



**HAL**  
open science

# Réalisation d'un outil pédagogique numérique d'aide à la réalisation de la prosection et des prélèvements en vue du diagnostic nécropsique chez les carnivores domestiques, volailles et petits ruminants

Marie Sophie Cappelier

## ► To cite this version:

Marie Sophie Cappelier. Réalisation d'un outil pédagogique numérique d'aide à la réalisation de la prosection et des prélèvements en vue du diagnostic nécropsique chez les carnivores domestiques, volailles et petits ruminants. Sciences du Vivant [q-bio]. 2024. dumas-04848662

**HAL Id: dumas-04848662**

**<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-04848662v1>**

Submitted on 19 Dec 2024

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

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

ANNEE 2024 - Thèse n° 94

**REALISATION D'UN OUTIL PEDAGOGIQUE NUMERIQUE  
D'AIDE A LA REALISATION DE LA PROSECTION ET DES  
PRELEVEMENTS EN VUE DU DIAGNOSTIC NECROPSIQUE  
CHEZ LES CARNIVORES DOMESTIQUES, VOLAILLES ET  
PETITS RUMINANTS**

**THÈSE**

pour l'obtention du diplôme d'État de

**DOCTEUR VETERINAIRE**

présentée et soutenue publiquement devant

l'UFR de Médecine de l'Université de

Nantes le 21 octobre 2024

par

**Marie Sophie, Christiane, Isabelle CAPPELIER**

Sous la direction de

**Madame Laëtitia DORSO**

Président du jury : Monsieur Hervé POULIQUEN

Professeur à l'École Nationale Vétérinaire, agroalimentaire et de l'Alimentation Nantes  
Atlantique- Oniris

Membres du jury : Monsieur Florian CHOCTEAU

Maître de conférence à l'École Nationale Vétérinaire, agroalimentaire et de l'Alimentation  
- Nantes Atlantique – Oniris

Madame Laëtitia DORSO

Praticienne hospitalière à l'École Nationale Vétérinaire, agroalimentaire et de  
l'Alimentation Nantes Atlantique – Oniris



## Département **BPSA** Biologie, Pathologie et Sciences de l'Aliment

Responsable : **Emmanuel JAFFRES** – Adjointe : **Frédérique NGUYEN**

Pharmacologie et Toxicologie	Jean-Claude DESFONTIS (Pr) Yassine MALLEM (Pr) Hervé POULIQUEN (Pr)	Antoine ROSTANG (MC) Meg-Anne MORICEAU (MC Stagiaire) Martine KAMMERER (Pr émérite) Marc GOGNY (Pr émérite)
Physiologie fonctionnelle, cellulaire et moléculaire	Jean-Marie BACH (Pr) Lionel MARTIGNAT (Pr)	Julie HERVE (Pr) Grégoire MIGNOT (MC)
Histologie et anatomie pathologique	Marie-Anne COLLE (Pr) Jérôme ABADIE (MC) Florian CHOCTEAU (MC stagiaire)	Laetitia JAILLARDON (MC) Frédérique NGUYEN (MC)
Biochimie alimentaire industrielle	Carole PROST (Pr) Joëlle GRUA (MC)	Clément CATANEO (MC) Alix KHALIL (MC) Laurent LE THUAUT (MC)
Microbiotech	Hervé PREVOST (Pr) Géraldine BOUE (MC) Nabila HADDAD (MC HDR) Emmanuel JAFFRES (MC HDR)	Mathilde MOSSER (MC) Boris MISERY (MC) Raouf TAREB (MC) Judith LORANT (MC stagiaire)
PACENV = VET1	Eléonore BOUGUYON (PRAG) Nicolas BROSSAUD (PRAG)	Charlotte MOCQUARD (PRAG) Aurore CALVEL (PRAG)

## Département **SAESP** Santé des Animaux d'Élevage et Santé Publique

Responsable : **Raphaël GUATTEO** – Adjoint : **Jean-Michel CAPPELIER**

Élevage, nutrition et santé des animaux domestiques	Nathalie BAREILLE (Pr) François BEAUDEAU (Pr) Christine FOURICHON (Pr)	Juan Manuel ARIZA CHACON (MC) Ségolène CALVEZ 5(Pr) Aurélien MADOUASSE (MC HDR) Nora NAVARRO-GONZALES (MC)
Infectiologie	Alain CHAUVIN (Pr) Emmanuelle MOREAU (Pr) Nathalie RUVOEN-CLOUET (Pr) Pauline MAISONNASSE (CERC)	Albert AGOULON (MC) Suzanne BASTIAN (MC HDR) Léa LOISEL (AERC) Kenny OBERLE (MC) Nadine RAVINET (MC)
Médecine des animaux d'élevage	Catherine BELLOC (Pr) Raphaël GUATTEO (Pr) Anne RELUN (MC)	Sébastien ASSIE (MC) Isabelle BREYTON (MC) Mily LEBLANC MARIDOR (MC) Maud ROUAULT (AERC)
Hygiène et qualité des aliments	Jean-Michel CAPPELIER (Pr) Louis DELAUNAY (MC) Bruno LE BIZEC (Pr) Marie-France PILET (Pr)	Sofia STRUBBIA (MC)

<b>Département DSC Sciences cliniques</b>		
Responsable : <b>Catherine IBISCH</b> – Adjoint : <b>Marion FUSELLIER</b>		
Anatomie comparée	Eric BETTI (MC) Claude GUINTARD (MC)	
Pathologie chirurgicale et anesthésiologie	Eric AGUADO (Pr) Olivier GAUTHIER (Pr) Eric GOYENVILLE (Pr)	Pierre MAITRE (MC) Caroline TESSIER (MC) Claire DEFOURMSTRAUX (MC)
Dermatologie, parasitologie des carnivores et des équidés, mycologie	Jacques GUILLOT (Pr) Emmanuel BENSIGNOR (Pr Ass) Vincent BRUET (MC)	Sabrina VIEU (AERC) Maria Dolores SANCHEZ (CERC)
Médecine interne, imagerie médicale et législation professionnelle vétérinaire	Anne COUROUCE (Pr) Jack-Yves DESCHAMPS (Pr) Françoise ROUX (Pr) Juan HERNANDEZ-RODRIGUEZ (Pr Ass) Nora BOUHSINA (MC)	Nicolas CHOUIN (MC) Amandine DRUT (MC) Marion FUSELLIER-TESSON (Pr) Catherine IBISCH (MC HDR) Aurélia LEROUX (MC) Odile SENECAT (MC)
Biotechnologies et pathologie de la reproduction	Jean-François BRUYAS (Pr) François FIENI (Pr)	Djemil BENCHARIF (Pr) Lamia BRIAND (Pr)
<b>Département GPA Génie des procédés alimentaires</b>		
Responsable : <b>Vanessa JURY</b> – Adjointe : <b>Cyril TOUBLANC</b>		
Lionel BOILLEREAUX (Pr) Sébastien CURET-PLOQUIN (Pr) Marie DE LAMBALLERIE (Pr) Francine FAYOLLE (Pr) Michel HAVET (Pr)	Alain LEBAIL (Pr) Olivier ROUAUD (Pr) Kévin CROUVISIER-URION (MC) Vanessa JURY (Pr) Emilie KORBEL (MC)	Jean-Yves MONTEAU (MC HDR) Eve-Anne NORWOOD (MC) Raphaël PORYLES (MC) Laurence POTTIER (MC) Cyril TOUBLANC (MC)
PAC-ING	Cyril Gaillard (PCEA)	
<b>Département MSC Management, statistiques et communication</b>		
Responsable : <b>Florence BEAUGRAND</b> – Adjointe : <b>Jean-Michel GALHARRET</b>		
Mathématiques, statistiques, informatique	Chantal THORIN (Pr Ag) Evelyne VIGNEAU (Pr) Jean-Michel GALHARRET(MC) Franck INSGNARES (IE)	Véronique CARIOU (Pr) Benjamin MAHIEU (MC) Michel SEMENOU (MC)
Economie, gestion, législation	Jean-Marc FERRANDI (Pr) Pascal BARILLOT (MC) Ibrahima BARRY (MC) Florence BEAUGRAND (MC)	Sibylle DUCHAINE (MC) Sonia MAHJOUB (MC) Samira ROUSSELIERE (MC) Christophe PAPINEAU (Ens. Cont.)
Langues et communication	Marc BRIDOU (PLPA) David GUYLER (Ens. Cont.) Nathalie GOODENOUGH (PCEA) Patricia JOSSE (Ens. Cont.)	Shaun MEEHAN (Ens. Cont.) Linda MORRIS (PCEA) Ian NICHOLSON (ENS. Cont.)

## Formations Techniciens supérieurs

Responsable : **Laurence FRERET**

Laurence FRERET (PCEA) Françoise BRICHET (IAE) Christophe CARON (PLPA) Virginie MAGIN (Ens.cont.)
--

Pr Ag : Professeur Agrégé, Pr : Professeur, MC : Maître de Conférence, MCC : MC contractuel,  
PLPA : Professeur Lycée Professionnel Agricole, PCEA : Professeur Certifié Enseignement Agricole,  
HDR : Habilité à Diriger des Recherches, CERC : Chargé d'Enseignement et de Recherche Contractuel, Ens.  
Cont. : Enseignant Contractuel

La reproduction d'extraits de cette thèse est autorisée avec mention de la source. Toute reproduction partielle doit être fidèle au texte utilisé. Cette thèse devra donc être citée en incluant les éléments bibliographiques suivants :

- Nom et prénoms de l'auteur : Cappelier Marie-Sophie, Christiane, Isabelle
- Année de soutenance : 2024
- Titre de la thèse : Réalisation d'un outil pédagogique numérique d'aide à la réalisation de la prosection et des prélèvements en vue du diagnostic nécropsique chez les carnivores domestiques, volailles et petits ruminants.
- Intitulé du diplôme : Thèse de doctorat vétérinaire
- Université de soutenance : Faculté de Médecine de Nantes.
- Ecole de soutenance : Oniris : Ecole Nationale Vétérinaire, Agroalimentaire et de l'alimentation Nantes Atlantique
- Nombre de pages : 111p.





## Table des matières

<b><u>INTRODUCTION</u></b> .....	<b>14</b>
<b><u>PARTIE 1 : LA PLACE DE L'AUTOPSIE DANS L'ACTIVITE DU VETERINAIRE PRATICIEN</u></b> .....	<b>15</b>
<u>1.1 Définition et objectifs</u> .....	15
<u>1.2 Pourquoi réaliser une autopsie ?</u> .....	15
<u>1.3 Démarche nécropsique</u> .....	16
<u>1.3.1 Recueil complet des informations</u> .....	16
<u>1.3.1.1 Commémoratifs</u> .....	16
<u>1.3.1.2 Anamnèse</u> .....	17
<u>1.3.1.3 Collecte d'informations à partir de l'examen macroscopique</u> .....	17
<u>1.3.1.3.1 Description macroscopique</u> .....	17
<u>1.3.1.3.2 Lésion inflammatoire</u> .....	18
<u>1.3.1.3.3 Épanchements</u> .....	18
<u>1.3.1.3.4 Néoplasie</u> .....	18
<u>1.4 Altérations post mortem</u> .....	19
<u>1.4.1 L'autolyse</u> .....	20
<u>1.4.2 La putréfaction</u> .....	20
<u>1.4.3 L'imbibition par des pigments <i>post-mortem</i></u> .....	20
<u>1.4.4 Autres altérations <i>post-mortem</i></u> .....	21
<u>1.4.5 Localisation anormale de parasites</u> .....	21
<u>1.4.6 Réanimation <i>ante-mortem</i></u> .....	21
<u>1.4.7 Euthanasie par des barbituriques</u> .....	21
<u>1.5 Rédaction d'un rapport d'autopsie</u> .....	22
<u>1.6 Matériel nécessaire</u> .....	23
<u>1.7 Bonnes pratiques et mesures de sécurité</u> .....	25
<u>1.7.1 Risques physiques : coupures et piqûres</u> .....	25
<u>1.7.2 Risque biologiques</u> .....	25
<u>1.7.3 Risques chimiques</u> .....	25
<u>1.8 L'autopsie en cabinet ou à la ferme</u> .....	26
<u>1.9 Élimination de la carcasse</u> .....	27
<u>1.9.1 Sous-produits de catégorie 1</u> .....	27
<u>1.9.2 Sous-produits de catégorie 2</u> .....	28
<u>1.9.3 Sous-produits de catégorie 3</u> .....	29
<b><u>PARTIE 2 : LES DIFFERENTS MODES D'APPRENTISSAGE : APPRENDRE A APPRENDRE</u></b> .....	<b>31</b>
<u>2.1 Théorie de l'apprentissage</u> .....	31
<u>2.1.1 Les différents types d'apprentissage</u> .....	32
<u>2.1.1.1 L'apprentissage passif</u> .....	32
<u>2.1.1.2 L'apprentissage actif</u> .....	32
<u>2.1.1.3 L'apprentissage expérientiel ou la mise en pratique</u> .....	33
<u>2.1.2 Synergie des différents types d'apprentissage en médecine vétérinaire</u> .....	34
<u>2.2 Facteurs importants dans l'apprentissage</u> .....	35
<u>2.2.1 Traitement de l'information</u> .....	35

2.2.1.1 Phénomène de mémorisation .....	35
2.2.1.2 Objectifs d'apprentissage .....	36
2.2.1.3 Réflexivité .....	37
2.2.1.4 La confiance en soi .....	37
<b>2.3 Le style d'apprentissage selon le modèle VARK .....</b>	<b>38</b>
2.3.1 Le style visuel .....	38
2.3.2 Le style auditif .....	38
2.3.3 Le style lecture/écriture .....	38
2.3.4 Le style kinesthésique .....	38
2.3.5 L'approche multimodale .....	38
<b><u>PARTIE 3 : DEVELOPPER UN OUTIL NUMERIQUE PEDAGOGIQUE .....</u></b>	<b>40</b>
3.1 Pourquoi créer un outils pédagogique numérique ? .....	40
3.2 Un support visuel dynamique en tant qu'outil pédagogique .....	41
3.2.1 Intérêt du support visuel dynamique comme support pédagogique .....	41
3.2.2 Respect de l'alignement avec les objectifs pédagogiques .....	42
3.2.3 Mise à disposition de l'outil pour les étudiants d'Oniris .....	43
3.3 Réalisation de l'outil pédagogique : matériels et méthodes .....	44
3.3.1 Créer d'un guide de dissection .....	44
3.3.2 Réaliser la dissection .....	44
3.3.2.1 Mise en place .....	44
3.3.2.2 Matériel utilisé .....	44
3.3.2.3 Réalisation du support visuel dynamique de dissection étapes par étapes .....	44
<b><u>PARTIE 4 : LA TECHNIQUE D'AUTOPSIE .....</u></b>	<b>46</b>
4.1 Autopsie des carnivores domestiques .....	46
4.1.1 Pesée du corps .....	46
4.1.2 Examen externe .....	46
4.1.3 Autopsie .....	47
4.1.4 Examens des organes .....	51
4.2 Autopsie de la volaille .....	54
4.2.1 Identification .....	54
4.2.2 Examen externe .....	54
4.2.3 Autopsie volailles .....	55
4.2.4 Examen des organes .....	58
4.3 Autopsie des petits ruminants .....	60
4.3.1 Examen externe du cadavre .....	60
4.3.1.1 Identification .....	60
4.3.1.2 Examen général .....	60
4.3.2 Autopsie des petits ruminants .....	61
<b><u>PARTIE 5 : EXAMENS COMPLEMENTAIRES .....</u></b>	<b>64</b>
5.1 Cytologie .....	64
5.1.1 Calque sur organe .....	64

<u>5.1.2 Coloration</u> .....	64
<u>5.2 Histologie</u> .....	65
<u>5.2.1 Échantillon pour analyse histologique</u> .....	65
<u>5.2.1.1 Fixation</u> .....	65
<u>5.2.1.1.1 Prévenir l'autolyse</u> .....	66
<u>5.2.1.1.2 Prévenir la dissolution des composants tissulaires</u> .....	66
<u>5.2.1.1.3 Prévenir la putréfaction</u> .....	66
<u>5.2.1.2 Les fixateurs</u> .....	66
<u>5.2.1.3 Bonne pratique pour manipuler les fixateurs</u> .....	67
<u>5.2.1.4 Recommandations en vue de l'analyse histopathologique</u> .....	67
<u>5.3 Examens complémentaires pour le diagnostic de maladies infectieuses</u> .....	69
<u>5.4 Analyses toxicologiques</u> .....	73
<u>5.4.1 Collecte d'informations</u> .....	73
<u>5.4.2 Échantillonnage et stockage</u> .....	74
<u>5.5 Principaux toxiques</u> .....	77
<b><u>PARTIE 6 : RESULTATS</u></b> .....	<b>84</b>
<u>6.1 Textes narratifs autopsies</u> .....	84
<u>6.2 Diaporama autopsies</u> .....	84
<u>6.3 Vidéo diaporama autopsies</u> .....	87
<u>6.4 Check-list autopsie</u> .....	87
<b><u>PARTIE 7 : DISCUSSION ET CONCLUSION</u></b> .....	<b>88</b>
<u>7.1 Efficacité de l'outil numérique</u> .....	88
<u>7.2 Intégration dans le parcours pédagogique vétérinaire</u> .....	88
<u>7.3 Limites et améliorations</u> .....	88
<u>7.4 Conclusion</u> .....	89

## Table des Annexes

<a href="#">Annexe 1 : Feuille nécropsique utilisée à l'école vétérinaire ONIRIS VetAgroBio Nantes</a> .....	94
<a href="#">Annexe 2 : Poids normal du cœur en pourcentage de leur poids corporel chez le chien et le chat</a> .....	98
<a href="#">Annexe 3 : La dissection du cœur à Oniris. Cœur de bovin. (Communication de Laëtitia Dorso, DVM, PhD, Dipl.ECVP, 2019)</a> .....	99
<a href="#">Annexe 4 : Check-list autopsie carnivores domestiques</a> .....	100
<a href="#">Annexe 5 : Check-list autopsie des volailles</a> .....	104
<a href="#">Annexe 6 : Check-list autopsie des petits ruminants</a> .....	107

## Table des Tableaux

<a href="#">Tableau 1 : Quelques recommandations à prendre en compte lors de la réalisation d'un support multimédia</a> .....	42
<a href="#">Tableau 2 : Etapes de l'autopsie des carnivores domestiques</a> .....	47
<a href="#">Tableau 3 : Examen des organes et glandes endocrines des carnivores domestiques</a> .....	51
<a href="#">Tableau 4 : Examen externe des volailles</a> .....	54
<a href="#">Tableau 5 : Etapes de l'autopsie des volailles</a> .....	55
<a href="#">Tableau 6 : Description des organes chez les volailles</a> .....	58
<a href="#">Tableau 7 : Examen général des petits ruminants</a> .....	60
<a href="#">Tableau 8 : Etapes de l'autopsie des petits ruminants</a> .....	61
<a href="#">Tableau 9 : Vitesse de pénétration et effets tissulaire des agents fixateurs</a> .....	67
<a href="#">Tableau 10 : Recommandations spécifiques en fonction du tissu prélevé</a> .....	68
<a href="#">Tableau 11 : Examens complémentaires courants</a> .....	69
<a href="#">Tableau 12 : Exemples d'agents pathogènes, de lésions nécropsiques associées et des organes en prélever pour une analyse PCR chez le chien et le chat</a> .....	70
<a href="#">Tableau 13 : Exemples d'agents pathogènes, de lésions nécropsiques associées et des examens complémentaires adaptés</a> .....	71
<a href="#">Tableau 14 : Exemples d'agents pathogènes détectables selon les lésions nécropsique chez les petits ruminants</a> .....	72
<a href="#">Tableau 15 : Collecte d'informations en vue de l'exploration d'une hypothèsed' intoxication</a> .....	73
<a href="#">Tableau 16 : Echantillons environnementaux à prélever pour les analyses toxicologiques</a> .....	75
<a href="#">Tableau 17 : Échantillons post-mortem pour analyses toxicologiques</a> .....	76
<a href="#">Tableau 18 : Principaux toxiques, signes cliniques et lésions associées, prélèvements à réaliser</a> .....	77

## Table des Figures

<a href="#">Figure 1 : Devenir des sous-produits de catégorie 1 (réglementation 1069/2009-art 12)</a> .....	27
<a href="#">Figure 2 : Devenir des sous-produits de catégorie 2 (réglementation 1069/2009-art13)</a> .....	28
<a href="#">Figure 3 : Devenir des sous-produits de catégorie 3 (réglementation 1069/2009- art14)</a> .....	29
<a href="#">Figure 4 : Théorie cognitive sur l'apprentissage multimédia, R. Mayer et al., 2003</a> .....	31
<a href="#">Figure 5 : La pyramide de l'apprentissage selon le National Training Laboratories Institues (USA, 1960)</a> .....	33
<a href="#">Figure 6 : Les paliers de l'apprentissage référentiel infirmier,2009</a> .....	36
<a href="#">Figure 7 : Le cycle de l'apprentissage selon Kolb, 1984</a> .....	37
<a href="#">Figure 8 : Diaporama explication de la tenue</a> .....	85
<a href="#">Figure 9 : Diaporama autopsie du chat</a> .....	85
<a href="#">Figure 10 : Diaporama autopsie du chien</a> .....	86
<a href="#">Figure 11 : Diaporama autopsie des volailles</a> .....	86
<a href="#">Figure 12 : Diaporama autopsie petits ruminants</a> .....	87

## **Table des Abréviations**

APE : Anti Parasitaire Externe  
API : Anti Parasitaire Interne  
CRIC : Centre International de Recherche sur le Cancer  
DAC : Document d'Accompagnement Commercial  
ELISA : Enzyme-Linked Immunosorbent Assay  
EPI : Équipement de Protection Individuel  
EST : Encéphalopathie Spongiforme Transmissible  
GTH : Glycerol TriHeptanoate  
MGG : May-Grünwald Giemsa  
MRS : Matériel à Risque Spécifique  
PCR : Polymerase Chain Reaction  
TD : Travaux Dirigés  
TP : Travaux Pratiques  
UE : Unité d'Enseignement

## Introduction

De nos jours, dans la pratique vétérinaire en clientèle canine, la pratique de l'autopsie est de moins en moins réalisée à l'inverse des vétérinaires ruraux, beaucoup plus habitués à cette pratique. Pourtant l'autopsie reste un acte simple, codifié et peu couteux, qui permet d'affirmer ou d'infirmier un diagnostic posé sur le vivant de l'animal tout en réalisant des examens complémentaires *post-mortem*.

Pour ne pas perdre cette pratique riche en information, il est important que la méthodologie de la dissection soit apprise et comprise lors de sa formation dans une école vétérinaire.

Pour transmettre efficacement cette méthode, il faut comprendre comment le cerveau intègre l'information et sous quelle forme celle-ci peut être transmise pour durer dans le temps. Puisque chaque étudiant possède son propre style d'apprentissage, il est nécessaire d'adapter la pédagogie. Il en existe de nombreuses dont une des plus répandues est la méthode VARK.

Malheureusement, le temps alloué à l'enseignement de l'autopsie étant réduit, il faut trouver d'autres alternatives à son apprentissage que les cours magistraux ou les rotations de clinique, en mettant par exemple en place d'autres supports pédagogiques numériques d'apprentissage en autonomie, complémentaires de l'enseignement déjà dispensé.

Le but de notre travail est d'abord de comprendre l'importance de l'autopsie dans la pratique vétérinaire courante, d'adopter une technique d'autopsie codifiée chez les carnivores domestiques, les volailles et les petits ruminants pour pouvoir la reproduire dans son cabinet, tout en réalisant de possibles examens complémentaires *post-mortem*. L'objectif est également, l'autre but de notre travail est de pouvoir transmettre cette méthode via un support numérique favorisant l'apprentissage en autonomie de la dissection.

Dans une première partie, nous verrons quelle est la place de l'autopsie dans l'activité vétérinaire, les modifications *post-mortem* fréquentes et les modalités de rédaction d'un rapport d'autopsie. Une deuxième partie sera consacrée à la compréhension des mécanismes d'apprentissage ainsi que des différents styles d'apprentissage. Une troisième partie traitera du développement d'un outil numérique pédagogique. Ensuite, une quatrième partie abordera la méthode de dissection des carnivores domestiques, des volailles, puis des petits ruminants, suivie d'une partie consacrée aux examens complémentaires. Enfin, une dernière partie présentera les résultats et explorera les nouvelles solutions d'apprentissage. Pour terminer, une discussion ainsi qu'une conclusion sur ce travail seront développées.

# Partie 1 : La place de l'autopsie dans l'activité du vétérinaire praticien

## 1.1 Définition et objectifs

L'autopsie vétérinaire consiste à réaliser l'examen des cadavres animaux, afin de déterminer les causes de leur mort ou de leur état morbide, si celui-ci a nécessité une euthanasie pour des raisons éthiques, ou, plus rarement afin de mieux connaître leur anatomie [CNRTL]. Elle s'appuie sur l'observation, l'inspection et la description des lésions présentes sur les différents organes d'un cadavre.

Les causes de la mort sont déterminées, en confirmant ou en infirmant un diagnostic établi *ante-mortem* le cas échéant. Cela consiste à réaliser un bilan des lésions constatées tout en prenant en compte, pour chaque lésion observée, l'âge, la nature et le lien possible ou non entre les symptômes observés et la mort de l'individu.

L'autopsie peut aboutir à différents résultats [Collobert *et al.*, Volat *et al.*] :

- Examen nécropsique impossible : altération cadavérique trop avancée, en particulier lorsque des analyses complémentaires doivent être réalisées.
- « Autopsie blanche » : l'examen n'a révélé aucune lésion macroscopique permettant de déterminer la cause de la mort de l'animal
- Résultat positif : présence de lésions pathognomoniques, ou fortement évocatrices d'une affection

Les objectifs principaux de l'autopsie incluent :

- La confirmation diagnostique : Valider un diagnostic clinique suspecté avant la mort.
- La découverte de lésions non suspectées : Identifier des lésions pathognomoniques ou évocatrices.
- L'amélioration des pratiques cliniques : Offrir des retours d'informations sur l'efficacité des traitements administrés ou l'apprentissage pour les étudiants.
- L'épidémiosurveillance : Contribuer à la surveillance des maladies animales, notamment les maladies émergentes et/ou règlementées.

## 1.2 Pourquoi réaliser une autopsie ?

Cet examen peut être recommandé dans le cas de la mort subite sans prodrome d'un animal, d'un litige, de mortalité ou de morbidité en série, de baisse de performance zootechnique ou de la présence d'une maladie chronique dont l'origine n'est pas encore déterminée dans un élevage. L'autopsie joue également un rôle majeur dans l'épidémiosurveillance des maladies animales et dans la détection de maladies émergentes.

Le diagnostic nécropsique est avant tout un diagnostic d'orientation. Le plus souvent, il conduit à de nouvelles questions concernant certains points de l'anamnèse ou nécessitant des examens complémentaires *post-mortem* comme la bactériologie, la biologie moléculaire, l'histologie ou encore la toxicologie [Cabanie *et al.*].

Dans le cas d'animaux d'élevage, l'autopsie est nécessaire mais aussi critique en cas d'émergence de maladie. Il est plus informatif d'autopsier un animal récemment malade, à la fois non traité et présentant

les mêmes signes cliniques que les autres animaux affectés [Mason *et al.*]. A ce moment-là, le vétérinaire peut proposer à l'éleveur d'euthanasier un animal pour pratiquer une autopsie diagnostique (notamment dans les élevages de volailles, où la valeur de l'individu est moindre). Cela n'est pas toujours simple, dans de petits élevages, car sacrifier un animal représente une perte financière importante [Mason *et al.*] Lors de maladies infectieuses, il n'est pas recommandé d'autopsier des animaux malades chroniques ou traités médicalement, les analyses complémentaires pouvant, dans ce cas, ne mettre en évidence que les agents de surinfection et non l'agent originel [Mason *et al.*], [Nietfeld *et al.*]. Mais parfois, il pourra être intéressant d'autopsier des animaux malades chroniques, pour toute suspicion d'une infection chronique comme la tuberculose ou la paratuberculose [Nietfeld *et al.*].

Après avoir établi l'importance et les diverses indications pour réaliser une autopsie, il est crucial de comprendre la méthodologie rigoureuse qui sous-tend cette pratique. La démarche nécropsique ne se limite pas à une simple dissection ; elle implique une série de procédures systématiques conçues pour garantir l'exhaustivité et la précision du diagnostic. En suivant une approche structurée, les vétérinaires peuvent non seulement identifier les causes de décès, mais aussi fournir des informations précieuses qui peuvent influencer les pratiques cliniques futures. Examinons maintenant les étapes clés de cette démarche nécropsique, qui assure que chaque autopsie est menée avec la plus grande rigueur scientifique.

### **1.3 Démarche nécropsique**

Indépendamment de la cause de la mort de l'animal, la démarche nécropsique reste la même. Elle suit une méthodologie rigoureuse :

- Recueil complet des commémoratifs
- Collecte d'informations à partir de l'examen nécropsique et des examens complémentaires
- Rédaction d'un rapport d'autopsie permettant une synthèse de tous les éléments précédemment cités

La démarche nécropsique, avec ses étapes bien définies, constitue le cœur de l'examen *post-mortem*. Cependant, pour que l'analyse soit véritablement efficace et éclairante, elle doit être précédée d'un recueil méticuleux d'informations contextuelles.

Passons maintenant à l'examen de ces éléments d'information préalables, qui sont cruciaux pour une compréhension complète et nuancée des résultats nécropsiques.

#### **1.3.1 Recueil complet des informations**

Pour réaliser une autopsie qui soit à la fois exhaustive et précise, il est impératif de s'appuyer sur un recueil d'informations minutieux. Cette collecte d'informations, qui inclut les commémoratifs et l'anamnèse, sert de base lors de l'examen nécropsique. Ces données permettent de replacer les lésions dans un contexte clinique et historique, augmentant ainsi la pertinence et la précision du diagnostic.

##### **1.3.1.1 Commémoratifs**

Les commémoratifs sont essentiels lors de la réalisation d'une autopsie. Le recueil de toutes les informations sur la vie de l'animal, sur son mode d'élevage ne permet pas en lui-même d'établir un diagnostic, mais il peut apporter de premières hypothèses, surtout quand le tableau lésionnel est pauvre. Les commémoratifs comprennent :

- Identification (nom, âge, puce électronique, tatouage, numéro de bague, numéro de boucle)

- Lieu de la découverte du/des cadavres (intoxications végétales, présence de trace de prédateur, traces de foudre)
- Circonstances météorologiques
- Stade physiologique voire stade de production (pour les animaux d'élevage)
- Conduite alimentaire
- Conduite sanitaire (API/APE)

### 1.3.1.2 Anamnèse

L'anamnèse permet de décrire l'épisode de mortalité, il fait appel à la mémoire du propriétaire, de l'éleveur et à ses qualités d'observateur. L'anamnèse regroupe les points suivants :

- Antécédents médicaux
- Antécédents chirurgicaux
- Circonstances de la mort
- Résultat d'autres autopsies éventuelles
- Examens complémentaires réalisés *ante-mortem*
- Hypothèses diagnostiques émises

Une fois l'anamnèse établie, offrant un aperçu détaillé du passé médical et des circonstances entourant la mort de l'animal, il est temps de passer à l'étape suivante du processus nécropsique : la collecte d'informations à partir de l'examen macroscopique.

### 1.3.1.3 Collecte d'informations à partir de l'examen macroscopique

L'examen macroscopique constitue le cœur de l'autopsie, permettant d'observer et d'analyser directement les tissus et organes de l'animal. Il repose sur une approche systématique. Il débute par un examen externe complet de l'animal avant de réaliser la dissection. A la fin de la dissection l'examen macroscopique des organes est réalisé dans l'objectif d'établir la cause probable de la mort ou d'orienter vers des examens complémentaires pertinents.

Afin de structurer efficacement cette démarche, il est essentiel de diviser le processus en sous-étapes spécifiques. Celles-ci englobent la description macroscopique des lésions, des épanchements et des néoplasies éventuelles. Chacune de ces sous-parties joue un rôle clé dans l'identification des lésions et leur interprétation dans un contexte clinique.

#### 1.3.1.3.1 Description macroscopique

La première phrase du rapport permet d'identifier l'animal, d'évaluer l'état d'embonpoint ainsi que son état de conservation.

Les observations normales ne sont généralement pas incluses, à moins qu'elles ne soient inattendues (par exemple : un foie macroscopiquement normal chez un chat ictérique ou un utérus vide chez une chienne signalée comme étant gestante).

L'objectif de cette partie est de décrire les changements macroscopiques aussi complets et objectifs que possible (localisation, taille, forme, nombre, couleur, consistance, délimitation, etc.) sans interprétation subjective dans un premier temps.

Dans un second temps, ces lésions sont interprétées sous forme de diagnostic lésionnel.

#### 1.3.1.3.2 Lésion inflammatoire

Ces lésions sont généralement caractérisées par des modifications pathologiques des tissus résultant de la réponse inflammatoire de l'organisme. Le diagnostic lésionnel repose sur plusieurs critères qui doivent être systématiquement précisés :

- Nom de l'organe : Identifiez clairement l'organe affecté pour situer la lésion dans le contexte anatomique approprié.
- Processus inflammatoire : Détaillez le processus inflammatoire, comprenant implicitement le nom de l'organe lésionnel (pneumonie, gastrite, méningite, etc.)
- Nature de l'inflammation : Décrivez la nature de l'inflammation, qu'elle soit suppurée (présence de pus), hémorragique (présence de sang), nécrosante (destruction tissulaire) ou granulomateuse (formation de granulomes).
- Distribution de la lésion : Indiquez la distribution de la lésion, qu'elle soit focale (localisée), multifocale (en plusieurs points), multifocale à coalescente (plusieurs points fusionnants), focalement extensive (large mais localisée), ou diffuse (étendue).
- Stade évolutif : Évaluez le stade évolutif de l'inflammation, qu'elle soit aiguë (apparition soudaine), subaiguë (intermédiaire) ou chronique (persistante dans le temps).
- Sévérité : Appréciez la sévérité de la lésion, en la qualifiant de minime, légère, modérée, marquée ou sévère.

Par exemple, une description comme "Poumon : Bronchopneumonie suppurée focalement extensive, crânio-ventrale, aiguë, sévère" fournit une image complète et précise de la lésion inflammatoire, facilitant ainsi le diagnostic et la compréhension des processus pathologiques en jeu.

#### 1.3.1.3.3 Épanchements

Lors de l'autopsie, l'identification et la caractérisation des épanchements sont des étapes essentielles qui peuvent fournir des indices précieux sur la cause de la mort ou les conditions pathologiques sous-jacentes. Pour chaque épanchement observé, il est essentiel de documenter les aspects suivants :

- Localisation : Indiquez précisément où se trouve l'épanchement, par exemple, dans la cavité abdominale, thoracique ou autour d'un organe spécifique.
- Nature de l'épanchement : Décrivez la nature de l'épanchement, en précisant s'il s'agit d'un exsudat (riches en protéines, souvent lié à une inflammation), d'un transsudat ou d'une hémorragie (présence de sang).
- Description précise : Fournissez des détails supplémentaires sur l'épanchement, comme s'il est fibrineux (présence de fibrine), fibrino-suppuré (fibrine avec du pus), ou s'il présente d'autres caractéristiques notables.
- Volume de l'épanchement : Estimez et notez le volume de l'épanchement, qui peut être un indicateur de l'ampleur de l'affection pathologique.

Par exemple, une description comme "Cavité abdominale : Épanchement hémorragique modéré" offre une vue d'ensemble de l'état pathologique, aidant à guider les investigations diagnostiques ultérieures.

#### 1.3.1.3.4 Néoplasie

La détection et l'évaluation des néoplasies lors d'une autopsie sont essentielles pour déterminer si un processus tumoral a contribué à la maladie ou à la mort de l'animal. Lors de l'examen nécropsique, chaque néoplasie doit être soigneusement décrite et documentée en tenant compte des aspects suivants :

- Nom de l'organe : Identifiez l'organe affecté par la tumeur, ce qui aide à situer la néoplasie dans son contexte anatomique.

- Description macroscopique : Décrivez l'apparence de la néoplasie en termes de taille, forme, couleur, consistance, adhérences aux tissus sains adjacents. Notez également toute caractéristique distinctive, comme la présence de nécrose ou d'hémorragie.
- Suspicion de la nature tumorale : Indiquez si la tumeur est bénigne ou maligne, en se basant sur des caractéristiques telles que l'infiltration des tissus adjacents, la délimitation nette ou la présence de métastases.

Par exemple, une description telle que "Tumeur mammaire localisée, non infiltrante, bien délimitée, de couleur beige, de consistance ferme, d'aspect macroscopique compatible avec un adénome mammaire" fournit des informations détaillées sur le néoplasie, facilitant ainsi un diagnostic plus précis et une meilleure compréhension de son impact potentiel sur l'état de santé de l'animal. Une fois le recueil complet des informations réalisé, allant des commémoratifs à l'analyse détaillée des lésions inflammatoires, épanchements, et néoplasies, il est possible de passer à la finalité du processus nécropsique : la rédaction du rapport d'autopsie.

Mais avant de rédiger un rapport d'autopsie détaillant les observations macroscopiques et les diagnostics lésionnels, il est capital de prendre en compte les altérations *post-mortem* qui peuvent influencer l'interprétation des résultats. Ces altérations, qui commencent peu après la mort de l'animal, peuvent masquer ou imiter des lésions pathologiques, rendant le diagnostic plus complexe. Dans la section suivante, nous examinerons les types d'altérations *post-mortem* les plus courants, les facteurs qui influencent leur apparition, et comment les différencier des lésions spécifiques de maladie ou de traumatisme.

### ***1.4 Altérations post mortem***

Les altérations *post-mortem* des tissus commencent quelques minutes seulement après la mort de l'animal. Le taux de dégradation varie selon les organes, les conditions de préservation, la température extérieure, l'âge et l'état d'embonpoint de l'animal.

Les facteurs qui augmentent la vitesse d'autolyse et de putréfaction comprennent :

- Une température ambiante élevée
- Une humidité élevée
- Un pelage épais ou une couche adipeuse épaisse
- La présence de fièvre avant la mort
- La présence de bactériémie avant la mort
- L'âge de l'animal (autolyse rapide chez le fœtus)
- L'état d'embonpoint marqué

Idéalement, l'autopsie doit être effectuée dans les heures qui suivent la mort de l'animal, malheureusement, cela est rarement réalisable. Si l'autopsie est réalisée bien plus tard, le corps doit être réfrigéré ou conservé dans une glacière avec de la glace jusqu'au moment de l'autopsie.

La congélation est à éviter sauf si la réfrigération n'est pas disponible et que l'autopsie ne peut pas être effectuée dans les 24 heures suivant la mort. En effet, le cycle congélation/décongélation occasionne des artéfacts cellulaires qui peuvent rendre l'analyse histologique non concluante.

Les altérations *post-mortem* impliquent deux processus distincts :

- L'autolyse, soit la dégradation des tissus par des enzymes lysosomiales.
- La putréfaction, soit la dégradation des tissus par des bactéries.

Il est important pour le prosecteur d'identifier les altérations *post-mortem* et de les différencier des lésions spécifiques de maladie ou de traumatisme. Cela peut être difficile, surtout dans les cas de décomposition avancée. Dans de tels cas, des examens complémentaires (tels que la biologie moléculaire) peuvent parfois fournir des informations diagnostiques précieuses, bien que réalisés dans des conditions non optimales.

#### 1.4.1 L'autolyse

Les mécanismes cellulaires de l'autolyse reflètent ceux de la nécrose ou de la mort cellulaire chez un organisme vivant. La perte de substrats nécessaires à la production d'ATP (oxygène et glucose) et l'accumulation de produits de dégradation (dioxyde de carbone et déchets azotés) entraînent une dysrégulation des gradients ioniques et du pH. Cette perte d'homéostasie cellulaire entraîne une rupture membranaire, y compris des membranes des lysosomes. La rupture des lysosomes libère des enzymes hydrolytiques qui dégradent d'autres composants cellulaires. Les enzymes lysosomiales se trouvent dans toutes les cellules, mais leur concentration varie d'un tissu à l'autre.

Le rapidité et l'intensité de l'autolyse sont donc liées à la concentration en enzymes lysosomiales dans le tissu. La muqueuse gastrique, le pancréas et le tissu nerveux présentent une autolyse rapide ; le rein, le foie et le cœur ont un taux autolytique intermédiaire et les tissus conjonctifs fibreux ont un faible taux de lyse.

La rupture cellulaire entraîne une disparition des barrières anatomiques et la libération de pigments tels que l'hémoglobine et la bile. L'hémoglobine et la bile libérées colorent les tissus en rouge et en vert, respectivement.

#### 1.4.2 La putréfaction

La putréfaction commence dans le tractus intestinal et progresse vers les autres organes, de manière centrifuge. Le premier changement correspond à un gonflement par la production de gaz dû à la fermentation bactérienne des glucides et des protéines.

Ces gaz s'accumulent dans les tissus et les organes, provoquant une distension et éventuellement une rupture des organes tubulaires (en particulier l'estomac et l'intestin), des cavités corporelles et de la peau. Dans certains cas, la distension des viscères abdominaux peut rompre le diaphragme et créer une hernie diaphragmatique *post-mortem*. Les enzymes bactériennes et les produits métaboliques continuent à dégrader les tissus, entraînant une odeur nauséabonde et la liquéfaction des tissus. Finalement, seuls les os et les poils restent.

#### 1.4.3 L'imbibition par des pigments *post-mortem*

L'imbibition est un phénomène où le mélange de cytoplasme et d'organites dégradés constitue un excellent milieu de culture pour les bactéries, les protozoaires et les champignons provenant du tractus gastro-intestinal, des poumons, des voies urinaires ou de la peau.

Ces organismes dégradent progressivement les tissus, les bactéries peuvent produire du sulfure d'hydrogène qui réagit avec le fer de l'hémoglobine pour former du sulfure de fer (FeS), ce qui est responsable de la décoloration noire des tissus (pseudomélanoïse). D'autres pigments sont aussi issus des bactéries (putrescine, cadavérine).

#### 1.4.4 Autres altérations *post-mortem*

D'autres altérations post-mortem non liées directement à la décomposition comprennent :

- La rigidité cadavérique (*rigor mortis*)
- Le refroidissement du corps (*algor mortis*)
- La sédimentation gravitationnelle du sang dans les organes du côté déclive du cadavre (hypostase cadavérique ou *livor mortis*)
- La coloration rouge foncé (poumon, rein, méninge)
- La sédimentation du sang (séparation en plasma et cellules)
- Les hémorragies de petit vaisseaux sanguins liées aux fluctuations du système nerveux sympathique *peri-mortem*
- La respiration agonique *péri-mortem* peut entraîner la présence d'une faible quantité de liquide mousseux dans les espaces alvéolaires, la trachée.
- L'opacification du cristallin par refroidissement
- La fausse déglutition terminale

#### 1.4.5 Localisation anormale de parasites

La mort des parasites n'a pas lieu au même moment que la mort de leur hôte, ils peuvent être encore vivants au moment de l'autopsie. Les parasites peuvent également migrer vers des endroits aberrants. Par exemple les ascaris intestinaux peuvent migrer et se retrouver dans l'estomac, l'œsophage ou la cavité buccale lors d'une autopsie.

#### 1.4.6 Réanimation *ante-mortem*

Des efforts de réanimation peuvent entraîner divers "lésions" comme des côtes cassées, des contusions pulmonaires, une rupture hépatique ou une hémorragie que l'on peut retrouver lors de l'autopsie.

#### 1.4.7 Euthanasie par des barbituriques

Les barbituriques provoquent une congestion et une stase splénique, en particulier chez les chiens. Le mécanisme exact de ce phénomène n'est pas bien compris.

Les sels de barbituriques peuvent former des précipités sur les surfaces des organes, correspondant à des cristaux beiges, crissants, observables à la surface de l'endocarde, du péricarde, de la plèvre, du diaphragme ou même du foie, selon la voie d'administration.

Maintenant que tous les éléments sont clairs, il est cette fois-ci possible de passer à la finalité du processus nécropsique : la rédaction du rapport d'autopsie.

## 1.5 Rédaction d'un rapport d'autopsie

Ce rapport joue un rôle crucial en synthétisant toutes les observations recueillies et en les interprétant pour établir un diagnostic lésionnel précis. Il comporte toutes les parties précédentes pour chaque organe (description objective) assortie de leur interprétation (diagnostic lésionnel). Les différentes lésions sont ensuite réparties entre lésions significatives (pouvant expliquer la mort ou l'état morbide de l'animal) et lésions non significatives. En dernier lieu, une conclusion est rédigée, reprenant les lésions significatives et les mettant, si possible en rapport les unes avec les autres, pour établir un tableau lésionnel expliquant la cause du décès ou la raison de l'euthanasie. Cette conclusion peut être à la fois définitive, présumée ou ouverte en fonction des résultats de l'autopsie et de l'attente des résultats des examens complémentaires.

Un exemple de feuille nécropsique utilisée à l'école vétérinaire ONIRIS VetAgroBio Nantes est disponible en annexe n°1.

Pour la grande majorité des cas, l'autopsie fournit des indices sur le processus pathologique en cours, suffisant pour établir un diagnostic présumé, et oriente les prélèvements pour des examens complémentaires qui, dans de nombreux cas, aboutissent à un diagnostic définitif.

Dans environ 5% des cas, l'autopsie ne révèle aucune lésion permettant de déterminer une cause de décès, soit parce que tous les organes sont macroscopiquement normaux, soit parce que la décomposition est telle que l'examen nécropsique ne peut pas être réalisé de manière optimale, compte-tenu du mauvais état de conservation du cadavre [Schertenleib et *al.*].

Les causes de décès qui ne génèrent que peu ou pas de lésions macroscopiques incluent les désordres métaboliques, certains phénomènes toxiques ou toxiques aigus (en particulier les neurotoxines) et les arythmies cardiaques, entre autres.

Les avortements et les décès néonataux sont des autopsies à faible valeur diagnostique, souvent ces cas restent non résolus même avec des examens complémentaires complets.

Concernant les examens complémentaires, ces derniers sont développés dans la partie 5 ultérieurement dans la thèse.

Après avoir soigneusement recueilli et analysé les données lors de l'autopsie, la rédaction d'un rapport détaillé est essentielle pour synthétiser les observations et aboutir à un diagnostic précis. Ce rapport dépend non seulement de l'expertise du praticien mais également de l'utilisation adéquate des outils et équipements nécessaires à la réalisation de l'autopsie. Ainsi, pour garantir la fiabilité des conclusions et la sécurité du processus, il est impératif de disposer du matériel approprié. La section suivante détaille les équipements indispensables pour mener à bien une autopsie vétérinaire, en mettant l'accent sur les mesures de sécurité et d'hygiène à respecter.

## 1.6 Matériel nécessaire

La réalisation d'une autopsie vétérinaire exige non seulement des compétences techniques et une méthodologie rigoureuse, mais aussi l'utilisation d'un matériel adéquat. Le bon équipement permet de mener les examens de manière précise, tout en garantissant la sécurité du praticien. Dans cette section, nous allons détailler les outils et les équipements de protection individuelle (EPI) nécessaires pour effectuer une autopsie dans des conditions optimales. De l'ouverture de la cavité corporelle à l'examen des organes internes, chaque étape nécessite des instruments spécifiques pour assurer la qualité des observations et la sécurité de l'opérateur.

Tout d'abord, il est nécessaire de disposer d'EPI, pour limiter les dangers pour l'opérateur :

- Blouse/casaque à usage unique,
- Gants anti-coupure
- Gants à usage unique (latex, nitrile, gant de fouille)
- Masque naso-buccal
- Lunettes de protection
- Tablier de dissection
- Charlotte
- Bottes

Les instruments et les fournitures nécessaires pour réaliser une autopsie sont relativement peu nombreux et peu coûteux. Un kit pré-assemblé peut faciliter le processus d'autopsie. Voici une liste suggérée d'équipements et de fournitures :

- Lame tranchante pour couper les tissus mous (couteau, scalpel, manche de scalpel)

Un bon couteau conservera son tranchant plus longtemps qu'une lame de scalpel et est affutable au besoin. Une lame d'arête plate en acier inoxydable est un peu plus difficile à affûter mais le tranchant de coupe se conserve mieux. Préférer une poignée synthétique pouvant être facilement désinfectée au bois.

Un scalpel est un bon choix pour l'autopsie d'un chiot, d'un chaton ou d'un petit mammifère. Pour un animal de taille moyenne à grande, un couteau est généralement le meilleur choix pour ouvrir la carcasse.

- Instrument pour couper les os (Costotome, cisailles, sécateur, marteau, rogne-pied)

Une autopsie complète nécessite de couper des os comme les côtes et le crâne pour accéder aux viscères thoraciques et à l'encéphale.

- Instruments de dissection : Pincés, ciseaux, sonde cannelée

Les pincés et les ciseaux permettent la dissection et les prélèvements de tissus mous. Les pincés à mors plat provoquent moins d'artefacts tissulaires dans les coupes histologiques. Les ciseaux sont très utiles pour ouvrir l'intestin et d'autres organes tubulaires sans endommager le tissu. La taille des instruments de dissection doit être adaptée à la taille de l'animal.

- Planche à découper

Une planche à découper standard synthétique permet de découper sur une surface plane les tissus et peut être utilisée comme fond pour les photographies. Découper les tissus sur la planche à découper, plutôt que sur une table en acier permet de maintenir les couteaux tranchants.

- Balance

Le corps est toujours pesé avant le début de l'autopsie. Le poids de certains organes, tels que le cœur, peut également fournir des informations (tableau disponible en annexe 2).

- Appareil photo numérique

Un appareil photo numérique est un outil important pour enregistrer et partager les résultats de l'examen nécropsique. Il devra être étanche afin d'être nettoyé à l'eau et au savon après autopsie.

- Récipients pour la collecte d'échantillons d'histopathologie

Les échantillons soumis à l'histopathologie sont collectés dans un récipient en plastique à large ouverture, étanche aux fuites avec un rapport final de 1 partie de tissu pour 10 parties de fixateur. Le fixateur standard est le formol tamponné à 4%. La taille de l'échantillon ne doit pas excéder 2 cm d'épaisseur, le formol ne pénétrant que sur 1 cm de profondeur.

- Récipients pour la collecte d'échantillons pour d'autres examens complémentaires

Vérifier toujours auprès du laboratoire de diagnostic les instructions pour la soumission d'échantillons pour des examens complémentaires spécifiques ; les exigences peuvent varier d'un laboratoire à l'autre. En général, les éléments suivants faciliteront la collecte et la soumission d'échantillons pour la plupart des examens diagnostiques :

- Aiguilles et seringues pour la collecte de sang, d'urine, d'effusions, de liquide céphalorachidien ou de liquide synovial
- Tubes sec et EDTA pour le stockage et le transport des liquides collectés
- Milieux de transport Amies (sans charbon de bois) avec écouvillons pour les cultures aérobies
- Milieu de transport anaérobie avec écouvillons
- Pots en plastique pour collecter les selles et les contenus stomacaux
- Pots en plastique étanches pour collecter des échantillons d'organes individuels pour des recherches de toxicologie, de virologie ou de bactériologie.

En termes de conservation, les prélèvements pour analyses toxicologiques ou moléculaires sont congelés et les prélèvements pour analyse bactériologique sont placés au froid positif avant envoi au laboratoire, sous couvert du froid.

Après avoir identifié le matériel nécessaire pour réaliser une autopsie de manière efficace, il est essentiel de s'attarder sur les bonnes pratiques et les mesures de sécurité qui accompagnent l'utilisation de ces outils. En effet, la maîtrise des équipements ne suffit pas à elle seule ; elle doit être complétée par un respect rigoureux des protocoles sécuritaires pour protéger le praticien et garantir la qualité des résultats obtenus. La section suivante explore les précautions essentielles à prendre lors des autopsies, ainsi que les risques potentiels et les stratégies pour les minimiser.

## *1.7 Bonnes pratiques et mesures de sécurité*

La pratique de l'autopsie vétérinaire expose le praticien à divers risques (physiques, biologiques et chimiques). Il est donc impératif de respecter des normes de sécurité strictes pour prévenir les blessures et éviter les contaminations. Cette section met en lumière les bonnes pratiques et les mesures de sécurité à adopter lors de la réalisation d'une autopsie.

### 1.7.1 Risques physiques : coupures et piqûres

Les coupures sont fréquentes lors des autopsies. Pour les éviter, il est essentiel de pratiquer régulièrement et d'utiliser un couteau bien aiguisé. Les instruments tranchants permettent une dissection précise, alors qu'un couteau émoussé rend le travail plus difficile et surtout dangereux, augmentant le risque de blessures. La plupart des coupures se produisent en fin d'autopsie, quand la fatigue implique de l'inattention.

L'utilisation de gants résistants aux coupures réduisent le risque de blessure mais peuvent gêner la sensation tactile et la dextérité. Un compromis consiste à porter un gant sur la main non dominante. Les matériaux utilisés pour ces gants incluent des mailles métalliques, du polyéthylène à ultra-haut poids moléculaire, des fibres aramides et des mélanges de fibres métalliques. Cependant, ils protègent peu contre les piqûres. Les gants en polyéthylène à ultra-haut poids moléculaire offrent une excellente protection, ils peuvent être portés sous des gants en latex ou en nitrile pour éviter la contamination, sont stérilisables et réutilisables.

L'utilisation d'un scalpel présente des risques supplémentaires. Les lames de scalpel s'émoussent rapidement, cela nécessite un changement fréquent, et les coupures surviennent souvent lors du changement de lame. De plus, la pointe de la lame peut se casser dans le tissu créant un danger pour le personnel ou lors de l'élimination de la carcasse. Si cela arrive, il est important d'utiliser une pince ou un autre instrument, et non les doigts, pour rechercher le morceau de lame.

### 1.7.2 Risque biologiques

Les autopsies présentent également un risque d'exposition à des agents zoonotiques. Les personnes immunodéprimées, sous immunosuppresseurs, sous antibiotiques ou enceintes ont une susceptibilité accrue de maladie zoonotique. Bien que la transmission zoonotique lors d'une autopsie soit possible, ce risque est inférieur à celui rencontré dans d'autres domaines vétérinaires. Contrairement à un animal vivant qui propage des agents infectieux dans l'environnement, une autopsie réalisée avec des précautions adéquates dans un environnement contrôlé présente un risque très faible. Les EPI minimaux comprennent des gants d'examen en latex ou au nitrile, une combinaison dédiée ou un tablier.

Les tabliers sont désinfectés avec des produits standards ou sont jetables. Les combinaisons doivent être lavées séparément des autres vêtements à haute température. Si une maladie zoonotique est suspectée, il est conseillé d'utiliser un EPI supplémentaire, tel qu'un masque, des lunettes, un écran facial et une combinaison jetable.

### 1.7.3 Risques chimiques

Le formol (formaldéhyde) est couramment utilisé en histologie comme fixateur. Le formaldéhyde est classé comme « substance cancérigène pour les humains » par le Centre international de recherche sur le cancer (CIRC), pouvant causer des leucémies myéloïdes et des cancers nasopharyngiens. Une

exposition aiguë peut irriter la peau et les muqueuses. Il est donc nécessaire de le manipuler en petite quantité et avec précaution (port de gants et de lunettes) et dans des espaces ventilés.

Après avoir exploré les bonnes pratiques et les mesures de sécurité essentielles pour minimiser les risques lors de la réalisation d'autopsies, il est capital de comprendre comment ces principes s'appliquent concrètement dans différents environnements. Que l'autopsie soit effectuée en cabinet vétérinaire ou directement à la ferme, l'adaptation des protocoles de sécurité et des procédures est indispensable pour garantir non seulement la sécurité du praticien, mais aussi l'intégrité des résultats obtenus. Examinons maintenant les spécificités de l'organisation et de la réalisation des autopsies dans ces contextes variés.

### *1.8 L'autopsie en cabinet ou à la ferme*

La réalisation d'une autopsie est possible directement en cabinet vétérinaire, mais nécessite un local d'autopsie adapté, répondant au décret n°99-662 établissant les prescriptions techniques applicables aux chambres funéraires [CE 1069/2009].

Cette salle doit comporter :

- Une zone de dépôt de cadavres conservés entre 0 et +5°C
- Les sols, murs, plafond et piétements de mobilier doivent supporter une désinfection fréquente sans altération
- Une installation électrique étanche aux projections
- L'eau du réseau doit être munie d'un disconnecteur pour éviter le risque de pollution du réseau public
- Les siphons au sol sont munis de paniers démontables et faciles à désinfecter.

Les déchets et eaux usées doivent être éliminés conformément au décret n°97-1048 relatif à l'élimination des déchets d'activité de soins à risque infectieux et assimilés et des pièces anatomiques [Légifrance décret].

Il est aussi possible d'effectuer une autopsie en ferme selon l'article 266 du code rural et de la pêche maritime : « *Sous réserve des dispositions de l'article 265, il est interdit d'enfouir, de jeter en quelque lieu que ce soit, ou d'incinérer, les cadavres d'animaux ou lots de cadavres d'animaux pesant au total plus de 40 kg. Leur propriétaire ou leur détenteur doit les mettre, en entier et non dépouillés, à la disposition de l'équarrisseur établi dans ledit périmètre. Toutefois, lorsqu'il est reconnu indispensable par un vétérinaire de pratiquer sur place l'autopsie d'un animal, le propriétaire ou le détenteur du cadavre est tenu de remettre à l'équarrisseur en un seul lot, toutes les parties de l'animal qui n'ont pas été prélevées à des fins d'analyse. Ces mesures s'appliquent sans limitation de poids aux viandes, abats et denrées animales ou d'origine animale, sous toutes leurs formes, impropres à la consommation, [...].* » [Légifrance article]

D'après cet article, le vétérinaire est donc autorisé à pratiquer des autopsies à la ferme.

L'autopsie à la ferme peut être complexe, en l'absence de système de palan (qui peut être remplacé par l'utilisation de la fourche d'un tracteur) et d'une zone pour pratiquer la dissection de manière adéquate. Idéalement, l'autopsie sera réalisée à l'écart du bâtiment d'élevage, sur une surface de type béton, facile à nettoyer et désinfecter, dans l'objectif de limiter au maximum la propagation de maladie au sein de l'élevage [Herry *et al*].

Quel que soit le lieu de l'autopsie, en cabinet vétérinaire ou à la ferme, il est essentiel de se pencher sur la gestion des carcasses post-autopsie. En effet, la finalité de l'autopsie ne s'arrête pas à l'analyse des résultats, mais inclut également la responsabilité de l'élimination sécurisée et réglementée des restes



### 1.9.2 Sous-produits de catégorie 2

Les sous-produits de catégorie 2 comprennent les sous-produits présentant un risque moins important pour la santé publique (animaux monogastriques trouvés morts en élevage, produits d'origine animale contenant des résidus de médicaments vétérinaires). Ces produits sont valorisés pour certaines utilisations autres que l'alimentation des animaux (engrais organiques, conversion en biogaz, compostage...). A défaut, ils sont éliminés par incinération, co-incinération ou enfouissement après transformation et marquage (Figure 2).

Concernant les cadavres de monogastriques, d'équidés, d'insectes, d'animaux aquatiques et de ruminants non suspects ou non atteints d'EST, ils sont classés en catégorie 2.

Les sous-produits de catégorie 2 ont différentes finalités possibles, après transformation par stérilisation sous pression avec marquage permanent au GTH (GlycérolTriHeptanoate). Ce procédé permet l'utilisation des farines de viande et d'os obtenues en tant que engrais organiques ou amendements. Ces farines de viande et d'os son aussi valorisables en tant qu'intrants dans la production de biogaz, voire, pour les graisses fondues, dans la production de biodiesel (Figure 2).

Cette élimination sera prise en charge par l'équarrissage ; le vétérinaire ou l'éleveur fait appel à ce service qui est capable de les collecter, de les transporter, de les traiter (transformation, élimination, valorisation).

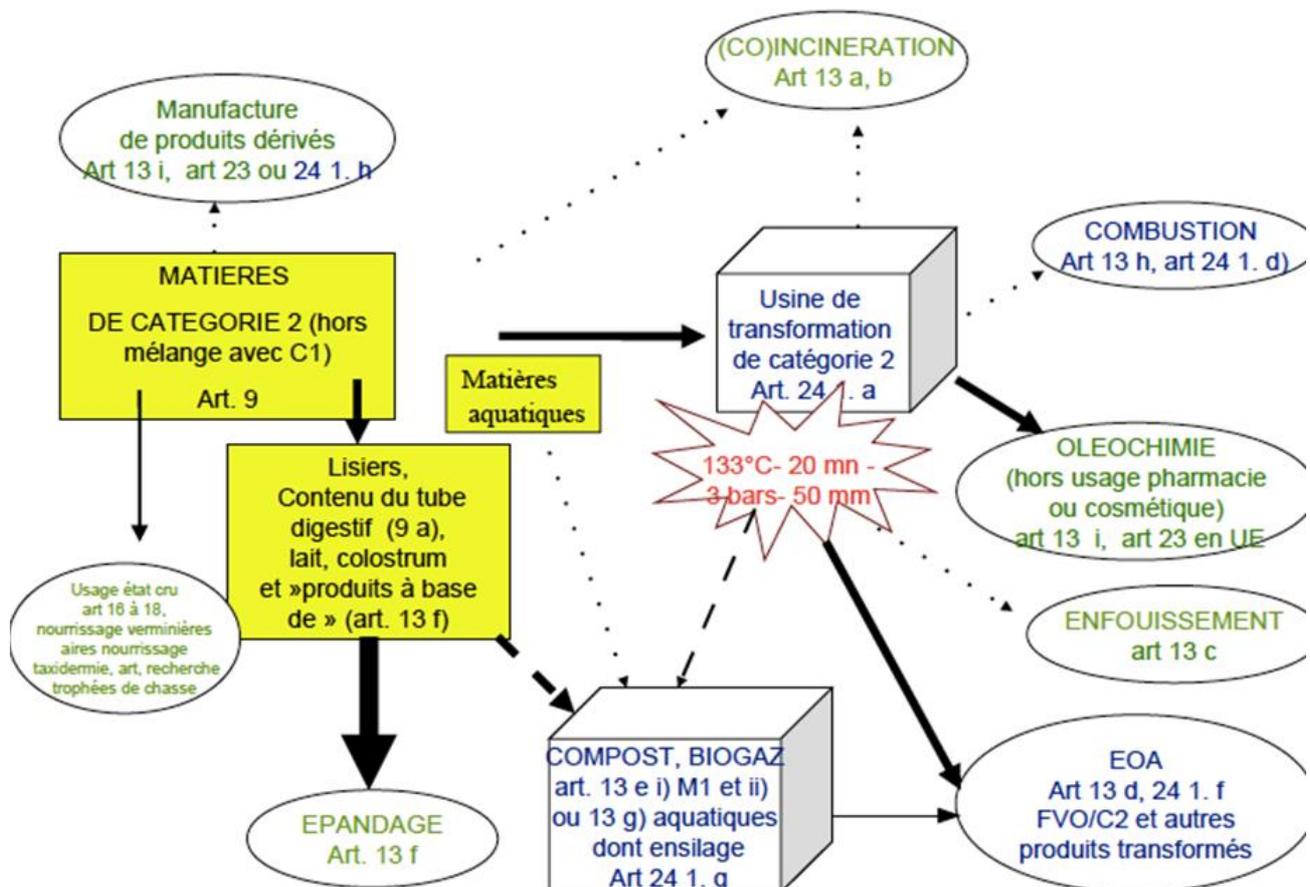


Figure 2 : Devenir des sous-produits de catégorie 2 (réglementation 1069/2009-art13)

### 1.9.3 Sous-produits de catégorie 3

Les sous-produits de catégories 3 présentent un faible risque sanitaire pour la santé animale ou la santé publique et sont les seuls qui peuvent être valorisés en alimentation animale. Ils comprennent notamment :

- Les parties d'animaux abattus et jugés propres à la consommation humaine mais que la chaîne alimentaire humaine ne valorise pas ou celles provenant d'animaux jugés aptes à l'abattage,
- Les denrées alimentaires d'origine animale non destinées à l'alimentation humaine pour des raisons commerciales dont les matières aquatiques, le lait, les œufs, le miel, ...

Seuls certains sous-produits de catégorie 3 peuvent être utilisés dans l'alimentation des animaux, après application d'un traitement approprié dans des installations de transformation agréées. Par ailleurs, au sein des sous-produits de cette catégorie, de nombreux produits sont valorisés après des traitements spécifiques pour des usages divers : pharmacie, cosmétique, agronomie (engrais dont compost et digestats de méthanisation), produits manufacturés, produits artisanaux, voire artistiques, énergie (Figure 3).

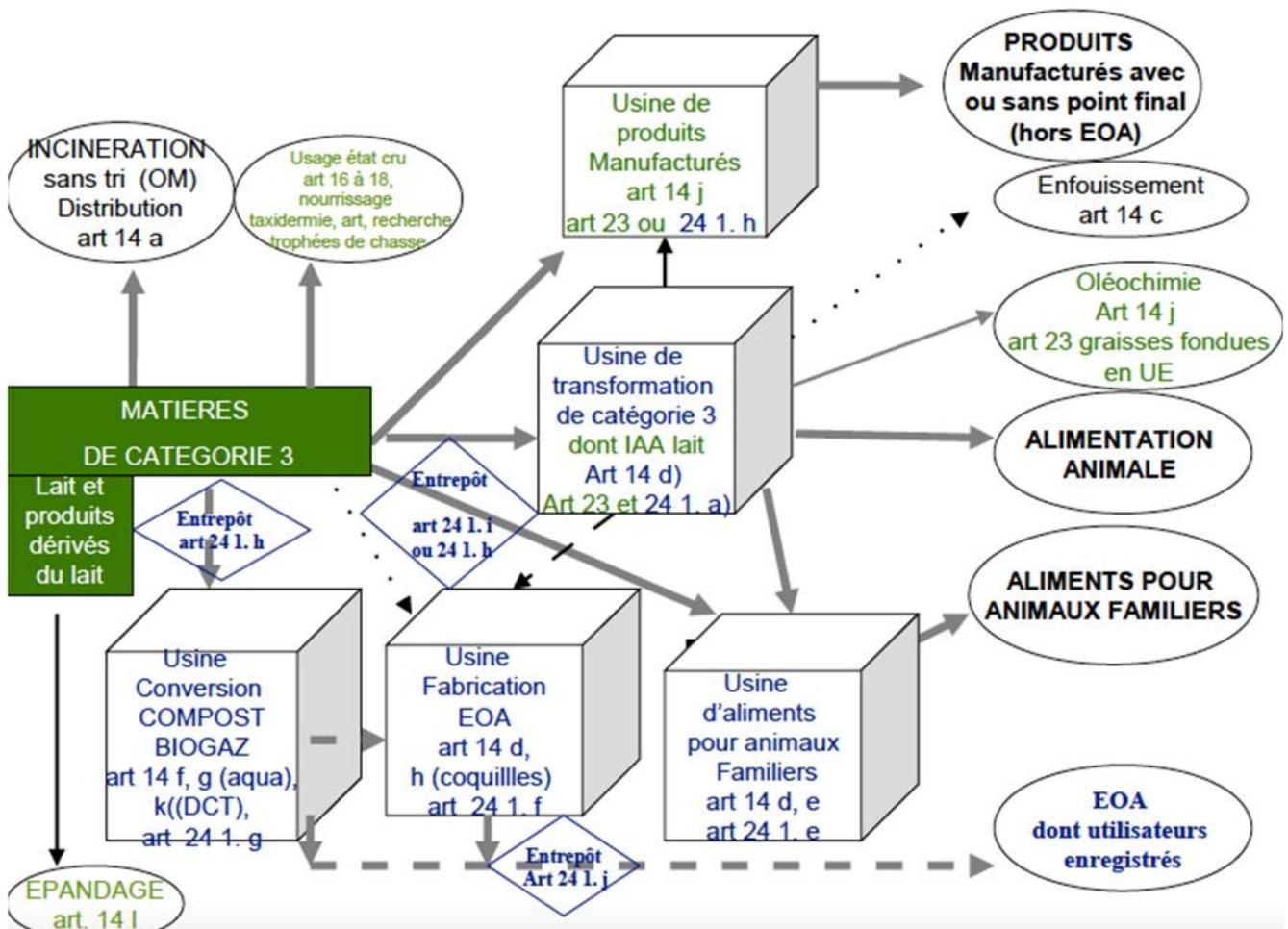


Figure 3 : Devenir des sous-produits de catégorie 3 (réglementation 1069/2009- art14)

Chaque catégorie sous-produit animal est soumise à des obligations de filière et de traçabilité. Ils doivent être accompagné lors de tout transport d'un DAC (Document d'Accompagnement Commercial), précisant en particulier leur catégorie, la destination et l'usage (technique ou alimentaire).

Pour résumer, les animaux de compagnie sont classés dans la catégorie « animaux familiers », et par définition, ils sont : « *Des animaux détenus et nourris par l'homme, mais non consommés et n'appartenant pas à une espèce contribuant à une production animale.* » Par conséquent, les cadavres d'animaux familiers, d'animaux de cirque et de zoo sont classés en catégorie 1 (art. 8 a) iii) du CE 1069/2009. Les parties de leurs corps (sang, cuir...) sont également éliminées en catégorie 1.

A l'inverse, les animaux d'élevage par définition : « *sont les animaux dits « de rente », appartenant à des espèces qui contribuent à une production animale, alimentaire ou non* ». Ses animaux peuvent appartenir aux trois catégories de sous-produits animaux.

La première partie de cette thèse a mis en lumière l'importance cruciale de l'autopsie dans la pratique vétérinaire, en soulignant son rôle essentiel dans le diagnostic *post-mortem* et l'épidémiosurveillance. En détaillant la méthodologie rigoureuse de l'autopsie, les bonnes pratiques de sécurité, et les conditions spécifiques des autopsies en cabinet ou à la ferme, nous avons établi une base solide pour comprendre les enjeux et les responsabilités qui entourent cet acte médical. De plus, la discussion sur l'élimination des carcasses a souligné les considérations environnementales et sanitaires qui doivent être intégrées à la pratique.

Alors que nous avons exploré les aspects techniques et logistiques de l'autopsie, il est maintenant essentiel de comprendre comment les connaissances acquises peuvent être efficacement transmises aux futurs vétérinaires. La partie suivante se concentrera sur les théories de l'apprentissage. Nous explorerons comment adapter les méthodes pédagogiques pour maximiser l'apprentissage des étudiants vétérinaires, en tenant compte des différents styles et processus d'apprentissage. L'objectif est de développer des stratégies pédagogiques qui non seulement transmettent le savoir, mais aussi engagent activement les étudiants dans leur formation. Cela aura pour objectif final de pouvoir développer un outil dédié pour l'apprentissage de l'autopsie de manière optimisée.

## Partie 2 : Les différents modes d'apprentissage : apprendre à apprendre

Dans un monde en constante évolution, l'éducation vétérinaire doit s'adapter pour former des professionnels capables de relever les défis complexes de la pratique moderne. Après avoir étudié en détail les aspects techniques et pratiques de l'autopsie vétérinaire, cette deuxième partie de la thèse se concentre sur un élément tout aussi critique : l'apprentissage. Comprendre les mécanismes par lesquels les étudiants assimilent et retiennent l'information est fondamental pour optimiser leur formation. Il est essentiel d'explorer les fondements théoriques qui sous-tendent les différentes approches d'apprentissage. C'est en s'appuyant sur ces théories que nous pourrions concevoir des stratégies d'enseignement efficaces et innovantes.

### 2.1 Théorie de l'apprentissage

La théorie de l'apprentissage constitue la pierre angulaire sur laquelle reposent les méthodes éducatives. Elle offre un cadre pour comprendre comment les individus acquièrent, traitent et retiennent les connaissances.

La théorie de l'apprentissage multimédia de R. Mayer [Mayer *et al.*] expose l'hypothèse que les êtres humains possèdent des systèmes séparés pour traiter le canal visuel du canal verbal, chaque canal étant saturable, entraînant une surcharge cognitive, et que l'apprentissage implique de faire des connexions entre les représentations visuelles et verbales. Cette théorie est résumée dans la figure 4.

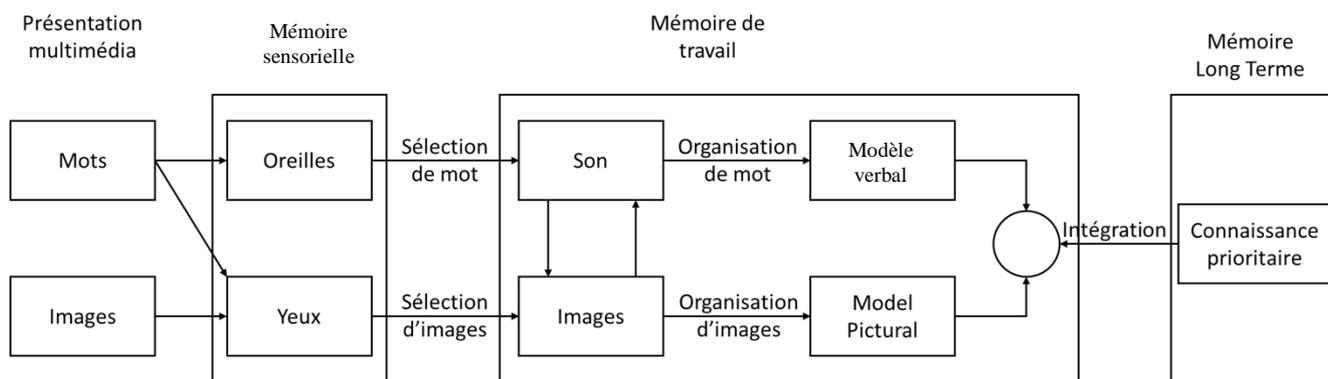


Figure 4 : Théorie cognitive sur l'apprentissage multimédia, R. Mayer *et al.*, 2003

Légende : Les flèches représentent le traitement cognitif

Dans le contexte de l'éducation vétérinaire, il est capital de s'appuyer sur ces théories pour développer des approches pédagogiques qui répondent aux besoins divers et évolutifs des étudiants. Cette section examinera les principes fondamentaux de l'apprentissage, en mettant en lumière les facteurs qui influencent l'efficacité de l'enseignement et de l'acquisition de compétences.

## 2.1.1 Les différents types d'apprentissage

### 2.1.1.1 L'apprentissage passif

L'apprentissage passif est une méthode éducative traditionnelle où l'apprenant reçoit l'information de manière descendante, généralement à travers des cours magistraux, des conférences ou des lectures. Cette approche se caractérise par une interaction minimale entre l'enseignant et l'apprenant, l'accent étant mis sur la transmission directe des connaissances.

« L'apprentissage passif fait référence à des approches pédagogiques centrées sur l'enseignement, favorisant un mode d'enseignement unilatéral et transmissif. » [El Kafi *et al.*].

L'apprentissage passif correspond à la transmission de connaissances majoritaires via les cours magistraux accompagnés de supports visuels et de cours écrits. Cette méthode présente une faible efficacité d'apprentissage et fait face à deux problèmes majeurs que sont l'absentéisme et le manque de concentration des étudiants.

Dans les cursus longs et complets comme les études vétérinaires, la contrainte temporelle est un frein qui limite le contenu des enseignements. Ainsi il n'est possible d'aborder qu'une partie des informations. Beaucoup d'étudiants n'y trouvent pas leur rythme et donc leur optimum de mémorisation [Schmidt *et al.*]. Pour un étudiant, le fait de pouvoir analyser, utiliser l'information et la replacer dans d'autres contextes constitue un facteur important de l'apprentissage, impossible avec l'apprentissage passif [Toma *et al.*].

Deslauriers *et al.* considèrent que l'apprentissage d'un acte par observation, qui s'inscrit dans une démarche passive, fonctionne pour des gestes simples, mais pas pour les actes complexes [Deslauriers *et al.*].

### 2.1.1.2 L'apprentissage actif

L'apprentissage actif est une approche pédagogique qui place l'étudiant au centre du processus éducatif en l'engageant directement dans des activités qui nécessitent réflexion, discussion, et interaction. Contrairement à l'apprentissage passif, où l'information est simplement reçue, l'apprentissage actif encourage les étudiants à participer activement à leur processus d'apprentissage, en les incitant à explorer, analyser et appliquer les connaissances.

« L'enseignant conçoit le dispositif d'apprentissage actif, qui permettra aux étudiants d'acquérir de nouvelles connaissances et compétences, en impliquant les étudiants, en les mettant en situation d'autonomie guidée, et en encourageant l'interaction entre étudiants. » [Raucent *et al.*]

Des études menées sur ce sujet, montrent qu'un enseignant novice appliquant l'apprentissage actif obtiendra de meilleurs résultats qu'un enseignant qualifié pratiquant l'apprentissage passif [Ericsson *et al.*], [Wolff *et al.*].

Ce type d'enseignement peut être de forme variée :

- Lecture en autonomie
- Travail avec support
- Pause favorisant l'assimilation de la notion tout juste exposée
- Participation de l'étudiant (questions-réponses, classe inversée, mises en situation, simulations, ...)

Le point important est le débriefing, il correspond au retour de l'enseignant sur les informations abordées, comprenant le résumé mais également la correction du travail fourni par les étudiants [Schmidt *et al.*], [Farrell *et al.*].

### 2.1.1.3 L'apprentissage expérientiel ou la mise en pratique

L'apprentissage expérientiel est une approche pédagogique qui met l'accent sur l'apprentissage par l'expérience et la pratique. Cette méthode repose sur l'idée que les étudiants apprennent plus efficacement lorsqu'ils sont activement impliqués dans des activités pratiques qui simulent des situations réelles. En engageant les étudiants dans des expériences concrètes, l'apprentissage expérientiel favorise une compréhension plus profonde et durable des concepts théoriques. Selon Degomme *et al.*, la méthode d'enseignement a un impact sur la rétention de l'information comme indiqué sur la figure 5 ci-dessous :

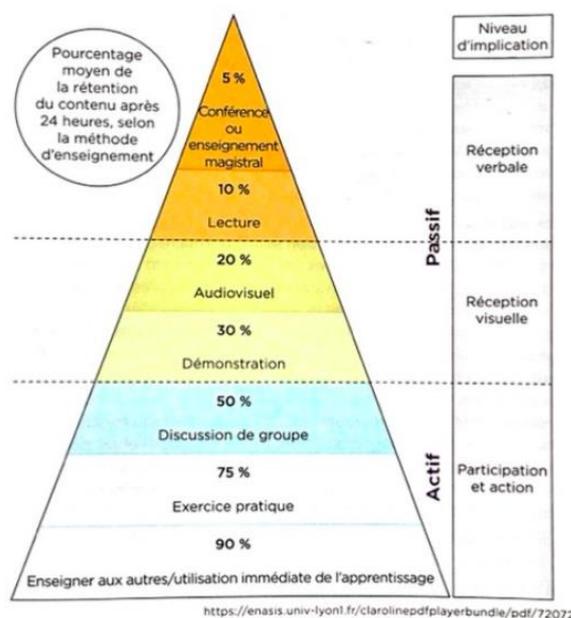


Figure 5 : La pyramide de l'apprentissage selon le National Training Laboratories Institutes (USA, 1960)

Auteurs : Degomme L, Brun G, *et al.*, *La simulation en santé*. Foucher ; 2022

Selon Kolb et Ericsson, l'apprentissage est un phénomène évolutif, au cœur de la vie professionnelle et sociale. Chaque apprentissage est unique et propre à chaque individu, il fait appel au caractère, à un environnement mais aussi à des expériences passées de la réflexion. Cela conduit à la notion d'apprentissage expérientiel [Kolb *et al.*]

Par exemple, pour mémoriser un acte, il doit être appris, réalisé et répété, plus ou moins intensément selon sa complexité [Carr *et al.*], [Degomme *et al.*]. Pour Ericsson l'entraînement est un processus accessible à tous, progressif et qui doit reposer sur trois piliers :

- Visualisation de l'objectif
- Réalisation
- Autocritique

Cette capacité d'autocritique est importante et s'intègre dans le concept de réflexivité. Elle décrit la démarche à tous les stades de l'apprentissage pratique, dans le but d'identifier les objectifs, les axes d'amélioration et l'intégration de l'acte dans sa pratique en condition réelle.

Par ailleurs, le feed-back d'un expert sur le travail de l'étudiant favorise l'assimilation, de même que la surveillance de l'acte par un expert (« expert-performance approach ») [Ericsson *et al.*]. Le mode d'apprentissage le plus efficace serait la restitution de ce savoir par la transmission, c'est-à-dire par l'enseignement à d'autres étudiants.

Bien évidemment, cette méthode complète une formation théorique préalable, de même qu'une théorie sans pratique et sans objectif ne favorise pas l'application de ces connaissances dans des situations concrètes [Pepin *et al.*]

### 2.1.2 Synergie des différents types d'apprentissage en médecine vétérinaire

Dans le domaine de la médecine vétérinaire, l'efficacité de l'enseignement repose sur une combinaison harmonieuse des différentes approches d'apprentissage — passif, actif et expérientiel. Cette synergie permet de tirer parti des forces de chaque méthode pour offrir une formation complète et équilibrée, répondant aux divers besoins des étudiants.

Les travaux sur différentes méthodes d'apprentissage en médecine vétérinaire menés en 2022 montrent que l'association complémentaire des différentes méthodes citées ci-dessus, associée à la mise au point d'objectifs clairs, permet de meilleurs résultats [Carr *et al.*]. La mise en place de situations réelles pour les étudiants semble être primordiale pour l'apprentissage. L'implication des étudiants dans la démarche clinique apparaît ainsi plus efficace que la multiplication des cas abordés [Deslauriers *et al.*].

L'apprentissage passif, bien que traditionnel, joue un rôle essentiel en fournissant les bases théoriques essentielles. Il permet d'introduire des concepts fondamentaux et de transmettre des informations clés de manière structurée. Cependant, pour éviter que cet apprentissage ne devienne trop abstrait, il est important de l'enrichir avec des méthodes actives.

L'apprentissage actif intervient pour dynamiser le processus éducatif en engageant les étudiants de manière interactive. Par des discussions, des études de cas et des travaux de groupe, cette approche stimule la réflexion critique et l'analyse, incitant les étudiants à explorer et à appliquer les connaissances acquises.

L'apprentissage expérientiel, quant à lui, offre l'opportunité d'appliquer ses connaissances dans des contextes pratiques, en simulant des situations cliniques réalistes. Les étudiants peuvent ainsi développer des compétences techniques et décisionnelles essentielles, tout en renforçant leur confiance en eux.

Après avoir exploré la synergie entre les différentes méthodes d'apprentissage en médecine vétérinaire, il devient crucial de se pencher sur les facteurs qui influencent directement l'efficacité de ces méthodes. Comprendre comment les étudiants traitent l'information et quelles conditions optimisent leur apprentissage permet d'affiner les approches pédagogiques et de maximiser leur impact. Passons maintenant à l'étude de ces facteurs essentiels qui déterminent la réussite de l'apprentissage dans le cadre de la formation vétérinaire.

## 2.2 Facteurs importants dans l'apprentissage

Dans le domaine de l'éducation vétérinaire, comme dans de nombreux autres domaines, l'efficacité de l'apprentissage ne repose pas uniquement sur les méthodes pédagogiques utilisées, mais aussi sur une variété de facteurs qui influencent la capacité des étudiants à assimiler et à retenir les informations. Ces facteurs jouent un rôle capital dans la manière dont les étudiants interagissent avec le matériel pédagogique et intègrent les connaissances acquises dans leur pratique future.

En examinant les divers facteurs qui influencent l'apprentissage, le traitement de l'information émerge comme un élément central. La façon dont les étudiants reçoivent, organisent et intègrent les informations joue un rôle déterminant dans la qualité de leur apprentissage. Pour approfondir notre compréhension de ce processus, explorons maintenant les mécanismes spécifiques du traitement de l'information et leur impact sur la mémorisation et la rétention des connaissances.

### 2.2.1 Traitement de l'information

Le traitement de l'information est un processus fondamental par lequel les étudiants reçoivent, interprètent, et organisent les données qu'ils rencontrent dans un contexte éducatif. Il constitue la base sur laquelle repose l'acquisition de nouvelles connaissances et compétences. Ce processus complexe implique plusieurs étapes, allant de la perception initiale des stimuli à leur intégration dans les structures cognitives existantes.

Dans le cadre de l'éducation vétérinaire, le traitement de l'information est particulièrement critique, car il influence non seulement la capacité des étudiants à comprendre des concepts théoriques complexes, mais aussi à appliquer ces connaissances dans des situations pratiques. Une compréhension efficace de ce processus permet aux enseignants de concevoir des stratégies pédagogiques qui facilitent l'apprentissage et maximisent la rétention des connaissances.

Divers facteurs, tels que la façon dont l'information est présentée, la structure des supports pédagogiques, et l'engagement actif des étudiants, peuvent influencer le traitement de l'information. En explorant ces éléments, nous pouvons mieux comprendre comment améliorer l'efficacité de l'apprentissage en optimisant la manière dont les informations sont traitées par les étudiants. Cela nous conduit naturellement à examiner le phénomène de mémorisation, qui est une composante essentielle du traitement de l'information.

#### 2.2.1.1 Phénomène de mémorisation

Les études sur la mémoire humaine décrivent un modèle assez répandu qui expose que l'information perçue par notre système sensoriel est immédiatement transférée dans la mémoire à court terme. Lors de la restitution, l'information repassera par la mémoire à court terme, mais pour être retenue, son stockage doit avoir lieu dans la mémoire à long terme.

Dans la mémorisation à court terme, certaines modalités ont leur importance comme la quantité d'information, le regroupement, la structuration de la présentation, l'ordre ou encore la charge émotionnelle. Pour la mémorisation à long terme, d'autres phénomènes, comme la faculté à opérer des regroupements, le repos et la fréquence du rappel entrent en jeu [Toma *et al.*] [Deslauriers *et al.*].

### 2.2.1.2 Objectifs d'apprentissage

Ils permettent d'encadrer un apprentissage lors de l'enseignement. Les objectifs d'apprentissage doivent inclure trois éléments :

- Le comportement observable, clairement et précisément défini
- Les conditions dans lesquelles il est attendu
- L'évaluation, soit les critères qui déterminent que l'objectif est atteint

En supplément, la hiérarchisation des objectifs peut être intéressante, comme par exemple, différencier les notions qui doivent être apprises, celles qui sont utiles à apprendre et celles qui sont intéressantes à apprendre [Deslauriers *et al.*].

Le référentiel Infirmier de 2009, identifie trois paliers d'apprentissage de compétences qui s'organisent de la manière suivante (Figure 6) [Degomme *et al.*].

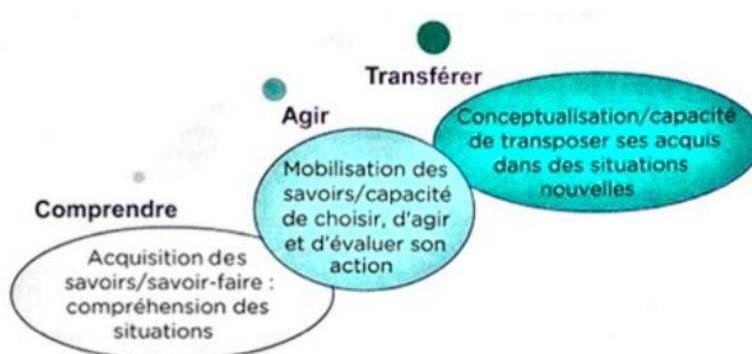


Figure 6 : Les paliers de l'apprentissage référentiel infirmier, 2009

(Degomme L, Brun G, et al.)

### 2.2.1.3 Réflexivité

La réflexivité peut être définie comme la capacité de se questionner intelligemment dans le but de progresser. Cette notion fait appel à l'humilité, au sens des responsabilités, à la réflexion, ainsi qu'à la volonté de s'améliorer.

Par exemple, en 2001 Perrenoud nous explique [Degomme *et al.*] qu'un praticien réflexif « *est une personne qui réfléchit à sa propre manière d'agir, à la fois critique et constructive* » [Degomme *et al.*] La réflexivité est l'une des clés de l'apprentissage, puisque l'enseignement seul ne suffit pas. A chaque étape du cycle de l'apprentissage (que l'on peut voir figure 7), l'étudiant doit être capable de se questionner, de prendre du recul à la fois sur ses actes et sur ses connaissances dans le but de se les approprier, de les développer et de créer des liens entre elles.

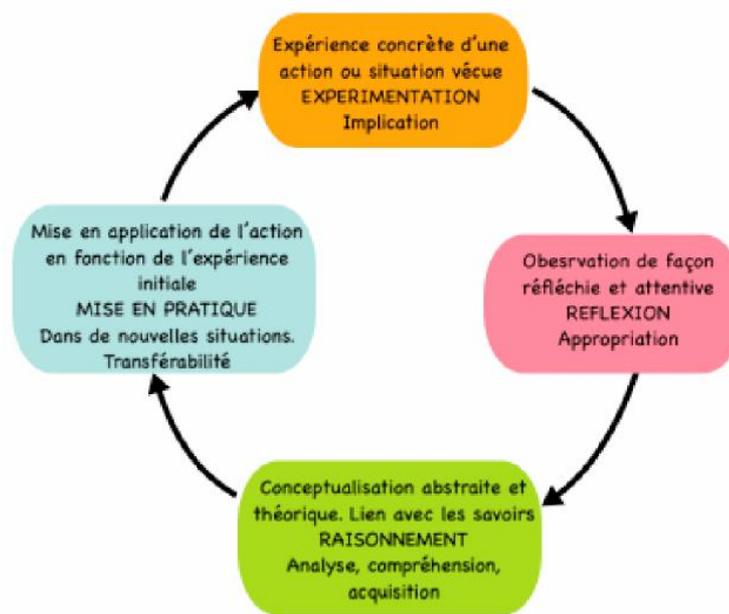


Figure 7 : Le cycle de l'apprentissage selon Kolb, 1984

Auteur : Gautier GUDEFIN d'après Degomme et al. 2022

### 2.2.1.4 La confiance en soi

La confiance en soi fait entièrement partie de l'apprentissage. Elle occupe une place importante en milieu médical, humain comme vétérinaire. La littérature précise que dans une certaine mesure, les résultats s'améliorent avec l'augmentation de la confiance en soi [Ijaedu *et al.*].

En effet, en permettant à l'étudiant d'oser, la confiance en soi constitue une clef de l'apprentissage. Elle favorise un travail plus efficace pour l'étudiant qui a alors plus de chance de se sentir « bien préparé » pour la prochaine échéance, ce qui résulte en la mise en place d'un cercle vertueux.

Après avoir exploré le traitement de l'information et les facteurs qui influencent la mémorisation, il est important de reconnaître que chaque étudiant possède une méthode préférée pour assimiler et traiter ces informations. Cette diversité de styles d'apprentissage nécessite une approche pédagogique adaptable et personnalisée. Le modèle VARK offre un cadre utile pour comprendre ces préférences individuelles et adapter l'enseignement en conséquence. Passons maintenant à l'exploration des styles d'apprentissage selon le modèle VARK et leur implication dans l'éducation vétérinaire.

## 2.3 Le style d'apprentissage selon le modèle VARK

Il existe de nombreuses méthodes d'apprentissage décrites dans la littérature, une revue a répertorié 71 schémas différents [Coffield *et al.*]. Un des modèles les plus couramment utilisés est le modèle VARK [Fleming *et al.*]. Il s'agit d'un modèle sensoriel qui est une extension du modèle neuro-linguistique antérieur [Eicher *et al.*]. VARK est un acronyme pour les modalités sensorielles visuelle (V), auditive (A), écrite (R) et kinesthésique (K).

Dans la méthode VARK, décrite en 1992 [Fleming *et al.*], le terme « *style d'apprentissage* » décrit la méthode préférée d'un individu pour recueillir, traiter, interpréter, organiser et analyser l'information [Kharb *et al.*]. Le modèle VARK [Fleming *et al.*], établit des catégories d'étudiants, en fonction des méthodes sensorielles qu'ils utilisent principalement pour assimiler l'information classifiée comme style ici même.

### 2.3.1 Le style visuel

Ces étudiants préfèrent les représentations de l'information sous forme visuelle comme l'utilisation de figures, de graphiques, de cartes mentales, de diagrammes, de brochures, de symboles, d'organigrammes, d'images, de vidéo, de description visuelle et d'arrangements spatiaux différents avec du texte espacé et le surlignage avec des couleurs différentes.

### 2.3.2 Le style auditif

Les étudiants auditifs préfèrent entendre l'information sous forme de conférences, de discussions entre étudiants ou enseignants, utiliser un enregistreur ou utiliser des histoires et des blagues à des fins de mémorisation.

### 2.3.3 Le style lecture/écriture

Les étudiants de type lecture/écriture préfèrent une présentation textuelle de l'information. Ils préfèrent les listes, les essais, les rapports, les manuels, les définitions, les documents imprimés, les lectures, les manuels, les pages Web et la prise de notes.

### 2.3.4 Le style kinesthésique

Les étudiants kinesthésiques préfèrent des expériences concrètes qui relient le matériel à la réalité [Fleming *et al.*]. Ils aiment les sorties sur le terrain, l'essai-erreur, faire des choses pour les comprendre, les laboratoires, les solutions aux problèmes, les approches pratiques, l'utilisation de leurs sens, et les collections d'échantillons.

### 2.3.5 L'approche multimodale

Elle correspond à l'utilisation d'une partie ou de l'ensemble des styles d'apprentissage selon le modèle VARK (visuel, auditif, lecture et kinesthésique). Souvent les étudiants adoptent une approche multimodale de l'apprentissage en fonction des divers enseignements. Par exemple, les étudiants en médecine humaine adoptent une approche multimodale pour maîtriser divers sujets, et les approches varient entre les phases précliniques et cliniques de leur formation [Samarakoon *et al.*]. Les conférences s'adressent principalement aux étudiants auditifs ; les présentations papier associées ou les documents distribués peuvent également convenir aux étudiants lecture/écriture et éventuellement aux étudiants

visuels. Les travaux dirigés aident les étudiants visuels qui observent et peuvent cibler les étudiants auditifs qui écoutent les explications. La pratique peut cibler à la fois les étudiants visuels et kinesthésiques.

La deuxième partie de cette thèse explore les fondations théoriques de l'apprentissage, mettant en lumière trois types principaux : l'apprentissage passif, l'apprentissage actif, et l'apprentissage expérientiel. L'apprentissage passif, bien que traditionnel, se heurte à des limitations telles que le manque d'engagement des étudiants. À l'inverse, l'apprentissage actif et expérientiel favorise l'implication des étudiants à travers des activités interactives et pratiques, stimulant ainsi la réflexion critique et la compréhension approfondie des concepts.

En outre, le traitement de l'information et la mémorisation sont identifiés comme des facteurs cruciaux qui influencent l'efficacité de l'apprentissage. Le modèle VARK est introduit pour illustrer la diversité des styles d'apprentissage, soulignant l'importance d'adapter les méthodes pédagogiques pour s'aligner sur les préférences individuelles des étudiants.

En conséquence, l'outil pédagogique devra être conçu pour intégrer harmonieusement les différentes approches d'apprentissage, offrant une expérience éducative qui combinera l'acquisition de connaissances théoriques avec des activités interactives et pratiques.

En engageant les étudiants à travers des éléments visuels, auditifs et kinesthésiques, l'outil favorisera l'engagement actif, la réflexion critique et l'application pratique des connaissances, tout en renforçant la confiance en soi et l'autonomie.

En complément des méthodes d'enseignement traditionnelles, cet outil numérique proposera une approche flexible et interactive. Il répondra aux divers besoins d'apprentissage des étudiants, s'adaptant à leurs styles individuels tout en comblant les lacunes des approches passives.

En intégrant ces éléments, l'outil pédagogique sera en mesure de soutenir une formation plus moderne et efficace, préparant les étudiants vétérinaires à devenir des professionnels compétents et adaptables, capables de relever les défis contemporains de leur pratique.

## Partie 3 : Développer un outil numérique pédagogique

À la lumière des théories de l'apprentissage explorées précédemment, il devient évident que l'éducation vétérinaire contemporaine nécessite des approches pédagogiques innovantes pour répondre aux divers besoins des étudiants. La troisième de cette thèse se concentre sur le développement d'un outil pédagogique numérique destiné à enrichir l'apprentissage autonome des étudiants en médecine vétérinaire.

Bien que les dissections de cadavres d'animaux ciblent les étudiants visuels et kinesthésiques, leur utilisation dans les écoles vétérinaire est en diminution. La taille des groupes de dissection augmente, ce qui diminue la quantité d'expériences pratiques concrètes pour chaque étudiant.

La nécessité d'un tel outil découle de plusieurs facteurs identifiés, notamment l'augmentation du nombre d'étudiants, la réduction des heures de formation pratique et la volonté de diminuer l'utilisation d'animaux dans l'enseignement. En réponse à ces défis, cet outil numérique vise à fournir une plateforme d'apprentissage ou plutôt un support visuel dynamique, permettant aux étudiants de maîtriser les techniques de dissection de manière autonome.

En intégrant des éléments visuels, auditifs et interactifs, l'outil s'aligne sur les divers styles d'apprentissage décrits par le modèle VARK, offrant ainsi une expérience éducative personnalisée. Cette partie détaillera le processus de conception et de réalisation de cet outil, en soulignant les méthodes employées pour garantir son efficacité pédagogique et sa complémentarité avec les méthodes d'enseignement existantes.

### *3.1 Pourquoi créer un outils pédagogique numérique ?*

Les supports visuels dynamiques conçus pour l'apprentissage de l'autopsie des animaux de compagnie, des volailles et des petits ruminants visent principalement à permettre aux étudiants d'acquérir et de maîtriser les techniques de dissection nécessaires. En optimisant cette phase d'apprentissage, l'objectif est de libérer du temps précieux pour la réflexion sur le rapport d'autopsie et l'analyse lésionnelle, compétences essentielles dans la pratique vétérinaire.

Cet outil pédagogique innovant répond à plusieurs défis contemporains rencontrés dans l'enseignement vétérinaire. Tout d'abord, il s'adapte à l'augmentation significative du nombre d'étudiants par promotion, un phénomène qui peut limiter l'accès aux ressources pratiques traditionnelles. De plus, la diminution des heures consacrées à l'apprentissage de la dissection dans les programmes éducatifs nécessite des solutions efficaces pour maintenir un haut niveau de compétence.

En outre, cet outil contribue à la réduction de l'utilisation d'animaux dans l'apprentissage, répondant ainsi à des préoccupations éthiques croissantes tout en soutenant une approche plus durable de l'éducation. Enfin, il pallie la faible quantité d'animaux autopsiés par étudiant, garantissant que chaque étudiant dispose d'un accès suffisant à des expériences pratiques essentielles.

En intégrant ces supports visuels dynamiques dans le cursus, les étudiants peuvent bénéficier d'une formation plus flexible et interactive, adaptée aux exigences modernes de l'éducation vétérinaire.

## 3.2 Un support visuel dynamique en tant qu'outil pédagogique

### 3.2.1 Intérêt du support visuel dynamique comme support pédagogique

L'utilisation de la vidéo ou d'un diaporama (que l'on définit ici comme un support visuel dynamique) en tant que support pédagogique présente des avantages considérables, en particulier dans le domaine de l'éducation vétérinaire. Les vidéos permettent de fournir une expérience d'apprentissage homogène et standardisée à tous les étudiants, en minimisant la variabilité liée aux différences de présentation et d'explication entre différents enseignants sur des cas différents.

L'un des principaux atouts des supports visuels dynamiques est leur capacité à démontrer visuellement des techniques complexes de dissection, rendant ainsi les concepts abstraits plus concrets et compréhensibles. Les étudiants peuvent observer des procédures pas à pas, comprendre les nuances des manipulations et visualiser les structures anatomiques avec une clarté inégalée. Cela est particulièrement bénéfique pour les étudiants visuels, qui peuvent assimiler plus efficacement les informations lorsque celles-ci sont présentées de manière graphique et dynamique.

De plus, les supports visuels dynamiques offrent une flexibilité inestimable en matière d'apprentissage. Elles peuvent être visionnées à plusieurs reprises, ce qui permet aux étudiants de revoir les sections difficiles à leur propre rythme et de renforcer leur compréhension. Cette accessibilité permanente favorise l'apprentissage autonome et permet aux étudiants de se préparer plus efficacement aux sessions pratiques en salle d'autopsie.

Enfin, les supports visuels dynamiques peuvent être intégrés dans des plateformes d'apprentissage en ligne, ce qui permet de combiner différents styles d'apprentissage selon le modèle VARK et d'offrir un environnement éducatif plus interactif et engageant. En résumé, l'utilisation de la vidéo comme support pédagogique enrichit considérablement l'apprentissage, en rendant les connaissances plus accessibles, compréhensibles et mémorisables pour les étudiants vétérinaires.

Le tableau 1 résume quelques recommandations à prendre en compte lors de la réalisation d'un support multimédia d'après R. Mayer [Mayer *et al.*], ainsi que les applications directes dans la réalisation de notre support multimédia montrant un accord entre la théorie et le choix d'utilisation de notre support.

Tableau 1 : Quelques recommandations à prendre en compte lors de la réalisation d'un support multimédia  
Source : R.Mayer et al.

Recommandation de méthode apprentissage multimédia	Application directe dans la création des supports visuel dynamiques
Texte écrit sous forme de narration	Un texte écrit différent du texte de la voix-off sera disponible, il permettra de comprendre les différentes étapes de la dissection à lui seul
La segmentation des parties	Chaque partie sera segmentée en support visuel dynamique, chaque support visuel dynamique comprendra un texte narratif, des images/schémas ainsi qu'une voix-off
La préformation avant d'introduire le sujet	En présence d'une notion difficile à aborder, des prérequis seront expliqués de la même manière sur chaque support visuel dynamique
Élaguer le discours	Le discours de la voix-off sera clair et concis
Signalisation	Les images seront annotées et signalisées selon le discours de la voix-off
Absence de musique et de fond trop coloré	Ces éléments perturbent la concentration des étudiants en saturant plus rapidement leur charge cognitive
Synchronisation	Synchroniser les illustrations avec la voix-off
Individualisation	Laisser la possibilité à l'étudiant de régler la vitesse de la voix-off ou de faire une pause

### 3.2.2 Respect de l'alignement avec les objectifs pédagogiques

Dans le développement de tout outil pédagogique, il est essentiel de s'assurer que le contenu et la méthode d'enseignement sont en parfaite adéquation avec les objectifs pédagogiques fixés. Cet alignement garantit que l'apprentissage est structuré de manière à faciliter l'atteinte des compétences et des connaissances souhaitées par le programme éducatif.

En définissant clairement les objectifs pédagogiques dès le départ, il devient possible de concevoir le contenu de manière à mettre en valeur les étapes clés de l'apprentissage. Cela inclut la démonstration précise des techniques par exemple.

Les objectifs pédagogiques suivant peuvent être définis :

- **Maîtrise des outils et équipements** : À l'issue du visionnage du support visuel dynamique, l'étudiant sera capable d'identifier et de sélectionner les outils appropriés pour la dissection. L'étudiant connaîtra les EPI indispensables pour assurer sa sécurité lors des autopsies.

- **Compétences pratiques en dissection** : L'étudiant saura comment procéder à la dissection des espèces ciblées, à savoir le chien, le chat, la volaille et le petit ruminant, en suivant une méthode standardisée et rigoureuse.

- **Alignement avec les compétences vétérinaires**  
Ces objectifs sont conçus pour s'aligner avec les compétences essentielles requises dans la formation vétérinaire, notamment en ce qui concerne la réalisation d'autopsies et la compréhension des processus nécropsiques.

En utilisant cet outil, les étudiants pourront :

Développer une compréhension approfondie des techniques de dissection spécifiques à chaque espèce.

Acquérir une confiance accrue dans l'application pratique des connaissances théoriques acquises lors des cours.

En structurant les objectifs pédagogiques de cette manière, nous assurons que l'outil numérique ne se contente pas de transmettre des connaissances, mais qu'il contribue activement au développement des compétences pratiques et décisionnelles essentielles pour les futurs vétérinaires.

### 3.2.3 Mise à disposition de l'outil pour les étudiants d'Oniris

Afin de maximiser l'impact pédagogique de notre outil numérique, il est capital de le rendre facilement accessible aux étudiants d'Oniris. Cette section détaille les modalités de mise à disposition et d'intégration de l'outil dans le parcours éducatif des étudiants.

Il est important que cet outil soit intégré dans le cursus de manière utile. C'est pourquoi, l'outil pédagogique sera intégré dans plusieurs unités d'enseignement clés, notamment :

- UE 074 production et médecine avicole et aquacole et
- UE 108 autopsie

Pour garantir un accès continu et flexible à l'outil, celui-ci sera hébergé sur la plateforme numérique Connect d'Oniris. Les caractéristiques de cette mise à disposition incluent :

- **Accessibilité 24/7 :**
  - Les étudiants pourront consulter le support visuel dynamique à tout moment, facilitant ainsi l'apprentissage autonome et la révision avant les examens.
- **Compatibilité Multimodale :**
  - Le support sera accessible sur divers appareils (ordinateurs, tablettes, ...) pour s'adapter aux préférences technologiques des étudiants.

En intégrant cet outil dans le cursus, nous répondons aux besoins pédagogiques modernes tout en respectant les différents styles d'apprentissage des étudiants.

Pour garantir l'efficacité et la pertinence de cet outil, il est crucial de bien comprendre le processus de sa réalisation.

Nous pouvons maintenant voir les étapes de développement de l'outil. Nous examinerons les ressources matérielles et méthodologiques mobilisées pour créer un support visuel dynamique capable de faciliter l'apprentissage autonome des étudiants en médecine vétérinaire.

### *3.3 Réalisation de l'outil pédagogique : matériels et méthodes*

La création de notre outil pédagogique numérique repose sur une approche méthodique visant à garantir son efficacité pédagogique et sa facilité d'utilisation. Cette section détaille les étapes clés du développement, les matériels utilisés et les méthodes appliquées pour concevoir un support visuel dynamique adapté aux besoins des étudiants en médecine vétérinaire.

Le déroulement de la réalisation de notre module support visuel dynamique est le suivant :

- 1) Créer un guide de dissection
- 2) Réaliser la dissection
- 3) Prendre des photos des étapes de dissection
- 4) Réaliser un support visuel dynamique de dissection étapes par étapes

#### *3.3.1 Créer d'un guide de dissection*

La première étape a consisté à élaborer un guide de dissection détaillé, structurant les grandes étapes de la procédure. Ce guide a servi de base pour optimiser le processus de dissection et la prise de photos. Il s'appuie sur diverses ressources bibliographiques, incluant des ouvrages de référence [Constantinescu *et al.*], [McDonough *et al.*], [Evans *et al.*], [Greenacre *et al.*], [Majo *et al.*], [Adjou *et al.*], [Mansour *et al.*], [King *et al.*], [Strafuss *et al.*].

#### *3.3.2 Réaliser la dissection*

##### *3.3.2.1 Mise en place*

Nous avons travaillé sur un cadavre de chien et un de chat dont les propriétaires ont autorisé la dissection à l'école vétérinaire Oniris. Du fait du manque de disponibilité de cadavres de volailles et de petits ruminants, les illustrations des différentes étapes de dissection ont été sélectionnées dans les différents ouvrages cités plus haut. Les dissections ont été réalisées dans le bâtiment G10 du campus d'Oniris, dédié aux manipulations des cadavres et sous-produits animaux, sous la surveillance du Dr Dorso et avec l'aide de la technicienne en prosection Mme Cappelier.

##### *3.3.2.2 Matériel utilisé*

Le matériel utilisé pour prendre les photos est un Iphone 12 protégé dans une étui étanche, le reste du matériel est le matériel de prosection disponible en salle de dissection du G10.

##### *3.3.2.3 Réalisation du support visuel dynamique de dissection étapes par étapes*

L'outil d'apprentissage multimédia de type support visuel dynamique a été réalisé sur le logiciel Microsoft PowerPoint via un ordinateur MacBook Air à l'aide des photos de dissections et des différents ouvrages cités plus haut. Le support visuel dynamique a été pensé de manière à inclure les différents modes d'apprentissage selon le modèle VARK décrit dans la partie précédente ainsi que selon la théorie de l'apprentissage multimédia de R. Mayer [Mayer *et al.*].

Chaque modalité d'apprentissage selon la méthode de VARK a été intégrée dans la création du support visuel dynamique :

- Style visuel avec la présence de diverses illustrations
- Style auditif avec la voix-off

- Style de lecture/écriture avec la présence d'un texte narratif

Seul le style kinesthésique n'a pas pu être mis en pratique directement avec ce média d'apprentissage mais cela n'empêchera pas d'améliorer la confiance en soi, la réflexivité ainsi que l'apprentissage le jour de la mise en pratique de la dissection.

La création de l'outil pédagogique numérique a permis de répondre aux défis contemporains de l'enseignement vétérinaire, en offrant une ressource flexible et interactive qui enrichit l'apprentissage autonome des étudiants. Grâce à l'intégration des différents styles d'apprentissage, cet outil vise à renforcer la compréhension des procédures de dissection et à préparer efficacement les étudiants pour les sessions pratiques.

Alors que l'outil numérique fournit une base solide pour l'acquisition de connaissances, il est essentiel de compléter cet apprentissage par une compréhension détaillée des techniques pratiques d'autopsie. La partie suivante de cette thèse, "Technique d'Autopsie", présentera les méthodes standardisées pour mener des autopsies sur différentes espèces animales. Nous explorerons les étapes clés de ces procédures, soutenues par les visuels et narrations développés, afin de fournir un cadre pratique et rigoureux pour l'application des compétences acquises, mais surtout pour présenter les techniques et méthode d'autopsie présente dans le support visuel dynamique.

## Partie 4 : La technique d'autopsie

Dans le domaine vétérinaire, l'autopsie est un outil diagnostique essentiel qui permet de confirmer ou d'infirmer les hypothèses cliniques posées. Elle offre une compréhension approfondie des causes de décès, des processus pathologiques et des anomalies anatomiques. Comme nous l'avons évoqué en partie 1, la maîtrise des techniques d'autopsie est donc cruciale pour tout praticien, car elle contribue non seulement au diagnostic précis des maladies, mais aussi à l'amélioration continue des pratiques cliniques. Les sections suivantes détailleront les procédures spécifiques à chaque espèce, en mettant l'accent sur les techniques de dissection, l'examen des organes et l'interprétation des observations. En combinant cette approche pratique avec l'apprentissage numérique, les étudiants pourront acquérir une compréhension complète et intégrée des autopsies, renforçant ainsi leur préparation pour leur future carrière vétérinaire.

### 4.1 Autopsie des carnivores domestiques

Il existe de nombreuses manières d'aborder une autopsie des carnivores. La technique développée ici s'inspire largement de celles décrites dans "The Necropsy Book" [King *et al.*], et "Necropsy Procedures and Basic Diagnostic Methods for Practicing Veterinarians" [Strafuss *et al.*].

L'objectif est d'inspecter toutes les régions du corps et les organes de manière à ce qu'aucune lésion ne soit négligée en respectant une méthode standardisée. Avant de commencer l'autopsie, il est primordial de recueillir différentes informations en pesant et en réalisant un examen externe du cadavre.

#### 4.1.1 Pesée du corps

La première chose à faire est de peser l'animal, c'est une étape importante dans une autopsie, cela permet par exemple de fournir un poids de base pour déterminer la taille relative des viscères d'après une table fournie en annexe 2.

#### 4.1.2 Examen externe

Par la suite, il faut faire un examen externe complet de l'animal, dans le but de confirmer l'identification de l'animal (espèce, race, sexe, couleur du pelage, marques d'identification, numéro de tatouage ou de puce électronique), de documenter les preuves d'intervention médicale ou chirurgicale et de détecter et décrire toute lésion externe.

Cette étape comprend l'examen macroscopique des yeux, des oreilles, de la cavité buccale, de la peau et du pelage, des griffes, des organes génitaux, ainsi que la palpation du crâne, des membres, des articulations, des côtes, des vertèbres et du bassin.

Si certaines informations sont manquantes sur l'identité de l'animal comme son âge, une estimation est possible via sa dentition et les motifs d'usure.

A partir de maintenant, l'autopsie de l'animal va pouvoir commencer, le protocole ci-dessous présente les différents temps de l'autopsie entre l'ouverture de la peau et des membres, ensuite l'ouverture de la cavité abdominale suivie par l'ouverture de la cavité thoracique, l'extériorisation des différents blocs d'organes et enfin, l'isolement de chaque viscère en vue de leur inspection macroscopique.

### 4.1.3 Autopsie

Les différentes étapes de l'autopsie sont présentées dans le tableau 2.

*Tableau 2 : Etapes de l'autopsie des carnivores domestiques  
Source : King et al. et Straffuss et al.*

<b>Numéro de l'étape</b>	<b>Nom de l'étape</b>	<b>Description</b>
1	Placement initial de l'animal	Placer le corps en décubitus dorsal, les membres écartés.
2	Incision cutanée médiane	Réaliser une incision du menton jusqu'au pubis sur le plan médian.
3	Récliner le pénis et retirer les testicules chez le mâle	Récliner le pénis vers l'arrière, inciser le scrotum et sectionner le cordon spermatique pour retirer les testicules.
4	Incision des membres antérieurs et postérieurs	Réaliser une seconde incision joignant un grasset à l'autre (perpendiculairement à la première) et une troisième incision d'un coude à l'autre. Décoller largement la peau.
5	Examen mammaire chez la femelle	Examiner le tissu glandulaire mammaire en réclinant la peau.
6	Ouverture de l'articulation scapulo-humérale	Couper les muscles pectoraux et le plexus brachial pour offrir plus de mouvement. Ouvrir l'articulation scapulo-humérale, évaluer le liquide synovial et inspecter le cartilage.
7	Ouverture de l'articulation coxofémorale	Palper la jonction coxofémorale pour localiser l'espace articulaire. Sectionner le ligament acétabulaire et luxer le membre postérieur dorsalement pour examiner l'articulation.
8	Ouverture de l'articulation du genou	Inciser la peau, fléchir l'articulation, réaliser une coupe transversale dans le ligament patellaire, récliner la patelle et sectionner les ligaments collatéraux et croisés.
<b>Ouverture de la cavité abdominale</b>		
9	Ouverture de la cavité abdominale	Ouvrir la cavité abdominale en coupant la paroi et créant un volet réclinable latéralement. Inciser au niveau du processus xiphoïde. Collecter et quantifier tout liquide présent.
10	Protection des organes	Soulever le péritoine avec une pince, insérer une sonde cannelée pour protéger les organes lors de l'ouverture de la paroi abdominale.
11	Prolongation de l'incision abdominale	Prolonger l'incision le long de l'arc costal jusqu'aux muscles vertébraux lombaires, puis caudalement jusqu'à l'ilium et au pubis.
<b>Ouverture de la cavité thoracique</b>		
12	Ouverture du diaphragme	Examiner le diaphragme (muscle tendu et concave). Ponctionner sous le processus xiphoïde pour récupérer les épanchements éventuels. Sectionner le diaphragme en longeant le plastron costal.

13	Section des côtes	Sectionner les muscles dentelés thoraciques et les côtes à l'aide d'un costotome. Récliner le plastron costal vers l'avant en coupant les attaches du médiastin. Examiner le plastron.
<b>Observation des organes</b>		
14	Examen <i>in situ</i> des organes	Examiner les organes <i>in situ</i> après ouverture des cavités corporelles. Noter la position, la couleur des organes et les caractéristiques de tout liquide présent. Évaluer le degré d'autolyse.
<b>Retrait des viscères thoraciques et abdominaux</b>		
15	Incision pour extraction de la langue	Réaliser une incision en V sous les mandibules, couper le frein de la langue et extraire la langue caudalement à travers l'espace inter-mandibulaire.
16	Extraction des organes oropharyngiens	Récliner la langue vers l'arrière en coupant les tissus oropharyngiens. Sectionner l'appareil hyoïdien et continuer à récliner la langue, le larynx, la trachée et l'œsophage.
17	Inspection des veines, nerfs et artères	Examiner les veines jugulaires, nerfs vagues, et artères carotides. Les glandes thyroïdes et parathyroïdes doivent être visibles à ce stade. Isoler et inspecter les glandes.
18	Isolement des viscères thoraciques	Continuer à décoller les viscères thoraciques jusqu'au diaphragme. Désinsérer entièrement le diaphragme. Sectionner les attaches du mésentère pour isoler les viscères.
19	Restant dans le corps	À ce stade, il reste l'appareil uro-génital, la partie distale du colon/rectum et les glandes surrénaliennes
<b>Séparation des organes abdominaux et thoraciques</b>		
20	Œsophage	Sectionner l'œsophage derrière le pharynx, l'isoler de la trachée, et sectionner à nouveau au niveau de la traversée du diaphragme. Réaliser une incision longitudinale, l'étaler et inspecter.
21	Diaphragme	Sectionner la portion fibreuse du diaphragme autour du cardia et les ligaments hépatiques. Isoler, étaler et inspecter les deux faces du diaphragme.
22	Foie et vésicule biliaire	Sectionner le canal cholédoque et le ligament hépato-duodéal. Palper et examiner chaque lobe du foie avec des tranches d'inspection. Prélever un échantillon de bile et inciser la vésicule biliaire pour inspection.
23	Bloc cœur-poumon	Inciser le sac péricardique, récupérer et quantifier tout liquide présent. Invaginer le péricarde et sectionner les vaisseaux à la base du cœur, au plus proche des poumons.
<b>Ouverture du cœur (Annexe 3)</b>		
24	Section de l'apex	Sectionner l'apex cardiaque parallèlement à la base cardiaque, à un tiers de la hauteur du cœur. Placer le cœur gauche à droite et le cœur droit à gauche.
25	Incision ventricule gauche	Réaliser une incision du ventricule gauche vers l'aorte, en longeant le septum interventriculaire. Observer les valvules sigmoïdes aortiques.
26	Incision ventricule droit	Inciser le ventricule droit vers l'artère pulmonaire, en suivant l'autre côté du septum. Observer les valvules sigmoïdes pulmonaires.

27	Section oreillette gauche	Inciser le ventricule gauche parallèlement à la deuxième section et traverser l'oreillette gauche. Observer les valvules mitrales.
28	Section oreillette droite	Inciser le ventricule droit parallèlement à la troisième section et traverser l'oreillette droite. Observer les valvules tricuspides.
<b>Bloc langue-trachée-poumon</b>		
29	Ouverture du larynx et de la trachée	À l'aide de ciseaux, ouvrir le larynx et la trachée longitudinalement. Observer la muqueuse et la lumière de ces deux organes creux.
30	Ouverture des bronches et parenchyme	Ouvrir la trachée et les grosses bronches avec des ciseaux. Réaliser plusieurs incisions dans le parenchyme pulmonaire avec un couteau. Observer taille, couleur, consistance et lumières.
31	Test de docimasia	Découper un petit fragment de poumon et le placer dans un pot rempli d'eau. Vérifier que le tissu pulmonaire sain flotte.
<b>Organes digestifs, pancréas et rate</b>		
32	Individualisation de la rate	Sectionner l'épiploon le long du hile pour individualiser la rate. Faire une section transversale au scalpel et inspecter la taille, la forme, la couleur et la consistance.
33	Isolement du pancréas	Séparer l'épiploon de l'estomac près de celui-ci. Isoler le pancréas dans le mésentère au niveau de l'anse duodénale et évaluer son emplacement, taille, forme, couleur et consistance.
34	Tranches d'inspection du pancréas	Isoler le pancréas et réaliser des tranches d'inspection tous les 1 à 2 cm sur l'axe court des deux lobes.
35	Ouverture de l'estomac	Sectionner le mésentère au niveau de son insertion sur l'estomac. Ouvrir l'estomac à l'aide de ciseaux à bouts ronds en partant du cardia, suivant la grande courbure jusqu'au pylore.
36	Recueil du contenu digestif	Inciser le mésentère le long de l'attache mésentérique et recueillir le contenu de chaque partie (estomac, intestin grêle, cæcum, colon, rectum) dans un pot à prélèvement.
37	Examen de la muqueuse	Laver la muqueuse à l'eau claire et l'examiner macroscopiquement.
38	Examen des nœuds lymphatiques	Examiner les nœuds lymphatiques mésentériques et coliques, réaliser des sections pour inspection.
<b>Glandes surrénales</b>		
39	Retrait des glandes surrénales	Localiser la glande surrénale droite, située crânialement au rein droit et souvent englobée dans du tissu adipeux. Identifier la glande surrénale gauche, souvent sous la veine cave caudale.
<b>Appareil uro-génital</b>		

40	Retrait de l'appareil uro-génital	Retirer l'appareil génito-urinaire en incisant les vaisseaux rénaux, en coupant crânialement et latéralement au rein pour récliner les reins et les uretères vers la vessie. Sectionner la symphyse pubienne et retirer le tractus uro-génital entièrement.
41	Section des tissus mous	Utiliser un scalpel pour couper les tissus mous autour du périnée et retirer la partie distale du rectum, l'appareil reproducteur, l'urètre et l'anus. Séparer l'appareil reproducteur, l'appareil urinaire et le tractus gastro-digestif.
42	Examen des reins	Sectionner les reins suivant leur plan sagittal et les décapsuler. Apprécier le cortex, la médulla et le bassinet.
43	Évaluation de l'uretère	Évaluer le diamètre de la lumière en ouvrant l'uretère avec des petits ciseaux à bouts ronds.
44	Collecte d'urine	Si la vessie contient de l'urine, récolter un échantillon avec une aiguille et une seringue. Examiner la lumière de la vessie et de l'urètre en incisant l'apex de la vessie et en prolongeant l'incision caudalement.
<b>Appareil reproducteur</b>		
45	Examen de l'appareil reproducteur	Chez la femelle, sectionner l'ovaire gauche longitudinalement et l'ovaire droit transversalement. Ouvrir la lumière des deux cornes utérines avec des ciseaux à bouts ronds, prolonger l'incision caudalement dans le vagin.
46	Examen des testicules chez le mâle	Observer la taille des testicules et des épидидymes. Inciser longitudinalement le testicule et l'épididyme gauches, et transversalement les droits. Examiner les canaux déférents et la prostate (examen simple chez les chats et petits chiens, sections possibles chez les grands chiens).
<b>Encéphale</b>		
47	Ouverture de la tête	Placer l'animal en décubitus ventral. Sectionner la peau de la tête et la récliner. Sectionner les muscles temporaux et cervicaux dorsaux.
48	Ouverture de la boîte crânienne	Ouvrir la boîte crânienne avec un rogne pied et un marteau. Réaliser une première section en arrière des orbites, puis deux sections latérales reliant les orbites au trou occipital. Retirer la calotte crânienne.
49	Retrait de l'encéphale	Sectionner la moelle épinière en arrière du cervelet et les nerfs crâniens. Sectionner les méninges (dure-mère) et retirer l'encéphale dans sa totalité. Pour faciliter le retrait, incliner le crâne à 180° pour que l'encéphale tombe par gravité. Peser, mesurer et sectionner pour un examen approfondi.

#### 4.1.4 Examens des organes

L'examen des organes est résumé dans le tableau 3.

Tableau 3 : Examen des organes et glandes endocrines des carnivores domestiques  
Source : King *et al.* et Strafass *et al.*

<b>Organe/Glande</b>	<b>Description</b>
<b>Larynx/Trachée/Bronche</b>	Constitué de cinq cartilages (épiglottique, arythénoïdes, thyroïde, cricoïde). La muqueuse est lisse, brillante, et varie du blanc au rose pâle. Les lumières de la trachée et des bronches peuvent contenir un liquide mousseux léger.
<b>Poumons</b>	Organe pair avec une surface lisse et luisante, de couleur rosée. Structure élastique, flottant dans l'eau en raison de sa densité inférieure à 1. Les incisions révèlent un parenchyme homogène et aéré.
<b>Œsophage</b>	Conduit musculo-membraneux, divisé en parties cervicale, thoracique, et abdominale. Muqueuse de couleur rosée avec des plis longitudinaux réguliers.
<b>Cœur</b>	Organe creux musculaire à quatre cavités, formant un cône. Représente environ 1% du poids corporel. Enveloppé d'un péricarde luisant. Composé des tuniques endocarde, myocarde, et épicarde, chacune avec des caractéristiques distinctes.
<b>Estomac</b>	Mono-loculaire avec un extérieur blanc rosé. Comprend corps, fond, et pylore. La muqueuse fundique est rouge, tandis que la pylorique est jaune. Consistance molle et spongieuse.
<b>Appareil digestif</b>	Intestin grêle musculo-glandulaire, de couleur blanc à rosé, et de consistance molle. Composé du duodénum en U, jéjunum, iléon rectiligne, caecum en cul-de-sac, colon, rectum, et anus. Chaque section a des caractéristiques spécifiques.
<b>Foie et vésicule biliaire</b>	Foie brun-rouge foncé, lisse, ferme et friable, segmenté en 7 parties. La vésicule biliaire se situe normalement sans dépasser le bord du foie, et sa muqueuse doit être examinée rapidement pour éviter l'autolyse.

<b>Organe/Glande</b>	<b>Description</b>
<b>Pancréas</b>	Aspect lobulé rouge pâle, environ 50 cm de long chez le chien, en forme de V. Composé de deux lobes unis par un corps, examinés par tranches régulières.
<b>Reins</b>	Organes pairs avec une surface externe lisse et brillante, de couleur brun uniforme. Parenchyme interne avec cortex brun rougeâtre et médulla rose jaunâtre, séparés par une zone festonnée. Décapsulation facile.
<b>Uretères</b>	Conduit musculaire fin, blanchâtre, souvent entouré de tissu adipeux. Lumière évaluée par ouverture longitudinale.
<b>Vessie et urètre</b>	Vessie avec paroi fine et blanche, distensible selon réplétion. Urètre est un conduit musculaire capable de se distendre.
<b>Ovaires</b>	Forme ovoïde, gris rosé brillant, avec une surface lisse ou déformée par des follicules selon le cycle. Coupe montre épithélium superficiel, cortex ovarien, et zone médullaire spongieuse.
<b>Oviductes/Utérus/Vagin</b>	Oviducte fin (1 mm diamètre, 5-10 cm long). Utérus en Y avec cornes étroites, col (1-3 cm), corps (3-4 cm). Vagin distensible (15-20 cm long). Taille et couleur varient selon le cycle et l'état physiologique.
<b>Testicules/Épididymes/Canaux Déférents/Urètre/Pénis</b>	Testicules blanc nacré et fermes. Épидидyme surmonte le testicule. Canaux déférents fins et longs (60 cm). Urètre musculaire (3-4 cm diamètre, 15 cm long). Pénis avec corps spongieux, caverneux, et gland.
<b>Prostate/glande de Cowper</b>	Prostate tubulo-alvéolaire, très développée chez le chien. Glandes de Cowper absentes chez le chien, présentes chez le chat.
<b>Glandes thyroïdes et parathyroïdes</b>	Lobes thyroïdiens aplatis et ellipsoïdaux, brun-rouge foncé. Parathyroïdes externes et internes, petites, ovales, souvent enfoncées dans la thyroïde.
<b>Glandes surrénales</b>	Situées près des reins, avec un rapport cortico-médullaire de 1:1. Droite coupée transversalement, gauche longitudinalement pour une identification précise.
<b>Thymus (animal jeune)</b>	Organe lymphoïde triangulaire et lobulé, situé dans le médiastin antérieur. Teinte rose virant au gris avec autolyse. Lobes distincts visibles, fusionnant vers l'avant.

<b>Organe/Glande</b>	<b>Description</b>
<b>Nœud lymphatique</b>	Évaluation macroscopique pour détecter une lymphadénomégalie. Effacement de la limite cortico-médullaire observé à la section longitudinale, chaque nœud lymphatique drainant une zone anatomique définie.
<b>Rate</b>	Organe lymphoïde secondaire, structure réticulée aplatie, pulpe blanche (lymphoïde) et rouge (vasculaire), entourée d'une capsule conjonctive épaisse, se prolongeant en cloisons fibreuses.

A présent dans le paragraphe suivant, l'autopsie des volailles va être développée sur le même modèle que l'autopsie des carnivores domestiques.

## 4.2 Autopsie de la volaille

L'autopsie de la poule présentée s'inspire de la méthode présentée dans le livre Backyard Poultry Medicine and Surgery [Greenacre *et al.*].

L'examen nécropsique aviaire fait également partie de la surveillance sanitaire des maladies réglementées.

Pour le particulier et le vétérinaire praticien, il peut fournir des informations importantes sur la pertinence des diagnostics *ante-mortem* et des traitements de l'animal de compagnie. Pour l'éleveur, l'autopsie fournit des informations sur la santé globale du troupeau.

Avant de commencer l'autopsie des volailles, il est primordial d'identifier l'animal et de réaliser un rapide tour du cadavre.

### 4.2.1 Identification

Tout d'abord, identifier l'animal correctement : espèce, race, sexe, nom, numéro de bague alaire ou de bague de patte. Peser l'animal et donner un score d'état corporel avec la grille de notation variant de 0 à 3 avant de procéder à l'autopsie [Gregory *et al.*].

### 4.2.2 Examen externe

Ensuite, avant de commencer l'autopsie il faut faire un examen externe complet du corps de l'animal en suivant le tableau 4.

Tableau 4 : Examen externe des volailles  
Source : Greenacre *et al.*

Organes	Évaluation
Narine	Aspect global, exempt d'exsudats et débris
Crête, barbillons	Couleur rosée et homogène
Oreilles	Exempts d'exsudats et débris
Cavité buccale	Exempte d'exsudats et débris
Yeux, conjonctive	Clairs et lisses
Pattes	Écailles des pattes, éperons si présents et les coussinets, qui doivent être lisses, légèrement bombés et exempts d'ulcères, d'érosions ou de croûtes
Ailes	Aspect de la face interne, externe, les plumes et également visualiser la veine ulnaire en face interne
Bec	Aspect, structure, solidité, taille

A partir de maintenant, l'autopsie peut commencer, le protocole ci-dessous présente les différents temps de l'autopsie entre l'ouverture de la peau et des membres, ensuite l'ouverture de la cavité cœlomique, l'extériorisation des différents blocs d'organes et enfin, l'isolement de chaque viscère en vue de leur inspection macroscopique.

### 4.2.3 Autopsie volailles

Les différentes étapes de l'autopsie des volailles sont définies dans le tableau 5.

Tableau 5 : Etapes de l'autopsie des volailles

Source : Greenacre et al.

Numéro de l'étape	Nom de l'étape	Description
1	Préparation de l'oiseau	Plonger l'oiseau en le tenant par la tête dans une solution d'eau et de désinfectant sans submerger la tête pour éviter la dispersion de poussière de plumes pendant l'autopsie. Il est aussi possible d'arracher les plumes abdominales pour faciliter la dissection.
2	Positionnement de l'oiseau	Placer l'oiseau en décubitus dorsal pour commencer l'autopsie.
3	Ouverture de la peau	Ouvrir la peau du cloaque à la base de la mandibule, en commençant l'incision à la pointe caudale du bréchet et en continuant crânialement et caudalement.
4	Décollement de la peau	Décoller la peau latéralement pour visualiser les muscles pectoraux et les articulations coxofémorales.
5	Incision de la cuisse	Inciser la peau sur la face médiale de la cuisse et la récliner latéralement pour exposer les muscles et les tissus conjonctifs sous-jacents.
6	Désarticulation de l'articulation coxo-fémorale	Désarticuler l'articulation coxo-fémorale pour une meilleure visibilité des organes et une meilleure stabilité en saisissant les fémurs et en les tirant dorsalement.
<b>Ouverture de la cavité cœlomique</b>		
7	Disséquer les muscles abdominaux	Disséquer les muscles couvrant l'abdomen, en commençant par la région caudale du bréchet.
8	Récliner le bréchet	Saisir la pointe caudale du bréchet et du sternum et le récliner crânialement.
9	Couper les jonctions chondro-costales	À l'aide de ciseaux, couper chaque jonction chondro-costale au niveau des muscles pectoraux et des côtes en remontant et en réclinant le bréchet crânialement.
10	Observation des viscères	Observer les viscères, notamment les poumons et les sacs aériens (membranes minces, claires à légèrement opaques). Noter que le péricarde est partiellement adhérent au sternum ventral.

11	Finaliser l'ouverture cœlomique	Couper l'os coracoïde et la furcula à l'aide de ciseaux ou d'une pince pour finaliser l'ouverture de la cavité cœlomique.
12	Retrait des structures supérieures	Retirer le bréchet, les muscles pectoraux et le sternum et les mettre de côté.
13	Observation des organes	Noter que les organes les plus visibles sont le cœur et le foie.
14	Retrait du coussinet adipeux	Retirer le coussinet adipeux pour exposer le ventricule, le cœur et le foie.
15	Récliner le cœur	Récliner le cœur caudalement pour mettre en évidence d'autres éléments : la trachée, la syrinx à l'extrémité de la trachée, les glandes thyroïdes et parathyroïdes à l'entrée du thorax, latéralement à la trachée, et le foie, caudalement au cœur.
16	Exposition de la vésicule biliaire	Écarter doucement les lobes du foie pour mettre en évidence la vésicule biliaire.
<b>Retrait des viscères</b>		
17	Retrait du cœur	Retirer le cœur de ses attaches veineuses et artérielles.
18	Incision du péricarde	Inciser le péricarde en mettant en tension ce tissu à l'aide d'une pince.
19	Coupe transversale	Faire une coupe transversale à environ un tiers de la distance proximale à l'apex.
20	Ouverture des ventricules et oreillettes	Insérer les ciseaux dans les lumières ventriculaires et couper le long du septum pour ouvrir les ventricules et les oreillettes.
21	Retrait du foie et de la vésicule biliaire	Disséquer les attaches du foie pour l'extraire ainsi que la vésicule biliaire. Inciser chaque lobe hépatique et récupérer le contenu de la vésicule biliaire dans un pot.
22	Retrait de la rate	La rate devient visible. Retirer la rate, réaliser une incision et l'examiner.
23	Retrait du système gastro-intestinal	Insérer les ciseaux le long de la commissure droite du bec et de l'œsophage. Inciser pour ouvrir l'œsophage jusqu'à l'entrée du proventricule. Couper perpendiculairement l'extrémité proximale de l'œsophage ainsi que l'extrémité distale du cloaque pour extraire l'appareil digestif.
24	Ouverture du proventricule et du ventricule	Séparer l'estomac du reste du contenu digestif en incisant l'extrémité crâniale du duodénum. Ouvrir le proventricule et le ventricule à l'aide de ciseaux, récupérer le contenu digestif et nettoyer la surface des

		muqueuses à l'eau claire. À l'aide d'une pince, retirer la koïline pour mettre en évidence la muqueuse gastrique.
25	Retrait et ouverture du tube digestif	Observer le pancréas dans la première boucle du duodénum. Linéariser le système digestif, l'ouvrir puis récupérer le contenu digestif de chaque partie dans des pots différents.
26	Retrait du système reproducteur	Chez la femelle, sectionner les attaches de l'ovaire gauche ainsi que les attaches de l'oviducte (qui a été séparé préalablement du cloaque).
27	Retrait et ouverture du système respiratoire	Recliner les poumons crânialement à l'aide d'une pince, couper les attaches et extraire d'un même bloc les poumons, les bronches, la syrinx, ainsi que la trachée. Réaliser une incision en partie proximale de la trachée pour libérer ce bloc. Inciser longitudinalement toute la trachée jusqu'aux bronches principales, et réaliser quelques incisions sur chaque lobe pulmonaire.
<b>Appareil urinaire</b>		
28	Retrait et ouverture des reins et des uretères	Retirer les organes reproducteurs pour exposer les reins. Chaque rein est divisé en trois parties. Les tubules fins et droits situés caudalement aux reins et entrant dans le cloaque sont les uretères. Les extraire, puis réaliser une incision longitudinale des reins à l'aide d'un scalpel.
<b>Ouverture cavités nasale, crânienne et articulaire</b>		
29	Ouverture des cavités nasales et du sinus infra-orbitaire	Sectionner le bec au niveau des narines et réaliser l'examen des cavités nasales et du sinus infra-orbitaire
30	Ouverture du crâne	Sectionner la tête et retirer la peau pour exposer le crâne. A l'aide de ciseaux à bouts ronds, réaliser une coupe transversale au niveau de la partie médiane du calvarium, puis faire deux coupes latérales s'étendant jusqu'au foramen magnum. Retirer cette partie de crâne pour mettre en évidence l'encéphale.
31	Ouverture de quelques articulations	Inciser quelques articulations pour mettre en évidence les articulations et la synovie.

A présent que l'autopsie est faite, il faut observer chaque organe à la recherche de lésion éventuelle.

#### 4.2.4 Examen des organes

L'examen des organes est résumé dans le tableau 6.

Tableau 6 : Description des organes chez les volailles

Source : Greenacre et al.

Organe/glande	Description
<b>Œsophage</b>	La muqueuse œsophagienne est blanche avec de nombreux plis longitudinaux, mais sa couleur peut virer au rose avec la lividité cadavérique. De nombreuses glandes, recouvertes de mucus clair à légèrement opaque, sont présentes sur la surface.
<b>Jabot</b>	Le jabot est un diverticule de l'œsophage cervical, étroitement adhérent à la peau sous-jacente, avec une taille variable.
<b>Pro-ventricule / ventricule</b>	Le pro-ventricule (estomac glandulaire) est de couleur beige pâle. Le ventricule (estomac broyeur) est recouvert d'un épithélium kératinisé. Les deux parties sont séparées par un isthme. La muqueuse pro-ventriculaire est riche en glandes, et les muscles pro-ventriculaires sont développés.
<b>Intestin gête / Cæca</b>	Le duodénum est suivi du jéjunum puis d'un court iléon, se terminant à la jonction iléo-caeco-colique, caractérisée par un léger gonflement à la base des cæca (amygdale cæcale). Deux grands cæca s'étendent crânialement depuis la jonction. Le contenu des cæca est plus épais et sombre.
<b>Cloaque</b>	Portion terminale de l'appareil digestif, lieu d'abouchement de 4 appareils : digestif, urinaire, génital, bourse de Fabricius.
<b>Le péricarde</b>	Le péricarde est adhérent aux oreillettes et aux gros vaisseaux de la base du cœur, avec une petite quantité de liquide clair présente dans cet espace.
<b>Le cœur</b>	La surface myocardique est lisse et légèrement brillante. La couleur dépend de la quantité de graisse, du délai <i>post mortem</i> et de la quantité de sang dans les oreillettes. La paroi libre du ventricule gauche et du septum ont une épaisseur approximativement égale.
<b>Syrinx</b>	La syrinx est la continuité de la trachée, de faible diamètre et légèrement aplati.
<b>Poumons et sacs aériens</b>	Les poumons normaux sont de couleur rose vif évoluant vers un rose foncé avec le délai <i>post-mortem</i> . Les sacs aériens sont constitués de très fines membranes transparentes et fragiles.

<b>Foie</b>	Le foie présente deux lobes souvent asymétriques (lobe droit plus grand). Le tissu est homogène, d'un rouge brun profond, avec une capsule lisse et brillante. Les bords des lobes doivent être minces et nets.
<b>Vésicule biliaire</b>	La décoloration du tissu hépatique adjacent est un artefact <i>post mortem</i> normal (imbibition biliaire).
<b>Rate</b>	La rate est un petit organe rond, rouge, avec une surface légèrement marbrée. Sa texture est plus ferme que celle de la rate de mammifère, et elle ne stocke pas le sang.
<b>Testicules</b>	Leur taille varie avec l'âge et le statut reproductif. Ce sont des structures rondes à allongées, généralement pâles à pigmentées.
<b>Ovaire et oviducte</b>	L'ovaire contient des ovules à différents stades. L'oviducte mesure environ 50 cm, de couleur beige pâle, et comporte plusieurs segments. Une cuticule protectrice se forme sur l'œuf lors de son passage à travers le vagin.
<b>Glandes surrénales</b>	Les glandes surrénales, de petite taille et légèrement jaunes, sont situées dorsalement aux gonades.
<b>Thyroïde et parathyroïde</b>	Les glandes parathyroïdes, de petite taille, ne sont pas visibles en raison du tissu adipeux.
<b>Reins</b>	Les reins, encastrés dans la fosse rénale du synsacrum, sont des organes rouge foncé, friables et dépourvus de capsule rénale.
<b>Uretère</b>	Chez un oiseau en bonne santé, les uretères sont relativement peu apparents.
<b>Pancréas</b>	Le pancréas, entouré par le duodénum, varie en couleur selon le contenu et le délai <i>post-mortem</i> , souvent rose.
<b>Nerf sciatique</b>	Le nerf présente des stries transversales, de contour lisse et uniforme. Une irrégularité ou la perte de stries peut indiquer des infiltrations cellulaires.
<b>La bourse de Fabricius</b>	Organe lymphoïde bien développé chez les jeunes, atteignant son plein développement à 4 semaines puis régressant jusqu'à la puberté. Chez les jeunes oiseaux, la bourse de Fabricius est localisée en face dorsale de la jonction côlon descendant-cloaque
<b>Thymus</b>	Organe lobulé pair situé de part et d'autre de l'œsophage et de la trachée.
<b>Cavités nasales et sinus</b>	Les conduits nasaux et sinus doivent contenir une petite quantité de mucus sans exsudat. Les cornets nasaux sont lisses et symétriques, la couleur variant du beige au rouge selon l'autolyse et le délai <i>post-mortem</i> .
<b>Encéphale</b>	Les hémisphères cérébraux n'ont pas de gyri ni de sillons. Le cervelet, avec des foliations proéminentes, est situé caudalement et légèrement ventralement à l'encéphale.
<b>Ouverture des articulations</b>	Les cartilages articulaires doivent être clairs, lisses et brillants, recouverts d'une petite quantité de liquide synovial clair. La capsule articulaire et le tissu conjonctif ne doivent pas être tuméfiés ni rouges.

Nous pouvons donc passer à l'autopsie des petits ruminants.

### 4.3 Autopsie des petits ruminants

La technique d'autopsie chez les petits ruminants se rapproche de celle utilisée pour l'autopsie des carnivores domestiques de par la taille, la technique présentée ici s'inspire du livre « guide pratique de l'autopsie des ovins » [Adjou *et al.*].

#### 4.3.1 Examen externe du cadavre

Avant de commencer l'autopsie des petits ruminants, il faut comme pour les autres espèces présenter réaliser l'identification et l'examen générale du cadavre.

##### 4.3.1.1 Identification

Commencer par identifier l'animal : espèce, race, sexe, nom, numéro de barrette souple et de boucle électronique.

##### 4.3.1.2 Examen général

A présent, fait un examen externe complet de l'animal en évaluant l'état d'embonpoint ; pour cela palper les apophyses épineuses et transverses vertébrales lombaires, évaluer également les masses musculaires des cuisses et évaluer la saillie du sternum par rapport à la paroi abdominale. Après cette estimation d'embonpoint, réaliser une inspection de l'animal (Tableau 7).

Tableau 7 : Examen général des petits ruminants  
Source : Adjou *et al.*

Section	Description
<b>Bouche, lèvres, langue, cavité buccale, dents</b>	Rechercher des atteintes du tégument et des jonctions cutanéomuqueuses (ulcérations). Évaluer les dents par palpation des molaires (mobilité, déchaussement, perte dentaire, usure anormale). Vérifier les déformations de la face, la mâchoire et la présence d'œdème. Noter la couleur des muqueuses buccales.
<b>Yeux</b>	Noter la couleur des muqueuses oculaires et de la sclère. Rechercher des lésions oculaires (hyphéma, uvéite, cataracte...).
<b>Sphère ano-génitale</b>	Rechercher autour de la zone péri-anele toute trace de diarrhée, de souillure du pelage, d'écoulement vulvaire ou d'éléments parasitaires (myiase).
<b>Revêtement cutané</b>	Inspecter le revêtement cutané à la recherche d'éventuelles anomalies (aspect souillé, prurit, œufs/larves, abcès, dépilation...).
<b>Membres</b>	Palper les articulations. Examiner les espaces inter-digités et les onglons.
<b>Observations spécifiques (sexe, âge)</b>	Chez la femelle : observer l'aspect de la mamelle et l'appareil génital externe. Chez le mâle : observer l'appareil génital mâle. Chez les jeunes : observer l'ombilic et la queue.

A partir de maintenant, l'autopsie des petits ruminants va pouvoir commencer, le protocole ci-dessous présente les différents temps de l'autopsie entre l'ouverture de la peau et des membres, ensuite l'ouverture de la cavité abdominale et thoracique, l'extériorisation des différents blocs d'organes et enfin, l'isolement de chaque viscère.

### 4.3.2 Autopsie des petits ruminants

Maintenant il est possible de passer à l'autopsie, toutes les étapes de l'autopsie son résumé dans le tableau 8 pour ne pas oublier une étape.

Tableau 8 : Etapes de l'autopsie des petits ruminants  
Source : Adjou et al.

Numéro de l'étape	Nom de l'étape	Description
<b>Ouverture</b>		
1	Ouverture	Placer l'animal en décubitus dorsal, attaché. Inciser la peau de l'encolure au pubis et le long de chaque membre pour récliner la peau. Faire une boutonnière sur la ligne blanche avec des ciseaux et introduire une sonde cannelée pour ouvrir la cavité abdominale sans perforer le rumen ou la caillette.
2	Diaphragme	Ouvrir le diaphragme le long de l'arc costal.
3	Libération du plastron	Utiliser une cisaille ou un sécateur pour sectionner les côtes à leur base. Récliner le plastron vers l'avant en rompant les adhérences. Placer le plastron sur une autre table de dissection pour observation.
4	Extraction de la langue	Inciser la peau en partie crâniale pour visualiser la trachée, puis faire une incision en forme de V le long des mandibules. Couper le frein de la langue et l'extraire ventralement à travers l'espace inter-mandibulaire. Récliner la langue vers l'arrière tout en coupant les tissus oropharyngiens.
5	Section de l'appareil hyoïdien	Sectionner l'appareil hyoïdien au niveau de l'angle de la mandibule en palpant et coupant l'articulation entre l'épihyoïde et les os stylohyoïdes.
6	Retrait des viscères	Continuer à récliner la langue, le larynx, la trachée et l'œsophage jusqu'à l'entrée thoracique, en gardant les glandes thyroïdes. Examiner les veines jugulaires, nerfs vagues et artères carotides.
7	Observation des lésions	Noter toute lésion (épanchement, inflammation...). Observer le péricarde et évaluer le volume d'épanchement.
8	Évaluation des organes	Évaluer la taille, la forme, la consistance et les rapports des organes ou blocs d'organes.
<b>Organes thoraciques</b>		
9	Organes thoraciques	Extraire le bloc cœur-poumon en coupant au niveau des derniers anneaux trachéaux. Examiner et palper l'ensemble des organes sur leurs deux faces.
10	Incision du tissu pulmonaire	Inciser le tissu pulmonaire au niveau des différents lobes et noter les lésions éventuelles.

11	Ouverture de l'arbre respiratoire	Réaliser une ouverture de l'arbre respiratoire en incisant longitudinalement la trachée, puis en continuant vers les bronches principales.
12	Section du cœur	Sectionner le cœur transversalement puis le long du septum pour visualiser le myocarde, l'endocarde et les valvules (Annexe 3).
<b>Organes abdominaux</b>		
13	Foie	Extérioriser le foie en le libérant de ses attaches, le placer sur une table de dissection et l'examiner. Inciser le foie au niveau des canaux biliaires. Faire des sections transversales régulières et ouvrir la vésicule biliaire pour examiner son contenu.
14	Tractus gastro-intestinal	Extraire l'ensemble du tractus gastro-intestinal, l'étaler sur une table de dissection. Ouvrir le rumen, le réseau, le feuillet, la caillette, l'intestin grêle et le gros intestin. Examiner les muqueuses et les séreuses de chaque segment digestif. Visualiser et sectionner quelques nœuds lymphatiques mésentériques.
15	Rate	Extraire la rate, la sectionner puis l'examiner.
16	Reins	Extraire les reins, les décapsuler, les palper puis les sectionner longitudinalement.
17	Vessie	Examiner les faces séreuse et muqueuse. Prélever l'urine à l'aide d'une aiguille montée sur une seringue.
18	Organes reproducteurs	Examiner le système reproducteur, inciser le col et les cornes.
<b>Autres organes</b>		
19	Articulations	Réaliser des sections sur deux ou trois articulations pour visualiser la synovie, la capsule articulaire et les surfaces articulaires. Recueillir le liquide synovial.
20	Muscles	Sélectionner plusieurs muscles pour observer l'aspect des fibres.
21	Cavités nasales	Sectionner les masséters de chaque côté des commissures labiales. Réaliser une section en capot à partir des naseaux vers les yeux pour visualiser les sinus nasaux.
22	Encéphale	Placer l'animal en décubitus ventral, sectionner la peau de la tête, les muscles, puis ouvrir la boîte crânienne. Retirer l'encéphale en le faisant tourner à 180°.

Avec la maîtrise des techniques d'autopsie décrites dans la partie 4, les étudiants possèdent désormais une base solide pour reconnaître et examiner les structures anatomiques des différentes espèces présentées. Cette compréhension pratique des autopsies leur permet de mettre en évidence les lésions évocatrices de divers processus pathologiques.

Cependant, pour établir un diagnostic précis, exhaustif et définitif, il est souvent nécessaire de recourir à des examens complémentaires. Ces examens complémentaires sont orientés grâce aux informations recueillies (commémoratifs, anamnèse) et au résultat de l'autopsie. Ils permettent de confirmer ou d'infirmer les hypothèses diagnostiques posées lors de l'autopsie. La partie suivante, "Examens Complémentaires", se concentrera sur les différentes méthodes de laboratoire et techniques d'analyse qui enrichissent et complètent le processus diagnostique *post-mortem*. Nous explorerons comment ces examens apportent des informations critiques sur les causes sous-jacentes de décès, améliorant ainsi la qualité et la précision des conclusions vétérinaires.

## Partie 5 : Examens complémentaires

Il existe de nombreux examens complémentaires disponibles, chaque examen est choisi selon sa capacité à conforter ou non les hypothèses diagnostiques émises à la fin de l'autopsie dans un but de d'établir un diagnostic final. Les différents examens commentaires (cytologie, histologie, cultures bactériennes et fongiques, PCR, ELISA) sont présentés dans cette partie 5.

### 5.1 Cytologie

Tout d'abords, la cytologie fait référence à l'examen microscopique sur préparation de tissus frais.

Les préparations cytologiques simples comme les cytoponctions de masses et de liquides, sont aussi réalisables en *post-mortem*. Cependant, la principale méthode cytologique *post-mortem* est le calque. Le calque des lésions apporte rapidement une orientation sur l'origine lésionnelle en observant la morphologie cellulaire, la présence d'agents infectieux et en distinguant une origine inflammatoire d'une origine néoplasique, mais le calque ne remplace pas l'histologie. Voyons à présent la technique du calque.

#### 5.1.1 Calque sur organe

Pour réaliser un calque, il faut utiliser une lame neuve et réaliser une coupe nette dans la zone d'intérêt, sinon la lame sale va contaminer le calque avec des cellules et d'autres débris rendant le calque ininterprétable.

Pour confectionner un calque, commencer par découper un petit bloc (0,5 à 1 cm) du tissu d'intérêt. Tenir le bloc de tissu avec une pince et tamponner la surface d'intérêt avec un papier absorbant propre. Ensuite apposer doucement le tissu sur la lame de microscope, puis reproduire cette étape à différents endroits sur la lame pour ne pas faire de superposition.

En cas de collecte de moelle osseuse pour l'histologie, il est également possible de réaliser un calque de cette moelle osseuse. Toutefois, les cellules hématopoïétiques subissent une autolyse rapide, le calque doit donc être réalisé dans les 4h suivant la mort de l'animal. Pour ce calque spécifiquement, ouvrez le fémur distal en le sectionnant perpendiculairement pour obtenir un échantillon pour l'histologie. Un calque peut ensuite être réalisé en utilisant le fémur comme un crayon pour réaliser un calque sur une lame de microscope. Une pince peut également être utilisée pour obtenir un prélèvement de moelle osseuse afin de réaliser un calque par la suite.

Après avoir obtenu se calque de divers tissus d'intérêt, une coloration simple doit être réaliser pour ensuite interpréter l'échantillon.

#### 5.1.2 Coloration

La coloration la plus simple et la plus courante est la coloration RAL 555 qui est une variante de la coloration de May-Grünwald Giemsa ou MGG, composée de 3 flacons : un fixatif (FIX-RAL 555), une solution d'éosine (EOSINE-RAL 555) et une solution de bleu de méthylène (BLEU-RAL 555). Les étapes pour colorer les lames sont les suivantes [Echodistrial] :

- Laisser sécher la lame à l'air libre
- Plonger la lame dans le fixatif

- Égoutter l'excédent sur un papier filtre
- Plonger la lame dans la solution d'éosine
- Égoutter l'excédent sur un papier
- Plonger la lame dans la solution de bleu de méthylène
- Rincer à l'eau du robinet
- Laisser sécher à l'air libre

Les instructions sur le kit indiquent 5 plongées par bain pendant 1 seconde pour une coloration type frottis sanguin mais pour les frottis médullaires la lame est plongée une fois dans chaque solution pendant 1 min. D'autres colorations plus anecdotiques existent mais ne seront pas présentées ici.

Pour compléter le calque, l'histologie sera plus informative, mais il faudra attendre quelques jours pour avoir le résultat.

## *5.2 Histologie*

L'analyse histologique consiste en l'examen au microscope optique de coupes d'organes fixées et colorées. Les échantillons sont placés dans un pot de fixateur, puis sont recoupés en sections de 2 à 3 mm d'épaisseur et placés dans des cassettes d'inclusion.

Les tissus sont ensuite traités avec une série de solutions alcooliques afin d'obtenir l'échantillon déshydraté qui sera ensuite inclus en paraffine. Des coupes fines (de 3 à 5  $\mu\text{m}$ ) de ce bloc sont réalisées à l'aide d'un microtome. Le mince ruban de tissu est recueilli sur une lame de verre. La paraffine est alors éliminée, puis le tissu est coloré et analysé par un pathologiste vétérinaire.

Il est important de comprendre la technique d'histologie pour optimiser les échantillons envoyés pour analyse et obtenir le résultat le plus représentatif de la lésion suspectée.

### *5.2.1 Échantillon pour analyse histologique*

Il faut que la taille des échantillons soit suffisamment grande pour que le technicien qui recoupe les tissus puisse reconnaître l'échantillon et l'orienter, mais suffisamment petite pour être totalement fixée.

#### *5.2.1.1 Fixation*

Pour obtenir une bonne fixation il est important d'avoir en tête que la qualité du diagnostic histopathologique dépend de la qualité de l'échantillon. Les tissus doivent être fixés le plus tôt possible. Les sections ne doivent pas dépasser 2 cm d'épaisseur et doivent être immergées dans au moins 10 fois le volume de fixateur.

Pour obtenir une bonne fixation, le fixateur doit remplir trois fonctions :

- Prévenir de l'autolyse
- Prévenir de la dissolution des composants tissulaires
- Prévenir de la putréfaction

#### 5.2.1.1.1 Prévenir l'autolyse

La mort cellulaire libère les enzymes hydrolytiques contenus dans les lysosomes. Le processus auto-digestif qui en résulte modifie considérablement l'architecture cellulaire. En fixant les échantillons, le formol rend inactives les enzymes lysosomiales en modifiant chimiquement les cibles de ces enzymes.

#### 5.2.1.1.2 Prévenir la dissolution des composants tissulaires

Une fixation appropriée empêche les constituants tissulaires de se dissoudre. Aucun fixateur ne peut empêcher la dissolution de tous les composants tissulaires. Les lipides sont particulièrement fragiles. Leur fixation nécessite l'utilisation de tissus frais ou "humides" (fixés dans le formol) et de colorations spéciales (comme Oil Red O). Le formol calcique est particulièrement utile pour conserver les phospholipides. D'autre part, certains composants insolubles doivent être éliminés avant que le tissu puisse être traité comme les sels minéraux présents dans les os. Ils doivent être éliminés par décalcification avant qu'une coupe au microtome soit réalisée.

#### 5.2.1.1.3 Prévenir la putréfaction

Il est essentiel d'éviter au maximum la putréfaction, car les tissus constituent un environnement idéal pour la croissance d'une grande variété de bactéries et de champignons. En se multipliant, ces micro-organismes dégradent les tissus et réduisent le détail cytologique. La fixation au formol permet de stopper le processus de putréfaction.

#### 5.2.1.2 Les fixateurs

Il existe de nombreux fixateurs et leur rôle est de stopper, de manière rapide et efficace, toutes les réactions métaboliques se produisant à l'intérieur des cellules et dans leur environnement, tout en maintenant les caractéristiques morphologiques et moléculaires que l'échantillon possédait avant sa séparation de l'animal [Baker *et al.*], [Carson *et al.*]. La fixation stabilise le cytosquelette de sorte que le tissu puisse résister aux différents traitements avant de pouvoir être analysé : déshydratation, imprégnation, inclusion, coupe et coloration.

Les fixateurs agissent physiquement et chimiquement sur les tissus biologiques. Les principales modifications physiques sont la rétractation ou le gonflement. A la fin, le volume final d'un échantillon fixé et inclus en paraffine correspondra à 60-70% de son volume initial [Venteo *et al.*].

En pénétrant dans le tissu, le fixateur va induire plusieurs artéfacts tels que le gonflement, une rétractation ou un durcissement des éléments tissulaires. Le taux de pénétration du fixateur à l'intérieur d'un tissu biologique est exprimé en mm de pénétration par heure, chaque valeur est différente en fonction du type de tissu biologique. De plus la vitesse de pénétration est influencée par la chaleur mais pas par la concentration de l'agent fixateur (Tableau 9).

Tableau 9 : Vitesse de pénétration et effets tissulaire des agents fixateurs  
 Source : L'IMPORTANCE DE LA FIXATION EN HISTOCHIMIE Lydie VENTEO

Agents fixateurs	Vitesse de pénétration	Effets sur les tissus
Acide acétique	1,2 mm/heure	Gonflement suivi d'une très forte rétraction. Les pièces ne durcissent pas.
Éthanol	1 mm/heure	Très forte rétraction des tissus. Durcissement des pièces.
Formaldéhyde	0,8 à 1 mm/heure	Gonflement léger suivi d'une forte rétraction. Durcissement des tissus.
Acétone	+ lente que l'éthanol	Rétraction des tissus. Durcissement des pièces.
Méthanol	? + lente que l'éthanol	Rétraction des tissus. Durcissement des pièces.
Acide picrique	0,3 à 0,5 mm/heure	Rétraction très forte (= éthanol), mais ne durcit pas les tissus.

A présent, il est important de mettre en place des bonnes pratiques pour se protéger des fixateurs, le plus connu et utilisé est le formol (ou le formaldéhyde). Chez l'homme, ce fixateur entraîne une irritation des yeux, des voies aériennes supérieures par inhalation et une irritation de la peau par contact, de plus, il est classé comme cancérogène par le centre international de recherche sur le cancer (CIRC) [INRS].

#### 5.2.1.3 Bonne pratique pour manipuler les fixateurs

Il est important de faire attention avec les fixateurs ; il est nécessaire de les manipuler avec des gants en nitrile et non des gants en latex, qui eux sont perméables à la plupart des fixateurs. Il est recommandé d'utiliser des EPI pour protéger les yeux et le visage pour limiter l'impact des inhalations et des possibles projections. Idéalement, la manipulation de tous ces fixateurs doit se faire sous hotte aspirante, dans une pièce bien ventilée.

A présent que les bonnes pratiques sont connues, le prélèvement d'échantillon biologique peut être réalisé en toute sécurité, il faut néanmoins respecter quelques recommandations pour optimiser la lecture histopathologique.

#### 5.2.1.4 Recommandations en vue de l'analyse histopathologique

Dans l'objectif d'optimiser le résultat d'histologie *post-mortem* [Schulman *et al.*], il est recommandé de bien remplir la feuille de demande d'analyse histologique, de bien décrire la lésion (le nombre, l'emplacement, la distribution, la taille, la couleur, la forme, la consistance, l'aspect bien délimité ou non, les adhérences avec les tissus adjacents, ...), d'apporter un minimum d'information sur les commémoratifs, l'anamnèse de l'animal, les résultats d'intérêt des examens complémentaires ainsi que les hypothèses retenues.

Au moment de prélever le tissu, il faut suivre les quelques recommandations suivantes :

- Utiliser une lame neuve, non émoussée pour ne pas créer d'artéfact de compression
- Manipuler délicatement le tissu
- Éviter de serrer le tissu avec une pince pour ne pas créer des artefacts de compression
- Échantillonner les grandes lésions à leur périphérie incluant du tissu visuellement sain
- Placer les échantillons immédiatement dans le formol sauf exception

- Bien identifier l'échantillon sur le pot et non sur le bouchon du pot

La quantité de fixateur nécessaire pour fixer correctement un tissu est au minimum égale à 10 x le volume de la pièce, il est donc nécessaire de veiller à placer le tissu biologique dans un récipient adapté. De plus, à volume égal, une pièce avec une surface importante et une épaisseur réduite est fixée plus rapidement qu'une pièce épaisse et de petite surface. Il est recommandé de recouper les échantillons à 0,5 cm d'épaisseur au maximum pour favoriser une fixation optimale.

Si la fixation immédiate n'est pas possible, le tissu doit être réfrigéré mais non congelé pour ne pas l'endommager. De même, il ne faut pas laisser le tissu se dessécher cela risque de produire des artefacts de lecture.

Voici quelques recommandations en fonction de l'origine du tissu ( Tableau 10)

*Tableau 10 : Recommandations spécifiques en fonction du tissu prélevé*  
Source : Schulman *et al.*

<b>Organe cible</b>	<b>Recommandation</b>
Peau	En présence de plusieurs lésions, réaliser plusieurs prélèvements montrant des stades et des apparences lésionnelles différents Éviter les zones ulcératives, les infections secondaires ou cicatricielles
Tissu mammaire	Inclure toutes les masses mammaires
Cavité orale	Si atteinte osseuse, soumettre un échantillon des zones ostéolytiques Une dent est peu diagnostique, soumettre le tissu aux alentours
Tube digestif	Réaliser le prélèvement sur toute l'épaisseur pariétale
Foie	Échantillonner les zones normales et anormales visuellement
Rate	Si la masse splénique est trop volumineuse, réaliser au moins 3 sections < 10 mm de section
Nœud lymphatique	Soumis en entier
Os	Réaliser plusieurs carottages de la lésion osseuse, ainsi qu'à la jonction zone ostéolytique et zone saine
Doigts	Prélever la phalange distale si la lésion est localisée sur le coussinet ou la griffe
Yeux	Énucléer l'œil, ne pas injecter de fixateur dans l'œil
Reins	Prélever le cortex et la médulla
Vessie	Réaliser le prélèvement sur toute l'épaisseur pariétale
Cavité nasale	Multiplier les prélèvements
Système nerveux central	Soumettre en entier

Nous allons continuer exposer d'autres examens complémentaires possibles dans la partie suivante comme les culture bactériennes, fongiques, la PCR, les isollements viraux, les examens fécaux et l'immunohistochimie.

### 5.3 Examens complémentaires pour le diagnostic de maladies infectieuses

Il existe d'autres examens complémentaires, chacun avec leurs spécificités, utilisés pour optimiser le diagnostic *post-mortem*. Ils varient en termes de coût, de délai de traitement, de sensibilité, de spécificité et de type d'échantillon requis. Il est toujours nécessaire de vérifier auprès du laboratoire d'analyses quel échantillon, quel mode de stockage et quel type d'expédition sont requis, afin d'optimiser l'analyse et ne pas compromettre les résultats.

Le meilleur échantillon pour diagnostiquer les maladies infectieuses est généralement un tissu frais, ce qui implique que les tissus doivent être prélevés le plus tôt possible après la mort de l'animal. Il est possible de congeler les tissus pour PCR, ou d'utiliser les tissus fixés au formol pour l'immunohistochimie. Contrairement aux échantillons destinés à l'histopathologie, les échantillons pour ces examens complémentaires n'ont pas besoin d'être de petite taille, souvent l'échantillon idéal est un cube de 3 à 4 cm.

Le tableau 11 résume les examens complémentaires les plus couramment utilisés pour la détection des agents infectieux.

Tableau 11 : Examens complémentaires courants

Technique	Description
Culture aérobie	Consiste à cultiver des bactéries dans un milieu adapté. Nécessite un échantillonnage stérile. Certains organismes nécessitent des milieux spécifiques (ex. <i>Mycoplasmes</i> , <i>Salmonella</i> , <i>Campylobacter</i> ).
Culture anaérobie	Pour les bactéries anaérobies, nécessitant l'absence d'oxygène. Utilisation d'échantillons de tissu plus grands, expédition rapide au laboratoire (<24h) ou congélation en cas de délai plus long.
Culture fongique	Se fait dans les mêmes conditions que les cultures aérobies et anaérobies, mais les champignons poussent plus lentement. Les colorations spécifiques peuvent permettre un diagnostic plus rapide.
Immunofluorescence	Utilise des anticorps marqués par fluorescence pour détecter des antigènes, souvent utilisée pour les pathogènes viraux.
PCR	Amplifie et détecte des segments d'ADN, utilisée pour identifier les bactéries, virus, et certains parasites.
Isolement viral	Ressemble à la culture bactérienne, mais vise à cultiver les agents viraux. Tous les virus ne sont pas cultivables, nécessitant parfois des tests complémentaires.
Coproscopie	Examen microscopique des matières fécales pour détecter la présence de parasites.
Immunohistochimie	Technique utilisant des anticorps pour identifier des antigènes dans des coupes histologiques de tissu.

Par la suite, nous avons détaillé l'utilisation de ces examens complémentaires pour quelques maladies infectieuses des carnivores domestiques, des volailles et des petits ruminants.

#### Quelques exemples de maladies infectieuses et d'examens complémentaires associés pour leur diagnostic

Le tableau 12 résume quelques maladies, les lésions nécropsiques associées et les organes à prélever pour les analyses PCR chez les animaux de compagnie [Cerba vet].

Tableau 12 : Exemples d'agents pathogènes, de lésions nécropsiques associées et des organes en prélever pour une analyse PCR chez le chien et le chat  
Source : Cerbavet

Maladie	Agents pathogènes	Lésions nécropsiques	Organes à prélever
<b>Chien</b>			
Hépatite de Rubarth	<i>Adenovirus type 1</i>	Hépatite nécrosante sévère	Foie, liquide cérébro-spinal, humeur aqueuse
Leptospirose	<i>Leptospira sp.</i>	Hépatite dégénérative/nécrosante aiguë, ictère	Urine, rein, foie
Néosporose	<i>Neospora caninum</i>	Encéphalomyélite, polyradiculonévrite, polymyosite, hépatite, pneumonie nécrosantes multifocales	Muscle, encéphale, liquide cérébro-spinal
Toxoplasmose	<i>Toxoplasma gondii</i>	Pneumonie interstitielle, hépatite, myocardite, méningoencéphalite, pancréatite, lymphadénite nécrosantes multifocales	Humeur aqueuse, liquide cérébro-spinal, poumon, foie, cœur, encéphale, nœud lymphatique
Maladie de Carré	<i>Paramyxovirus</i>	Pneumonie bronchiolo-interstitielle	Poumon, liquide cérébro-spinal
Parvovirose	<i>Parvovirus</i>	Entérite hémorragique, atrophie villositaire	Epanchement, pleural/abdominal
<b>Chat</b>			
Bordetellose	<i>Bordetella bronchiseptica</i>	Bronchopneumonie exsudative suppurée aiguë	Poumon
Calicivirose	<i>Calicivirus</i>	Bronchopneumonie exsudative suppurée aiguë	Cornée conjonctive, épanchement, liquide cérébro-spinal, poumon
Chlamydie	<i>Chlamydia</i>	Bronchopneumonie exsudative suppurée aiguë	Conjonctive, cornée, poumon
Péritonite infectieuse féline	<i>Coronavirus</i>	Effusions inflammatoires (exsudats fibrineux, pyothorax, ...)	Epanchement abdominal/péricardique, nœud lymphatique, humeur aqueuse, liquide cérébro-spinal
Typhus	<i>Parvovirus félin</i>	Entérite hémorragique, atrophie villositaire	Epanchement abdominal/péricardique, liquide cérébro-spinal, colon
Toxoplasmose	<i>Toxoplasma gondii</i>	Pneumonie interstitielle, hépatite, myocardite, méningoencéphalite, pancréatite, lymphadénite nécrosantes multifocales	Humeur aqueuse, épanchement, liquide cérébro-spinal, nœud lymphatique, poumon, foie, cœur, encéphale, pancréas

Le tableau 13 résume quelques maladies chez les volailles, les lésions nécropsiques associées et les examens complémentaires possibles [Agoulon], [Belloc].

Tableau 13 : Exemples d'agents pathogènes, de lésions nécropsiques associées et des examens complémentaires adaptés  
Source : C. Belloc et A. Agoulon

Maladie	Agents pathogènes	Lésions nécropsiques	Examen complémentaire
Grippe aviaire	<i>Influenza A virus</i>	Septicémie hémorragique	ELISA
Entérite Nécrotique	<i>Clostridium perfringens</i>	Intestin distendu par un du gaz, entérite fibrino-nécrosante avec formation de pseudo-membranes jaunâtres à verdâtres. cholangiohépatite	Culture bactérienne anaérobie
Mycoplasmoses	<i>Mycoplasma gallisepticum, M. meleagridis, M. synoviae, M. iowae</i>	Ténosynovites et arthrites, aérosacculites, ostéodystrophies, anomalies du plumage, inflammation catarrhale avec présence de mucus dans les voies respiratoires supérieures	Culture bactérienne aérobie, PCR
Colibacilloses	<i>Escherichia coli</i>	Poussin : Omphalite et inflammation du sac vitellin, péricardite, synovite. Colibacilloses respiratoires : inflammation des séreuses viscérales	Culture bactérienne
Infection à Enterococcus	<i>Enterococcus cecorum, E. hirae</i>	Nécrose de la tête fémorale, ténosynovite, ostéomyélite, congestion hépatique, splénomégalie, péricardite fibrineuse sèche	Culture bactérienne
Maladie de Marek	<i>Herpesvirus</i>	Tumeur touchant les nerfs (sciatique, plexus brachial ou lombo-sacré), le foie, les ovaires, les testicules, la rate, le cœur, les muscles	Histologie, PCR
Maladie de Gumboro	<i>Virus Birnaviridae, genus Birnavirus serotype 1</i>	Carcasses apparaissent déshydratées, hémorragies musculaires, œdème de surface de la bourse de Fabricius en phase aiguë, foyers de nécrose, pétéchies à la surface de la muqueuse voire hémorragie extensive	Histologie bourse de Fabricius, rate, thymus, glande de Harder, amygdales caecales
Bronchite infectieuse des volailles	<i>Virus famille des Coronaviridae</i>	Exsudat séreux ou caséux dans la trachée, les cavités nasales, les sinus. Les sacs aériens sont opaques ou contiennent un exsudat caséux jaune, reins sont hypertrophiés et pâles avec présence d'urates dans les uretères	Histologie trachéale, ELISA, PCR
Coccidiose du poulet	<i>Coccidies du genre Eimeria, E. adenoides (caeca) et E. meleagrimitis (jéjunum)</i>	Lésions intestinales et caecales : Exsudat blanchâtre en barres transversales, Epaissement des paroi, pétéchies, hémorragies, nécrose	Coproscopie
Aspergillose aviaire	<i>Aspergillus fumigatus</i>	Aérosacculite	Culture fongique, histologie

Le tableau 14 résume quelques maladies, l'agent pathogène associé et les examens complémentaires possibles chez les petits ruminants [Adjou *et al.*]

Tableau 14 : Exemples d'agents pathogènes détectables selon les lésions nécropsique chez les petits ruminants  
Source : Adjou *et al.*

Maladie/affection/syndromes	Agent pathogène	Examen complémentaire
Agalactie contagieuse	<i>Mycoplasma agalactiae</i>	PCR/ Culture bactérienne
Bronchopneumonie	<i>Mannheimia haemolytica</i> , <i>Bibersteinia trehalosi</i> , <i>Pasteurella multocida</i> , <i>Histophilus somni</i> , <i>Mycoplasma bovis</i> , <i>Trueperella pyogenes</i>	Culture bactérienne
Chlamydie	<i>Chlamydomphila abortus</i>	PCR
Colibacillose	<i>E.coli</i>	Culture bactérienne
Dermatophilose	<i>Dermatophilus congolensis</i>	Histologie, Isolement
Diarrhée néonatale	<i>E.coli</i> , <i>Cryptosporidium</i>	Culture bactérienne, ELISA
Ecthyma	<i>Parapoxvirus</i>	Histologie
Entérotoxémie	<i>Clostridium perfringens</i> , <i>C. sordellii</i>	Culture bactérienne anaérobie, PCR
Fièvre Catarrhale Ovine	<i>BTV</i>	PCR
Fièvre Q	<i>Coxiella</i>	PCR
Kérato-conjonctivite infectieuse	<i>Mycoplasma conjunctivae</i>	PCR, Culture bactérienne
Listériose	<i>Listeria monocytogenes</i> , <i>L. ivanovii</i>	Histologie/ Culture bactérienne
Lymphadénite caséuse	<i>Corynebacterium pseudotuberculosis</i>	Culture bactérienne
Maladie des abcès	<i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Trueperella pyogenes</i>	Culture bactérienne
Mammite	<i>Staphylococcus aureus</i> , <i>staphylocoques coagulase négative</i> , <i>Mannheimia</i> ,	Culture bactérienne
Méningite Méningo-encéphalite	<i>Truperella pyogenes</i> , <i>Histophilus somni</i> , <i>E.coli</i> , <i>Mannheimia haemolytica</i> , <i>Virus Visna-Maedi</i>	Histologie / Culture bactérienne
Maedi-Visna	<i>Lentivirus</i>	Histologie/PCR
Néphrite	Diverses bactéries	Histologie, Culture bactérienne
Paratuberculose	<i>Mycobacterium avium subsp paratuberculosis</i>	Histologie/PCR
Piétin	<i>Dichelobacter nodosus</i>	PCR
Rouget	<i>Erysipelothrix rhusopathiae</i>	Culture bactérienne
Salmonellose	<i>Salmonella spp.</i>	Culture bactérienne, ELISA

Il nous reste une dernière partie à évoquer qui correspond à l'analyse toxicologique.

## 5.4 Analyses toxicologiques

Une mort subite d'un ou plusieurs animaux initialement en bonne santé sans signe évident de traumatisme ou de maladie peut faire penser à une intoxication. D'autres indicateurs sont à considérer comme :

- Plusieurs espèces affectées
- Un ou plusieurs animaux malades ou morts
- A proximité d'une carcasse / source de nourriture / d'eau commune / appât

Ceci peut indiquer une source potentielle d'intoxication. Bien que certains toxiques puissent être inhalés ou absorbés par la peau ou les muqueuses, l'ingestion est la voie d'exposition la plus courante [Brooks *et al.*] et [Poppenga *et al.*].

Il est important de collecter diverses informations pour orienter vers une cause d'intoxication, puisque que les cas d'intoxication peuvent présenter une absence de lésion macroscopique ou histologique spécifique.

### 5.4.1 Collecte d'informations

En cas d'intoxication, les signes cliniques sont souvent non spécifiques et peuvent ne pas avoir été observés si l'animal est trouvé mort. Pour cela il est nécessaire de collecter un historique complet pour identifier un cas d'intoxication potentiel et, idéalement, la source probable du toxique.

Les informations à récolter sont résumées dans le tableau 15, il faut être le plus précis possible.

Tableau 15 : Collecte d'informations en vue de l'exploration d'une hypothèse d'intoxication  
Source : Brooks *et al.* et Poppenga *et al.*

Information	Informations à recueillir
Facteurs environnementaux d'exposition	Logement (intérieur/extérieur, changement récent) Locaux d'élevage et alentours (vétusté, stockage des pesticides, traitements phytosanitaires récents, présence de batteries abandonnées, proximité de décharges/industries) Alimentation (nature, stockage) Climat (pluie, vent, etc.) Recensement des plantes, champignons, eau toxique dans l'environnement de l'animal
Historique de l'animal	Signalement (espèce, âge, sexe, race) Commémoratif (antécédents médicaux, traitements, interventions passées)
Historique d'exposition	Contact ou ingestion d'éléments inhabituels (description : taille, forme, couleur, état, emplacement) Latence d'apparition des signes cliniques Données épidémiologiques (nombre d'animaux, morbidité, mortalité, létalité)

En cas de forte suspicion d'intoxication, il est nécessaire de savoir quels échantillons à prélever et comment les stocker pour les préserver avant de les envoyer pour analyse à la recherche d'agent toxique.

#### 5.4.2 Échantillonnage et stockage

Les analyses toxicologiques étant souvent coûteuses et spécifiques, il est généralement conseillé de collecter des échantillons et d'attendre le résultat de l'autopsie, de l'histologie et des examens complémentaires avant d'envoyer ces échantillons pour une recherche de toxique.

Les tissus conservés dans du formol ne sont pas exploitables en toxicologie. Les tableaux 16 et 17 résument les types et les quantités d'échantillons à collecter pour les analyses toxicologiques vétérinaires [Brooks *et al.*] et [Poppenga *et al.*].

Tableau 16 : Echantillons environnementaux à prélever pour les analyses toxicologiques  
 Source : Brooks et al. et Poppenga et al.

Type d'échantillon	Quantité	Méthode de collecte/stockage
Alimentation humaine ou animale	500g	Réfrigérer ou congeler dans un sac ou un récipient en plastique bien fermé
Appâts	500g	Réfrigérer ou congeler dans un sac ou un récipient en plastique bien fermé
Plantes	Plante verte entière, y compris les racines ; branche fraîche d'arbre ou d'arbuste avec feuilles (et fleurs le cas échéant) ; noix, fruit, baie entière ou autre partie caractéristique de la plante.	Presser ou envelopper dans du papier journal, placer dans un sac en plastique scellé, puis envoyer au laboratoire de diagnostic, frais ou congelé
Champignons	Champignon entier ou autant que possible si la seule source restante provient des vomissements ou du contenu de l'estomac de l'animal.	Conserver les produits relativement froids et secs dans un étanche sac à couches afin de réduire l'accumulation d'humidité et la détérioration qui s'ensuit
Eaux	1L	Dans l'idéal, recueillir dans un récipient en verre neuf, non utilisé, propre et sec, exempt de tout résidu de détergent, de produit chimique, d'aliment ou de boisson
Autres substances ou médicaments non identifiés	Quantité représentative de ce qui est présent jusqu'à 500 grammes	Réfrigérer ou congeler dans un sac ou un récipient en plastique bien fermé

Tableau 17 : Échantillons post-mortem pour analyses toxicologiques  
 Source : Brooks et al .et Poppenga et al.

Type d'échantillon	Quantité	Méthode de stockage
Sang	Caillot intracardiaque (5-15ml)	Tube sec réfrigéré
Plasma et sérum	Caillot intracardiaque (5-10ml)	Tube sec congelé
Contenu gastrique	Au moins 10 - 20 ml	Réfrigérer ou congeler dans un sac ou un récipient en plastique propre et hermétiquement fermé
Foie	Au moins 5 à 10 grammes	Réfrigérer ou congeler dans un sac ou un récipient en plastique propre et hermétiquement fermé
Reins	Au moins 5 à 10 grammes	Réfrigérer ou congeler dans un sac ou un récipient en plastique propre et hermétiquement fermé
Cerveau	La moitié du cerveau	Couper en deux dans le sens sagittal, en laissant l'autre moitié et la ligne médiane intactes pour l'histopathologie. Réfrigérer ou congeler dans un sac ou un récipient en plastique propre et hermétiquement fermé
Graisse	Au moins 5 à 10 grammes	Réfrigérer ou congeler dans un sac ou un récipient en plastique propre et hermétiquement fermé
Yeux	Un globe oculaire	Réfrigérer ou congeler dans un sac ou un récipient en plastique propre et hermétiquement fermé ; permet de tester le liquide oculaire ou la rétine
Site d'injection	Tissu environnant, peau et tissu sous-jacent	Réfrigérer ou congeler dans un sac ou un récipient en plastique propre et hermétiquement fermé.

Maintenant que le prélèvement d'échantillon est clair, nous allons présenter quelques toxiques couramment rencontrés chez les carnivores domestiques, les volailles et les petits ruminants

## 5.5 Principaux toxiques

Le tableau 18 résume les principales intoxications, leurs signes cliniques, les lésions nécropsiques associées et les échantillons à collecter [Pouliquen *et al.*], [INRS]. Selon le laboratoire, les échantillons peuvent varier, il est donc conseillé de contacter le laboratoire d'analyse avant de réaliser le prélèvement.

Tableau 18 : Principaux toxiques, signes cliniques et lésions associées, prélèvements à réaliser  
Source : Pouliquen *et al.* et INRS

Nom	Mode d'action	Signes cliniques	Lésions nécropsiques	Prélèvement
<b>Intoxication par les rodenticides, taupicides, corvicides et molluscicides</b>				
Rodenticide	Anticoagulant, inhibiteur de la vitamine K1	Léthargie, toux, dyspnée, hémoptysie, hémorragie, mort	Hémopéritoine, hémothorax, hémorragie pulmonaire, hémorragie	Foie Contenu gastro-intestinal Appât Sang
Strychnine	Inhibiteur compétitif de la glycine	Spasme musculaire, convulsion tonique puis tonico-clonique, opisthotonos, hyper-réflexivité, cyanose, hyperthermie	Lésions discrètes, voire absentes, parfois hémorragie pancréatique	Contenu stomacal Urine Appât
Alpha-chloralose	Mal connu	Coma hypothermique, hyper-réflexivité, tremblement	Souvent absentes, contenu digestif parfois coloré	Contenu stomacal Urine Appât
Métaldéhyde	Mal connu	Hypersalivation, dyspnée, convulsion tonico-clonique permanentes, hyperthermie, altération de conscience	Non spécifiques (congestion, œdème pulmonaire, congestion hépatique, contenu digestif coloré souvent en bleu)	Contenu stomacal Appât
<b>Intoxication par les insecticides et acaricides</b>				
Organophosphorés et carbamates	Anti-cholinestérasique	Salivation excessive, miction et défécation fréquentes, tremblement musculaire, ataxie,	Non spécifiques (déshydratation, hypersécrétion digestive et respiratoire, œdème pulmonaire)	Sang total Cerveau Tissus rétinien

		convulsion, arrêt respiratoire, mort		Vomissement Contenu gastro-intestinal Foie Appât
Pyrethrine et pyrethrinoïdes	Action nerveuse centrale et périphérique induisant un état d'hyperexcitabilité	Signes nerveux en hyper, ataxie, hyperexcitabilité, hyperesthésie, mydriase, tremblement, parfois convulsion	Non spécifiques, congestion marquée des organes	Sang total Contenu stomacal Rein Foie Peau Encéphale
Macrolide ecto-endectocide	Action nerveuse centrale et périphérique en hypo	Signe nerveux en hypo, ataxie, tremblement, paralysie, hyperesthésie, hypersalivation et mydriase	/	Foie Sang total, Peau Encéphale
<b>Intoxication par les herbicides</b>				
Chlorate de soude	Action caustique, méthémoglobinisant, hémolytique	Vomissement, diarrhée, colique, polypnée, ictère, urine ictérique, prostration, convulsion	Lésions spécifiques : toxique méthémoglobinisant et hémolytique : gastro-entérite, cyanose, congestion hépatique, splénique, pulmonaire, lésions rénales	Sang total Urine Contenu digestif (envoyer en moins de 24h)
Dipyridiliums	Action caustique et cytotoxique pulmonaire	Une phase digestive : (hypersalivation, ulcère lingual, œdème cavité buccal, colique, vomissement diarrhée) Puis une phase respiratoire : polypnée, dyspnée, toux, détresse respiratoire, cyanose, asphyxie	Non spécifiques : congestion digestive, hépatique, rénale et pulmonaire	Sang total, Urine Contenu digestif
Phytohormones ou aryloxyacides	Action caustique	Signes digestifs (hypersalivation et vomissement) Puis signes neuromusculaires (myoclonie et spasmes musculaires, ataxie)	Non spécifiques	Urine

**Intoxication par les engrais**

Nitrates et nitrites	Nitrates : léger effet irritant, diurétique Nitrites : action méthémoglobinisante, effet vasodilatateur	Troubles digestifs, cyanose, muqueuses brunâtres, atteinte de l'état général, troubles cardiovasculaires (hypotension, tachycardie), troubles neurologiques (démarche chancelante, spasme musculaire)	Coloration brun chocolat du cadavre, pétéchies et hémorragies cardiaques et respiratoires, congestion, dilatation cardiaque	Dosage indirect méthémoglobinémie : Sang (tube sous vide d'héparine ou d'EDTA, dilution avec de l'eau distillé ou avec une solution isotonique de NaCl au 1/20, réfrigération ou congélation. Réaliser l'analyse dans les 24h. Dosage nitrite/nitrate : Aliment, Sang Urine Contenu du rumen
Urée (ruminant)	Hypomotricité ruminale, alcalose primitive puis acidose	Comportement anormal (inquiétude, agressivité, bruxisme) Troubles neurologiques (trémulation musculaire, crise convulsive tétaniforme, hyperesthésie) Dyspnée intense	Congestion généralisée, dégénérescence du foie et du rein, pétéchies myocardiques et musculaires	Contenu ruminal, Sang
Chlorure de sodium	Hypernatrémie, œdème cérébral	Chien : diarrhée, convulsion Volaille : soif intense, faiblesse, paralysie, diarrhée blanchâtre, dyspnée Ruminant : soif intense, hypersalivation, diarrhée puis	Inflammation et congestion tube digestif, œdème du cortex cérébral. Volailles : Dépôt d'urates sur les viscères	Contenu digestif Sang

		troubles neurologiques (pousser au mur, amaurose, ataxie, convulsion tonique avec opisthotonos)		
Chocolat	Inhibition des phosphodiesterase, compétition avec les récepteurs à l'adénosine et au benzodiazépines	Digestif (vomissement, hypersalivation, diarrhée, colique) Polyurie Modification du comportement (nervosité, agitation, agressivité ou abattement) Neurologique (tremblement, trémulation, ataxie, convulsion) Cardiaque (tachycardie) Respiratoire (halètement, polypnée)	Lésions non spécifiques : Inflammation muqueuse gastrique et duodénale, pétéchies disséminées, congestion pulmonaire, rénale, hépatique et pancréatique	Dosage théobromine : Contenu stomacal Plasma
<b>Gaz</b>				
Sulfure d'hydrogène (H <sub>2</sub> S)	Action irritante muqueuse oculaire et respiratoire et inhibiteur des cytochromes oxydases mitochondriale, action directe sur le centre de la respiration	Larmolement, jetage, dyspnée intense, perte de conscience, convulsion, tremblement, paralysie	Congestion viscérale généralisée, pétéchies sur les séreuses, œdème pulmonaire	/
Oxyde de soufre SO <sub>2</sub> -SO <sub>3</sub>	Effet vasodilatateur, action sur les canaux calciques, fonction cardiaque et métabolique	Respiratoire : irritant voies respiratoires supérieures, jetage, dyspnée Cutanée : brûlure caustique Oculaire : uvéite, kératite	Irritation sévère de la muqueuse du tractus respiratoire avec lésions cellulaires et œdèmes laryngo-trachéal et pulmonaire. Graves lésions irréversibles pour la peau et les yeux.	/
Monoxyde de carbone CO	Compétition avec l'oxygène sur son site de fixation, formation de carboxyhémoglobine	Asphyxie, céphalées, vomissement, somnolence, vertige, ataxie, coma	Coloration rouge vif surtout muscle cardiaque	Sang sur héparine conservé au réfrigérateur

Dioxyde de carbone CO <sub>2</sub>	Acidose respiratoire, forte affinité avec l'hémoglobine	Respiratoire (polypnée, tachypnée, dyspnée) Neurologique (excitation, inconscience, convulsions) Cardiaque : tachycardie puis bradycardie avant l'arrêt cardiaque	Sang et tissu de coloration foncé	
Éthylène glycol	Action sur le système nerveux central, dépresseur de la respiration cellulaire et du métabolisme de la sérotonine, acidose métabolique	Digestif (vomissement, colique anorexie, polyuro-polydipsie) Nerveux (adynamie, démarche ébrieuse, ataxie, parésie, hyporéflexivité, tremblement, convulsion, coma) Cardio-vasculaire (tachycardie et tachypnée suivi d'une bradycardie bradypnée)	Néphrite épithéliale aiguë, gastro-entérite hémorragique, œdème et congestion cérébrale, œdème pulmonaire, cœur flasque et dilaté	Sang sur héparine Urine Histologie : rein
Métaux et metalloïdes				
Plomb	Mal connu, perturbations métaboliques, perturbation de la conduction nerveuse, action caustique digestive	Ruminant : neuromusculaire (amaurose, tremblement, bruxisme, ataxie, convulsion) Digestif (anorexie, arumination, diarrhée noirâtre, hyper salivation) Chien : neuromusculaire (contractures musculaires, tremblement, crise convulsive clonique) Digestif (vomissement, diarrhée noirâtre, douleur abdominale) Urinaire (polyurie)	Gastro-entérite discrète, hépatite et néphrite congestive dégénérative, dilatation vésicule biliaire, péricardite exsudative, léger œdème cérébral	Foie Rein Histologie : rein foie, encéphale
Zinc	Induction d'une carence en cuivre	Muqueuses pâles ou ictériques, vomissement, polydipsie,	Gastro-entérite, néphrite, hépatite, pancréatite dégénérative, parfois	Foie Rein

	Action caustique digestive, action hémolytique, insuffisance rénale	tremblement, paralysie des extrémités, colique, polyurie puis oligurie, diarrhée	coloration blanchâtre, voire jaunâtre des muqueuses et des tissus	Pancréas
Cuivre	Dégénérescence et nécrose des hépatocytes, hémolyse, ictère	Ictère	Ictère, coloration brun foncé des muscle, foie hypertrophié friable et de couleur jaunâtre, reins hypertrophiés, friable de couleur bronze, rate hypertrophiée brun foncé	Foie, Rein
Arsenic	Action caustique digestive, inhibiteur d'enzyme à groupement thiols	Signes digestifs (colique violente, vomissement, diarrhée, hyper salivation, polydipsie) Signe généraux et nerveux (prostration, tremblement ataxie, convulsion, ...)	Gastro-entérite congestive hémorragique, foie de couleur jaune, œdème pulmonaire, hémorragie cardiaque et péricardique	Foie, Rein Urine Contenu digestif Phanère
Fer	Action caustique, toxique sur la paroi des capillaires	1 <sup>er</sup> phase : Digestif (colique, vomissement, diarrhée) 2eme phase : État de choc (collapsus cardiovasculaire)	Non spécifiques : Œdème, ulcère et hémorragie des muqueuses digestives, nécrose et dégénérescence hépatique	Plasma Contenu digestif
<b>Intoxication végétale</b>				
If	Toxine (taxine)	Excitation et tremblement, dépression, somnolence et décubitus, bradycardie et bradypnée	Présence de rameaux d'if dans les dents ou dans le contenu digestif	Contenu ruminal
Grande ciguë	Toxine (conicine)	Mydriase, tremblement, paraplégie puis paralysie complète, ptyalisme, diarrhée et vomissement, bradypnée	Congestion pulmonaire et intestinale	Contenu ruminal
Plantes cyanogénétiques (cyanures)	Inhibiteur des cytochromes oxydases, action cytotoxique	Dyspnée, chute au sol, tremblement, convulsions discontinues	Coloration rouge vif du sang, contenu digestif à odeur d'amande amère	Contenu gastrique Muscle Encéphale Plante Fourrage

				Eau
Gland	Tanins pyrogalliques	Anorexie, arumination, constipation puis diarrhée noire, poisseuse et putride, dos voussé, dysurie, tremblement, ataxie, parésie	Lésions rénales (hémorragie corticale, œdèmes péri-rénal, fibrose) odeur urineuse de la carcasse, gastro-entérite hémorragique et ulcéreuse, épanchement pleural et abdominal, pétéchies	/
Colchique	Toxique (colchicine)	Anorexie, ptyalisme, colique, diarrhée blanchâtre à odeur d'ail, épreintes et ténesmes, ataxie, prostration et paralysie	Gastroentérite congestive, parfois hémorragique et ulcéreuse	Contenu ruminal
Fougère aigle	Anti-thiaminase (vitamine B1), aplasie médullaire	Abattement, anorexie, œdème sous-glossien, hémorragies (pétéchies, diarrhée hémorragique, jetage hémorragique, hématurie et sueurs de sang, coloration rosée du lait), hyperthermie	Suffusions musculaires, transsudat rosé cavitaire, pétéchies cardiaques et rénales	Fourrage
Mycotoxicooses		Signes cliniques selon la mycotoxine. Aflatoxine : anorexie, dépression intense, ictère, hémorragie.	Aflatoxine : nécrose hépatique centro-lobulaire en aigu ou cirrhose du foie et prolifération des canaux biliaire en chronique.	Prélèvement alimentaire en plusieurs endroits (500 g placés dans un récipient propre, réfrigérés immédiatement)

Après avoir exploré en détail les techniques d'autopsie et les examens complémentaires, nous sommes désormais prêts à présenter notre support de formation. Celui-ci est conçu pour intégrer ces connaissances avec des méthodes d'apprentissage efficaces. Découvrez dans la partie suivante les résultats de cette intégration.

## Partie 6 : Résultats

Dans les sections précédentes, nous avons exploré les fondements théoriques de l'apprentissage (parties 2 et 3), ainsi que les principes et techniques avancées d'autopsie (partie 1 et 4). Grâce à cette base solide, nous avons pu développer trois supports numériques distincts : un pour les carnivores domestiques, un pour les volailles et un pour les petits ruminants. Dans cette section, nous allons montrer comment ces supports intègrent les méthodes d'autopsie avec les approches pédagogiques personnalisées du modèle VARK. Cette combinaison vise à optimiser l'apprentissage et la compréhension des étudiants en médecine vétérinaire, en leur fournissant des outils pratiques et adaptatifs pour leur formation.

Pour chaque animal autopsié, il y a quatre livrables : un script narratif, un diaporama d'autopsie, une vidéo du diaporama associée à un audio, et enfin une check-list. Les trois premiers ont été créés grâce aux parties 2, 3 et 4, tandis que la check-list est le résultat présenté dans la partie 4.

### 6.1 Textes narratifs autopsies

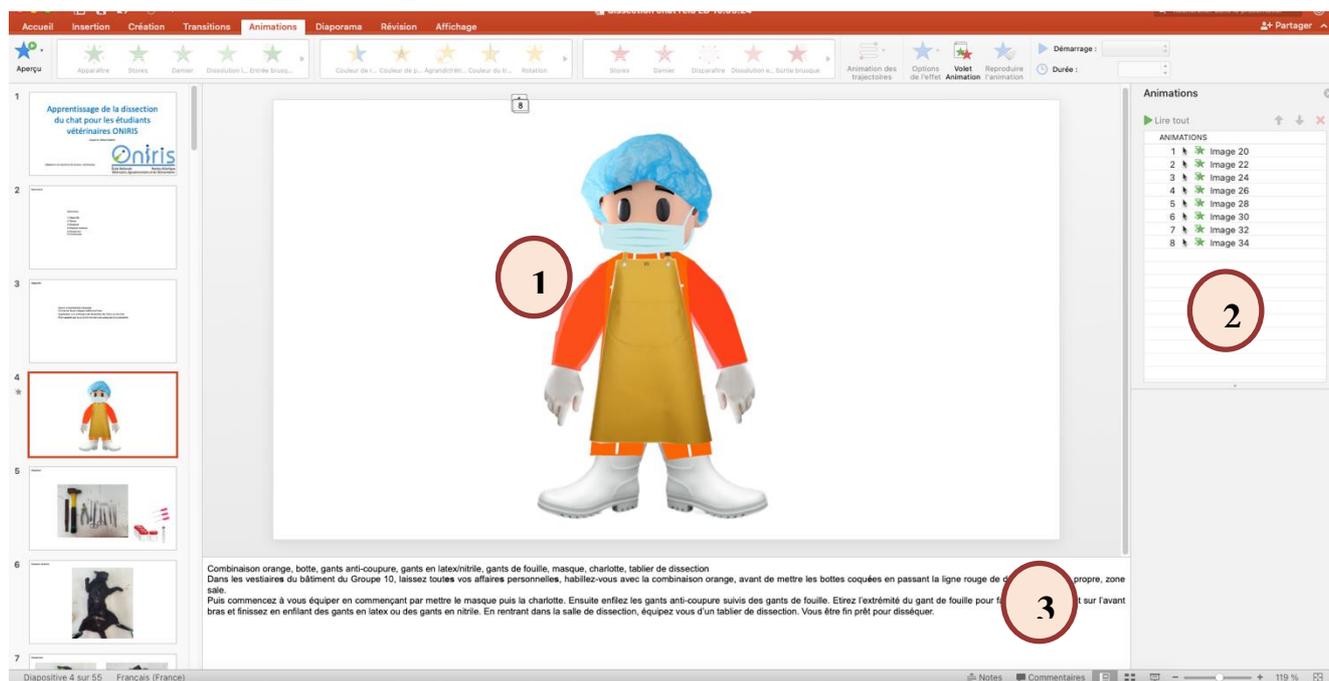
Les textes de description des autopsies ont été créés pour aider à l'apprentissage des étudiants selon le style d'écriture de la méthode VARK. Ils font partie des sections 1, 3 et 4, et sont rédigés en style narratif. Ces textes ne comprennent pas d'images, mais reprennent les objectifs, l'équipement et la technique d'autopsie. Il y a un texte par espèce : un pour les carnivores domestiques, un pour les volailles et un dernier pour les petits ruminants. La check-list apporte également une aide supplémentaire.

Par la suite, ce texte a été simplifié pour pouvoir être intégré sur un support multimédia de type diaporama PowerPoint.

### 6.2 Diaporama autopsies

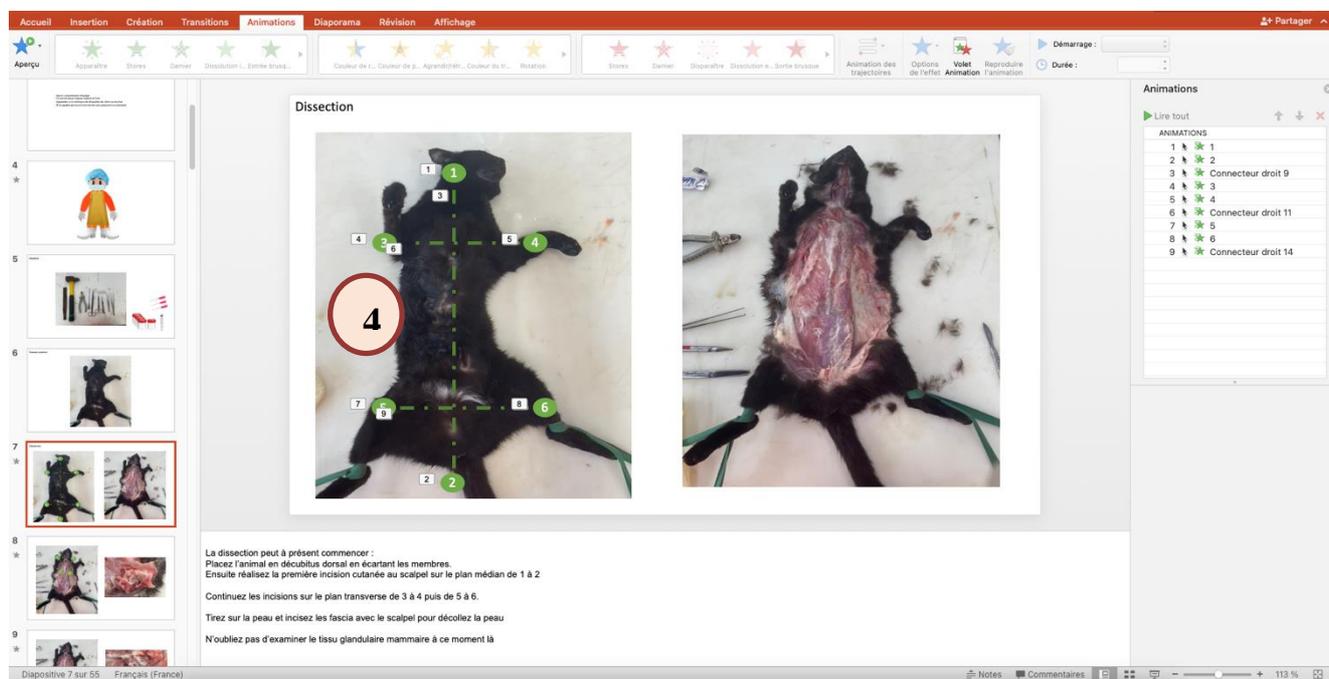
Pour compléter le style visuel de la méthode VARK, 4 diaporamas ont été créés, un pour l'autopsie des chats, un pour les chiens, un pour les volailles et un pour les petits ruminants. Ce support reprend les parties 1, 3 et 4 ; il s'agit de la méthode d'autopsie illustrée à l'aide de photos ou d'images, présentée de manière chronologique associée une animation pour comprendre les différentes étapes de l'autopsie. Ces diaporamas reprennent également les objectifs et l'équipement nécessaire à l'autopsie. Prenons l'exemple de la figure 8 qui explique la tenue à avoir au bâtiment d'autopsie du groupe 10. Nous retrouvons des illustrations en ① et ④ animé selon la séquence d'animation ②, sur les figures 8 et 9 avec un texte explicatif succinct en ③ qui correspondra à la voix off. Ce fonctionnement est repris pour chaque diaporama, nous retrouvons cela dans les figures 9,10,11 et 12. Concernant, les animations de la figure 9, chaque chemin en vert ④ apparaît et est animé afin de savoir comment faire l'incision.

Figure 8 : Diaporama explication de la tenue



Légende : 1 correspond aux illustrations, le 2 à la séquence d'animation, le 3 au texte indiquant les étapes

Figure 9 : Diaporama autopsie du chat



Légende : 4 correspond à l'animation séquentielle placé sur l'image

Figure 10 : Diaporama autopsie du chien

**Dissection**

La dissection peut à présent commencer :  
Placez l'animal en décubitus dorsal en écartant les membres.  
Réalisez la première incision cutanée au scalpel sur le plan médian de 1 à 2  
Continuez les incisions sur le plan transverse de 3 à 4 puis de 5 à 6.  
Tirez sur la peau et incisez les fascia avec le scalpel pour décoller la peau  
N'oubliez pas d'examiner le tissu glandulaire mammaire à ce moment là

**Animations**

Line à partir de

ANIMATIONS

- 1 | 1
- 2 | 2
- 3 | Connecteur droit 9
- 4 | 3
- 5 | 4
- 6 | Connecteur droit 11
- 7 | 5
- 8 | 6
- 9 | Connecteur droit 14

Figure 11 : Diaporama autopsie des volailles

**Apprentissage de la dissection des volailles pour les étudiants vétérinaires L'ONIRIS**

Pour faciliter l'autopsie pouvez plonger l'oiseau dans une solution d'eau et de désinfectant sans immerger la tête.  
Positionnez l'animal en décubitus dorsal.

A présent vous pouvez commencer votre autopsie, en commençant l'incision de la peau au niveau de la pointe caudale du bréchet en 1.  
Ouvrez crânialement et caudalement et décollez la peau

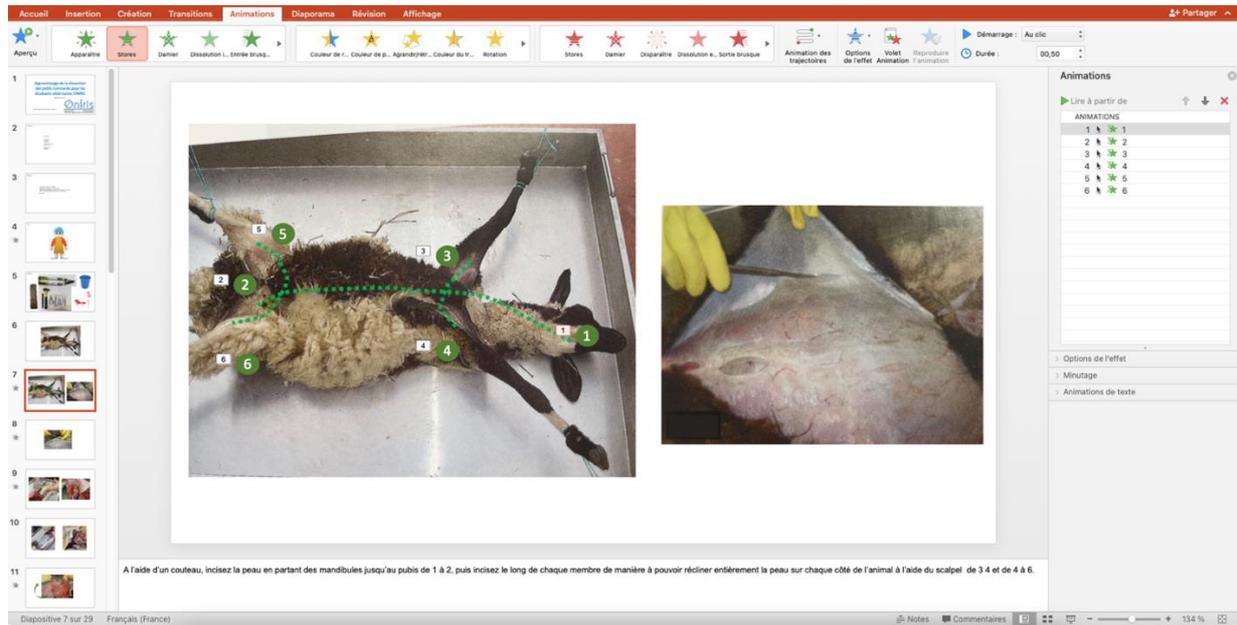
**Animations**

Line à partir de

ANIMATIONS

- 1 | 1
- 2 | Croix 1

Figure 12 : Diaporama autopsie petits ruminants



Ce support power point permet de voir facilement les étapes de l'autopsie et de voir ce qu'il est nécessaire de faire. Points intéressants, il ne possède aucun son, mais il est facile de le transformer en vidéo en enregistrant la voix off (correspondant au script narratif) pour ce support.

### 6.3 Vidéo diaporama autopsies

Ce support constitué de 4 vidéos reprend exactement les diaporamas de la partie 6.2 en ajoutant une voix-off, qui est aussi le texte correspond à la légende 3 de la figure 8) ainsi que les animations (légende 4 de la figure 9). Ce support permet de satisfaire les styles visuels et auditifs de la méthode VARK.

### 6.4 Check-list autopsie

Ce support est le résultat de la partie 4 concernant la dissection des carnivores domestiques, des volailles et des petits ruminants. Il reprend les étapes sous forme de check-list numérotée. Cette liste est utile en tant que support supplémentaire, permettant de réviser rapidement ou de résumer de manière plus transposable le contenu de la vidéo. Elle peut également servir durant l'autopsie afin de vérifier si l'étudiant n'a rien oublié. Pour cela, nous avons ajouté une colonne « fait » à droite de la colonne « description », permettant de cocher chaque étape réalisée pour ne rien omettre. Cette feuille peut être imprimée ou téléchargeable et mise à disposition des étudiants pendant leur autopsie pour leur rappeler les étapes à suivre. Cette check-list est présentée en annexes 4, 5 et 6.

Avec la présentation de notre support de formation numérique, nous avons établi une base prometteuse pour l'apprentissage des techniques d'autopsie en médecine vétérinaire. Ce support vise à relever les défis actuels de l'éducation vétérinaire, notamment l'augmentation du nombre d'étudiants et la réduction de l'utilisation d'animaux dans l'enseignement. Dans la section suivante, nous discuterons de l'efficacité de cet outil numérique, de son intégration dans le parcours pédagogique vétérinaire, des limites et améliorations possibles. Cette discussion nous permettra de tirer des conclusions sur son rôle dans la modernisation de l'enseignement de l'autopsie, tout en respectant les préoccupations éthiques actuelles et en ouvrant la voie à des méthodes d'apprentissage plus durables et inclusives.

## Partie 7 : Discussion et conclusion

### *7.1 Efficacité de l'outil numérique*

La création d'un outil pédagogique numérique pour l'apprentissage de la dissection en vue de diagnostics nécropsiques représente un avantage important dans la formation vétérinaire. Ce projet répond à plusieurs défis, notamment l'augmentation du nombre d'étudiants vétérinaires par promotion, l'insuffisance du nombre d'animaux autopsiés par étudiant, ainsi que la nécessité de réduire l'utilisation d'animaux à des fins pédagogiques.

Tout d'abord, l'outil numérique offre une expérience d'apprentissage uniforme et accessible, permettant à tous les étudiants d'acquérir des connaissances essentielles, indépendamment des contraintes liées à la disponibilité des cadavres. En intégrant des éléments visuels et interactifs, l'outil s'aligne sur les théories de l'apprentissage, telles que le modèle VARK, qui reconnaît la diversité des styles d'apprentissage. Cependant, malgré ces avantages, l'outil ne peut pas se substituer à la pratique de la dissection, soulignant ainsi la nécessité de le combiner avec des travaux pratiques où les étudiants peuvent appliquer leurs connaissances dans un contexte réel.

De plus, cet outil contribue à un apprentissage plus éthique et durable en réduisant le nombre d'animaux utilisés lors des séances d'autopsie. Cela répond à une préoccupation croissante dans l'éducation vétérinaire et reflète une tendance vers des méthodes d'enseignement plus responsables et éthiques.

### *7.2 Intégration dans le parcours pédagogique vétérinaire*

En termes d'intégration, l'outil peut être utilisé dans le cursus vétérinaire, plus particulièrement dans l'UE 074 production et médecine avicole et aquacole et l'UE 108 autopsie pour maximiser leur enseignement. Pour cela cet outil numérique pourra être confié à l'enseignant concerné qui, par la suite, pourra le proposer aux étudiants via la plateforme numérique Connect dans le but d'enrichir ses enseignements.

Cet outil numérique représente une aide pour moderniser l'enseignement de l'autopsie vétérinaire, tout en répondant aux préoccupations éthiques et pédagogiques actuelles.

### *7.3 Limites et améliorations*

Bien évidemment cet outil est utile s'il est utilisé par les étudiants, une évaluation de son impact sur les performances des étudiants lors des sessions d'autopsie peut être un bon indicateur de son utilisation. De plus cet outil a été créé selon nos besoins personnels dans l'apprentissage pratique de l'autopsie, des retours d'autres utilisateurs seraient une bonne opportunité pour l'améliorer afin qu'il reste pertinent et efficace.

Il serait très intéressant d'utiliser un questionnaire de validation des connaissances et de satisfaction d'utilisation afin de mettre en évidence des axes d'améliorations supplémentaires.

Il pourrait également être pertinent d'envisager l'utilisation d'autres technologies émergentes, telles que la réalité augmentée ou la réalité virtuelle, ce qui permettrait d'offrir une expérience d'apprentissage

encore plus immersive en trois dimensions et non en deux dimensions. Cela conduirait à un engagement plus élevé et permettrait surtout d'utiliser l'aspect kinesthésique.

Enfin, cet outil numérique a pour cibles actuel les étudiants vétérinaires d'OnirisVetAgroBio Nantes, mais à plus long terme, cet outil pourrait être distribué aux autres écoles nationales vétérinaires françaises, dans le cadre ENVF et aux vétérinaires praticiens dans le cadre de la formation tout au long de la vie.

## *7.4 Conclusion*

Le développement d'un tel outil pédagogique numérique permet de compléter l'enseignement vétérinaire. Il répond de manière pertinente aux défis posés par l'augmentation du nombre d'étudiants, la diminution du nombre de cadavres autopsiés par étudiant et la réduction de l'utilisation d'animaux dans la formation pratique.

Les avantages de l'outil sont multiples, il permet une standardisation de l'apprentissage en intégrant des méthodes pédagogiques modernes et soutient une approche éthique de l'éducation. Un des enjeux de cet outil est de faciliter l'acquisition des compétences essentielles en autopsie pour la pratique vétérinaire en vue d'établir un diagnostic nécropsique.

Pour maximiser son impact, il est important de continuer à enrichir son contenu en le complétant selon les retours des utilisateurs.

En perspective, cet outil pourrait servir de modèle pour la réalisation d'autopsie chez d'autres espèces et son utilisation devrait également être élargie aux vétérinaires praticiens.

En somme, cet outil numérique représente une avancée vers une éducation vétérinaire plus moderne, efficace et éthique, ouvrant la voie à des pratiques d'apprentissage innovantes et durables.

## **Bibliographie :**

**AGOULON. A.**, U.E 074 Les parasitoses des volailles. ONIRIS, 2021-2022.

**ADJOU K., AUTEF P., SCHELCHER F.**, Guide pratique de l'autopsie des ovins. Les enseignements de l'autopsie. Se familiariser avec les principales lésions. Éditions France Agricole (2017). *Bulletin de l'Académie Vétérinaire de France*, 2018, vol. 171, no 1, p. 59-59.

**BAKER J.**, Principles of biological microtechnique. London: Methuen and Co, 1958.

**BELLOC C.**, U.E 394 Maladies des volailles. ONIRIS, 2022-2023.

**BROOKS, JASON W.**, (ed.). Veterinary forensic pathology. Cham, Switzerland : Springer, 2018.

**CABANIE. P, SCHELCHER. F.**, Le diagnostic nécropsique. In : ESPINASSE, J. et NAVETAT, H. IIIèmes ateliers d'autopsie de l'Allier, p. 8-14, 1993.

**CARR. A, KIRKWOOD. R, PETROVSKI, K.** Effective Veterinary Clinical Teaching in a Variety of Teaching Settings. *Vet Sci.* 2022, 9(1), 17. DOI : 10.3390/vetsci9010017.

**CARSON. F.**, Histotechnology: A self-instructional text. Chicago: ASCP Press, 1997.

**CERBA VET.** Catalogue des examens pour agents infectieux. [en ligne]. Disponible à l'adresse : <https://www.cerbavet.com/files/live/sites/cerba-vet/files/files/05.Catalogue/PDF/SSPRIX-FDExamAgINFECT.pdf>[Consulté le 22 septembre 2024].

**CNRTL.** "Centre National de Ressources Textuelles et Lexicales". 1970. [En ligne]. Disponible sur : <https://www.cnrtl.fr/definition/autopsie>. [Consulté le 12 décembre 2024].

**COFFIELD, F., MOSELEY, D., HALL, E.**, Learning styles and pedagogy in post-16 learning: A systematic and critical review. 2004.

**COLLOBERT. C.**, Apports et limites de l'autopsie. *Bull. Group. Tech. Vet.* (4), p. 41-43, 1998.

**CONSTANTINESCU, GHEORGHE M. ET LIGONDAY, P.** Guide pratique d'anatomie du chien et du chat. Paris: Med'com, 2005.

**DEGOMME, L., BOON, G., BRUN, G., ET AL.** La Simulation en Santé. Foucher, 2022.

**DESLAURIERS, L., SCHELEW, E. ET WIEMAN, C.** Improved Learning in a Large-Enrollment Physics Class. *Science*, 2011, 332:862-864. DOI: 10.1126/science.1201783.

**ECHODISTRIMAL.** Proto002 – Kit RAL 555 Coloration rapide en hématologie, version V04. [en ligne]. Disponible à l'adresse : <https://echodistrimal.com/wp-content/uploads/2021/09/proto002-kit-ral-555-coloration-rapide-en-hematologie-fr-v04.pdf> [Consulté le 22 septembre 2024].

**EICHER, JAMES P.** Making the Message Clear: How to Master the Business Communication Tools That Direct Productivity, Excellence and Power. Grinder, DeLozier & Associates, 1987.

**EL KAFI, J.** L'innovation pédagogique. *Чуждоезиково обучение*, 2017, vol. 44, no. 3, p. 247-260.

**ERICSSON, K.** Acquisition and maintenance of medical expertise: a perspective from the expert performance approach with deliberate practice. *Acad Med J Assoc Am Med Coll.*, 2015, 90(11):1471-1486. DOI: 10.1097/ACM.0000000000000939.

**EVANS, H. ET DE LAHUNTA, A.** Guide to the Dissection of the Dog-E-Book. Elsevier Health Sciences, 2016.

**FARRELL, R.** Beyond the classroom: insights into the use of virtual simulation in veterinary education. *Vet Rec.*, 2020, 186:559-561. DOI: 10.1136/vr.m2103.

**FLEMING, N. ET MILLS, C.** Not another Inventory, rather a catalyst for reflection. *Improve Acad.*, 1992, 11:137–155.

**GREENACRE C., MORISHITA T.**, Backyard Poultry Medicine and Surgery.

**GREGORY N. ET ROBINS J.** A body condition scoring system for layer hens. *New Zealand Journal of Agricultural Research*, 1998, 41(4), 555-559.

**HERRY, V. SCHELCHER, L.** *Techniques d'autopsie à la ferme*. Journal de la SNGTV, 2014, pp. 593-604. [en ligne]. Disponible à l'adresse : <https://www2.sngtv.org/article-bulletin/techniques-dautopsie-a-la-ferme/> [Consulté le 24 septembre 2024].

**IJAEDU.,** Self-confidence and learning outcomes of students in flipped classroom on cell learning. *Int E-J Adv Educ.*, 2020, 6(16):82-88. DOI: 10.18768/ijaedu.616011.

**INRS.** Formaldéhyde : *dangers*. Institut National de Recherche et de Sécurité (INRS), mis à jour le 13 décembre 2022. Disponible sur : <https://www.inrs.fr/risques/formaldehyde/danger.html>. Consulté le 21 septembre 2024.

**KHARB, P., SAMANTA, P., JINDAL M., SINGH, V.** The learning styles and the preferred teaching-learning strategies of first year medical students. *J Clin Diagn Res.*, 2013, 7:1089–1092.

**KING J., ROTH-JOHNSON L., DODD, DAVID C.**, *The Necropsy Book: A guide for veterinary students, residents, clinicians, pathologists, and biological researchers*. Internet-First University Press, 2014.

**KOLB D.**, *Experiential learning: experience as the source of learning and development*. Englewood Cliffs: Prentice-Hall, 1984.

**LEGIFRANCE.,** *Décret n° 97-1048 du 6 novembre 1997 relatif à l'élimination des déchets d'activités de soins à risques infectieux et assimilés et des pièces anatomiques et modifiant le code de la santé publique (deuxième partie : Décrets en Conseil d'Etat)*. JORF n° 0260 du 8 novembre 1997, 1997. [en ligne]. Disponible à l'adresse : <https://www.legifrance.gouv.fr/loda/id/JORFTEXT000000379322> [Consulté le 24 septembre 2024].

**LEGIFRANCE.** *Article R226-12 du Code rural et de la pêche maritime : Transport d'animaux vivants en véhicules automobiles*. Version du 13 juillet 1976. [en ligne]. Disponible à l'adresse : [https://www.legifrance.gouv.fr/codes/article\\_lc/LEGIARTI000006579805/1976-07-13](https://www.legifrance.gouv.fr/codes/article_lc/LEGIARTI000006579805/1976-07-13) [Consulté le 24 septembre 2024].

- MAJO N., DOLZ R.,** Autopsie des volailles. Les Éditions du Point Vétérinaire, 2011.
- MANSOUR M., WILHITE R., ROWE J,** Guide to ruminant anatomy: dissection and clinical aspects. John Wiley & Sons, 2023.
- MASON G., MADDEN D.,** Performing the field necropsy examination. *Vet. Clin. North Am. Food Anim. Pract.*, 2007, 23(3), 503-526.
- MAYER, RICHARD E., MORENO R.** Nine ways to reduce cognitive load in multimedia learning. *Educational psychologist*, 2003, vol. 38, no. 1, p. 43-52.
- MCDONOUGH, SEAN P., SOUTHARD T.,** Necropsy guide for dogs, cats, and small mammals. John Wiley & Sons, 2017.
- NIETFELD J.,** Field necropsy techniques and proper specimen submission for investigation of emerging infectious diseases of food animals. *Vet. Clin. North Am. Food Anim. Pract.*, 2010, 26(1), 503-526.
- PÉPIN C.,** Les vertus de l'échec. Paris: Allary éditions, 2016.
- POPPENGA, ROBERT H. ET GWALTNEY-BRANT, SHARON M.** (ed.). Small animal toxicology essentials. John Wiley & Sons, 2011.
- POULIQUEN H., KAMMERER M.,** U.E. 287 Toxicologie clinique, volume 1. ONIRIS, 2020-2021.
- POULIQUEN, H., KAMMERER, M.** U.E. 287 Toxicologie clinique, volume 2. ONIRIS, 2020-2021.
- RAUCENT, B., BOURRET, B., MARRE, M., MOORE, G.** *Étudiant actif ou apprentissage actif ? La responsabilité du concepteur de problème.* Université catholique de Louvain (UCL) – Belgique, INSA – Toulouse – France.
- REGLEMENT (CE) N°1069/2009 DU PARLEMENT EUROPEEN ET DU CONSEIL.** Établissant des règles sanitaires applicables aux sous-produits animaux et produits dérivés non destinés à la consommation humaine et abrogeant le règlement (CE) n°1774/2002.
- SAMARAKOON, L., FERNANDO, T., RODRIGO, C.,** Learning styles and approaches to learning among medical undergraduates and postgraduates. *BMC medical education*, 2013, vol. 13, p. 1-6.
- SCHERTENLEIB T.,** Correlation of Clinical and Pathological Diagnoses in Cats and Dogs. *Journal of Comparative Pathology*, 2016, 154(1), 86. DOI: 10.1016/j.jcpa.2015.10.067.
- SCHMIDT H., WAGENER S., SMEETS G., KEEMINK L., MOLEN H.,** On the Use and Misuse of Lectures in Higher Education. *Health Prof Educ.*, 2015, 1:12-18. DOI: 10.1016/j.hpe.2015.11.010.
- SCHULMAN F.,** Veterinarian's Guide to Maximizing Biopsy Results. John Wiley & Sons, 2016.
- STRAFUSS, A. C.** Necropsy. Procedures and basic diagnostic methods for practicing veterinarians. 1987.

**SUTTON L., BYRD J., BROOKS J.**, Age determination in dogs and cats. *Veterinary Forensic Pathology*, vol. 2, 2018, p. 151-163.

**TOMA, B., GOGNY, M., GRENIER, B.** Bonnes Pratiques Pédagogiques et Évaluation En Enseignement Vétérinaire, 2000.

**VENTEO L., VELOT E.**, L'IMPORTANCE DE LA FIXATION EN HISTOCHIMIE. *Revue française d'histotechnologie (Ambois)*, 2010, vol. 23, no 1, p. 25-32.

**VOLAT J.**, Les autopsies à l'équarrissage. *L'expertise vétérinaire*, vol. 3, Lyon, p. 253-262, 1991.

**WOLFF M., WAGNER M., POZNANSKI S., SCHILLER J., SANTEN S.**, NOT Another Boring Lecture: Engaging Learners with Active Learning Techniques. *J Emerg Med.*, 2014, 48. DOI: 10.1016/j.jemermed.2014.09.010.

Clinique d'Autopsie du CHUV  
Unité d'Histologie & d'Anatomie Pathologie

Nom des étudiants	AH	Date
	EC	Réf autopsie

ANIMAL

Espèces :	Race :
Sexe :	Age :
Identification :	

VETERINAIRE PRATICIEN OU CLINICIEN

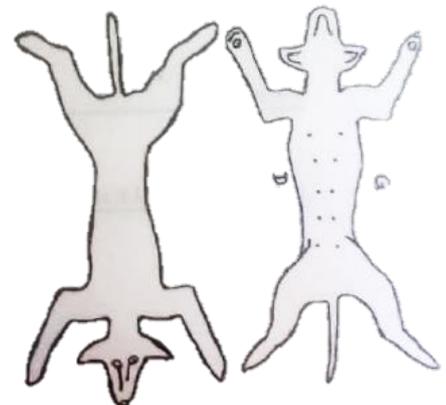
PROPRIETAIRE

EXAMEN GENERAL

L'animal autopsié est un

État d'embonpoint :  
État de conservation :

- Peau et phanères
- Yeux
- Oreilles
- Nez
- Cavité orale
- Thorax
- Abdomen
- Membres
- Nœuds lymphatiques palpable
- Mamelles
- Appareil génital
- Tissu conjonctivo-adipeux sous-cutané



CAVITES

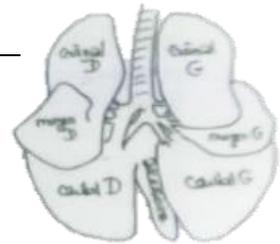
- Cavité péritonéale
- Paroi péritonéale
- Cavité pleurale
- Paroi pleurale
- Médiastin

APPAREIL CIRCULATOIRE

- Péricarde
- Myocarde
- Endocarde
- Valvules
- Vaisseaux sanguins

APPAREIL RESPIRATOIRE

- Cavités nasales
- Larynx
- Trachée
- Poumon

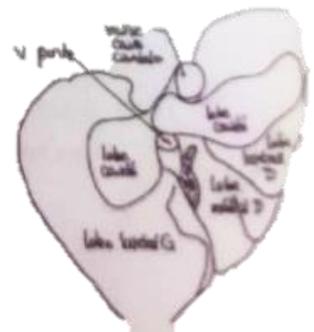


TUBE DIGESTIF

- Oesophage
- Estomac
- Intestin grêle
- Caecum
- Côlon, rectum

PANCREAS

FOIE ET VESICULES BILIAIRES



APPAREIL URINAIRE

- Rein gauche
- Rein droit
- Uretères
- Vessie
- Urètre

APPAREIL GENITAL

- Ovaires
- Utérus et col
- Vagin et vulve
- Testicules
- Prostate
- Pénis

ORGANES LYMPHOIDES

- Nœuds lymphatiques
- Rate
- Thymus
- Vaisseaux lymphatiques

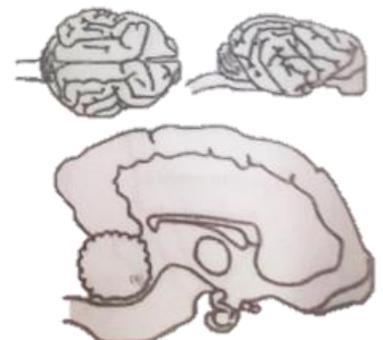
GLANDES ENDOCRINES

- Surrénales
- Thyroïdes
- Parathyroïdes
- Hypophyse

MUSCLE ET SQUELETTE

- Articulations
- Os et moelle osseuse
- Muscles et tendons

SYSTEME NERVEUX ET YEUX



LESIONS SIGNIFICATIVES

LESIONS NON SIGNIFICATIVES

CONCLUSION

PRELEVEMENTS

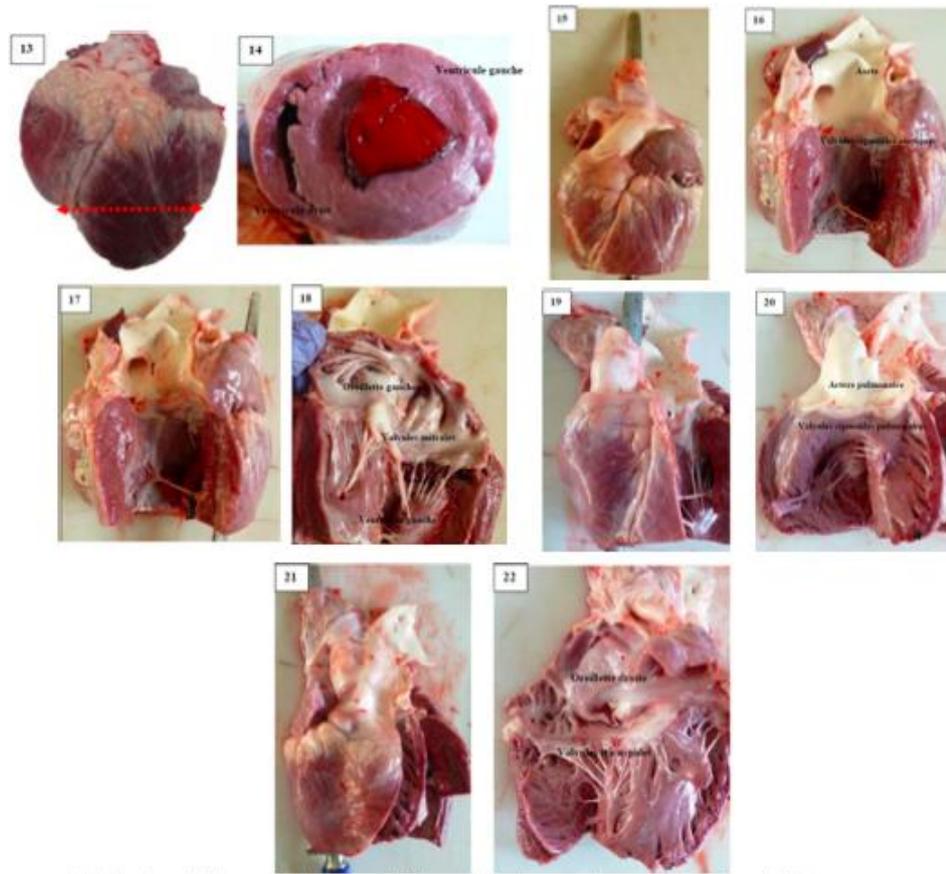
Compte-rendu à :

Signature :

Facturation :

Annexe 2 : Poids normal du cœur en pourcentage de leur poids corporel chez le chien et le chat  
 Source :King et al. et Strafuss et al.

Organ	Species	Age/Breed/Weight	Sex	Mean %BW	Reference
Heart	Cat	Newborn	Both	0.77%	Latimer, 1967
Heart	Cat	Young (65 days)	Both	0.63%	Lee, 1975
Heart	Cat	Adult	Male	0.46%	Joseph, 1908
Heart	Cat	Adult	Female	0.46%	Joseph, 1908
Heart	Cat	Adult	Both	0.33%	Lee, 1975
Heart	Dog	Newborn (6–11 days)	Both	0.47%	Lee, 1975
Heart	Dog	Newborn	Both	0.76%	Latimer, 1967
Heart	Dog	Adult (9–20 months, Beagle)	Male	0.84%	Keenan, 2006
Heart	Dog	Adult (9–20 months, Beagle)	Female	0.85%	Keenan, 2006
Heart	Dog	Adult (mix breed, 0–10 kg)	Both	0.84%	Bienvenu, 1991
Heart	Dog	Adult (mix breed, >25.1 kg)	Both	0.72%	Bienvenu, 1991
Heart	Dog	Adult (mix breed, 10.1–25 kg)	Both	0.79%	Bienvenu, 1991
Heart	Dog	Adult	Male	0.74%	Joseph, 1908
Heart	Dog	Adult	Female	0.76%	Joseph, 1908
Heart	Dog	Adult (8–38 months, Beagle)	Female	0.64%	Latimer, 1967
Heart	Dog	Adult (8–38 months, Beagle)	Male	0.65%	Latimer, 1967
Heart	Dog	Adult	Both	0.73%	Steward, 1975
Heart	Dog	Adult	Both	0.70%	Lee et al, 1975



Légende : (13) Section de l'apex cardiaque parallèlement à la base cardiaque et à un tiers de la hauteur du cœur. (14) Évaluation du rapport de l'épaisseur des ventricules (ne pas inclure les muscles papillaires). (15,16) Incision à travers le ventricule gauche, suivant le septum interventriculaire jusque dans l'aorte. (17,18) Incision à travers le ventricule gauche jusque dans l'oreillette gauche. (19,20) Incision à travers le ventricule droit, le long du septum interventriculaire jusque dans le tronc pulmonaire. (21,22) Incision à travers le ventricule droit jusque dans l'oreillette droite.

*Annexe 4 : Check-list autopsie carnivores domestiques*

<b>Numéro de l'étape</b>	<b>Nom de l'étape</b>	<b>Description</b>	<b>Fait</b>
1	Placement initial de l'animal	Placer le corps en décubitus dorsal, les membres écartés.	
2	Incision cutanée médiane	Réaliser une incision du menton jusqu'au pubis sur le plan médian.	
3	Récliner le pénis et retirer les testicules	Récliner le pénis vers l'arrière, inciser le scrotum et sectionner le cordon spermatique pour retirer les testicules.	
4	Incision des membres antérieurs et postérieurs	Réaliser une seconde incision joignant un grasset à l'autre (perpendiculairement à la première) et une troisième incision d'un coude à l'autre. Décoller largement la peau.	
5	Examen mammaire chez la femelle	Examiner le tissu glandulaire mammaire en réclinant la peau.	
6	Ouverture de l'articulation scapulo-humérale	Couper les muscles pectoraux et le plexus brachial pour offrir plus de mouvement. Ouvrir l'articulation scapulo-humérale, évaluer le liquide synovial et inspecter le cartilage.	
7	Ouverture de l'articulation coxofémorale	Palper la jonction coxofémorale pour localiser l'espace articulaire. Sectionner le ligament acétabulaire et luxer le membre postérieur dorsalement pour examiner l'articulation.	
8	Ouverture de l'articulation du genou	Inciser la peau, fléchir l'articulation, réaliser une coupe transversale dans le ligament patellaire, récliner la patelle et sectionner les ligaments collatéraux et croisés.	
<b>Ouverture de la cavité abdominal</b>			
9	Ouverture de la cavité abdominale	Ouvrir la cavité abdominale en coupant la paroi et créant un volet réclinable ventralement. Inciser au niveau du processus xiphoïde. Collecter et quantifier tout liquide présent.	
10	Protection des organes	Soulever le péritoine avec une pince, insérer une sonde cannelée pour protéger les organes lors de l'ouverture de la paroi abdominale.	
11	Prolongation de l'incision abdominale	Prolonger l'incision le long de l'arc costal jusqu'aux muscles vertébraux lombaires, puis caudalement jusqu'à l'ilium et au pubis.	
<b>Ouverture de la cavité thoracique</b>			
12	Ouverture du diaphragme	Examiner le diaphragme (muscle tendu et concave). Ponctionner sous le processus xiphoïde pour récupérer les liquides. Sectionner le diaphragme en longeant le plastron costal.	
13	Section des côtes	Sectionner les muscles dentelés thoraciques et les côtes à l'aide d'un costotome. Récliner le plastron costal vers l'avant en coupant les attaches du médiastin. Examiner le plastron.	
<b>Observation des organes</b>			

14	Examen in situ des organes	Examiner les organes in situ après ouverture des cavités corporelles. Noter la position, la couleur des organes et les caractéristiques de tout liquide présent. Évaluer le degré d'autolyse.	
Retrait des viscère thoracique et abdominaux			
15	Incision pour extraction de la langue	Réaliser une incision en V sous les mandibules, couper le frein de la langue et extraire la langue ventralement à travers l'espace inter-mandibulaire.	
16	Extraction des organes oropharyngiens	Récliner la langue vers l'arrière en coupant les tissus oropharyngiens. Sectionner l'appareil hyoïdien et continuer à récliner la langue, le larynx, la trachée et l'œsophage.	
17	Inspection des veines, nerfs et artères	Examiner les veines jugulaires, nerfs vagues, et artères carotides. Les glandes thyroïdes et parathyroïdes doivent être visibles à ce stade. Isoler et inspecter les glandes.	
18	Décollage des viscères thoraciques	Continuer à décoller les viscères thoraciques jusqu'au diaphragme. Désinsérer entièrement le diaphragme. Sectionner les attaches du mésentère pour isoler les viscères.	
19	Restants dans le corps	À ce stade, il reste l'appareil uro-génital, la partie distale du colon/rectum et les glandes surrénaliennes dans le corps de l'animal.	
Séparation des organes abdominaux et thoraciques			
20	Œsophage	Sectionner l'œsophage derrière le pharynx, l'isoler de la trachée, et sectionner à nouveau au niveau de la traversée du diaphragme. Réaliser une incision longitudinale, l'étaler et inspecter.	
21	Diaphragme	Sectionner la portion fibreuse du diaphragme autour du cardia et les ligaments hépatiques. Isoler, étaler et inspecter les deux faces du diaphragme.	
22	Foie et vésicule biliaire	Sectionner le canal cholédoque et le ligament hépato-duodéal. Palper et examiner chaque lobe du foie avec des tranches d'inspection. Prélever un échantillon de bile et inciser la vésicule pour inspecter.	
23	Bloc cœur-poumon	Inciser le sac péricardique, récupérer et quantifier tout liquide présent. Invaginer le péricarde et sectionner les vaisseaux à la base du cœur, au plus proche des poumons.	
Ouverture du cœur (voir annexe 3)			
24	Section de l'apex	Sectionner l'apex cardiaque parallèlement à la base cardiaque, à un tiers de la hauteur du cœur.	
25	Incision ventricule gauche	Réaliser une incision du ventricule gauche vers l'aorte, en longeant le septum interventriculaire. Observer les valvules sigmoïdes aortiques.	
26	Incision ventricule droit	Inciser le ventricule droit vers l'artère pulmonaire, en suivant l'autre côté du septum. Observer les valvules sigmoïdes pulmonaires.	

27	Section oreillette gauche	Inciser le ventricule gauche parallèlement à la deuxième section et traverser l'oreillette gauche. Observer les valvules mitrales.	
28	Section oreillette droite	Inciser le ventricule droit parallèlement à la troisième section et traverser l'oreillette droite. Observer les valvules tricuspides.	
Bloc langue-trachée-poumon			
29	Ouverture du larynx et de la trachée	À l'aide de ciseaux, ouvrir le larynx et la trachée longitudinalement. Observer la muqueuse et la lumière de ces deux organes creux.	
30	Ouverture des bronches et parenchyme	Ouvrir la trachée et les grosses bronches avec des ciseaux. Réaliser plusieurs incisions dans le parenchyme pulmonaire avec un couteau. Observer taille, couleur, consistance et lumières.	
31	Test de docimasia	Découper un petit fragment de poumon et le placer dans un pot rempli d'eau. Vérifier que le tissu pulmonaire sain flotte.	
Organes digestifs, pancréas et rate			
32	Individualisation de la rate	Sectionner l'épiploon le long du hile pour individualiser la rate. Faire une section transversale au scalpel et inspecter la taille, la forme, la couleur et la consistance.	
33	Isolation du pancréas	Séparer l'épiploon de l'estomac près de celui-ci. Isoler le pancréas dans le mésentère au niveau de l'anse duodénale et évaluer son emplacement, taille, forme, couleur et consistance.	
34	Tranches d'inspection du pancréas	Isoler le pancréas et réaliser des tranches d'inspection tous les 1 à 2 cm sur l'axe court des deux lobes.	
35	Ouverture de l'estomac	Sectionner le mésentère au niveau de son insertion sur l'intestin. Ouvrir l'estomac à l'aide de ciseaux à bouts ronds en partant du cardia, suivant la grande courbure jusqu'au pylore.	
36	Recueil du contenu digestif	Inciser le mésentère le long de l'attache mésentérique et recueillir le contenu de chaque partie (estomac, intestin grêle, cæcum, colon, rectum) dans un pot à prélèvement.	
37	Examen de la muqueuse	Laver la muqueuse à l'eau courante et l'examiner macroscopiquement.	
38	Examen des nœuds lymphatiques	Examiner les nœuds lymphatiques mésentériques et coliques, réaliser des sections pour inspection.	
Glandes surrénales			
39	Retrait des glandes surrénales	Localiser la glande surrénale droite, située crânialement au rein droit et souvent englobée dans du tissu adipeux. Identifier la glande surrénale gauche, souvent sous la veine cave caudale.	
Appareil uro-génital			

40	Retrait de l'appareil uro-génital	Retirer l'appareil génito-urinaire en incisant les vaisseaux rénaux, en coupant crânialement et latéralement au rein pour récliner les reins et les uretères vers la vessie. Sectionner la symphyse pubienne et retirer le tractus uro-génital entièrement.	
41	Section des tissus mous	Utiliser un scalpel pour couper les tissus mous autour du périnée et retirer la partie distale du rectum, l'appareil reproducteur, l'urètre et l'anus. Séparer l'appareil reproducteur, l'appareil urinaire et le tractus gastro-digestif.	
42	Examen des reins	Sectionner les reins suivant leur plan sagittal et décapsuler. Apprécier le cortex, la médulla et le bassinnet.	
43	Évaluation de l'uretère	Évaluer le diamètre de la lumière en ouvrant l'uretère avec des petits ciseaux à bouts ronds.	
44	Collecte d'urine	Si la vessie contient de l'urine, récolter un échantillon avec une aiguille et une seringue. Examiner la lumière de la vessie et de l'urètre en incisant l'apex de la vessie et en prolongeant l'incision caudalement.	
<b>Appareil reproducteur</b>			
45	Examen de l'appareil reproducteur	Chez la femelle, sectionner l'ovaire gauche longitudinalement et l'ovaire droit transversalement. Ouvrir la lumière des deux cornes utérines avec des ciseaux à bouts ronds, prolonger l'incision caudalement dans le vagin.	
46	Examen des testicules chez le mâle	Observer la taille des testicules et des épидидymes. Inciser longitudinalement le testicule et l'épididyme gauches, et transversalement les droits. Examiner les canaux déférents et la prostate (examen simple chez les chats et petits chiens, sections possibles chez les grands chiens).	
<b>Encéphale</b>			
47	Ouverture de la tête	Placer l'animal en décubitus ventral. Sectionner la peau de la tête et la récliner. Sectionner les muscles crotaphytes et cervicaux dorsaux.	
48	Ouverture de la boîte crânienne	Ouvrir la boîte crânienne avec un rogne pied et un marteau. Réaliser une première section en arrière des orbites, puis deux sections latérales reliant les orbites au trou occipital. Retirer la calotte crânienne.	
49	Retrait de l'encéphale	Sectionner la moelle épinière en arrière du cervelet et les nerfs crâniens. Sectionner les méninges (dure-mère) et retirer l'encéphale dans sa totalité. Pour faciliter le retrait, incliner le crâne à 180° pour que l'encéphale tombe par gravité. Peser, mesurer et sectionner pour un examen approfondi.	

*Annexe 5 : Check-list autopsie des volailles*

<b>Numéro de l'étape</b>	<b>Nom de l'étape</b>	<b>Description</b>	<b>Fait</b>
1	Préparation de l'oiseau	Plonger l'oiseau en le tenant par la tête dans une solution d'eau et de désinfectant sans submerger la tête pour éviter la dispersion de poussière de plumes pendant l'autopsie. Il est aussi possible d'arracher les plumes abdominaux pour faciliter la dissection.	
2	Positionnement de l'oiseau	Placer l'oiseau en décubitus dorsal pour commencer l'autopsie.	
3	Ouverture de la peau	Ouvrir la peau du cloaque à la base de la mandibule, en commençant l'incision à la pointe caudale du bréchet et en continuant crânialement et caudalement.	
4	Décollage de la peau	Décoller la peau latéralement pour visualiser les muscles pectoraux et les articulations coxofémorales.	
5	Incision de la cuisse	Inciser la peau sur la face médiale de la cuisse et la récliner latéralement pour exposer les muscles et les tissus conjonctifs sous-jacents.	
6	Désarticulation de l'articulation	Désarticuler l'articulation coxo-fémorale pour une meilleure visibilité des organes et une meilleure stabilité en saisissant les fémurs et en les tirant dorsalement.	
<b>Ouverture de la cavité cœlomique</b>			
7	Disséquer les muscles abdominaux	Disséquer les muscles couvrant l'abdomen, en commençant par la région caudale du bréchet.	
8	Récliner le bréchet	Saisir le point caudal du bréchet et du sternum et le récliner crânialement.	
9	Couper les jonctions chondro-costales	À l'aide de ciseaux, couper chaque jonction chondro-costale au niveau des muscles pectoraux et des côtes en remontant et en réclinant le bréchet crânialement.	
10	Observation des viscères	Observer les viscères, notamment les poumons et les sacs aériens (membranes minces, claires à légèrement opaques). Noter que le péricarde est partiellement adhérent au sternum ventral.	
11	Finaliser l'ouverture cœlomique	Couper l'os coracoïde et la furcula à l'aide de ciseaux ou d'une pince pour finaliser l'ouverture de la cavité cœlomique.	
12	Retrait des structures supérieures	Retirer le bréchet, les muscles pectoraux et le sternum et les mettre de côté.	
13	Observation des organes proéminents	Noter que les organes les plus proéminents visibles sont le cœur et le foie.	
14	Retrait du coussinet adipeux	Retirer le coussinet adipeux pour exposer le ventricule, le cœur et le foie.	
15	Récliner le cœur	Récliner le cœur caudalement pour mettre en évidence d'autres éléments : la trachée, la	

		syrix à l'extrémité de la trachée, les glandes thyroïdes et parathyroïdes à l'entrée du thorax, latéralement à la trachée, et le foie, caudalement au cœur.	
16	Exposition de la vésicule biliaire	Écarter doucement les lobes du foie pour mettre en évidence la vésicule biliaire.	
Retrait des viscères			
17	Retrait du cœur	Retirer le cœur de ses attaches veineuses et artérielles.	
18	Incision du péricarde	Inciser le péricarde en mettant en tension ce tissu à l'aide d'une pince.	
19	Coupe transversale	Faire une coupe transversale à environ un tiers de la distance proximale à l'apex.	
20	Ouverture des ventricules et atria	Insérer les ciseaux dans les lumières ventriculaires et couper le long du septum pour ouvrir les ventricules et les atria.	
21	Retrait du foie et de la vésicule biliaire	Disséquer les attaches du foie pour l'extraire ainsi que la vésicule biliaire. Inciser chaque lobe hépatique et récupérer le contenu de la vésicule biliaire dans un pot.	
22	Retrait de la rate	La rate devient visible. Retirer la rate, réaliser une incision et examiner.	
23	Retrait du système gastro-intestinal	Insérer les ciseaux le long de la commissure droite du bec et de l'œsophage. Inciser pour ouvrir l'œsophage jusqu'à l'entrée du proventricule. Couper perpendiculairement l'extrémité proximale de l'œsophage ainsi que l'extrémité distale du cloaque pour extraire l'appareil digestif de l'animal.	
24	Ouverture du proventricule et du ventricule	Séparer l'estomac du reste du contenu digestif en incisant l'extrémité crâniale du duodénum. Ouvrir le proventricule et le ventricule à l'aide des ciseaux, récupérer le contenu digestif et nettoyer la surface des muqueuses à l'eau claire. À l'aide d'une pince, retirer la koïline pour mettre en évidence la muqueuse gastrique.	
25	Retrait et ouverture du tube digestif	Observer le pancréas dans la première boucle du duodénum. Linéariser le système digestif, l'ouvrir puis récupérer le contenu digestif de chaque partie dans des pots différents.	
26	Retrait du système reproducteur	Chez la femelle, sectionner les attaches de l'ovaire gauche ainsi que les attaches de l'oviducte (qui a été séparé préalablement du cloaque).	
27	Retrait et ouverture du système respiratoire	Reculer les poumons crânialement à l'aide d'une pince, couper les attaches et extraire d'un même bloc les poumons, les bronches, la syrix, ainsi que la trachée. Réaliser une	

		incision en partie proximale de la trachée pour libérer ce bloc. Inciser longitudinalement toute la trachée jusqu'aux bronches principales, et réaliser quelques incisions sur chaque lobe pulmonaire.	
Nerf sciatique			
28	Retrait et ouverture des reins et des uretères	Retirer les organes reproducteurs pour exposer les reins. Chaque rein est divisé en trois parties. Les tubules fins et droits situés caudalement aux reins et entrant dans le cloaque sont les uretères. Les extraire, puis réaliser une incision longitudinale des reins à l'aide d'un scalpel.	
Ouverture cavité nasal, crânienne et articulaire			
29	Ouverture des cavités nasales et du sinus infra-orbitaire	Sectionner le bec au niveau des narines et réaliser l'examen des cavités nasales et du sinus infra-orbitaire	
30	Ouverture du crâne	Sectionner la tête et retirer la peau pour exposer le crâne. Réaliser une coupe transversale au niveau de la partie médiane du calvarium, puis faire deux coupes latérales s'étendant jusqu'au foramen magnum. Retirer cette partie de crâne pour mettre en évidence l'encéphale.	
31	Ouverture de quelques articulations	Inciser quelques articulations pour mettre en évidence les articulations et la synovie.	

Annexe 6 : Check-list autopsie des petits ruminantes

Numéro de l'étape	Nom de l'étape	Description	Fait
<b>Ouverture du cadavre</b>			
1	Ouverture du cadavre	Placer l'animal en décubitus dorsal, attaché. Inciser la peau de l'encolure au pubis et le long de chaque membre pour récliner la peau. Faire une boutonnière sur la ligne blanche avec des ciseaux et introduire une sonde cannelée pour ouvrir la cavité abdominale sans perforer le rumen ou la caillette.	
2	Libération du plastron	Utiliser une cisaille ou un sécateur pour sectionner les côtes à leur base. Récliner le plastron vers l'avant en rompant les adhérences. Placer le plastron sur une autre table de dissection pour observation.	
3	Incision de la trachée	Inciser la peau en partie crâniale pour visualiser la trachée, puis faire une incision en forme de V le long des mandibules.	
4	Extraction de la langue	Couper le frein de la langue et l'extraire ventralement à travers l'espace inter-mandibulaire. Récliner la langue vers l'arrière tout en coupant les tissus oropharyngiens.	
5	Sectionnement de l'appareil hyoïdien	Sectionner l'appareil hyoïdien au niveau de l'angle de la mandibule en palpant et coupant l'articulation entre l'épihyoïde et les os stylohyoïdes.	
6	Retrait des viscères	Continuer à récliner la langue, le larynx, la trachée et l'œsophage jusqu'à l'entrée thoracique, en gardant les glandes thyroïdes. Examiner les veines jugulaires, nerfs vagues et artères carotides.	
7	Observation des lésions	Noter toute lésion (épanchement, inflammation...). Observer le péricarde et ponctionner pour évaluer le volume d'épanchement.	
8	Évaluation des organes	Évaluer la taille, la forme, la consistance et les rapports des organes ou blocs d'organes.	
<b>Organes thoraciques</b>			
9	Les organes thoraciques	Extraire le bloc cœur-poumon en coupant au niveau des derniers anneaux trachéaux. Examiner et palper l'ensemble des organes sur leurs deux faces.	
10	Incision du tissu pulmonaire	Inciser le tissu pulmonaire au niveau des différents lobes et noter les lésions éventuelles.	
11	Ouverture de l'arbre respiratoire	Réaliser une ouverture de l'arbre respiratoire en incisant longitudinalement la trachée, puis en continuant vers les bronches principales.	
12	Sectionnement du cœur	Sectionner le cœur transversalement puis le long du septum pour visualiser le myocarde, l'endocarde et les valvules (voir technique détaillée pour les carnivores domestiques).	
<b>Organes abdominaux</b>			
13	Le foie	Extérioriser le foie en le libérant de ses attaches, le placer sur une table de dissection et l'examiner. Inciser le foie au niveau des canaux biliaires. Faire des sections transversales	

		régulières et ouvrir la vésicule biliaire pour examiner son contenu.	
14	Le tractus gastro-intestinal	Extraire l'ensemble du tractus gastro-intestinal, l'étaler sur une table de dissection. Ouvrir le rumen, le réseau, le feuillet, la caillette, l'intestin grêle et le gros intestin. Examiner les muqueuses et les séreuses de chaque segment digestif. Visualiser et sectionner quelques nœuds lymphatiques mésentériques.	
15	La rate	Extraire la rate, la sectionner puis l'examiner.	
16	Les reins	Extraire les reins, les décapsuler, les palper puis les sectionner longitudinalement.	
17	La vessie	Examiner la face séreuse et prélever l'urine à l'aide d'une aiguille montée sur une seringue.	
18	Les organes reproducteurs	Examiner le système reproducteur, inciser le col et les cornes.	
Autres organes			
19	Les articulations	Réaliser des sections sur deux ou trois articulations pour visualiser la synovie, la capsule articulaire et les surfaces articulaires. Recueillir le liquide synovial.	
20	Les muscles	Sélectionner plusieurs muscles pour observer l'aspect des fibres.	
21	La tête	Sectionner les masséters de chaque côté des commissures labiales. Réaliser une section en capot à partir des naseaux vers les yeux pour visualiser les sinus nasaux.	
22	L'encéphale	Placer l'animal en décubitus ventral, sectionner la peau de la tête, les muscles, puis ouvrir la boîte crânienne. Retirer l'encéphale en le faisant tourner à 180°.	

**Marie-Sophie Cappelier**

**REALISATION D'UN OUTIL PEDAGOGIQUE NUMERIQUE D'AIDE A LA REALISATION DE LA PROSECTION ET DES PRELEVEMENTS EN VUE DU DIAGNOSTIC NECROPSIQUE CHEZ LES CARNIVORES DOMESTIQUES, VOLAILLES ET PETITS RUMINANTS**

**DEVELOPMENT OF A DIGITAL EDUCATIONAL TOOL TO ASSIST IN THE PROSECTION AND SAMPLING FOR NECROPSY DIAGNOSIS IN DOMESTIC CARNIVORES, POULTRY, AND SMALL RUMINANTS.**

**Thèse d'État de Doctorat Vétérinaire : Nantes, le 21 octobre 2024**

## **RESUME**

L'autopsie consiste à disséquer, inspecter et décrire les parties externes et internes d'un cadavre afin de rechercher les lésions et de déterminer, si possible, la cause de la mort de l'animal ou des signes cliniques ayant entraîné la décision d'euthanasie. La réalisation correcte de l'autopsie nécessite de maîtriser convenablement le temps de la prosection et d'effectuer les prélèvements adaptés au processus pathologique suspecté d'être à l'origine de la mort de l'animal.

Cet outil pédagogique a pour objectif d'apporter à l'apprenant l'ensemble des connaissances nécessaires à la réalisation optimale des différents temps de la prosection et des prélèvements sous une forme numérique de type album photos commentées sur PowerPoint.

Dans l'idéal, cet outil sera hébergé sur Connect, contrôlé par un identifiant/mot de passe (plateforme pédagogique par exemple, ...). Ce site sera constitué d'un sommaire interactif distinguant les différentes espèces, les temps de dissection divisés en sous-parties (cavité thoracique, abdominale, tête, muscles, articulations...). Une subdivision par compartiment sera également présente en fonction des organes constituant chaque sous-parties.

## **MOTS CLES :**

- OUTIL PEDAGOGIQUE
- ENSEIGNEMENT VETERINAIRE
- AUTOPSIE
- EXAMEN NECROPSIQUE
- PETIT RUMINANT
- CARNIVORE DOMESTIQUE
- VOLAILLE

**DATE DE SOUTENANCE : 21 Octobre 2024**