jejunum ; 4-Rectum ; 5-Duodenum ; 6-Gésier contenant une proie</p>		
		
<p>1-Muscles coccygiens des rectrices ; 2-Duodenum ; 3-Rectum</p>		

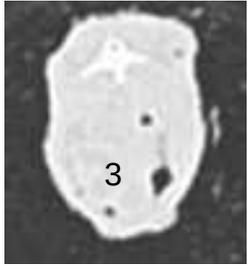
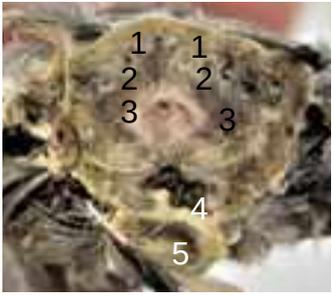
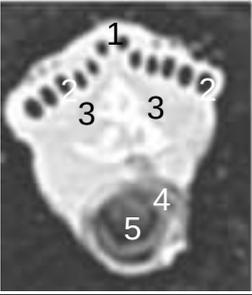
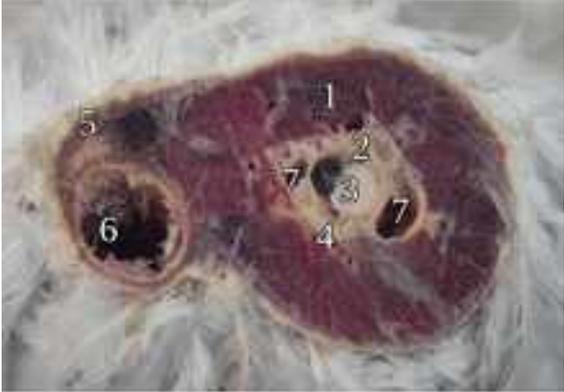
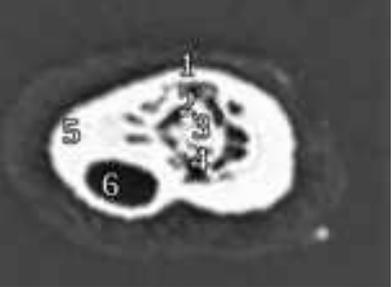
		
1-Tibiotarse ; 2-Fibula ; 3-Rectum		
		
1-Glandes uropygiennes ; 2-Follicules plumeux des rectrices ; 3-Muscles coccygiens des rectrices ; 4-Bourse de Fabricius ; 5-Cloaque		

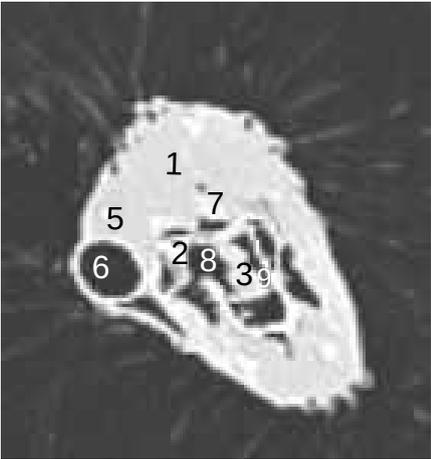
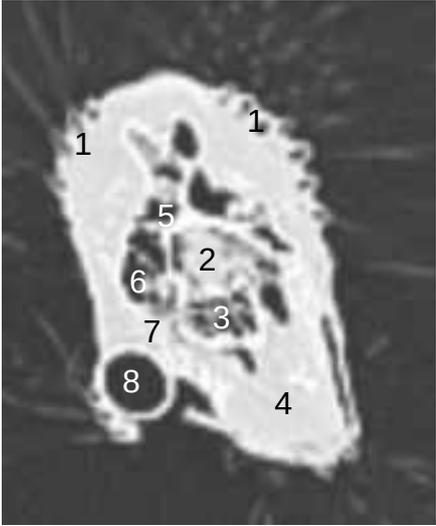
Tableau 9: Présentation légendée des coupes transversales plastinées et images scanner du faucon hobereau (*Falco subbuteo*)

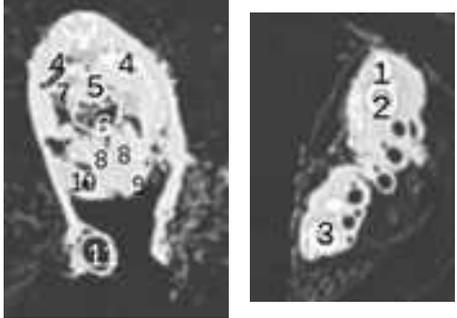
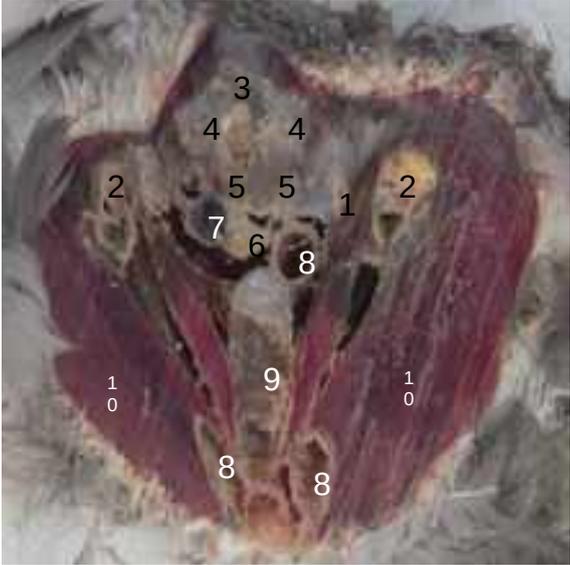
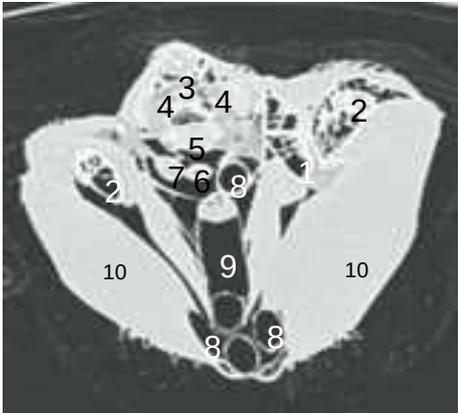
F- La grue cendrée (Grus grus)

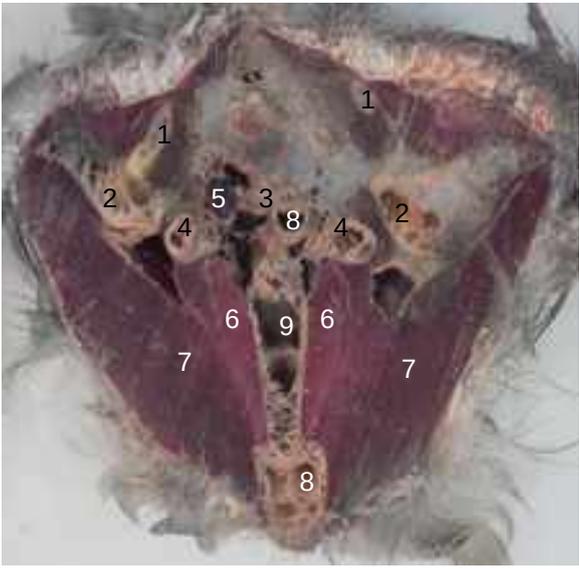
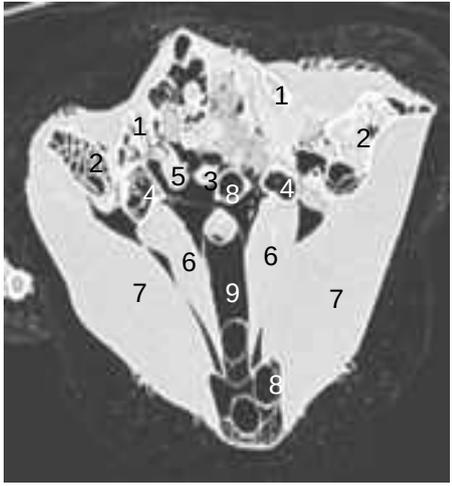
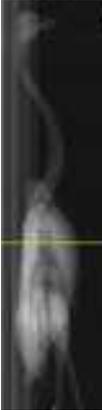
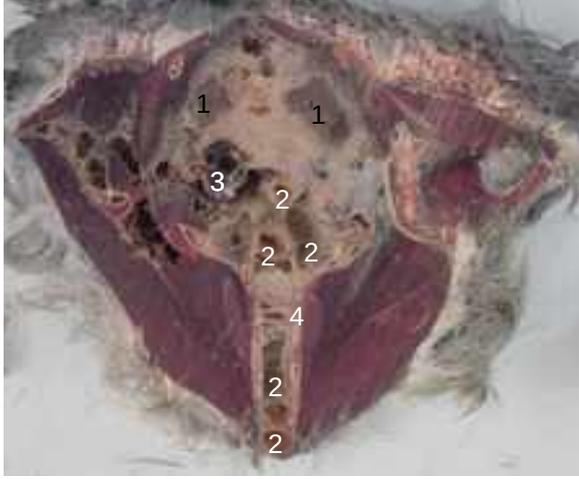
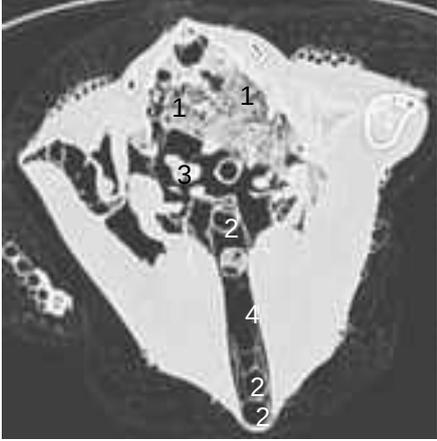
La grue cendrée (*Grus grus*) est majoritairement carnivore, on a donc une absence de jabot et un ventricule (gésier) musclé et extensible. Son long bec fin permet la préhension des aliments à la surface de l'eau ou dans les champs (Gill F, Donsker D. & Rasmussen P, 2020). N'étant pas carnivore stricte, son alimentation peut se composer de cellulose, on note ainsi la présence de caeca.

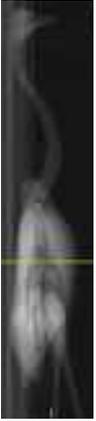
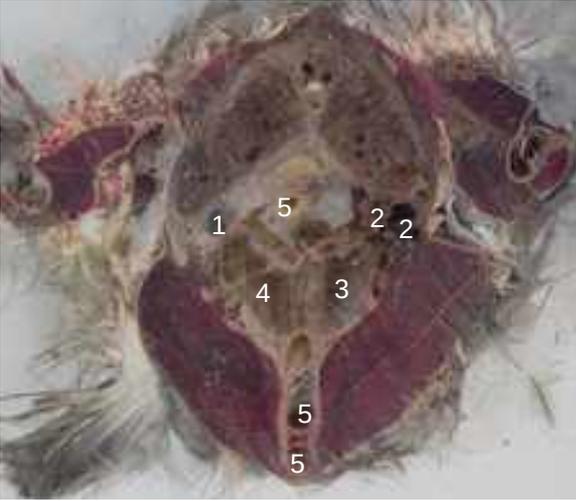
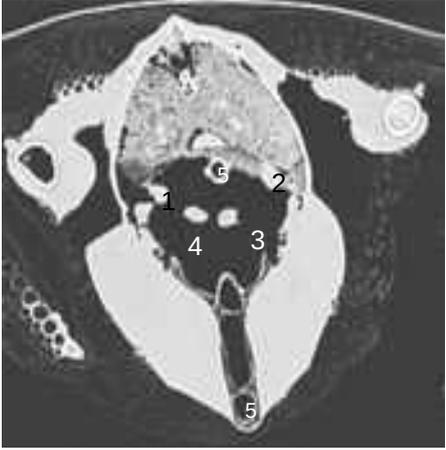
La trachée est enroulée sur elle-même au niveau de l'os du bréchet (Gill F, Donsker D. & Rasmussen P, 2020), c'est pourquoi on trouve diverses diverticules de trachée sur un même coupe.

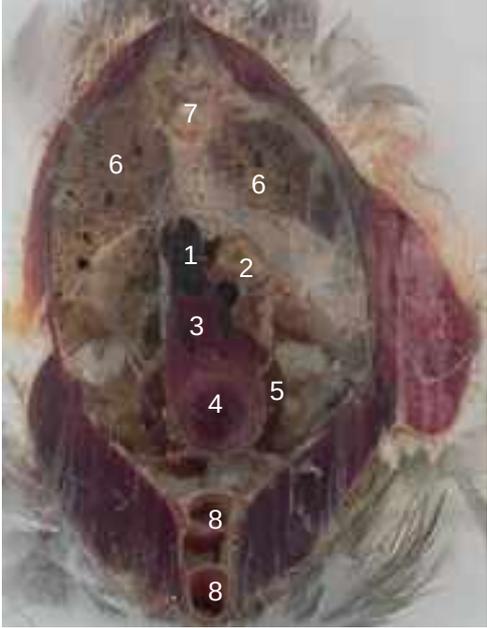
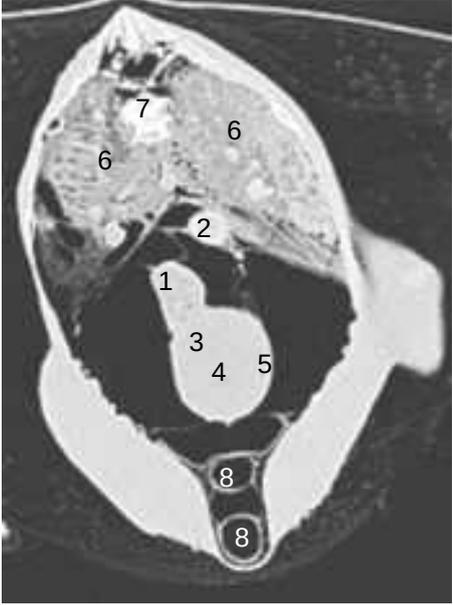
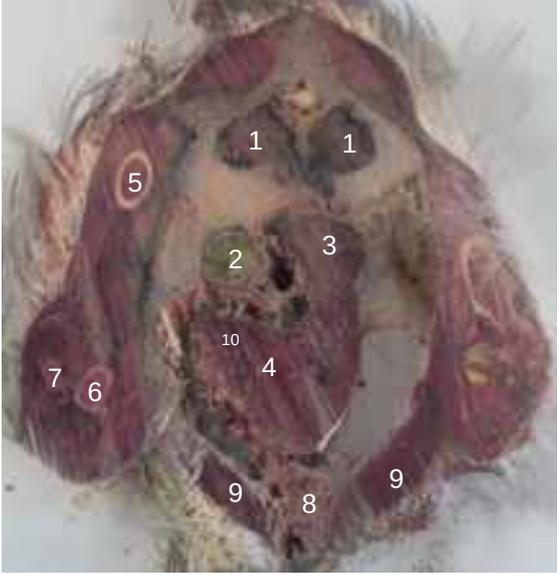
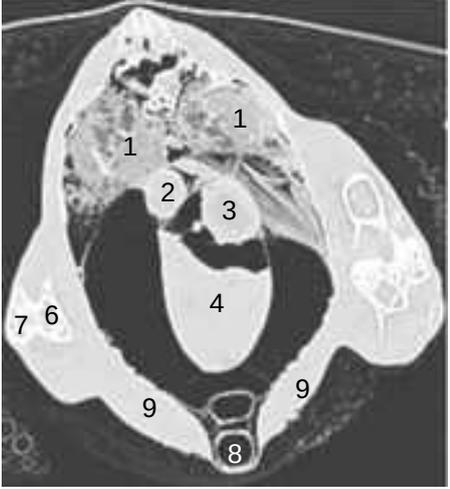
Position	Coupe plastinée	Image scanner
Tête coupe longitudinale		
<p>1-Bulbe oculaire ; 2-Télencéphale ; 3-Tronc cérébral ; 4-Cervelet ; 5-Moëlle épinière ; 6-Vertèbres cervicales ; 7-Bec long et fin ; 8-Langue ; 9-Cornets nasaux</p>		
		
<p>1-Muscles nucaux ; 2-Arc vertébral cervical ; 3-Moëlle épinière ; 4-Corps vertébral cervical ; 5-Oesophage ; 6-Trachée ; 7-Veines jugulaires</p>		

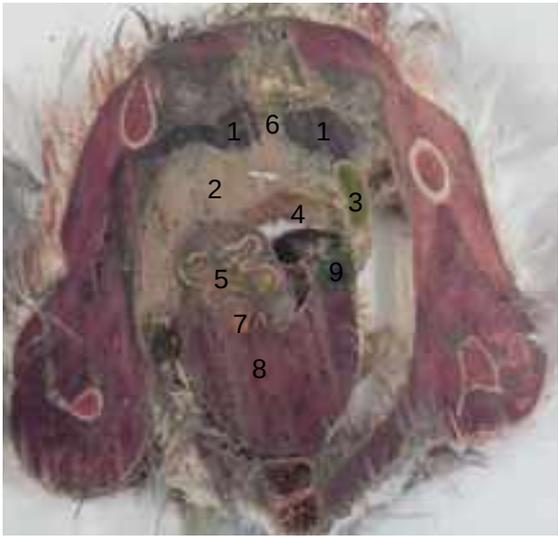
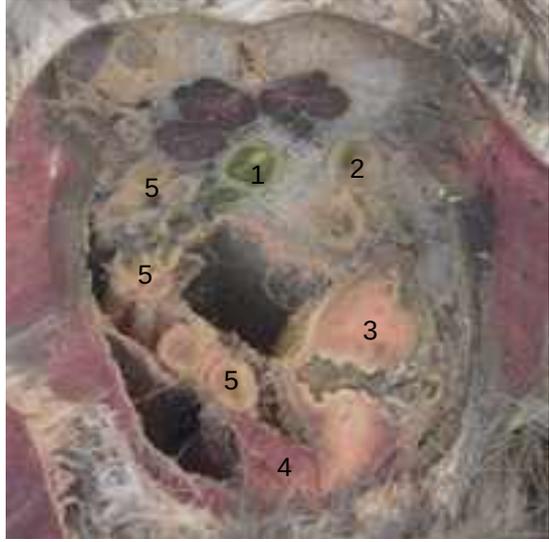
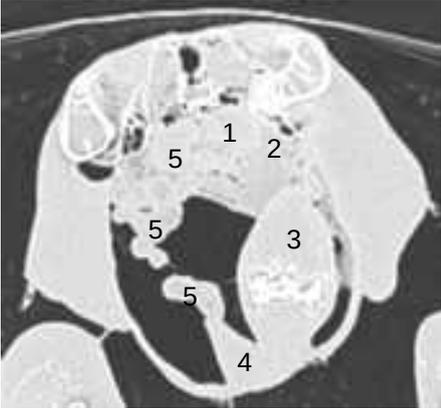
		
<p>1-Muscles nucaux ; 2-Processus transverses cervicaux ; 3-Moëlle épinière ; 4-Corps vertébral spinal ; 5-Oesophage ; 6-Trachée ; 7-Ligament nuchal ; 8-Jugulaire droit ; 9-Jugulaire gauche</p>		
		
<p>1-Follicules plumeux ; 2-Moëlle épinière ; 3-Corps vertébral cervical ; 4-Muscles longs du cou ; 5-Jugulaire gauche ; 6-Jugulaire droite ; 7-Oesophage ; 8-Trachée</p>		

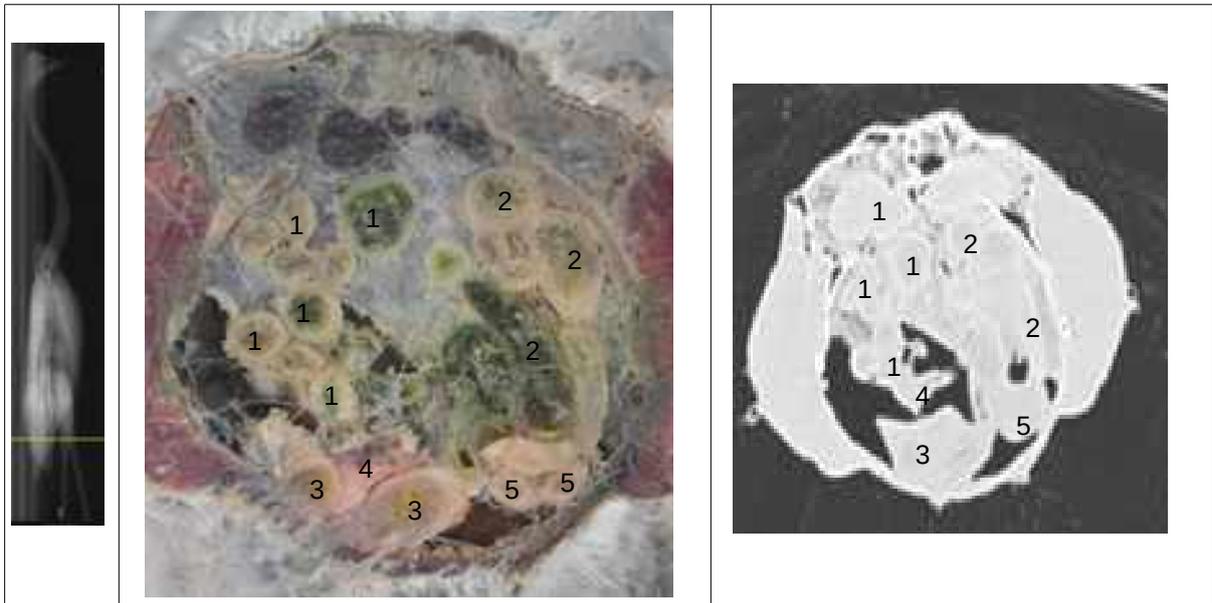
		
<p>Aile : 1-Radius ; 2-Ulna ; 3-Carpo-métacarpe Corps : 4-Humérus pneumatisé ; 5-Moëlle épinière ; 6-Corps vertébral thoracique ; 7-Scapula ; 8-Muscles supra-coracoïdiens ; 9-Muscles pectoraux ; 10-Œsophage ; 11-Trachée</p>		
		
<p>1-Scapula ; 2-Humérus ; 3-Processus épineux thoraciques ; 4-Processus transverse thoracique ; 5-Muscle long du cou ; 6-Oesophagel ; 7-Jugulaire droite ; 8-Diverticules de la trachée ; 9-Bréchet ; 10-Muscles pectoraux</p>		

		
<p>1-Scapula ; 2-Humérus ; 3-Oesophage ; 4-Os coracoïdes ; 5-Jugulaire droite ; 6-Muscles supra-coracoïdiens ; 7-Muscles pectoraux ; 8-Diverticules de la trachée ; 9-Bréchet</p>		
		
<p>1-Poumons ; 2-Diverticules de la trachée ; 3-Jugulaire droite ; 4-Bréchet</p>		

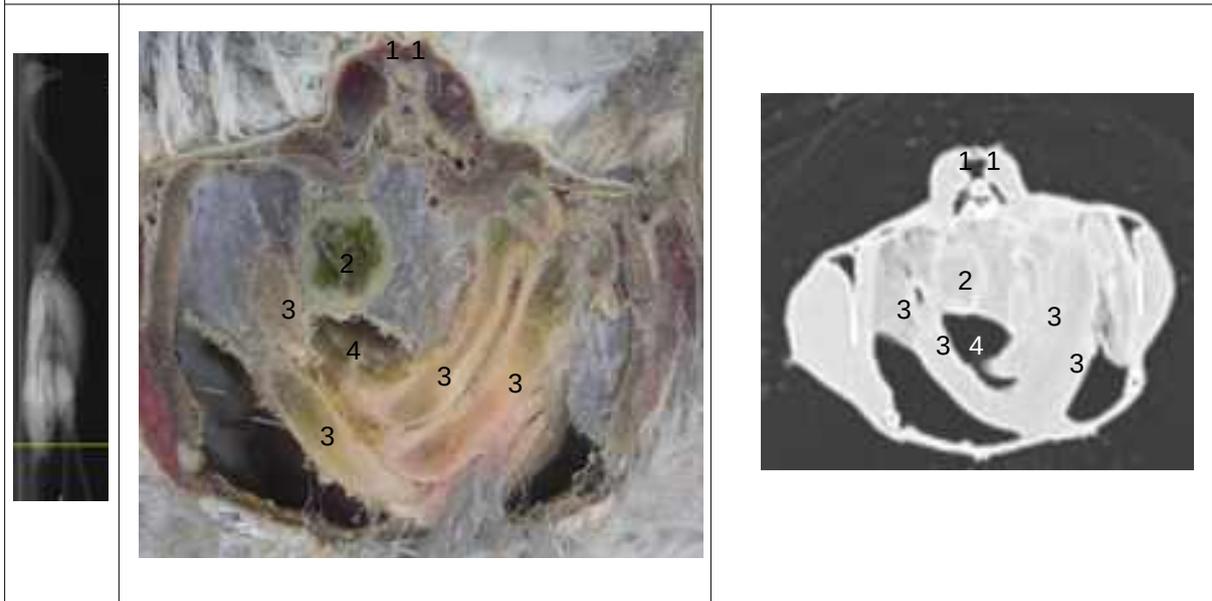
		
<p>1-Veine cave crâniale ; 2-Tronc brachio-céphalique ; 3-Atrium gauche ; 4-Atrium droit ; 5-Trachée</p>		
		
<p>1-Atrium droit ; 2-Ventricule gauche ; 3-Ventricule droit ; 4-Sac aérien thoracique ; 5-Péricarde ; 6-Tronc brachio-céphalique ; 7-Veine cave crâniale ; 8-Aorte</p>		

		
<p>1-Tronc pulmonaire ; 2-Oesophage ; 3-Ventricule droit ; 4-Ventricule gauche ; 5-Foie ; 6-Poumons ; 7-Moëlle épinière ; 8-Trachée</p>		
		
<p>1-Début reins ; 2-Proventricule ; 3-Fin ventricule gauche du coeur ; 4-Foie ; 5-Fémur ; 6-Tibia ; 7-Fibula ; 8-Bréchet ; 9-Muscles pectoraux ; 10-Veines hépatiques</p>		

		
<p>1-Reins ; 2-Grappe ovarienne ; 3-Jéjunum ; 4-Proventricule ; 5-Gésier ; 6-Aorte abdo ; 7-Pancréas ; 8-Foie ; 9-Rate</p>		
		
<p>1-Illéon ; 2-Rectum ; 3-Fin du gésier ; 4-Fin du foie ; 5-Duodéno-jéjunum</p>		



1-Jejunum ; 2-Rectum ; 3-Duodénum ; 4-Pancréas ; 5-Caeca bien développé



1-Glandes uropygiennes ; 2-Rectum ; 3-Sections longitudinales du jejunum ; 4-Cloaque

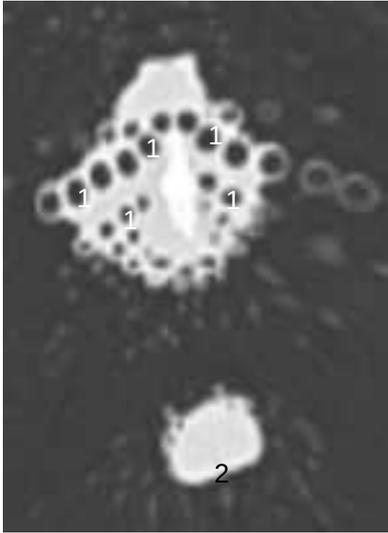
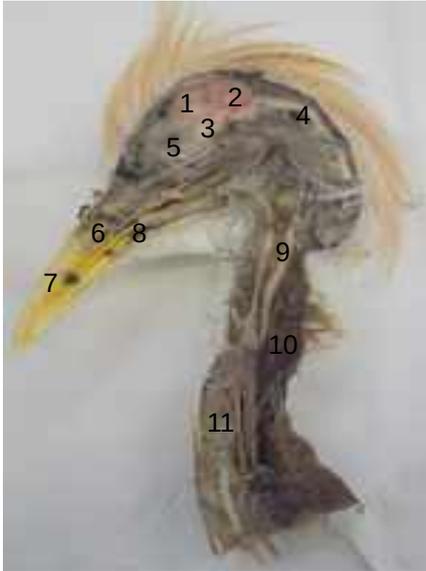
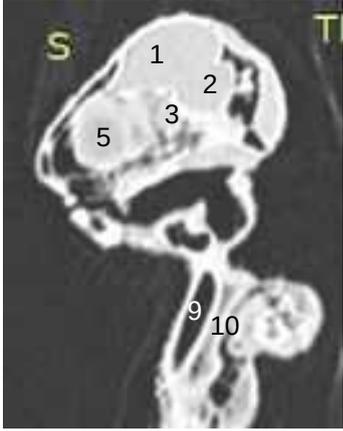
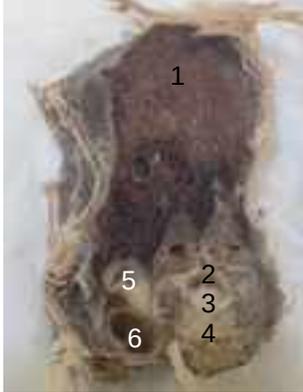
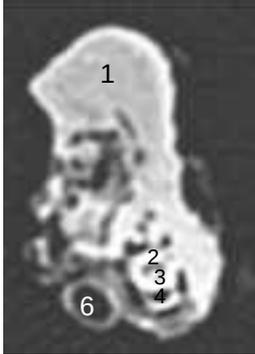
		
<p>1-Follicules plumeux des rectrices ; 2-Cloaque</p>		

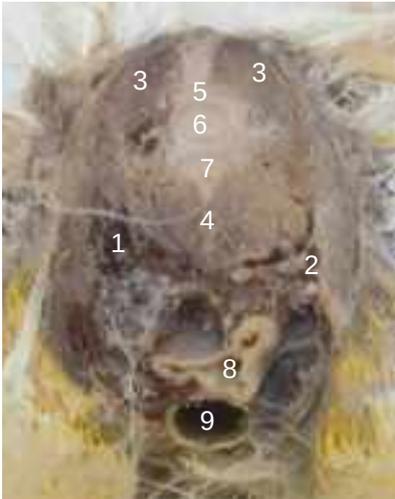
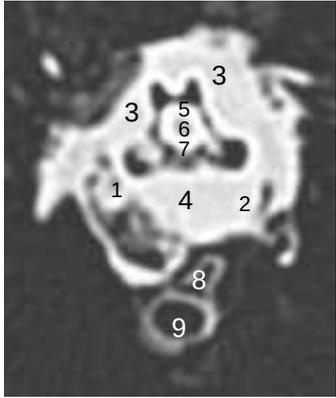
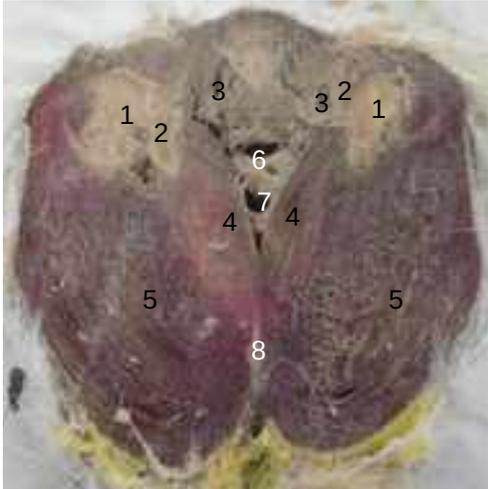
Tableau 10: Présentation légendée des coupes transversales plastinées et images scanner de la grue cendrée (*Grus grus*)

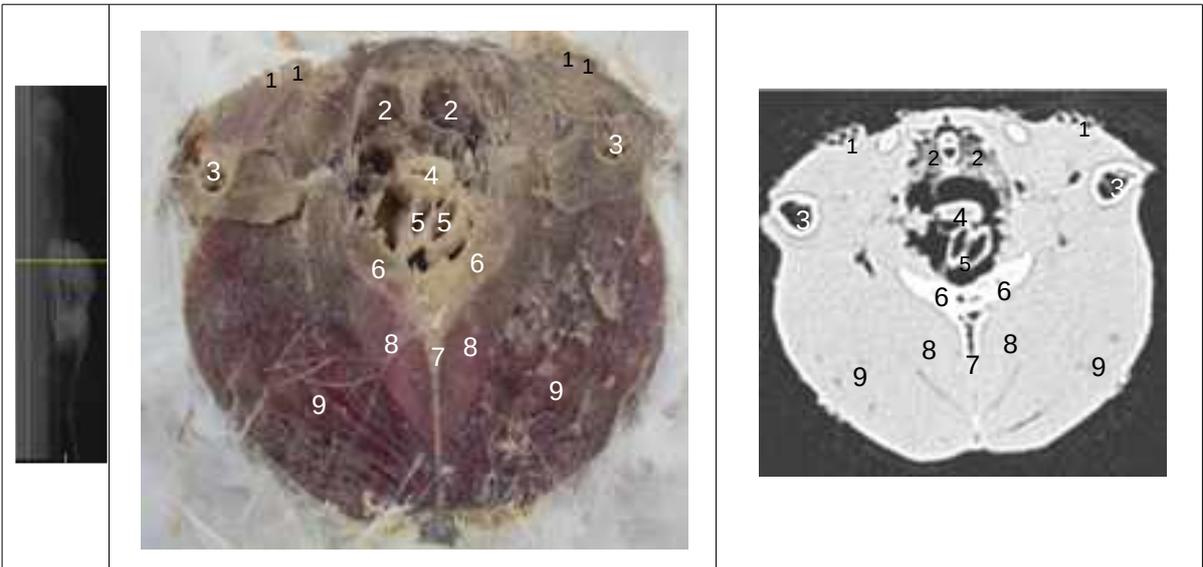
G- Le héron garde-boeufs (*Bubulcus ibis*) en coupes transversales

Le héron garde-boeufs (*Bubulcus ibis*) est majoritairement insectivore et peut se nourrir de quelques petits Mammifères, il possède un ventricule peu musclé et extensible, des caeca rudimentaires, et on notera une absence de jabot. Son bec est long et fin afin de faciliter la préhension de ses proies (Mullineaux, Keeble, 2016).

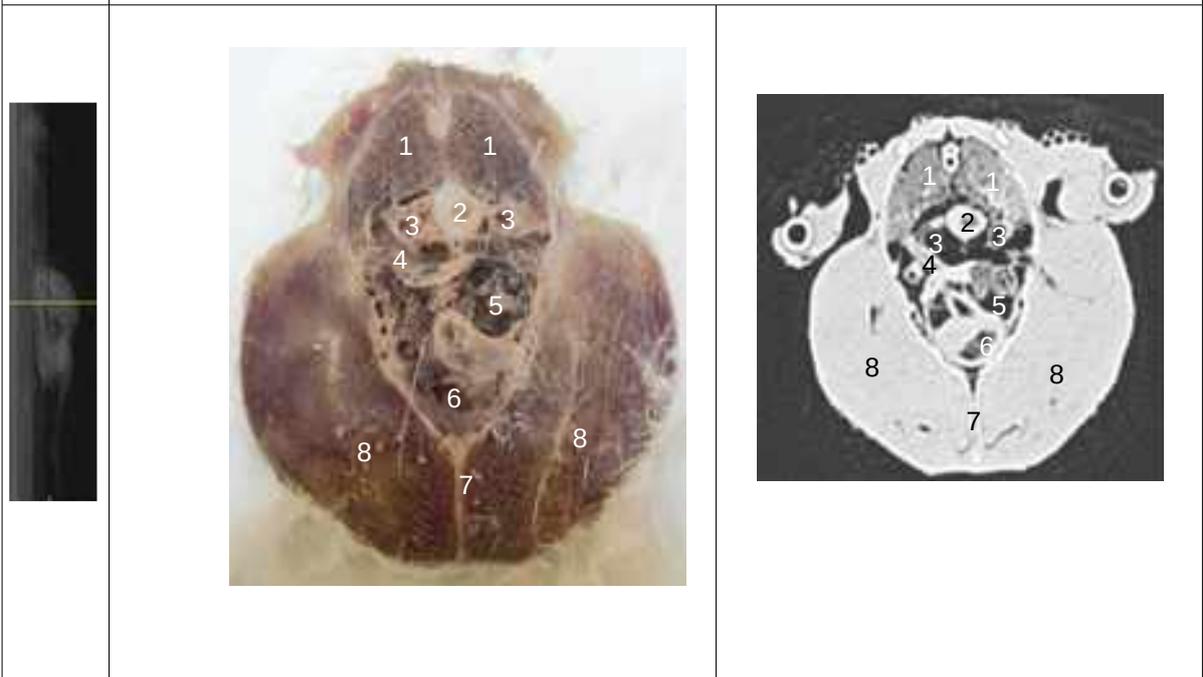
Sa trachée est longue mais ne présente pas d'enroulement comme chez la Grue cendrée (*Grus grus*).

Position	Coupe plastinée	Image scanner
Tête coupe longi- tudinale		
<p>1-Téléencéphale ; 2-Cervelet ; 3-Tronc cérébral ; 4-Moëlle épinière ; 5-Bulbe oculaire ; 6-Cornets nasaux 7-Bec long et fin ; 8-Langue ; 9-Trachée ; 10-Muscles nucaux ; 11-Vertèbre cervicale</p>		
		
<p>1-Muscles nucaux ; 2-Arc vertébral cervical ; 3-Moëlle épinière ; 4-Corps vertébral cervical ; 5-Oesophage ; 6-Trachée</p>		

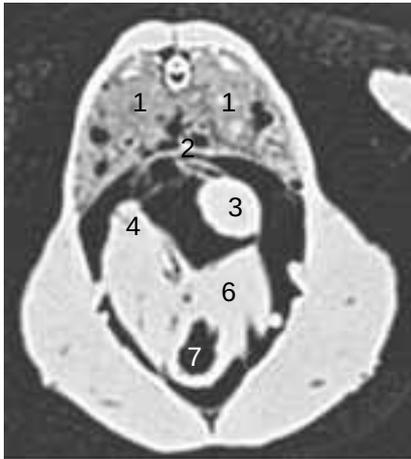
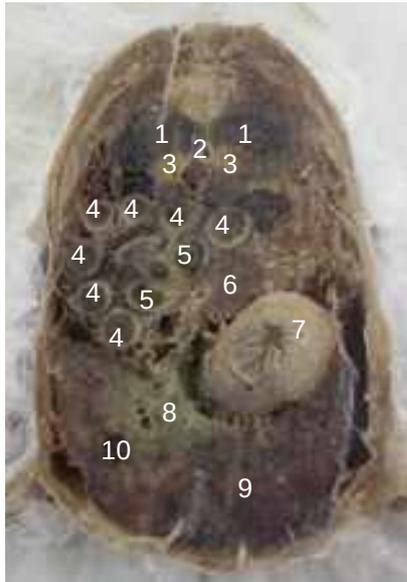
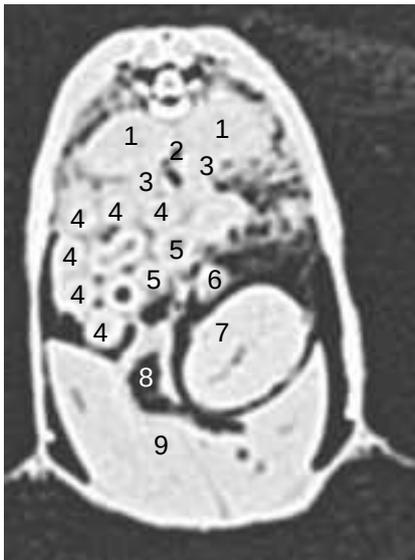
		
<p>1-Veine jugulaire droite ; 2-Veine jugulaire gauche ; 3-Muscles nucaux ; 4-Muscles longs du cou ; 5-Arc vertébral cervical ; 6-Moëlle épinière ; 7-Corps vertébral cervical ; 8-Oesophage ; 9-Trachée</p>		
		
<p>1-Humérus pneumatiques ; 2-Scapulas ; 3-Veines jugulaires ; 4-Muscles supra-coracoïdiens ; 5-Muscles pectoraux ; 6-Oesophage ; 7-Trachée ; 8-Bréchet</p>		

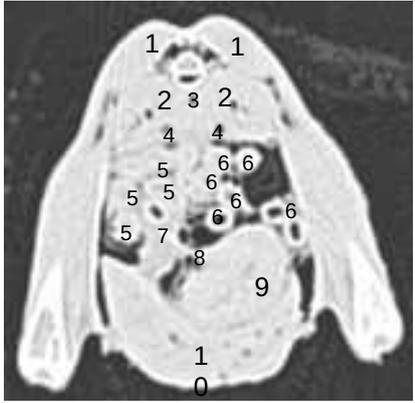
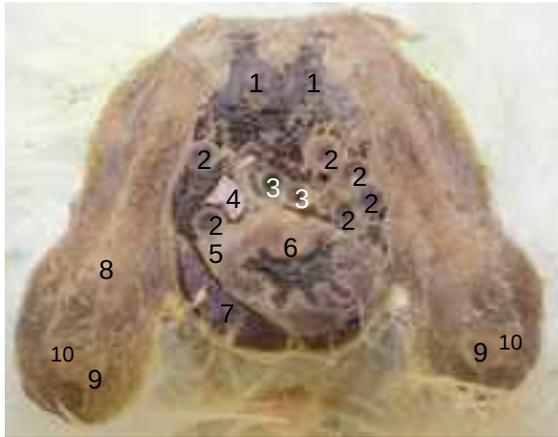
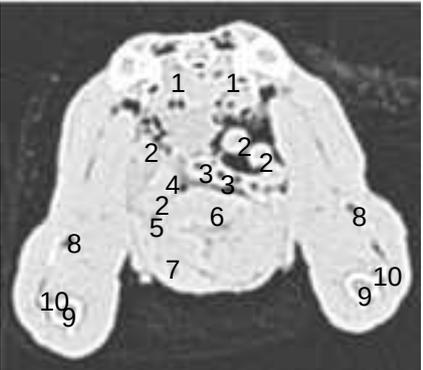
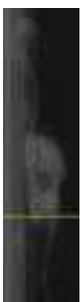
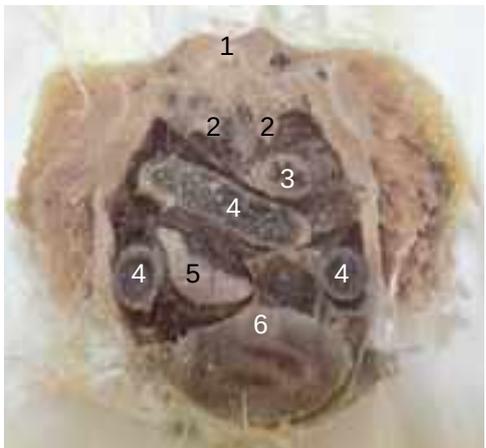
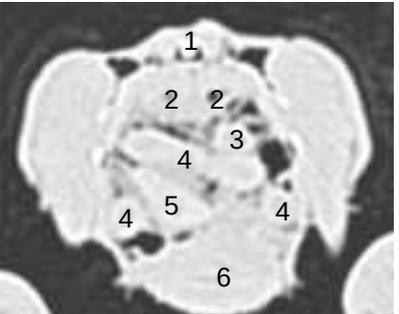


1-Follicules plumeux ; 2-Poumons ; 3-Humérus pneumatiques ; 4-Oesophage ; 5-Bronches primaires ; 6-Os coracoïdes ; 7-Bréchet ; 8-Muscles supra-coracoïdiens ; 9-Muscles pectoraux



1-Poumons ; 2-Oesophage ; 3-Tronc brachio-céphalique ; 4-Aorte ; 5-Atrium ; gauche ; 6-Ventricule gauche ; 7-Bréchet ; 8-Muscles pectoraux

		
<p>1-Poumons ; 2-Aorte abdominale ; 3-Proventricule ; 4-Veine cave postérieure ; 5-Veines hépatiques ; 6-Foie ; 7-Fin du ventricule gauche du coeur</p>		
		
<p>1-Reins ; 2-Aorte abdominale ; 3-Testicules ; 4-Jejunum ; 5-Caeca rudimentaires ; 6-Rate ; 7-Gésier ; 8-Vésicule biliaire ; 9-Foie ; 10-Veine cave caudale</p>		

		
<p>1-Muscles glutéaux ; 2-Reins ; 3-Aorte abdominale ; 4-Veine rénale ; 5-Jéjunum ; 6-Rectum ; 7-Vésicule biliaire ; 8-Pancréas ; 9-Gésier ; 10-Foie</p>		
		
<p>1-Reins ; 2-Jejunum ; 3-Rectum ; 4-Duodenum : coupe longitudinale de la paroi ; 5-Pancréas ; 6-Gésier ; 7-Fin du foie ; 8-Fémur ; 9-Tibiotarse ; 10-Fibula</p>		
		
<p>1-Synsacrum ; 2-Veines rénales ; 3-Duodenum ; 4-Jejunum ; 5-Duodenum : coupe longitudinale de la paroi ; 6-Fin du gésier</p>		

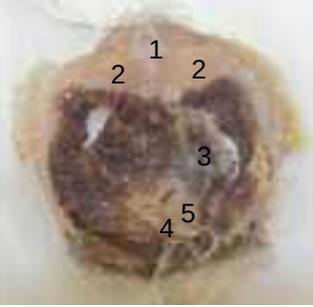
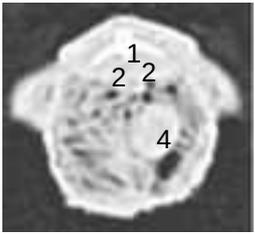
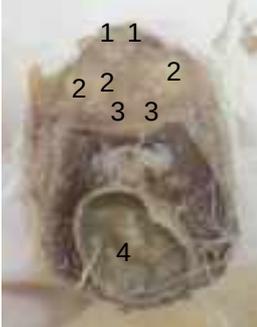
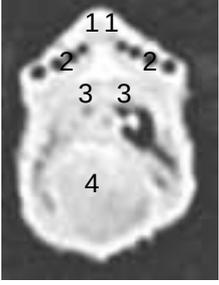
		
<p>1-Moëlle épinière ; 2-Muscles coccygiens des rectrices ; 3-Jejunum ; 4-Cloaque ; 5-Bourse de Fabricius</p>		
		
<p>1-Glandes uropygiennes ; 2-Follicules plumeux des rectrices ; 3-Muscles coccygiens des rectrices ; 4-Cloaque</p>		

Tableau 11: Présentation légendée des coupes transversales plastinées et images scanner du héron cendré (*Bubulcus ibis*)

II. Modèle d'autopsie

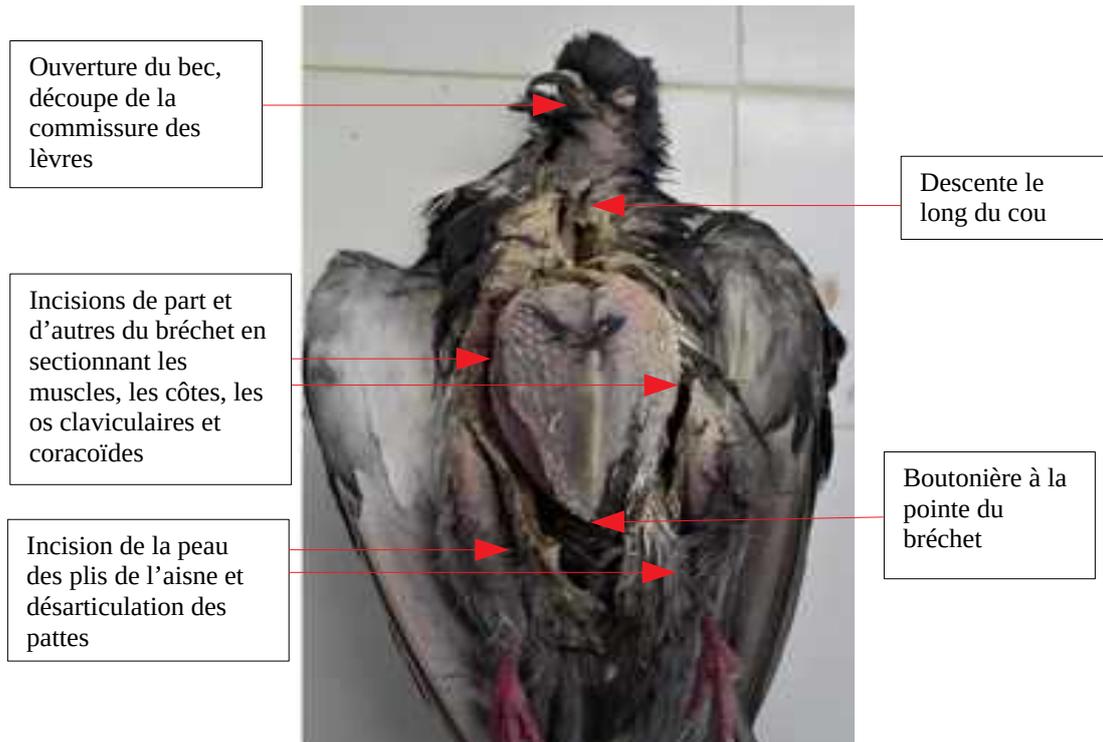
Notre modèle d'autopsie trouve une application dans l'apprentissage de l'anatomie, de la disposition et de l'aspect physiologiques des organes.

Ici, nous aurons donc une vue d'ensemble sur la disposition des organes dans l'organisme, nous permettant de voir dans un premier temps le tube digestif, les glandes annexes, et le cœur. Une fois ces organes retirés, l'examen des poumons, de l'appareil uro-génital et hématopoïétique est possible.

A- Examen externe, dépouillement et ouverture du cadavre

Sur la figure 44 ci-dessous, on observe les traits de coupe correspondant, après l'examen externe, à la première étape d'une autopsie aviaire.

Figure 44 : étape d'ouverture du cadavre



B- Etape d'examen de l'appareil digestif et cardiaque

Le bréchet est récliné vers l'avant afin d'observer les premiers organes thoraco-abdominaux.

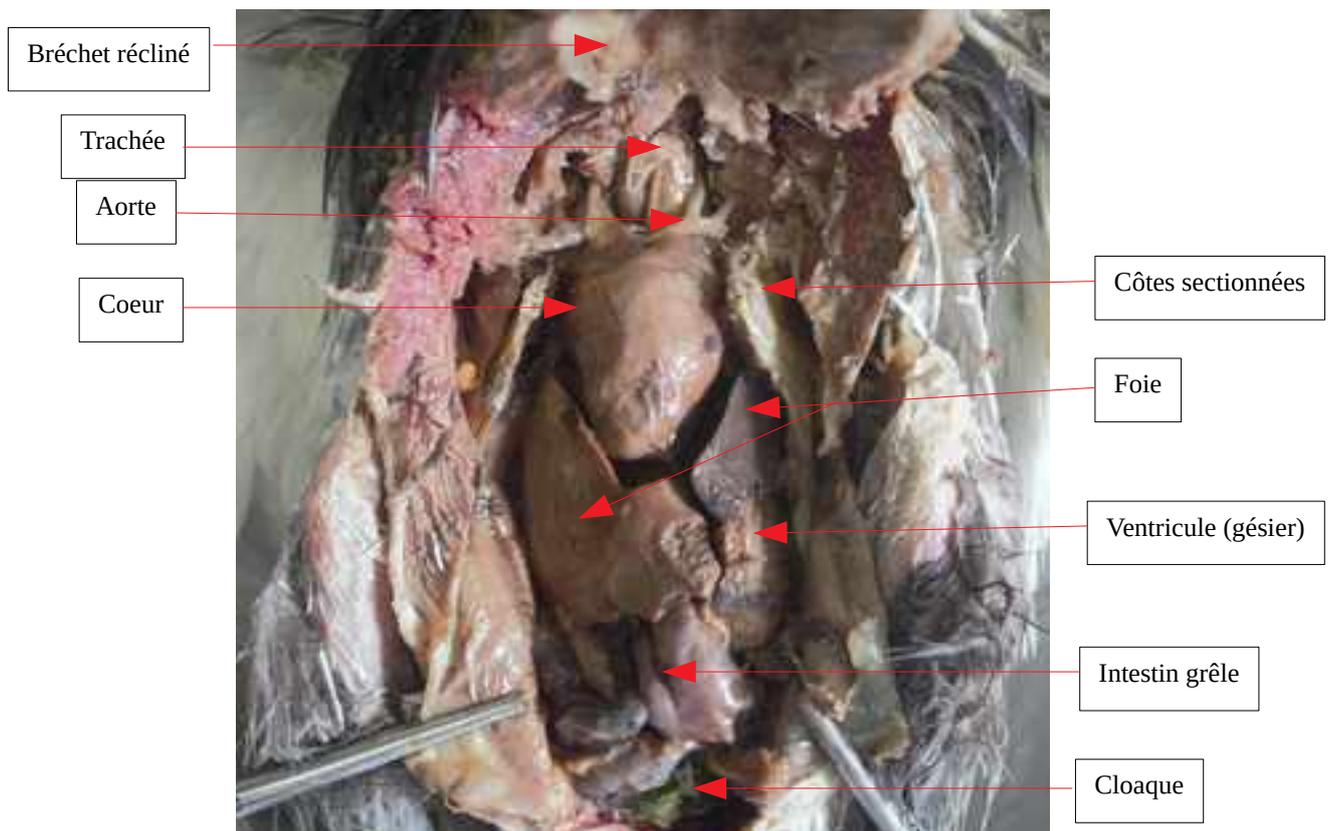


Figure 45 : Observation des organes thoraco-abdominaux superficiels suite la réclinaison du bréchet lors d'une autopsie de Pigeon biset (*Columba livia*)

C- Réclinaison de l'appareil digestif pour l'examen des appareils hématopoïétique, respiratoire et uro-génital

1. Examen de l'appareil hématopoïétique

En réclinant l'appareil digestif, on observe la rate entre le proventricule et le gésier.

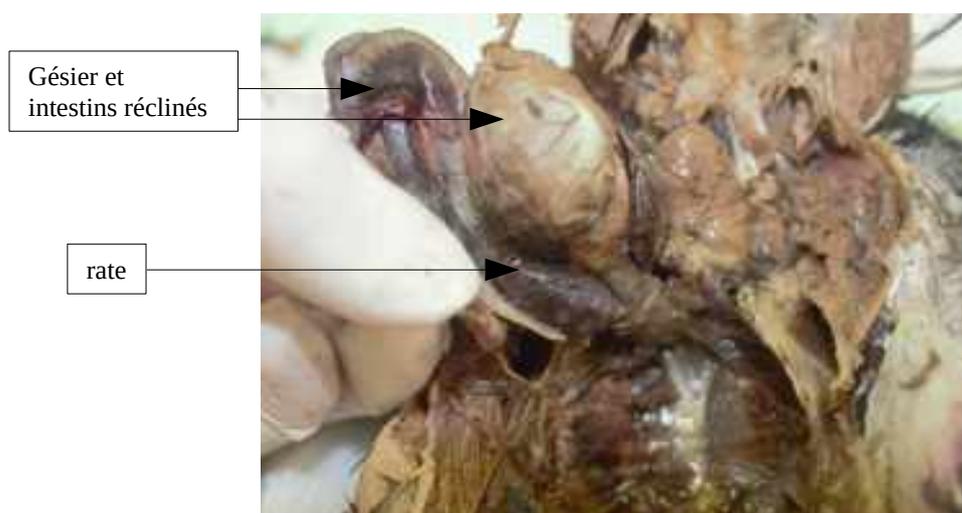


Figure 46 : Observation de la rate suite la réclinaison de l'appareil digestif lors d'une autopsie de Pigeon biset (Columba livia)

On observe également la bourse de Fabricius en partie crâniale du cloaque.



Figure 47 : Observation de la bourse de Fabricius suite la réclinaison de l'appareil digestif lors d'une autopsie de Pigeon biset (Columba livia)

Le thymus n'a pu être observé lors de la manipulation.

2. Examen des appareils respiratoire et uro-génital

Le retrait de l'appareil digestif et du cœur permet d'observer les appareils respiratoire et uro-génital.

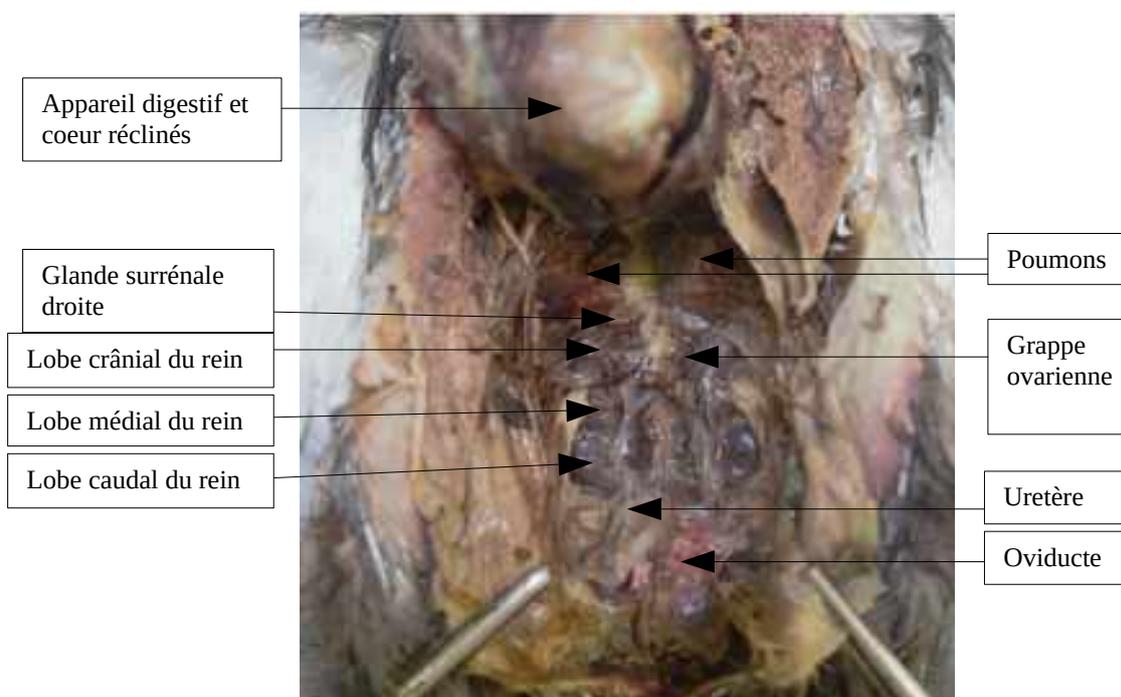


Figure 48 : Observation des organes abdominaux profonds suite la réclinaison de l'appareil digestif lors d'une autopsie de Pigeon biset (*Columba livia*)

CHAPITRE 3 : Discussion

I. Discussion du matériel et des méthodes

A - Choix des espèces et provenance

Il aurait été intéressant d'étendre cette étude en ajoutant des coupes d'individus appartenant à d'autres familles d'Oiseaux sauvages (Gill F, Donsker D. & Rasmussen P, 2020) telles que les Laridés (goélands...), Phalacrocoracidés (cormoran...), Colombidé (pigeons...), Pucidés (pics...), Turdidés (merles...), Sturnidés (étourneaux...).

La méthode nécessite un rinçage et une mise sous formol tout de suite après l'euthanasie de l'animal (Oostrom, 1987). Nous avons donc limité la provenance des individus au centre de soins pour la faune sauvage de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse. L'étude dépendait donc des arrivées au centre et de la décision d'euthanasier ou non les animaux, selon leur présentation clinique.

Nous nous sommes également limités à des espèces de tailles supérieures à une vingtaine de centimètres afin d'obtenir des coupes d'une assez bonne qualité pour qu'elles soient interprétables.

B- Choix des coupes

Des coupes transversales ont été réalisées en priorité (Geza Zboray- Zsolt Kovacs- György Kriska ., 2010). Deux espèces de faucon ont pu être inclus dans l'étude, il a donc été décidé de réaliser des coupes transversales pour le Faucon hobereau (*Falco subbuteo*) et une coupe longitudinale médiane pour le Faucon crécerelle (*Falco tinninculus*). Il aurait été intéressant de pouvoir réaliser cela pour toutes les familles présentées mais comme il a été précisé dans le paragraphe précédent, les individus de l'étude dépendaient des arrivées au centre de soins.

Il a été choisi de réaliser une coupe longitudinale de la tête plutôt qu'une série de coupes transversales. Le choix a été fait de focaliser les légendes sur les parties anatomiques principales de la tête sans rentrer dans les détails de la composition du cerveau. Cette technique de coupe était également plus commode compte tenu de la scie à lames dont nous disposions. Toujours avec cette même limite de matériel, des coupes d'environ cinq centimètres d'épaisseur ont été réalisées, afin de conserver une bonne qualité de coupe et un suivi suffisamment précis de l'anatomie.

C- Réalisation des coupes plastinées

Le matériel de plastination de l'École Nationale de Vétérinaire de Toulouse n'a plus été opérationnel au cours de l'étude. Il a donc été choisi d'envoyer les pièces à l'École Nationale Vétérinaire de Maisons-Alfort afin de réaliser le processus de plastination, selon la méthode de Von Hagens et al (Henry, RW, Hagens, G, Seamons, G., 2019). Malheureusement, ces dernières étapes n'ont pu être réalisées pour ce projet, à cause de la pandémie et du confinement qui en a découlé.

II. Discussion de l'interprétation des résultats en comparaison avec les images scanner

Un intérêt de ses coupes est l'aide à la lecture d'images scanner, complexes à interpréter. Ces supports réalistes ont permis la comparaison entre imagerie et réalité et la compréhension de certaines images obtenues.

Il a été choisi d'interpréter les images scanner en fenêtre « parenchyme » uniquement, afin de visualiser les organes internes, et ainsi de comparer avec les coupes plastinées. La fenêtre « os » ne permet pas un contraste suffisant pour visualiser toutes les structures anatomiques d'intérêt (Solacroup et al., 2001).

Néanmoins, on remarquera que toutes les structures anatomiques légendées sur les photographies des coupes ne se retrouvent pas sur les images scanner, par manque de différences de contraste. C'est le cas de certains vaisseaux notamment.

Le but est ici d'avoir un outil apportant un enseignement général de l'anatomie de ces espèces, et mettant en lumière leurs spécificités, relatives pour la plupart à leur mode d'alimentation (HBW Alive, 2020). Ainsi, les légendes ne sont pas exhaustives, certaines structures de petite taille ne sont pas légendées par souci de visibilité.

III. Intérêt et limites de l’outil pédagogique, idées d’applications ultérieures

A- Un nouvel apport venant compléter l’apprentissage de l’anatomie lors du cursus vétérinaire

Les enseignements relatifs à l’anatomie des Oiseaux est très limité lors des études vétérinaires. À Toulouse, il n’y a qu’un module « aviaire-porc » en deuxième année, au cours duquel nous étudions l’anatomie des Oiseaux et réalisons une dissection d’une espèce parmi les Oiseaux domestiques (poule, canard). À Maisons-Alfort et à Namur, des cours d’anatomie générale des Oiseaux sont apportés et une dissection de poule est réalisée. À Lyon, quelques anecdotes sur l’anatomie des Oiseaux sont apportées lors des cours d’anatomie générale et des dissections de poules et de canards sont réalisées. À Liège, un cours succinct est réalisé sur l’anatomie générale des Oiseaux, sans travail pratique associé.

L'apprentissage à l'aide de pièces anatomiques plastinées se développe actuellement, en médecine humaine particulièrement (Sorra et al., 2019). En médecine vétérinaire, un bon nombre de modèles plastinés d'animaux entiers ou d'organes isolés existent également. Le muséum des Sciences en Chine contient une exposition de modèles humains et animaux plastinés par exemple (Plastination Museum of China, 2019). En France, une thèse a déjà été réalisée proposant un outil pédagogique grâce à des pièces plastinées d'ovaires de vache (Bourcet, 2007), et une autre proposant une série de cœurs de chevaux plastinés afin d'aider à la compréhension des images écho-cardiographiques (Le Bescond, 2011). La plastination commence également à être utilisée dans le monde végétal, comme le montre Dhir DK avec des fibres naturelles de bambou (Dhir DK, Rashidi A, Bogyo G, Ryde R, Pakpour S, Milani AS, 2020). De plus, R. Latorre montre en 2007 (Latorre et al., 2007) un meilleur apprentissage et un grand intérêt des étudiants pour l'utilisation de pièces plastinées dans l'apprentissage de l'anatomie.

Cependant, à notre connaissance, aucun travail de plastination en coupe n’a encore été réalisé sur les espèces étudiées ici, ni de modèle de dissection. Ce travail permet donc d’apporter de nouveaux outils pédagogiques afin de faciliter l’apprentissage de l’anatomie de ces espèces, et d’étudier leurs spécificités. Le modèle de dissection permet d’avoir une première approche de la technique, avant de réaliser une réelle dissection. Cet outil a ses limites, dont nous discuterons dans le dernier point de cette partie.

B- Applications concrètes pouvant être réalisées

Afin de rendre utile et concrète cette étude, les coupes plastinées seront conservées au musée d’anatomie de l’École Nationale Vétérinaire de Toulouse et utilisables sur demande par les étudiants, pour découvrir ou parfaire leurs connaissances de ces espèces et de leurs particularités anatomiques. Ils pourront ainsi remarquer que ces spécificités sont pour la plupart relatives au mode d’alimentation et au régime alimentaire de chaque espèce. Le lien entre biologie et anatomie est ainsi souligné.

Des expositions de présentation pourront être réalisées ponctuellement, afin que chacun ait connaissance de cet outil pédagogique pouvant faciliter ou élargir son apprentissage. Cela permettra également de sensibiliser à la faune sauvage locale, puisque les spécimens sont tous issus du centre de soins de l’école. Ce sera l’occasion de mettre l’accent sur la nécessité de préserver et respecter la faune sauvage qui nous entoure, afin de cohabiter au mieux avec elle.

De plus, ces coupes pourront être utilisées par les étudiants de deuxième année lors de leurs travaux pratiques d'aviaire lors du module « Porc Volaille ». Le modèle de dissection trouvera lors de ces séances toute son utilité, afin de présenter, préalablement à la dissection réelle, la technique qu'auront à réaliser les étudiants. Cela permettra également aux étudiants refusant de réaliser la dissection pour des questions éthiques, d'appréhender tout de même la technique grâce à ce modèle.

Enfin, un prolongement possible de cette étude serait de réaliser un ou plusieurs spécimens plastinés entiers, qui serviraient comme supports lors des animations réalisées régulièrement pour les mal ou non-voyant par l'association Nature en Occitanie.

C- Limites de la méthode

Cet outil, bien sûr, comme le rappelle Latorre en conclusion de son article (Latorre et al, 2007), ne remplace pas mais vient en complément des méthodes d'apprentissage traditionnelles. La vraie dissection et la pratique de la technique dans des conditions réelles restent indispensables à la formation d'un futur vétérinaire.

De plus, les légendes ici ne sont pas exhaustives, par souci de visibilité, certaines structures étant de taille très réduite.

Il reste à confirmer l'utilité pédagogique de cet outil, en proposant un questionnaire aux étudiants afin d'avoir leur avis ou en analysant leurs notes aux examens avec ou sans ces pièces, comme l'a réalisé Vuvi H. dans son étude avec des étudiants en dentisterie humaine (Nguyen, 2019).

CONCLUSION

Cette étude a permis d'apporter un nouvel outil afin de compléter les méthodes d'apprentissage de l'anatomie, de la lecture d'images scanner et de la technique de dissection lors du cursus vétérinaire, en élargissant ces apprentissages à des espèces d'Oiseaux sauvages. Ces coupes plastinées légendées permettent de faire un lien entre l'anatomie et la biologie de ces espèces.

De plus, la plastination permet de valoriser des individus destinés à l'euthanasie de part des affections ne leur permettant pas de guérir et d'être relâchés, en faisant d'eux des modèles pédagogiques réalistes et durables.

Leur exposition permettra, en plus de l'aspect pédagogique, de sensibiliser à la faune sauvage locale et à la nécessité de sa préservation et de son respect.

Les méthodes pédagogiques traditionnelles restent incontournables, et des méthodes telles que la plastination viennent faciliter l'apprentissage ou permettre d'aller plus loin et d'élargir nos connaissances. D'autres innovations pédagogiques allant dans ce sens voient également le jour, telles que l'impression en trois dimensions de pièces anatomiques par exemple.

BIBLIOGRAPHIE :

- ALAMARGOT, J, 1982. *Manuel d'anatomie et d'autopsie aviaires*. Maisons-Alfort : Edition du Point Vétérinaire.
- BAUMEL, Julian, 1993. *Handbook of avian anatomy Nomina anatomica avium, 2nd Edition*. Cambridge, Massachussets : The Club.
- BOURCET, M, 2007. *Aide à l'apprentissage de la palpation transrectale chez la vache : création d'une banque d'ovaires artificiels*. Alfort : Ecole vétérinaire de Maisons-Alfort.
- COOPER, John E, 2002. *Birds of Prey : Health & Disease, 3rd Edition*. Oxford : Blacwell Science.
- CUISIN, M et GEROUDET, P, 2000. *Les rapaces diurnes et nocturnes*. Delachaux. S.l. : s.n.
- DÉPARTEMENT D'ANATOMIE, 2009. La technique de plastination. In : *Faculté de Médecine - Université de Lorraine* [en ligne]. 2009. [Consulté le 15 septembre 2019]. Disponible à l'adresse : <http://medecine.univ-lorraine.fr/fr/anatomie/la-technique-de-plastination>.
- DHIR DK, RASHIDI A, BOGYO G, RYDE R, PAKPOUR S, MILANI AS, 2020. Environmental Durability Enhancement of Natural Fibres Using Plastination: A Feasibility Investigation on Bamboo. In : . 2020. Vol. 25, n° 3, p. 474.
- DUSSAUT, D, 2013. Gunther von Hagens Docteur la mort et ses écorchés. In : [en ligne]. 10 juin 2013. [Consulté le 15 septembre 2019]. Disponible à l'adresse : <https://www.boumbang.com/gunther-von-hagens/>.
- GEZA ZBORAY- ZSOLT KOVACS- GY6RGY KRISKA ., 2010. *Atlas of Comparative Sectional Anatomy of 6 Invertebrates and 5 Vertebrates*. SpringerWien NewYork. S.l. : s.n.
- GHETIE, V, 1976. *Avian atomical Atlas of Domestic Birds*. Romania : Academiei Republic Socialiste.
- GILL F, DONSKER D. & RASMUSSEN P, 2020. *IOC World Bird List*. 2020. S.l. : s.n.
- GUBENER PLASTINATE GMBH, 2020. True Anatomy for new ways of teaching. In : *Von Hagens - Plastination* [en ligne]. mis à jour en 2020. Disponible à l'adresse : <http://www.vonhagens-plastination.com/von-hagens-plastination-1>.
- GUÉRIN, Jean-Luc et BOISSIEU, Cyril, 2016. *L'autopsie en pathologie aviaire*. 2016. S.l. : s.n.
- HBW ALIVE, 2020. Handbook of the Bird of the World Alive. In : . 2020.
- HENRY, RW, HAGENS, G, SEAMONS, G., 2019. Cold temperature/Biodur®/S10/von Hagens' Silicone plastination technique. In : . 2019. Vol. 0, p. 1-7.
- KERAVEC, O et CANIVEL, S, 2011. *Guide pratique du scanner en médecine et chirurgie vétérinaire canine et féline*. France : Med'Com.

- LATORRE, RM, 2007. How useful is plastination in learning anatomy? In : . 2007. Vol. 34, n° 2, p. 172-176.
- LAYSSOL, C, 2015. *Scanner ou tomodensitométrie - Introduction aux principes de formation de l'image*. 2015. S.l. : s.n.
- LEBESCOND, C, 2011. *PLASTINATION D'UNE SERIE DE CŒURS DE CHEVAUX: OUTIL D'AIDE À LA COMPRÉHENSION DES IMAGES ECHOCARDIOGRAPHIQUES*. Alfort : Ecole vétérinaire de Maisons-Alfort.
- MULLINEAUX, E et KEEBLE, E, 2016. *BSAVA Manual of Wildlife Casualties, 2nd Edition*. Gloucester, UK : British Small Animal Veterinary Association.
- MUNSON, Linda, 2013. *Wild animal necropsy*. 2013. S.l. : s.n.
- NGUYEN, Vuvi H, 2019. EDUCATIONAL RESEARCH Dental Students' and Residents' Opinions and Performance of Anatomy Learning via Cadavers or Plastinated Specimens. In : *The Journal of Plastination*. 2019. Vol. 31, n° 1, p. 6-13.
- NICKEL, R., SCHUMMER, A et SEIFERLE, E, 1997. *Anatomy of the domestic birds*. Berlin Hambourg : Verlag Paul Parey.
- O'MALLEY, 2005. *Clinical anatomy and physiology of exotic species*. London, UK : Elsevier Saunders.
- OOSTROM, K, 1987. *Fixation of tissue for plastination : general principles*. S.l. : Journal International Society of Plastination.
- PLASTINATION MUSEUM OF CHINA, 2019. Plastination Technique. In : *Meiwo Science* [en ligne]. 27 août 2019. [Consulté le 15 novembre 2019]. Disponible à l'adresse : <https://www.plastinationtechnique.com/page-26553/index.html>.
- POLLOCK, C, 2012. *Anatomie et physiologie des Anseriformes : 12 Faits Essentiels*. S.l. : s.n.
- SCHILL, VK, 2018. TECHNICAL REPORT General Issues of Safety in Plastination. In : . 2018. Vol. 30, p. 27-36.
- SOLACROUP, BOYER, LE MAREC, SCHOUMAN et CLAEYS, 2001. *Bases physiques des rayons X*. S.l. : CERF.
- SORRA, LC, LATORRE, R, BAPTISTA, C et LOPEZ-ARBORS, O, 2019. Plastination—A scientific method for teaching and research. In : . 2019. Vol. 48, p. 526-531.
- VON HAGENS, G, 1986. *Collection of technical leaflets for plastination, 2nd ed*. S.l. : Heidelberg.

AGREMENT SCIENTIFIQUE

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

Je soussigné(e), Giovanni MOGICATO, Enseignant-chercheur, de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, directeur de thèse, certifie avoir examiné la thèse de **Oumayma EL ATTAR SOFI** intitulée « **La plastination des oiseaux sauvages : techniques et intérêts** » et que cette dernière peut être imprimée en vue de sa soutenance.

Fait à Toulouse, le 16/07/2020
Enseignant-chercheur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
Professeur Giovanni MOGICATO



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



Vu : 24/6/2020
La Présidente du jury
Professeure Isabelle BERRY



Faculté de Médecine Rangueil
Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
118 route de Narbonne - 31315 TOULOUSE Cedex 3

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



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



NOM : EL ATTAR SOFI

PRENOM : Oumayma

TITRE : La plastination des Oiseaux sauvages : technique et intérêts

La maîtrise de la médecine vétérinaire repose sur une connaissance anatomique irréprochable. Son enseignement dans les écoles vétérinaires se fait essentiellement grâce à des cours théoriques couplé à un apprentissage pratique avec dissections et autopsies. L'anatomie des Oiseaux, et plus particulièrement des Oiseaux sauvages, n'est que très peu abordée lors du cursus vétérinaire. Pour compléter, ou faciliter cet enseignement, des coupes plastinées de différentes espèces appartenant aux principales familles d'Oiseaux sauvages et un modèle d'autopsie plastiné, ont été réalisés. Ces coupes sont légendées et comparées à des images tomodensitométriques réalisées sur ces mêmes individus préalablement à leur coupe. L'objectif de cette thèse est d'apporter un nouvel outil aisément accessible pour les étudiants vétérinaires, leur permettant un apprentissage de l'anatomie des Oiseaux sauvages, et de la technique d'autopsie. Ces coupes leur permettent également de faciliter leur interprétation d'images tomodensitométriques. D'autre part, la réalisation d'expositions de ces pièces permettrait de sensibiliser les étudiants à l'importance de la faune sauvage locale, à la nécessité de son respect et de sa préservation. Ces outils viennent évidemment en complément des techniques d'apprentissage classiques. Il reste à déterminer l'impact de l'utilisation de ces pièces sur l'apprentissage des étudiants et sur leur sensibilité à la faune sauvage locale.

MOTS-CLES : Anatomie, imagerie, plastination, tomodensitométrie, Oiseaux sauvages, autopsie

TITLE : Wildbirds plastination : technique and interests

Accurate anatomical knowledge is mandatory to learn veterinary medicine. Currently, theoretical and practical courses with dissections and post-mortem examinations allow to teach anatomy in veterinary schools. Moreover, Wildbird anatomy is just a bit taught during veterinary course. To complete or making easier this teaching, plastinated cuts from different species belonging to important Wildird families, and a post-mortem model have been done. These cuts are annotated and compared to tomographic images, taken on those individuals before cutting. The aim of this thesis is to have a new easy-to-access tool for veterinary students, which allow them to learn Wildbird anatomy and autopsy technique. These cuts make easier tomographic images reading. Moreover, exhibitions of this anatomic collection could raise the awareness of students to the importance of locale wildlife respect and conservation. Those tools complete but don't substitute classical learning techniques. It remains to have an idea of the impact of this tool on student learning and awareness about wildlife.

KEYWORDS : Anatomy, imaging, plastination, tomodensitometry, Wildbirds, autopsy