

République Algérienne Démocratique et Populaire



Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université Ibn Khaldoun de Tiaret

Institut des Sciences Vétérinaire de Tiaret



Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme de docteur vétérinaire

Thème :

LES DIFFÉRENTES MALADIES RENCONTRÉES AU
NIVEAU DE LA CLINIQUE DE PATHOLOGIES
AVIARES DE L'INSTITUT DES SCIENCES
VÉTÉRINAIRES

Présenté par :

MEZOUAR ABDELHAKIM

BENLEBBAD ABDENACER

Encadré par :

Dr. MERATI RACHID

Promotion : 2018/2019

Remerciements

Tout d'abord, je tiens à remercier le bon Dieu, le tout Puissant, de m'avoir donné la force et le courage de mener à bien ce modeste travail, également je remercie infiniment mes parents, qui m'ont encouragé et aidé à arriver à ce stade de ma formation.

Je tiens à remercier tous ceux et celle qui ont contribué à finaliser ce modeste travail.

Mes remerciements vont à docteur MERATI Rachid mon encadreur pour m'avoir guidé pour la réalisation de ce projet.

Je remercie vivement les étudiants de notre institut des sciences vétérinaires pour leur aide morale durant toute la période de préparation.

Je ne saurais oublier mes remerciements à tous les professeurs qui m'ont appris la pratique des protocoles d'autopsie, ainsi que l'ensemble de personnels de la clinique de pathologies aviaires-Tiaret.

Enfin, je tiens à remercier tous ceux qui m'ont aidé et assisté durant mes études et j'exprime toute ma gratitude à MEZOUAR Kamel, BENSALAH Abdelhak et tous les amis, les confrères et tous les vétérinaires praticiens.

A tous ceux qui m'ont aidé et que je n'ai pas pu citer,

Remerciements chaleureux

MEZOUAR Abdelhakim

REMERCIEMENTS

Pour l'obtention du diplôme de fin d'études en Sciences vétérinaires, je tiens à exprimer mes plus vifs remerciements à :

Dieu, tout puissant pour la santé et la volonté qu'il nous a données pendant toutes ces années d'études.

Monsieur MERATI.Rachid., Maître de conférences à l'Université de Tiaret, reçoit toute l'expression de ma reconnaissance pour m'avoir proposé ce sujet de recherche et pour tout son dynamisme et ses compétences scientifiques qui m'ont permis de mener à bien cette étude.

Merci aussi à tous mes collègues de groupes 04 et tous les autres groupes.

Merci à MARSEL.B, NOUARI.O, HAKOUM.M pour tous les bons moments passés ensemble.

Je souhaite remercier mes amis, et en particulier et tous les vétérinaires praticiens.

Enfin, un grand MERCI à mes parents, à mes sœurs et mes frères, d'avoir toujours été là pour moi, malgré des moments difficiles et mes mauvaises humeurs... et pour m'encourager encore et toujours...

Benlebbad Abdexacer

Dédicace

Je dédie ce travail qui n'aura jamais pu voir le jour sans le soutien indéfectible et sans limite de mes chers parents qui ne cessent de me donner avec amour le nécessaire pour que je puisse arriver à ce que je suis aujourd'hui. Que dieux vous protège et que la réussite soit toujours à ma portée pour que je puisse vous combler de bonheur.

Je dédie aussi ce travail à :

- *Ma future femme.*
- *Mes grands-parents.*
- *Mon frère, mes sœurs et leur famille.*
- *Mes oncles, mes tantes et leur famille.*
- *Tous mes cousins et cousines.*
- *Tous mes amis, mes collègues et tous ceux qui m'estiment.*

MEZDUAR Abdelhakim

DEDICACE

Je dédie ce modeste travail à :

A ma mère qui trouve ici le fruit de son labeur, et à mon père.

A mes chères frères et sœurs.

A toute ma famille sans exception.

A mes collègues de Magister des options Anatomie et Nutrition.

A tous mes amis sans exception.

A tout le personnel du département Vétérinaire de l'institut des sciences vétérinaires de Tiaret

Benlebbad Abdexacer

RESUME :

Ce mémoire avait pour objectif d'étudier les différents cas présentés au niveau de la clinique de pathologies aviaires de l'institut des sciences vétérinaires de Tiaret. 46 cas provenant d'élevages avicoles privés ou publiques reçus à la clinique de pathologies aviaires, durant la période (Décembre 2018-Mars 2019), ont été examinés (observation externe et autopsie). Sur les 46 cas étudiés, 59% ont été suspectés comme étant atteints par la colibacillose, 18% maladie de mal absorption, 17% mycoplasmosse, 4% MRC et finalement 2% variole. Les lésions les plus observées sont représentées par omphalite, péricardite fibrineuse et néphrite. Ces résultats indiquent que la colibacillose était la maladie la plus fréquentes au niveau des élevages avicoles de la région de Tiaret.

Mots-clés : Cas clinique, Autopsie, lésions, Tiaret...

ملخص:

كان الغرض من هذه الرسالة هو دراسة الحالات المختلفة المقدمة في عيادة أمراض الطيور التابعة لمعهد العلوم البيطرية في تيارت. تم فحص 46 حالة من مزارع الدواجن الخاصة أو العامة التي تم تلقيها في عيادة أمراض الطيور ، خلال الفترة (ديسمبر 2018 - مارس 2019) (الملاحظة الخارجية والتشريح). من الحالات الـ 46 التي شملتها الدراسة ، كان 59 ٪ يشتبه في أنهم مصابون بداء الفقاريات ، و 18 ٪ من الأمراض التي تم امتصاصها بشكل سيئ ، و 17 ٪ من الميكوبلازم ، و MRC الأمراض التنفسية المزمنة بنسبة 4 ٪ ، وأخيرا 2 ٪ من الجدري. أكثر الآفات شيوعًا هي الالتهاب السري والتهاب الفيبرين والتهاب الكلية. تشير هذه النتائج إلى أن داء القرنيات كان أكثر الأمراض شيوعا في مزارع الدواجن في منطقة تيارت.

الكلمات المفتاحية: حالة سريرية ، تشريح ، آفات ، تيارت ...

Sommaire

Introduction.....	2
1. RAPPELS ANATOMIQUES.....	4
1.1 APPAREIL DIGESTIF DES OISEAUX.....	4
1.1.1 BEC ET LANGUE.....	4
1.1.2 ŒSOPHAGE.....	4
1.1.3 ESTOMACS.....	5
1.1.3.1 Proventricule	5
1.1.3.2 Gésier.....	5
1.1.4 INTESTIN.....	5
1.1.4.1 Duodénum	5
1.1.4.2 Jéjunum	5
1.1.4.3 Iléon	6
1.1.4.5 Caecums.....	6
1.1.4.6 Rectum.....	6
1.1.4.7 Cloaque.....	6
1.1.5 GLANDES ANNEXES.....	7
1.1.5.1 Pancréas.....	7
1.1.5.2 Foie.....	7
1.2 APPAREIL RESPIRATOIRE DES OISEAUX.....	7
1.2.1 VOIES RESPIRATOIRES EXTRA-PULMONAIRES	8
1.2.1.1 Voies nasales	8
1.2.1.2 Larynx	9
1.2.1.3 Trachée et bronches extra-pulmonaires	9
1.2.1.4 Syrinx	9
1.2.2 POUMONS	10
1.2.3 SACS AERIENS ET OS PNEUMATISES	10
1.2.3.1 Sacs aériens	10
1.2.3.2 Os pneumatisés	10
1.3 APPAREIL URINAIRE DES OISEAUX.....	10
1.3.1 REINS.....	11
1.3.2 URETÈRES.....	11

1.3.3 SYSTÈME PORTE-RENAL.....	11
1.4 APPAREIL GÉNITAL DES OISEAUX	11
1.4.1 APPAREIL GÉNITAL MÂLE	11
1.4.2 APPAREIL GÉNITAL FEMELLE.....	12
1.5 CIRCULATION SANGUINE DES OISEAUX	12
1.6 SYSTEME IMMUNITAIRE DES OISEAUX	12
1.6.1 SYSTEME LYMPHATIQUE PRIMAIRE	13
1.6.1.1 Thymus.....	13
1.6.1.2 Bourse de Fabricius	13
1.6.2 SYSTEME LYMPHATIQUE SECONDAIRE	13
1.6.2.1 Rate	13
1.6.2.2 MOELLE OSSEUSE	13
1.6.2.3 DIVERTICULE DE MECKEL.....	13
1.6.2.4 PLAQUES DE PEYER.....	13
1.6.2.5 AMYGDALES CÆCALES.....	13
1.6.2.6 TISSUS LYMPHOÏDES DE LA TETE.....	14
1.7 SYSTÈME NERVEUX DES OISEAUX.....	14
1.8 APPAREIL LOCOMOTEUR DES OISEAUX.....	14
1.8.1 SQUELETTE.....	14
1.8.2 APPAREIL MUSCULAIRE.....	14
2. Technique d'autopsie.....	15
2.1. Objectifs de l'autopsie.....	15
2.2. Choix des animaux a autopsie.....	16
2.3. Méthode d'euthanasie.....	16
2.4. Considérations préalables.....	17
2.5. Matériel nécessaire à l'autopsie.....	19
3. CARACTÉRISTIQUES ET PHASES DE L'AUTOPSIE.....	19
4. EXAMEN EXTERNE DE L'ANIMAL ET PRÉLÈVEMENTS IN vivo	21
5. Examen externe de l'animal et prélèvements in vivo.....	21
6. PRÉPARATION DE LA CARCASSE ET OUVERTURE DE LA CAVITÉ THORACO- ABDOMINALE.....	22
7. EVISCÉRATION.....	23

8. ÉTUDE ET EXAMEN DES ORGANES INTERNES.....	24
9. ÉTUDE DE LA TÊTE.....	26
9.1. EXAMEN DE LA CAVITÉ NASALE ET DE L'ENCÉPHALE.....	26
10. ÉTUDE DE L'APPAREIL LOCOMOTEUR : EXAMEN DES NERFS, DES ARTICULATIONS, DES OS ET DES MUSCLES.....	27
1. Les maladies des oiseaux.....	28
1.1.1. Newcastle (pseudo peste aviaire).....	28
1.1.2. Symptômes de la maladie de Newcastle.....	28
1.1.3. Causes de la maladie de Newcastle.....	28
1.1.4. Traitements et prévention de la maladie de Newcastle.....	29
1.2. Gomboro (Bursite Infectieuse).....	29
1.2.1. Etiologie.....	29
1.2.2. Transmission.....	29
1.2.3. Espèces atteintes.....	29
1.2.4. Symptômes.....	29
1.2.5. Diagnostic.....	30
1.2.6. Traitement et prophylaxie.....	31
1.3. Maladies Salmonelloses.....	31
1.3.1Etiologie.....	31
1.3.2. Transmission.....	31
1.3.3. Symptômes.....	31

1.3.4. Diagnostic.....	32
1.3.5. Traitement et prophylaxie.....	32
1.4. Maladies anémie infectieuse.....	32
1.4.1. Etiologie.....	32
1.4.2. Transmission.....	32
1.4.3. Symptômes et lésions.....	32
1.4.4. Diagnostic.....	33
1.4.5. Traitement et prophylaxie.....	33
1.5. Maladies syndrome chute de ponte.....	33
1.5.1. Etiologie.....	33
1.5.2. Transmission.....	33
1.5.3. Symptômes.....	34
1.5.4. Lésions.....	34
1.5.5. Diagnostic.....	34
1.5.6. Diagnostic différentiel.....	34
1.5.7. Traitement et prophylaxie.....	35
1.6. Maladie respiratoire chronique (MRC).....	35
1.6.1. Etiologie.....	35
1.6.2. Transmission.....	35
1.6.3. Symptômes.....	35
1.6.4. Lésions.....	36

1.6.5. Diagnostic.....	36
1.6.6. Diagnostic différentiel.....	36
1.6.7. Traitement et prophylaxie.....	36
1.7. MALADIE DE MAREK.....	37
1.7.1. Agent pathogène.....	37
1.7.2. Modes de transmission.....	37
1.7.3. Signes cliniques.....	37
1.7.4. Prévention.....	38
1.8. COCCIDIOSE.....	38
1.8.1. Agent pathogène.....	38
1.8.2. Modes de transmission.....	38
1.8.3. Signes cliniques.....	39
1.8.4. Procédures diagnostiques.....	39
1.8.5. Prévention.....	40
1. Matériel et méthodes.....	42
Objectif	42
1.1. Le matériel.....	42
2. Méthodes.....	42
2.1. Lieu et période de l'étude.....	42
2.2. Fiche d'autopsie	42
2.3. AUTOPSIE PROPREMENT DITE.....	43

2.2.1. Sacrifice de l'animal.....	43
2.2.2. Examen externe.....	43
2.2.3. Examen interne.....	43
2. Résultats et discussion.....	44
2.1. Discussion.....	53

Liste des figures

Figure n°1 : Le taux des maladies rencontrées durant l'étude expérimentale.....	45
Figure n°2 : Congestion généralisé du poussin.....	46
Figure n°3 : Lésion d'hépatite fibrineuse	46
Figure n°4 : Lésion de péricardite fibrineuse.....	47
Figure n°5 : La fibrine sous forme d'omelette.....	47
Figures n°6 : La présence d'aliments non digérés dans le gésier.....	47
Figure n°7 : Un kyste lutéal	48
Figures n°8 : Lésion d'une omphalite.....	48
Figure n°9 : Poussin a plumes décollées.....	49
Figures n°10 : Poussin présentant un retard de croissance.....	49
Figure n°11 : La présence de croutes « poquettes » au niveau de la tête.....	49
Figure n°12 : la présence d'alimentation dans la cavité buccale.....	50
Figure n°13 : Photo d'un testicule hypertrophié.....	50
Figure n°14: Congestion intestinale.....	51
Figure n°15 : Méthode d'autopsie chez un poussin.....	51
Figure n°16 : L'autopsie d'un poussin atteint d'une mycoplasmosse	52

Liste des tableaux

Tableau 1. Produits et méthodes d'euthanasie utilisés chez les volailles.....	18
Tableau 2. Les résultats des cas rencontrés au niveau de la clinique aviaire.....	44

Liste des abréviations

E. Coli : *Escherichia Coli*.

EDS76 : Egg Drop Syndrome 76.

MMA : Maladie de Mal Absorption.

MRC : Maladie Respiratoire Chronique.

PCR : Polymérase Chain Réaction.

Introduction

Introduction

L'élevage de volailles est la principale source de production de viande destinée à la consommation dans le monde en général et en Algérie en particulier. Il est également classé comme source de revenus pour de nombreuses personnes en Algérie en raison de la courte période de production et de la rentabilité abondante.

Mais sur le terrain et sur le terrain, les volailles sont confrontées à plusieurs difficultés, qui sont au total le manque d'expérience et l'ignorance de nombreux éleveurs, agriculteurs et granges. Ces oiseaux sont exposés à de nombreuses maladies et épidémies souvent mortelles et répandues chez les animaux domestiques.

Cela rend l'expérience et le besoin de la connaissance du vétérinaire praticien une obligation et la présente étude ciblant spécifiquement les oiseaux infectés ou morts, afin de déterminer la nature de la maladie et de connaître sa source, en plus de la recherche de solutions aux problèmes rencontrés par l'éleveur.

En plus du diagnostic et de l'autopsie, l'objectif principal est d'obtenir un diagnostic précis, en particulier en cas d'urgence, afin d'obtenir un traitement assez précis, le tout pour éviter les lourdes pertes, en particulier financières et le développement de l'élevage de volailles par des méthodes scientifiques modernes.

Dans cette optique nous nous sommes proposé d'étudier quelques rappels anatomiques des oiseaux ainsi que les pathologies dominantes à différents tropismes (étude bibliographique) et dans une deuxième partie, une étude pratique qui comporte le protocole expérimental de l'autopsie des volailles avec un minimum de rigueur et une démarche méthodique ainsi qu'un bilan lésionnel, dont le but est de créer des tableaux lésionnels pourront être observés en pratique vétérinaire et considérés comme diagnostic d'urgence. La connaissance des maladies et ces physiopathologies, l'interprétation de l'autopsie est sans doute le point le plus délicat : ces lésions sont-elles d'origine infectieuse ou nutritionnelle ? Sont-elles en relation avec les symptômes et la mort ?

Partie

Bibliographique

1. RAPPELS ANATOMIQUES

1.1 APPAREIL DIGESTIF DES OISEAUX

L'appareil digestif des oiseaux est constitué de l'ensemble des organes qui assurent la préhension, le transport, la digestion et l'excrétion des aliments en vue de leur assimilation. Il comprend la cavité buccale, avec la langue et les glandes salivaires, l'œsophage, l'estomac, l'intestin et les glandes annexes. (Larbier et Leclercq, 1992).

1.1.1 BEC ET LANGUE

La préhension des aliments est assurée par le bec, qui présente des variations morphologiques en rapport direct avec la nature du régime alimentaire. La forme du bec est un des éléments importants utilisés pour la classification scientifique ou taxonomie des oiseaux. Le bec est composé de deux parties : dorsalement, la maxille ou mandibule supérieure ; ventralement la mandibule ou mandibule inférieure.

La langue a une forme variable selon les groupes et le régime alimentaire. Les pics ont une langue très longue dont l'extrémité est parfois garnie de soies cornées destinées à retenir les insectes découverts dans le bois. À l'opposé, les pélicans ont une langue minuscule (1 cm) au rôle des plus réduits, car ces oiseaux avalent leurs proies tout entières. Les glandes salivaires qui débouchent dans la cavité buccale sont très développées chez les martinets. Leur sécrétion durcit à l'air et ces Oiseaux l'utilisent comme matériau pour faire leur nid. (Souilem et Gogny, 1994 ; Thiebault, 2005).

1.1.2 OESOPHAGE

C'est un tube mou qui présente parfois un renflement plus ou moins accentué, le jabot. Un véritable jabot n'existe que chez les Galliformes et les Colombidés ; il sert de réservoir pour la nourriture ; chez les pigeons et les tourterelles, le produit est appelé « lait de pigeon » et cet aliment est destiné aux oisillons durant leurs premiers jours. L'œsophage est tapissé dans toute sa longueur d'une muqueuse aux plis longitudinaux très marqués. (Souilem et Gogny, 1994 ; Thiebault, 2005).

1.1.3 ESTOMACS

1.1.3.1 Proventricule

Il contient des glandes digestives dont la sécrétion imprègne les aliments avant qu'ils ne subissent un broyage mécanique dans le gésier. La paroi du ventricule succenturié des carnivores et des piscivores est moins épaisse et plus riche en fibres musculaires et élastiques. Elle est alors très extensible. (Thiebault, 2005).

1.1.3.2 Gésier

C'est l'organe broyeur. Il est compact et volumineux (6 à 8 cm de long, avec un poids d'environ 50 gr vide et 100 gr plein). Il cumule les fonctions de mastication absentes chez les oiseaux. Il est situé légèrement à gauche dans la cavité abdominale, partiellement coiffé par le foie sur son bord crânial. Palpable au travers de la paroi abdominale. Il partage longitudinalement la cavité abdominale en deux compartiments ce qui lui a valu parfois le nom « diaphragme vertical ». (Thiebault, 2005).

1.1.4 INTESTIN

1.1.4.1 Duodénum

Il débute au pylore puis forme une grande anse qui enserre le pancréas. Le duodénum reçoit deux ou trois canaux pancréatiques et deux canaux biliaires au niveau d'une même papille. (Thiebault, 2005).

1.1.4.2 Jéjunum

Il est divisé en deux parties :

- L'une proximale qui est la plus importante : tractus du Meckel. Petit nodule, est parfois visible sur le bord concave de ses courbures.
- L'autre distale qui s'appelle l'anse supraduodénale.

1.1.4.3 Iléon

Il est court et rectiligne, son diamètre et sa longueur sont variables en fonction des espèces. (Thiebault, 2005).

1.1.4.5 Caecums

Un caecum se présente comme un sac qui débouche dans le tube intestinal à la jonction de l'iléon et du rectum au niveau d'une valvule iléocæcale. Lorsqu'ils existent, ils sont toujours pairs, ils sont accolés à la parie terminale de l'iléon par un méso. Ils sont en rapport ventralement avec l'anse duodénale et dorsalement avec la portion moyenne de l'iléon. Bien développés chez la Poule. Absents chez les perroquets, les rapaces diurnes, et les pigeons. (Alamargot, 1982 ; Brugere, 1992b).

1.1.4.6 Rectum

Le rectum fait suite à l'iléon et débouche dans le cloaque. Le diamètre du rectum est à peine plus grand que celui de l'iléon. A l'inverse des mammifères, le rectum des oiseaux présente des villosités. Il réabsorbe l'eau de son contenu (fèces et urines). (Alamargot, 1982).

1.1.4.7 Cloaque

Le cloaque est la partie terminale de l'intestin dans laquelle débouchent les conduits urinaires et génitaux. Il est formé de trois régions séparées par deux plis transversaux plus ou moins nets :

•Coprodeum

Il est large et collecte les excréments, c'est une dilatation terminale du rectum, la portion la plus crâniale du cloaque. C'est dans le coprodéum que s'accumulent les fèces et les urines avant leur émission.

•Urodéum

Segment moyen du cloaque. Dans sa paroi dorsale débouchent 2 uretères ainsi que les deux canaux déférents chez le mâle ou l'oviducte chez la poule.

•Proctodéum

S'ouvre à l'extérieur par l'anus. C'est le segment caudal du cloaque. Chez quelques espèces, il renferme ventralement un pénis. Chez tous les jeunes oiseaux, il est relié dorsalement à la bourse de Fabricius avec laquelle il peut communiquer par un canal. (Alamargot, 1982 ; Villate, 2001).

1.1.5 GLANDES ANNEXES

1.1.5.1 Pancréas

Le pancréas est une glande amphicrine (endocrine et exocrine), compacte, blanchâtre ou rougeâtre, enserrée dans l'anse duodénale. Le pancréas est issu de trois ébauches séparées qui se constituent en deux lobes (un lobe ventral et un lobe dorsal). Le suc pancréatique se déverse dans le duodénum par deux ou trois canaux qui s'abouchent au même niveau que les canaux hépatiques.

1.1.5.2 Foie

Le foie est un organe volumineux rouge sombre. C'est la glande la plus massive de tous les viscères (33 gr environ chez la poule). Il est constitué de deux lobes réunis par un isthme transversal qui renferme partiellement la veine cave caudale. (Alamargot, 1982).

1.2 APPAREIL RESPIRATOIRE DES OISEAUX

Chez les oiseaux, l'appareil respiratoire présente un certain nombre de particularités structurelles, fonctionnelles :

- Choanes s'ouvrant directement dans la cavité buccopharyngée.
- Trachée longue, mobile, formée d'anneaux complets.
- Organe phonateur situé à l'intersection des bronches.
- Parenchyme pulmonaire constitué d'un réseau de tubules sans alvéoles.
- Pas d'arrêt des gaz pendant la respiration.
- Présence de sacs aériens (prolongement des bronches qui pénètrent entre les viscères et dans les os).

Contrairement aux mammifères, dont les poumons ont une structure en cul-de-sac bien élastique et une cage thoracique souple, les oiseaux, ont la cage thoracique et le parenchyme pulmonaire remarquablement rigide. Cette cage thoracique est consolidée par un sternum hypertrophié (bréchet) et par les apophyses uncinées des côtes. Le diaphragme est absent et

est remplacé par une simple membrane broncho-pleurale rattachée aux côtes par des faisceaux musculaires (muscles costo-pulmonaires de FEDDE) qui se contractent en réalité, lors de l'expiration. (Brugere, 1988a).

L'appareil respiratoire des oiseaux peut être divisé en trois parties :

- Les voies respiratoires extra-pulmonaires (les voies nasales, le larynx, la trachée, les bronches extra-pulmonaires et la syrinx).
- Les poumons : organe où se réalise l'échange de gaz.
- Les sacs aériens (caractéristique anatomique des oiseaux), et les os pneumatisés. (Alamargot, 1982).

1.2.1 VOIES RESPIRATOIRES EXTRA-PULMONAIRES

1.2.1.1 Voies nasales

- Narines : De forme différente en fonction de l'espèce, sont pour la plupart situés symétriquement dans la partie basale de la rhinothèque. Elles sont protégées par des structures operculaires molles chez les Gallinacés et les Colombidés.

- Cavités nasales : Au nombre de deux, sont situées dans la maxille. Elles sont limitées rostralement par les narines et caudalement par la région orbitaire, elles communiquent ventralement avec le pharynx par deux choanes. Séparées par une cloison cartilagineuse, elles débouchent dans le buccopharynx par la fente nasobuccale ou fissure palatine ; qui est très longue chez les gallinacés.

- Sinus nasaux : Les oiseaux possèdent une paire de cavités para nasales : les sinus nasaux ou sinus infra orbitaires. Ces cavités sont situées entre les cavités nasales et le tégument infra orbitaires.

1.2.1.2 Larynx

Cet organe triangulaire est placé 3 à 4 cm en arrière de la langue. Il est soutenu par l'appareil hyoïdien. Constitué d'un assemblage de pièces cartilagineuses et musculoligamenteuses disposées en forme de valvules.

1.2.1.3 Trachée et bronches extra-pulmonaires

La trachée est un long tube qui s'étend du larynx aux bronches. Elle est formée d'une certaine d'anneaux cartilagineux complets qui s'ossifient avec l'âge. Très souple et extensible car ses anneaux sont plus ou moins emboîtés les uns dans les autres, la trachée est longée à sa droite par l'œsophage. Dans son parcours intrathoracique, la trachée a un diamètre plus petit puis se divise en deux bronches primaires qui sont formées d'une douzaine d'anneaux incomplets en forme de U. (Alamargot, 1982).

1.2.1.4 Syrinx

L'organe vocal des oiseaux ou syrinx est situé au niveau de la bifurcation bronchique. Peu développée chez la poule.

1.2.2 POUMONS

Ils n'occupent que le tiers dorsal de la cage thoracique dans laquelle ils sont enchâssés. Cinq à six paires de côtes inscrivent dans la face dorsale des poumons des sillons qui sont très profonds surtout pour les trois paires centrales. La cavité pleurale, très réduite, est oblitérée par endroits (les deux feuillets sont alors accolés). La plèvre pariétale adhère ventralement à la paroi dorsale du sac aérien thoracique antérieur constituant une mince lame aponévrotique appelée aponévrose pulmonaire ou (diaphragme) ornithique. Cette lame translucide est rattachée à la paroi costale par une petite bandelette musculaire.

Les voies respiratoires n'aboutissent pas à des alvéoles comme chez les mammifères mais forment plusieurs systèmes de tubules qui communiquent entre eux. On distingue : la mésobronche (ou bronche primaire), les bronches secondaires, les bronches tertiaires ou parabronches, les atriums respiratoires et les capillaires aériens. (Alamargot, 1982 ; Brugere, 1992b).

1.2.3 SACS AERIENS ET OS PNEUMATISES

1.2.3.1 Sacs aériens

Les sacs aériens des oiseaux sont des prolongements sacculaires extra-pulmonaires des bronches primaires, secondaires ou tertiaires. Ils sont généralement volumineux et ont des

diverticules qui pénètrent entre les viscères et dans certains os. La mise en évidence des sacs aériens nécessite l'injection de gaz ou de liquides.

La faible importance de leur vascularisation ne leur confère aucun rôle dans les échanges gazeux. Six paires de sacs aériens qui sont d'avant en arrière :

- Sacs cervicaux ;
- Sacs claviculaires crâniens ou latéraux ;
- Sacs claviculaires caudaux ou médians ;
- Sacs thoraciques crâniens ;
- Sacs thoraciques caudaux ;
- Sacs abdominaux et qui sont toujours les plus volumineux.

1.2.3.2 Os pneumatisés

Des diverticules des sacs aériens se prolongent dans la cavité médullaire de certains os, mettant ainsi en communication ces os appelés os pneumatisés avec l'appareil respiratoire. (Alamargot, 1982).

1.3 APPAREIL URINAIRE DES OISEAUX

L'appareil urinaire des oiseaux présente du point de vue morphologique des particularités qui le différencient de celui des mammifères. Ces particularités sont :

- Conservation d'une Lobulation marquée. Les reins des oiseaux sont divisés en trois lobes (lobe rénal crânien, moyen et caudal). Ils sont en contact étroit avec la face ventrale du bassin.
- Pas de vessie : Les deux uretères, débouchent directement sur le côté dorsal du cloaque dans l'urodéum.
- Système vasculaire particulier qui comporte un système porte-rénal.
- Urine blanche, épaisse, riche en acide urique. (Alamargot, 1982).

1.3.1 REINS

Ils sont logés dans la fosse rénale des os coxaux et encastrés dans le synsacrum (os constitué des vertèbres thoraco-lombaires soudées. Ils sont symétriques très allongés, s'étendent du bord caudal des poumons jusqu'au bord caudal de l'ischium. (Alamargot, 1982).

1.3.2 URETÈRES

Ils émergent au niveau du lobe moyen de chaque rein et débouchent sur le côté dorsal du cloaque dans l'urodéum. (Alamargot, 1982).

1.3.3 SYSTÈME PORTE-RENAL

Absent chez les mammifères. C'est un système veineux centripète au rein qui irrigue la totalité du parenchyme rénal. La veine fémorale donne naissance à une veine porte rénale crâniale pour le lobe crânial et à la veine porte-rénale proprement dite pour les autres lobes. Ce système porte dérive vers les reins une partie du sang en provenance des membres postérieurs. (Alamargot, 1982).

1.4 APPAREIL GÉNITAL DES OISEAUX

1.4.1 APPAREIL GÉNITAL MÂLE

Les gonades sont en situation intra-abdominale, deux testicules sont fixés en région sous lombaires, en situation antérieures par rapport aux reins à peine visibles en dehors de l'époque de reproduction, ils augmentent fortement de volume à son approche (de 200 à 300 fois) et produisent les spermatozoïdes. Ceux-ci passent dans le canal déférent avant d'aboutir au cloaque au moment de l'accouplement. (Chatelain, 1992 ; Thiebault, 2005).

1.4.2 APPAREIL GÉNITAL FEMELLE

L'appareil génital chez l'oiseau femelle comprend un seul ovaire fonctionnel produit les ovules qui est l'ovaire gauche (l'ovaire droit est atrophié et non fonctionnel). Au repos, l'ovaire est une petite masse grisâtre discrète placée près de la glande surrénale gauche. En activité l'ovaire a l'aspect d'une grosse grappe jaunâtre placée au niveau du lobe crânial du

rein. Le tractus génital femelle se compose uniquement d'un oviducte, c'est un tube musculéux muqueux dont l'extrémité crâniale est ouverte dans la cavité abdominale près de l'ovaire et l'extrémité caudale abouchée au cloaque, mesure environ 18 cm de long et 2 mm de diamètre. Dans l'oviducte en activité, on peut reconnaître 5 segments aux limites bien marquées ; le pavillon, le magnum, l'isthme, l'utérus et le vagin. (Chatelain, 1992 ; Thiebault, 2005).

1.5 CIRCULATION SANGUINE DES OISEAUX

L'appareil circulatoire des oiseaux comprend un cœur à quatre cavités une crosse aortique à droite et trois veines caves. Le cœur est conique caractérisé par l'aspect pointu de ses ventricules. Il est couché horizontalement sur le plancher thoracique. Anatomiquement il repose sur la face dorsale du sternum et placé ventralement à l'œsophage et aux poumons. Il est enveloppé d'un péricarde qui adhère seulement les oreillettes et aux gros vaisseaux de la base du cœur. (Alamargot, 1982 ; Chatelain, 1992).

1.6 SYSTEME IMMUNITAIRE DES OISEAUX

Il existe chez les oiseaux des organes lymphoïdes primaires (bourse de Fabricius et thymus) et secondaires (rate, moelle osseuse, diverticule de Meckel, plaques de Peyer, amygdale caecale, Le HALT ou tissu lymphoïde de la tête des oiseaux). Le développement de la bourse de Fabricius occupe une place prépondérante dans la mise en place de la réponse immunitaire chez les oiseaux. L'augmentation du poids de la bourse de Fabricius est due à la multiplication des lymphocytes B. (Bigot et al, 2001).

1.6.1 SYSTEME LYMPHATIQUE PRIMAIRE

1.6.1.1 Thymus

Constitué de six paires de masses ovoïdes, individualisées le long de la trachée et de l'œsophages. (Villate, 2001).

1.6.1.2 Bourse de Fabricius

Un organe lymphoïde en forme de poche, qui se situe dorsalement au cloaque. Se présente comme un petit sac plein de replis à l'intérieur qui s'ouvre dans le cloaque. Elle est une particularité propre aux oiseaux. (Silim et Rekik 1992 ; Villate, 2001).

1.6.2 SYSTEME LYMPHATIQUE SECONDAIRE

1.6.2.1 Rate

Elle est de forme plus ou moins ronde, se trouve sous le foie et situé à la face médiale du proventricule. Chez l'adulte, elle joue un rôle fondamental dans la production des immunoglobulines. (Silim et Rekik, 1992).

1.6.2.2 MOELLE OSSEUSE

Elle a un rôle lymphoïde tardif chez les oiseaux après colonisation par les cellules souches lymphoblastiques. (Silim et Rekik, 1992).

1.6.2.3 DIVERTICULE DE MECKEL

Le diverticule de Meckel, petit nodule, parfois visible sur le bord concave d'une des courbures de l'iléon. (Villate, 2001).

1.6.2.4 PLAQUES DE PEYER

Situées au niveau de l'iléon distal caractérisées par un épaissement de l'épithélium intestinal (Constantin, 1988).

1.6.2.5 AMYGDALES CÆCALES

Situées au voisinage du carrefour caecal, ne sont fonctionnelles qu'après des sollicitations antigéniques (Constantin, 1988).

1.6.2.6 TISSUS LYMPHOÏDES DE LA TÊTE

Le tissu lymphoïde de la tête appelé HALT (head associated lymphoid tissue) est situé dans les régions paranasale et paraoculaire. (Chatelain, 1992).

1.7 SYSTÈME NERVEUX DES OISEAUX

Le système nerveux des oiseaux est caractérisé par le faible développement de l'encéphale, dépourvu de circonvolutions et l'importance de la moelle épinière qui s'étend jusque dans les vertèbres coccygiennes.

Concernant le système nerveux périphérique, on s'intéresse aux nerfs périphériques notamment à ceux des plexus lombo-sacrés et brachiaux. Le premier est mis en évidence lors de l'extraction des reins alors on disséquera la région axillaire pour bien observer le plexus brachial. Les nerfs sciatiques seront observés après avoir inciser le muscle adducteur de la face interne de la cuisse. (Chatelain, 1992).

1.8 APPAREIL LOCOMOTEUR DES OISEAUX

1.8.1 SQUELETTE

Les principales adaptations du squelette des oiseaux résultent de son allègement et de la simplification de ses structures. Sa forme est homogène et ramassée pour la plupart des oiseaux. Les variations sont le plus souvent affaire de détails anatomiques liés aux spécialisations alimentaires : longueur et forme des pattes du bec et du cou. (Villate, 2001).

1.8.2 APPAREIL MUSCULAIRE

La musculature est concentrée sur la face inférieure du corps (les muscles du dos sont très minces). Les muscles qui animent les ailes se trouvent de part et d'autre du bréchet (os au niveau de l'abdomen). Ceux qui meuvent les membres postérieurs ne dépassent pas la surface du corps et le tarse (os des pattes) ; les doigts sont mus par des câbles de commande extrêmement fins. Les grands pectoraux et le supra-coracoïdal, principaux muscles qui relèvent et abaissent les ailes. (Thiebault, 2005).

2 • Technique d'autopsie

2.1. Objectifs de l'autopsie :

Les volailles font probablement partie des espèces chez lesquelles les autopsies sont les plus fréquentes. Il y a plusieurs raisons à cela. D'une part, les élevages renferment un grand nombre d'animaux, ce qui permet d'en sacrifier quelquesuns dans ce but. D'autre part, du fait de la petite taille de l'animal, il est relativement facile de réaliser son autopsie sur place dans n'importe quel élevage. Cela explique pourquoi les cliniciens ou les techniciens avicoles effectuent presque quotidiennement des autopsies.

L'objectif d'une autopsie peut être très variable. Le plus souvent elle est réalisée pour trouver la cause de la maladie et/ou de la mortalité des animaux. Dans ce cas, elle permet d'obtenir des informations qui seront associées à celles recueillies d'après l'anamnèse de l'éleveur et la consultation des registres de l'élevage et serviront à orienter le diagnostic ou à établir le diagnostic définitif.

Certaines lésions observées à l'autopsie sont dites pathognomoniques et ne peuvent être provoquées que par une affection bien définie. Dans ce cas, il est possible d'établir le diagnostic en se basant simplement sur les commémoratifs cliniques et les lésions macroscopiques observées à l'autopsie. Si les lésions découvertes à l'autopsie s'observent au cours de diverses affections, elles permettent d'orienter la suspicion clinique vers un groupe de maladies constituant une liste de diagnostics différentiels. Il faut ensuite effectuer des examens biologiques complémentaires pour confirmer ou écarter les différents diagnostics suspectés. Les autopsies peuvent donc servir également à obtenir des prélèvements, que ce soit pour confirmer une suspicion clinique particulière ou pour surveiller concrètement l'évolution d'une affection ou d'un traitement.

Bien évidemment la réalisation d'une autopsie accompagnée de prélèvements visant à déterminer le ou les agents en cause permet également d'améliorer les connaissances sur les maladies, en mettant en évidence les lésions présentes et en les reliant à certaines étiologies. Enfin, l'autopsie peut être utilisée dans un cadre juridique, le clinicien intervenant dans ce cas en tant qu'expert. Les informations issues de l'autopsie seront importantes pour l'élaboration du rapport juridique final. (Atlas autopsie des volailles.2011).

2.2. Choix des animaux a autopsie :

Devant des animaux d'élevage, il faut toujours garder en tête le concept de pathologie de groupe. L'objectif n'est pas de rechercher la cause de la mort d'un animal en tant qu'individu, mais celle d'une population de volaille au sein de l'exploitation ou de l'élevage. Il est donc particulièrement important de bien choisir les oiseaux à autopsier pour pouvoir évaluer correctement les lésions macroscopiques et obtenir des prélèvements de qualité s'il y a lieu. Tout d'abord, les oiseaux doivent être représentatifs du tableau clinique observé dans l'élevage. Il faut éviter d'autopsier les volailles qui souffrent d'une affection individuelle sporadique ainsi que celles qui ne sont pas retenues pour la consommation pour diverses raisons (boiteries, traumatismes, malformations, retard de croissance de cause diverses, etc..) car elles représentent un pool d'animaux apparaissant de façon tout à fait normale dans un élevage. (Atlas autopsie des volailles.2011).

Deuxièmement, il ne faut pas non plus autopsier des cadavres car le processus d'autolyse, très rapide chez les oiseaux, provoque des altérations tissulaires. Ces dernières peuvent simuler des lésions inexistantes ou empêcher l'examen correct des lésions tant sur le plan histologique que microbiologique. Par exemple il n'est plus possible d'analyser le tube digestif d'un oiseau 4 heures après sa mort. L'idéal est donc de faire son choix, parmi les animaux vivants de l'élevage, et de prendre ceux qui présentent une symptomatologie représentative du tableau clinique général observé, en réalisant l'autopsie le plus rapidement possible après l'euthanasie. (Atlas autopsie des volailles.2011).

2.3. Méthode d'euthanasie :

Aujourd'hui les méthodes d'euthanasie des animaux destinés à l'abattoir ou des animaux utilisés pour des expérimentations ou à d'autres fins scientifiques doivent suivre une législation stricte. Selon la directive européenne 86/609/ CEE, la technique d'euthanasie doit respecter les critères suivants concernant le bien-être des animaux. (www.lepoint.fr).

- Elle ne doit pas être douloureuse.

L'animal doit atteindre rapidement l'état d'inconscience puis la mort.

- Elle doit nécessiter une immobilisation minimale de l'animal.

- Elle doit éviter toute excitation de l'animal.
- Elle doit être adaptée à l'âge, à l'espèce et l'état de santé de l'animal et entraîner le moins de peur et d'anxiété pour l'animal.
- Elle doit être fiable, reproductible, irréversible et facile à administrer (si possible à faible dose).
- Elle ne doit pas présenter de risques pour le personnel qui l'effectue.
- Dans la mesure du possible, il faut qu'elle soit esthétiquement acceptable pour celui qui l'exécute ou qui l'observe.

Pour les volailles, la méthode de choix consiste à administrer une surdose d'anesthésique (du pentobarbital sodique, 80 mg/kg) dans la veine alaire.

Si l'on ne dispose pas de ce type de produit, la luxation ou dislocation cervicale devient préférable. C'est probablement la méthode d'euthanasie la plus courante lors d'autopsie sur le terrain. L'animal est maintenu d'une main tandis que l'autre pousse sur la région cervicale jusqu'à ce que l'articulation atlantooccipitale se sépare. Même si cette méthode est acceptable, il ne faut pas oublier que celui qui la réalise doit avoir été correctement formé au préalable et qu'il est essentiel qu'il effectue cette dislocation rapidement et avec précision pour éviter qu'elle soit douloureuse et engendre la souffrance de (Manuel d'anatomie et d'autopsie aviaires.2005)

2.4. Considérations préalables :

L'animal. De plus, cette méthode n'est permise que chez les volailles de faible poids car la force nécessaire à sa réalisation est bien plus importante chez les volailles adultes du fait des caractéristiques de leur musculature du cou. Le tableau I passe en revue les différentes méthodes d'euthanasie ainsi que celles permises sur l'animal inconscient. Un encadré présente également les méthodes inacceptables. (Atlas autopsie des volailles.2011)

Produits et méthodes d'euthanasie utilisés chez les volailles.	Éléments à considérer
Dislocation manuelle du	N'est efficace que pour les oiseaux de petite taille. La force physique et la technique du préposé déterminent les limites de poids efficaces pour appliquer cette technique.
Dislocation cervicale Mécanique	Le dispositif doit disloquer les vertèbres cervicales et non écraser les os du cou ; le délai avant la perte de conscience doit être comparable à celui de la dislocation cervicale manuelle.
Pistolet à tige non pénétrante	S'applique difficilement aux poussins ou aux jeunes dindonneaux. Des protocoles détaillés sont nécessaires pour le matériel et l'entretien.
Pistolet à tige pénétrante	S'applique difficilement aux poussins ou aux jeunes dindonneaux. Des protocoles détaillés sont nécessaires pour le matériel et l'entretien.
CO	Des protocoles détaillés sont nécessaires pour le matériel et l'entretien. Cause de la détresse chez les oiseaux s'il n'est pas appliqué correctement. Le temps d'exposition
Décapitation	S'il est correctement entretenu, le matériel est efficace pour toutes les catégories de volaille. Il existe liées à la biosécurité en raison de la perte de sang.
Traumatisme contondant	Un contrôle serré et la répétabilité de l'intervention sont cruciaux.

Tableau 1 : Produits et méthodes d'euthanasie utilisés chez les volailles.

2.5. Matériel nécessaire à l'autopsie :

Les ciseaux et les pinces (avec ou sans dents) sont les instruments de base indispensables à l'autopsie des oiseaux. Bien qu'il ne fasse pas partie de la liste précédente, le scalpel peut être très utile pour effectuer des coupes précises de certains organes et ouvrir les articulations. De même, il est pratique d'avoir un costotome et des grands ciseaux, en particulier pour autopsier les volailles adultes. Il est conseillé également de préparer d'avance le matériel servant à l'euthanasie de l'animal ainsi que celui permettant l'obtention des prélèvements et leur conservation au cas où. Ce matériel comporte des seringues, le produit choisi pour l'euthanasie, des tubes pour recueillir les prélèvements de sang ou de sérum, des flacons contenant du formol, des flacons stériles, ainsi que des brosses et des écouvillons (avec et sans milieu de transport).

Ces recommandations sont basées sur le document publié par FELASA dans *Laboratory Animals* (1996) Vol.30 (4) ; 293-316. *Recomendaciones para la eutanasia de los animales de experimentacion*.

3. CARACTÉRISTIQUES ET PHASES DE L'AUTOPSIE :

Chez les volailles, en particulier, il est relativement simple d'effectuer une autopsie ; toutefois, il est recommandé de bien suivre un protocole adapté pour obtenir des conclusions valables qui ne soient pas erronées comme nous le verrons ultérieurement.

Il est évident qu'une autopsie peut se faire de différentes manières, mais elles doivent toutes répondre à ces trois impératifs

- L'autopsie doit être systématique suivre un système suppose de toujours procéder de la même façon à chaque autopsie. Cela permet de ne pas oublier d'examiner des organes et de structurer les résultats d'autopsie.
- L'autopsie doit être ordonnée. Il est nécessaire de suivre un ordre logique dans le système choisi pour l'autopsie. (Manuel d'anatomie et d'autopsie aviaires.2005)

L'autopsie doit être complète : il faut examiner tous sont organes et toutes les parties de l'animal sans jamais en oublier. C'est probablement l'aspect de l'autopsie le plus difficile à respecter lorsque des autopsies sont faites quotidiennement sur place dans les exploitations. Comme, dans bon nombre de cas, les signes cliniques observés dans l'exploitation orientent très clairement le clinicien vers une suspicion diagnostique, il peut être tenté de focaliser son autopsie sur l'examen partiel de quelques organes seulement. Cependant, en agissant ainsi, il est possible qu'il passe à côté de certaines lésions, siégeant sur d'autres organes, qui pourraient être très importantes pour l'établissement du diagnostic définitif. (Atlas autopsie des volailles.2011).

Avant de procéder à l'autopsie, le clinicien doit recueillir les commémoratives cliniques en interrogeant l'éleveur puis effectuer une visite d'élevage lui permettant d'observer les signes cliniques présentés par les volailles. De ce fait, en général, il a souvent déjà une idée de ce qu'il va trouver avant même d'effectuer l'autopsie. Si cela peut être un avantage en orientant déjà le cas, cela peut aussi être préjudiciable au moment d'examiner les résultats de l'autopsie. Il est donc conseillé d'effectuer l'autopsie sans tenir compte de la pré-clinique Stentée par les volailles puis d'interpréter conjointement les données cliniques et les lésions macroscopiques observées.

Pour aller dans ce sens, ce livre propose une méthode d'autopsie s'appuyant sur un schéma général suivant les étapes ci-dessous

- Examen externe de l'animal et prélèvements in vivo. Préparation du cadavre et ouverture de la cavité thoracoabdominale.
- Éviscération.
- Étude et examen des organes internes.
- Étude de la tête • examen de la cavité nasale et de l'encéphale.
- Étude de l'appareil locomoteur : examen des nerfs, des articulations, des os et des muscles. (Atlas autopsie des volailles.2011).

4. EXAMEN EXTERNE DE L'ANIMAL ET PRÉLÈVEMENTS IN vivo :

Dans bien des cas, il est intéressant de faire un prélèvement de sang chez l'animal vivant avant son euthanasie et son autopsie pour effectuer ultérieurement des examens sérologiques ou sanguins. Tout comme l'euthanasie, les méthodes de prélèvement sanguin sont réglementées par des directives européennes, qui insistent en particulier sur le lieu du prélèvement, la méthode utilisée et le volume total de sang à prélever. Il est strictement interdit de prélever plus de 1 du volume de sang circulant qui, chez la volaille, est estimé à 60 ml/kg PV. (Manuel d'anatomie et d'autopsie aviaires.2005).

La méthode autorisée la plus employée chez la volaille est la prise de sang au niveau des veines situées sur la face interne de l'aile. Elle s'effectue simplement en ponctionnant le vaisseau avec une aiguille ou la pointe d'un scalpel et en recueillant le sang qui s'égoutte dans un tube. S'il est préférable que le prélèvement s'effectue dans des conditions d'asepsie stricte, le sang peut être prélevé à l'aiguille montée sur une seringue. Une fois obtenu, le sang est placé dans un tube avec ou sans anticoagulants selon les examens ultérieurs prévus.

5.Examen externe de l'animal et prélèvements in vivo

Les prises de sang par aspiration à la seringue montée sur aiguille peuvent aussi se faire au niveau des veines des pattes ou de la veine jugulaire. Cette dernière est particulièrement recommandée chez les poussins de 1 jour lorsque l'on souhaite prélever du sang sans euthanasier ensuite l'animal.

Enfin, la ponction cardiaque peut représenter une méthode de choix lorsqu'il faut de plus grands volumes de sang. L'aiguille est alors enfoncée sous le muscle pectoral jusqu'à ce qu'elle atteigne le cœur. Cette modalité s'utilise surtout chez les animaux plus âgés pour obtenir une plus grande quantité de sang, mais il ne faut pas oublier qu'elle nécessite la sédation préalable de l'animal.

Avant de commencer l'autopsie, il faut effectuer l'examen externe complet de la carcasse. Comme cela a déjà été mentionné.

Des animaux morts naturellement car l'autolyse entraîne des lésions qui peuvent interférer avec l'interprétation des résultats. Ainsi, si l'on ne dispose pas d'animaux à sacrifier, l'examen externe de la carcasse permet de déterminer le degré et l'étendue des lésions d'autolyse cadavérique et d'établir à quand remonte la mort de l'animal et quel est l'état de

décomposition du cadavre. Il faut totalement exclure d'autopsier une volaille en état d'autolyse avancé.

L'examen externe doit commencer par la région de la tête. Il faut regarder l'aspect de la crête et des barbillons, en s'intéressant particulièrement à leur couleur et à la présence de croûtes ou de lésions traumatiques.

Les yeux sont ensuite examinés en recherchant une opacité conjonctivale, la présence d'exsudats ainsi que d'éventuelles lésions au niveau des sinus périorbitaires ou infra-orbitaires. Puis c'est au tour des oreilles et des orifices nasaux en appuyant dessus légèrement pour vérifier l'absence d'exsudats. Enfin le bec est ouvert pour examiner la cavité buccale et la langue. Une fois que la tête a été totalement examinée, il est très important de s'intéresser à l'état du plumage et de vérifier que les plumes sont propres et uniformément réparties. Dans la région du cloaque, il faut s'intéresser tout particulièrement à la muqueuse et à l'aspect des plumes qui entourent l'orifice cloacal. Pour finir, il faut noter la couleur des pattes et palper la peau qui les recouvre dans la région fémorotibiale.

(Atlas autopsie des volailles.2011).

6. PRÉPARATION DE LA CARCASSE ET OUVERTURE DE LA CAVITÉ THORACO-ABDOMINALE :

Une fois l'examen externe terminé, l'animal est placé en décubitus dorsal pour être ouvert. La carcasse est stabilisée par deux coupes parallèles de la peau et des tissus sous-cutanés de la partie interne de chaque cuisse au scalpel ou aux ciseaux puis les têtes fémorales sont désarticulées. A ce moment, il faut examiner de part et d'autre l'aspect de la tête du fémur pour détecter d'éventuelles lésions de l'articulation fémorale ou une nécrose de la tête fémorale. (James et Gart,1993).

L'ouverture se poursuit par une coupe longitudinale partant de la base du bec jusqu'au cloaque et par une coupe transverse juste en dessous du bréchet. La peau est ensuite retirée ce qui expose la musculature pectorale. À ce stade, il faut évaluer l'état d'embonpoint de l'animal, en prenant en compte le volume du muscle pectoral. Le jabot est ensuite examiné avec son contenu, ainsi que le thymus. Le thymus est un organe lymphoïde multilobé, allongé et bilatéral, c'est-à-dire qu'il se trouve de part et d'autre du cou. Il atteint sa taille maximale lorsque l'oiseau est âgé d'environ 17 semaines puis commence son involution pour arriver vers

la 20-22± semaine à une taille pratiquement réduite de moitié. Il est important de l'examiner pour estimer l'état du système immunitaire de l'animal. (Manuel d'anatomie et d'autopsie aviaires.2005).

Contrairement aux mammifères, les oiseaux ne possèdent pas deux cavités internes (thoracique et abdominale), mais une seule appelée cavité cœlomique ou thoraco-abdominale qui renferme la majorité des organes vitaux. L'ouverture de la cavité thoraco-abdominale commence par une coupe aux ciseaux dans la région située sous la pointe du bréchet suivie de deux petites coupes latérales jusqu'aux côtes. Les côtes sont ensuite coupées au costotome, en direction crâniale ainsi que la clavicule et l'os coracoïde de chaque côté ce qui permet d'exposer les organes de la cavité thoraco-abdominale. C'est à ce stade qu'il faut rechercher la présence d'exsudats et examiner l'état des sacs aériens car ils vont probablement se rompre au moment de l'éviscération. Les sacs aériens d'un animal mort récemment doivent être translucides, lisses et brillants. (Atlas autopsie des volailles-2011).

7.EVISCÉRATION :

L'éviscération des organes de la cavité thoraco-abdominale s'effectue en bloc. La coupe commence de part et d'autre de la commissure du bec puis chaque os hyoïde est sectionné pour exposer la cavité buccale Ensuite le voile du palais est incisé pour pouvoir sortir, jusqu'au jabot, l'ensemble formé par l'œsophage et la trachée en s'aidant d'une légère traction. Le jabot est également incisé. La coupe est pour suivie jusqu'au cœur puis les poumons sont séparés de la région dorsale de la cavité thoraco-abdominale par une légère traction en s'aidant de la pointe des ciseaux. En même temps que les poumons, il faut sortir le foie et l'ensemble du tube digestif jusqu'au rectum en tirant simplement dessus doucement avec les mains en direction caudale. Le rectum reste uni à l'animal par le cloaque. La bourse de Fabricius, située dans la région du cloaque, doit être extraite avec tous les autres organes de la cavité thoracoabdominale. C'est un petit organe lymphoïde arrondi situé sur la face dorsale du cloaque.

Tout comme le thymus, cet organe présente une involution entre la 14E et la 20+ semaine et n'est donc pas présent toute la vie de l'animal. Une fois que la bourse de Fabricius a été localisée, une incision en CI est faite autour de celle-ci pour terminer l'éviscération de la majorité des organes de la cavité thoracoabdominale. (Manuel d'anatomie et d'autopsie aviaires.2005).

Chez les poules adultes, l'appareil génital qui se trouve également dans la cavité thoraco-abdominale, doit être retiré en même temps que les autres organes. Pour cela on procède comme pour le tube digestif. (Atlas autopsie des volailles.2011).

Il ne reste plus à l'intérieur de la cavité thoraco-abdominale que l'appareil génito-urinaire et, si l'animal est jeune, l'appareil génital (testicule et oviducte). Même si l'examen des reins se réalise in situ, il faut parfois les extraire pour faire des prélèvements. Comme ils sont totalement encastrés dans les os du bassin, le meilleur moyen de les sortir consiste à se servir de pinces pour tirer légèrement sur les régions médiale et caudale des reins tout en s'aidant de la pointe des ciseaux. (Atlas autopsie des volailles.2011).

8. ÉTUDE ET EXAMEN DES ORGANES INTERNES :

Pour examiner correctement les organes internes, il faut les séparer une fois éviscérés et les inciser totalement. Tout d'abord une incision est faite à l'entrée du proventricule pour séparer la partie ventrale du bec, la trachée, l'œsophage, le jabot, le cœur et les poumons du reste des viscères.

L'examen de ce groupe de viscères ne nécessite pas leur séparation individuelle.

L'œsophage et le jabot sont séparés de la trachée jusqu'à leur extrémité caudale où ils restent associés et sont incisés longitudinalement afin d'examiner l'aspect de leur muqueuse (James et Gart,1993).

Sée de la trachée longitudinalement jusqu'aux bronches pour examiner l'aspect de sa muqueuse et rechercher la présence d'exsudats dans la lumière trachéale. Les poumons doivent être rosés, mais il ne faut pas oublier que cette observation n'a qu'une faible valeur diagnostique en particulier chez les animaux retrouvés morts ou mal saignés. Il faut également examiner leur texture et rechercher la présence de plages de consolidation. Enfin, le cœur est examiné après avoir incisé le sac péricardique. Sa coupe transverse permet d'examiner la paroi myocardique ainsi que les cavités ventriculaires qui sont pratiquement virtuelles chez les oiseaux.

Ensuite il faut séparer la rate, le foie, le proventricule, le gésier et les anses intestinales. Pour le foie et la rate, il faut s'intéresser à leur taille, leur aspect et à la couleur de leurs séreuses puis inciser leur parenchyme pour en examiner la texture et la consistance. Le

proventricule et le gésier sont incisés longitudinalement et la cuticule doit être séparée du gésier pour pouvoir rechercher d'éventuelles érosions ou ulcérations. (James et Gart,1993).

Les anses intestinales doivent être déroulées et, dans la mesure du possible, placées dans le bon ordre pour identifier les diverses régions. Même si c'est un peu difficile parfois en pratique, en particulier lors d'autopsie a même l'élevage, il est, dans tous les cas, indispensable d'identifier chaque région pour pouvoir localiser les lésions s'il y en a. L'anse duodénale qui reste repliée du fait de la présence du pancréas au milieu est la région la plus crâniale de l'intestin, c'est-à-dire celle qui fait suite au gésier. Elle est suivie du jéjunum et de l'iléon, séparés anatomiquement par le diverticule de Meckel, reliquat du sac vitellin réabsorbé au cours des premiers jours de la vie du poussin. Les caeca sont placés après l'iléon, puis vient le rectum qui se termine par le cloaque et la bourse de Fabricius. (Atlas autopsie des, volailles.2011).

Pour examiner l'intestin, il est essentiel d'inciser un segment de chaque région et ne se cantonner jamais au seul examen de la séreuse. L'examen correct du tube digestif repose sur l'examen conjoint du contenu intestinal et de l'aspect de la muqueuse. Le contenu intestinal varie selon les différentes régions intestinales. Assez liquide et blanchâtre au niveau du duodénum. Il devient de plus en plus granuleux à mesure qu'il avance le long du tube digestif. Dans les caeca, le contenu intestinal est pâteux et sa couleur peut varier d'orangé à vert foncé.

. Gésier

. Proventricule

. Œsophage

. Jabot

A la base des caeca, il est important d'examiner les amygdales (ou « tonsilles ») caecales. La bourse de Fabricius doit être examinée en s'intéressant à l'aspect externe de sa séreuse. Sa taille est également importante à noter même si elle est assez variable en fonction de l'âge de l'oiseau et du plan de vaccination contre la maladie de Gumboro. Toutefois, il est possible de prendre la rate comme référence. Ainsi chez les volailles d'environ 4 semaines, la rate doit mesurer environ les 2/3 de la bourse de Fabricius. La bourse de Fabricius est ensuite incisée transversalement pour examiner sa muqueuse. (Atlas autopsie des volailles.2011).

Chez les poules adultes, l'appareil génital est extrait en totalité en commençant par la grappe ovarienne puis l'oviducte. Il est coupé dans la région où il s'abouche au cloaque. Une fois éviscéré, il doit être incisé longitudinalement pour examiner la muqueuse des différentes parties de l'oviducte. Chez les poules, seuls l'ovaire et l'oviducte gauches se développent, les droits restent atrophiés. Au niveau de la grappe ovarienne, il faut compter le nombre d'ovules et noter leur stade de développement. Il doit exister au moins cinq follicules de grande taille à divers stades de développement qui deviendront les cinq prochains ovules libérés. La région la plus crâniale de l'oviducte est l'infundibulum II est constitué d'une partie striée et d'une partie tubulaire. C'est dans cette région, qui reçoit les follicules libérés par l'ovaire, qu'à lieu la fécondation et la sécrétion des chalazes. L'ovule reste environ 15 minutes dans l'infundibulum puis passe dans le magnum, qui est probablement la région la plus longue. L'œuf y reste environ 3 heures et c'est à cet endroit que s'effectue en grande partie la sécrétion de l'albumen (blanc). Puis l'oviducte se rétrécit dans la région de l'isthme. Le magnum se différencie de l'isthme par la présence d'une bande translucide délimitant ces deux portions. L'œuf reste dans l'isthme environ une heure et quart durant laquelle se forment l'albumen et les membranes coquillères. Enfin l'utérus, qui termine l'oviducte, a la forme d'un sac. L'œuf y reste un peu plus longtemps, environ 20 heures, et c'est là que se forme et se pigmente la coquille, puis qu'elle est recouverte par la cuticule. (Atlas autopsie des volailles.2011).

9. ÉTUDE DE LA TÊTE :

9.1. EXAMEN DE LA CAVITÉ NASALE ET DE L'ENCÉPHALE :

L'encéphale est examiné une fois que la tête a été séparée du corps par une incision passant par l'articulation atlantooccipitale. La peau recouvrant le crâne est retirée avant d'introduire les ciseaux dans le foramen magnum et d'effectuer deux coupes longitudinales et parallèles à l'axe de la tête suivie d'une coupe transversale à la hauteur de l'angle interne de l'œil. Ensuite, à l'aide de pinces, cette partie du crâne est soulevée pour exposer l'encéphale. Il est important de se souvenir que l'examen histologique de l'encéphale s'effectue après sa fixation directe dans le formol alors qu'il est encore à l'intérieur du crâne sans chercher à l'extraire de ce dernier. (Manuel d'anatomie et d'autopsie aviaires.2005).

L'examen des cavités nasales nécessite une coupe transversale de la partie postérieure du bec. Elle permet d'observer les cornets nasaux et les sinus infra-orbitaires, plus latéraux, qui peuvent être incisés sur toute leur longueur pour rechercher la présence éventuelle

d'exsudats. Si la coupe du bec est plus crâniale, elle expose le vestibule nasal qui ne doit pas être confondu avec les sinus. (Www.lepoint.fr).

10. ÉTUDE DE L'APPAREIL LOCOMOTEUR : EXAMEN DES NERFS, DES ARTICULATIONS, DES OS ET DES MUSCLES :

Les nerfs sciatiques situés sous la musculature de la face interne de la cuisse sont ensuite localisés et examinés. Bien que leur examen macroscopique soit difficile, il faut comparer les deux nerfs en recherchant un éventuel épaississement ou la présence de stries verticales.

Il faut également examiner les articulations fémorotibiale et tibiotarsométatarsienne. Pour cela les articulations sont ouvertes à l'aide d'une seule incision au scalpel. Le cartilage articulaire doit être lisse, brillant et l'articulation doit contenir un peu de liquide articulaire transparent et visqueux.

Pour vérifier l'état de la minéralisation osseuse, il faut casser le tibiotarse ou essayer de plier le bec de l'animal. Si l'on recherche des lésions sur les cartilages de croissance, il faut prélever un os long, en général le fémur et l'inciser longitudinalement après un processus de déminéralisation. Cet os peut aussi servir à prélever de la moelle osseuse. Pour cela il faut le fracturer à l'oblique pour exposer la moelle osseuse. (Atlas autopsie des volailles.2011).

Enfin il faut réaliser des coupes longitudinales dans divers muscles squelettiques comme le pectoral, pour rechercher la présence de lésions musculaires.

Étude de l'appareil locomoteur : examen des nerfs, des articulations, des os et des muscles. (Atlas autopsie des volailles.2011).

1. Les maladies des oiseaux

1.1.1. Newcastle (pseudo peste aviaire) :

Cette maladie virale est encore appelée "pseudo peste aviaire" ou "paramyxovirose" chez le pigeon. Elle atteint de nombreuses espèces d'oiseaux sauvages de cage ou de volière, ainsi que les volailles et le pigeon chez lequel elle est redoutable.

La maladie de Newcastle existe dans de nombreux pays au monde, néanmoins certains pays européens ont été de nos jours indemnes. C'est une « maladie légalement réputée contagieuse » à déclaration obligatoire. (Venne et Silim, 1992a).

1.1.2. Symptômes de la maladie de Newcastle :

Le virus peut avoir des répercussions variées. Ainsi, la maladie peut être bénigne ou au contraire très grave avec 100 % de mortalité.

Dans sa forme la plus sérieuse, la maladie de Newcastle débute par une forte fièvre accompagnée de diarrhées profuses et verdâtres. L'oiseau tousse, a du mal à respirer et les tissus situés autour des yeux et du cou gonflent. Les sujets ne mangent plus et boivent beaucoup. Elle se poursuit par des symptômes nerveux très caractéristiques : tête portée sur le côté, dos rond, grandes difficultés à mobiliser les ailes qui sont alors portées tombantes, démarche de plus en plus hésitante. Le plumage est hérissé. Puis surviennent des convulsions, la paralysie et la mort. On peut constater l'existence de trois formes de la maladie : suraiguë, aiguë et subaiguë. Dans tous les cas, la mort est la seule issue. Dans la forme subaiguë elle survient moins rapidement.

1.1.3. Causes de la maladie de Newcastle :

La maladie est provoquée par un paramyxovirus. Ce germe est présent dans les sécrétions bronchiques et les fientes. La transmission peut se faire par contact direct avec les éléments infestants nommé ci-dessus, mais également de manière indirecte par l'intermédiaire de l'eau de boisson, de l'aliment, des mangeoires et des abreuvoirs, des vêtements, des instruments d'élevage...

1.1.4. Traitements et prévention de la maladie de Newcastle :

Il n'y a pas de traitement spécifique permettant de lutter contre cette maladie qui débouche systématiquement sur la mort des sujets atteints. La prévention est assurée essentiellement par la vaccination des oiseaux. Elle intervient dès le 28 -ème jour et des rappels annuels sont nécessaires. Il ne faut pas non plus oublier l'indispensable prophylaxie sanitaire : élimination des oiseaux infectés, isolement des sujets douteux, entretien des vêtements et des matériels, désinfection des locaux... (Randall, 1991).

1.2. Gomboro (Bursite Infectieuse)

1.2.1. Etiologie :

Cette maladie est due à un binaires de sérotype 1. On peut distinguer des souches virales classiques et des souches variantes. Le virus est très stable et il est très difficile de l'éradiquer d'une exploitation infectée. (Venne et Silim, 1992a).

1.2.2. Transmission :

Le virus de la maladie de Gumboro est très contagieux et se propage facilement d'un oiseau à l'autre par les fientes. Les vêtements et le matériel contaminés assurent la transmission d'une exploitation à l'autre. (Randall, 1991).

1.2.3. Espèces atteintes :

Les poulets sont les hôtes naturels du virus. Les dindes peuvent également héberger le virus sans exprimer de symptômes. (Halevy et al., 2000).

1.2.4. Symptômes :

Dans sa forme clinique, la bursite infectieuse survient généralement chez les oiseaux âgés de 3 à 8 semaines. Les sujets malades sont apathiques et se blottissent les uns contre les autres. La mortalité est variable. D'ordinaire, les nouveaux cas de maladie de Gumboro se traduisent par un taux de mortalité de 5 à 10% mais ce dernier peut atteindre 60%, en fonction du pouvoir pathogène de la souche en cause.

La forme subclinique induite par l'action immunosuppressive du virus de la bursite infectieuse est importante sur le plan économique. Les maladies liées à la maladie de

Gumboro comme l'hépatite à inclusions sont plus fréquentes chez ces oiseaux. Chez le poulet de chair, cette forme de la maladie se traduit par de mauvaises performances, avec des gains de poids plus faibles et des indices de consommation plus élevés.

Bourse de Fabricius normale (à droite) et trois jours après l'infection

Poussin atteint par la maladie de Gumboro (à droite)

Animaux atteints de la maladie de Gumboro

Bourse de Fabricius hémorragique (Venne et Silim, 1992).

1.2.5. Diagnostic :

Dans la forme aigüe, la bourse de Fabricius est hypertrophiée et gélatineuse, parfois même hémorragique. On peut observer également des hémorragies musculaires et des reins décolorés.

L'infection par des souches variantes s'accompagne généralement d'une atrophie rapide de la bourse (en 24-48 heures) sans signes caractéristiques de la maladie de Gumboro. De même, dans les cas chroniques, la bourse est plus petite que la normale (atrophie). La destruction de la bourse est visible à l'examen histologique. La réduction du nombre des globules blancs (lymphocytes) se traduit par une diminution de la réponse immunitaire et par une baisse de la résistance des oiseaux à d'autres infections. Les symptômes et lésions orientent vers le diagnostic de la bursite infectieuse.

L'examen histopathologique, les tests sérologiques et/ou l'isolement du virus en permettent la confirmation. La bursite infectieuse peut être confondue avec l'intoxication aux sulfamides, l'aflatoxicose et le syndrome de l'oiseau pâle (carence en vitamine E). (Randall, 1991).

1.2.6. Traitement et prophylaxie :

Il n'existe pas de traitement de la bursite infectieuse. La vaccination des reproducteurs parentaux et des jeunes poussins représente la meilleure prévention. L'induction d'une immunité maternelle élevée chez les poussins issus de reproducteurs vaccinés suivie d'une vaccination avec des vaccins vivants est la méthode la plus efficace de prophylaxie de la bursite infectieuse chez le poulet. (Halevy et al., 2000).

1.3. Salmonellose

1.3.1 Etiologie :

La salmonellose est une maladie bactérienne causée par des espèces de *Salmonella*.

De nombreuses espèces et sérotypes différents sont responsables de salmonellose chez la volaille, les animaux en général et l'homme.

Les plus importantes sont les suivantes : *Salmonelle enteritidis*, *S. typhimurium*, *S. pullorum gallinarum*. (Halevy et al., 2000).

1.3.2. Transmission :

Elle se fait par contamination verticale (des reproducteurs aux issues : par l'œuf et dans l'œuf pour *S. enteritidis* notamment) et par transmission horizontale. La persistance des salmonelles est très grande (plusieurs mois sur une surface propre) et on les trouve partout (ubiquitaires).

Espèces atteintes

Toutes les espèces peuvent être atteintes. L'espèce poule est surtout atteinte par *S. enteritidis*. (Venne et Silim, 1992a).

1.3.3. Symptômes :

Pour *S. enteritidis* et *S. typhimurium* : surtout sur les sujets de moins de deux semaines, symptômes non spécifiques : diarrhée, oiseau apathique, plumes ébouriffées.

Beaucoup d'oiseaux peuvent être porteurs sains et disséminer ainsi les salmonelles. L'excrétion est réactivée notamment à l'occasion d'un stress. Les salmonelles sont

responsables chez l'homme de toxi-infections alimentaires qui peuvent être graves et qui justifient les mesures réglementaires importantes prise pour assainir les troupeaux en filière avicole notamment. (Venne et Silim, 1992a).

1.3.4. Diagnostic :

Il se fait essentiellement par isolement des salmonelles après des prélèvements d'organes ou à l'aide de prélèvements d'environnement (litière, « chiffonnettes »). (Anonyme 2, 2005).

1.3.5. Traitement et prophylaxie :

Un traitement antibiotique permet de limiter les conséquences des symptômes. C'est cependant par des mesures de sécurité sanitaires à tous les niveaux de la filière, associées à une vaccination que la lutte contre les salmonelles et le portage des salmonelles est le plus efficace.

L'objectif de la lutte contre les salmonelles en filière avicoles est la prévention des toxi-infections alimentaires par l'intermédiaire des produits avicoles.

1.4. Anémie infectieuse du poulet

1.4.1. Etiologie :

L'anémie infectieuse du poulet est due à un petit virus très résistant, connu sous le nom de CAV (Chicken Anemia Virus ou Virus de l'anémie du poulet).

1.4.2. Transmission :

Le mode de transmission majeur de l'anémie infectieuse est la transmission verticale par les reproducteurs infectés. La transmission horizontale entre oiseaux par le matériel, les vêtements etc... contaminés est également possible. (Halevy et al., 2000).

1.4.3. Symptômes et lésions :

Le CAV est pathogène chez les poussins jusqu'à l'âge de 3 semaines. Les sujets adultes peuvent être infectés mais ne développent pas de signes cliniques. La maladie se caractérise par une hausse de la mortalité et une anémie associée à l'atrophie des tissus hématopoïétiques de la moelle osseuse.

On peut observer des hémorragies sous-cutanées et intramusculaires accompagnées d'une atrophie du système lymphatique. Les oiseaux atteints peuvent présenter des lésions cutanées focales (connues sous le terme de maladie des ailes bleues.)

Les taux de mortalité varient de 20 à 70%.

L'élevage atteint présente une mauvaise croissance avec pour conséquence des pertes économiques.

On observe une différence nette dans la taille et la croissance entre des oiseaux sains (à gauche) et infectés (à droite).

1.4.4. Diagnostic :

Le diagnostic clinique repose sur les symptômes et les lésions observées chez les oiseaux atteints. On peut effectuer des tests sérologiques pour rechercher des anticorps anti-CAV spécifiques.

1.4.5. Traitement et prophylaxie :

Il n'existe pas de traitement. Les anticorps d'origine maternelle peuvent offrir une protection. L'induction d'une bonne immunité d'origine maternelle chez les poussins par vaccination des reproducteurs est la meilleure stratégie de lutte contre le CAV.

1.5. Maladies syndrome chute de ponte

1.5.1. Etiologie :

Cette maladie est due à un adénovirus aviaire (souche BC14, virus 127). Le virus EDS ne fait partie d'aucun des 12 adénovirus aviaires (FAV) isolés par ailleurs.

1.5.2. Transmission :

Le virus est transmis par l'œuf à quelques oiseaux d'un élevage... Ces derniers restent porteurs du virus jusqu'à ce qu'ils entrent en ponte ; ils commencent alors à excréter le virus et infecter les oiseaux élevés dans le même bâtiment.

La transmission horizontale par la litière infectée peut se faire une fois que la maladie s'est installée dans l'élevage, mais la virulence du virus est plutôt faible et l'excrétion virale par les malades demeure peu élevée.

Espèces atteintes

Seules les poules sont sensibles au virus responsable de la forme clinique de l'EDS. Toutefois, le virus est largement répandu chez le canard sans incidence particulière. (Anonyme 2, 2005).

1.5.3. Symptômes :

Le syndrome EDS* 76 touche uniquement les pondeuses et les reproducteurs en début ou en période de ponte.

La courbe de ponte n'atteint pas son pic habituel ou chute -les œufs montrent une coquille de mauvaise qualité et, dans le cas des œufs roux, celle-ci est décolorée.

Les oiseaux atteints peuvent également présenter de l'anémie, une diarrhée transitoire et parfois une baisse de la consommation d'aliment, sans augmentation de la mortalité ni d'autres symptômes.

Œufs déformés et à coquille molle

1.5.4. Lésions :

Pas de lésions spécifiques.

1.5.5. Diagnostic :

Les symptômes permettent d'établir le diagnostic de l'EDS 76. Ce dernier peut être confirmé par l'isolement du virus et la recherche d'anticorps.

1.5.6. Diagnostic différentiel :

Il convient d'envisager la bronchite infectieuse et, dans une moindre mesure, la maladie de Newcastle et la laryngotrachéite infectieuse. Des tests de diagnostic appropriés (sérologie) leveront le doute.

1.5.7. Traitement et prophylaxie :

Il n'existe pas de traitement contre le syndrome chute de ponte 1976. La vaccination à l'aide d'un vaccin à virus inactivé avant l'entrée en ponte est la seule méthode efficace pour lutter contre l'EDS 76. (Anonyme 2, 2005).

1.6. Maladie respiratoire chronique (MRC)

1.6.1. Etiologie :

Le germe responsable de la MRC est *Mycoplasma gallisepticum* (Mg). Cette pathologie est souvent déclenchée par des virus respiratoires comme le virus de la maladie de Newcastle et le virus de la bronchite infectieuse avant d'être aggravée par des complications bactériennes. Les principaux germes responsables de l'infection sont *Mycoplasma gallisepticum* et *E. coli*. Le stress provoqué par des interventions comme le changement de bâtiment des oiseaux, le débecquage, ou d'autres conditions défavorables, comme le froid ou une mauvaise aération, rendent les oiseaux plus sensibles à l'infection.

1.6.2. Transmission :

Les parents infectés par *Mycoplasma gallisepticum* peuvent transmettre ce germe à leur progéniture par l'œuf. De plus, l'infection peut survenir par contact ou par transmission aérienne (poussière, expectorations), d'où la difficulté d'éradication de cette maladie. La durée d'incubation varie de 4 jours à 3 semaines.

Espèces atteintes poule et dinde. (Sander, 2003).

1.6.3. Symptômes :

Les jeunes oiseaux (chair ou ponte) manifestent une détresse respiratoire. Les oiseaux présentent souvent un manque d'appétit, une baisse de la croissance et une augmentation de l'indice de consommation. Chez les adultes, les symptômes les plus fréquents sont l'éternuement, la toux et une gêne respiratoire. Chez les pondeuses, il peut survenir une baisse de ponte de 20 à 30%. La mortalité reste faible. C'est une maladie chronique, avec une incidence économique élevée très importante chez le poulet de chair et moins importante chez les reproducteurs et les pondeuses.

1.6.4. Lésions :

On observe une inflammation congestive de la trachée avec ou sans exsudat caséux (aspect de fromage) dans les sacs aériens, notamment en cas de complications (surinfections bactériennes à E. coli par exemple). Dans les infections par Mg moins sévères, les seules lésions que l'on peut éventuellement constater sont une légère sécrétion muqueuse dans la trachée et la présence d'exsudat spumeux (mousse) trouble ou clair dans les sacs aériens. Les dindes atteintes de MRC présentent généralement un gonflement des sinus infra-orbitaires.

Péricardite, péritonite et périhépatite sont fréquemment observées chez les oiseaux atteints de MRC (Sander J, 2003).

1.6.5. Diagnostic :

Le diagnostic de l'infection par Mg repose sur des tests sérologiques, sur l'examen post mortem et sur l'isolement du micro-organisme en cause (Mg) dans la trachée et les sacs aériens des oiseaux infectés.

La technique PCR permet également de mettre en évidence la présence de Mycoplasme. (Anonyme 2, 2005).

1.6.6. Diagnostic différentiel :

Une infection virale respiratoire (maladie de Newcastle ou bronchite infectieuse) accompagnée de surinfection secondaire (E. coli etc.) peut donner des lésions comparables. (Anonyme 2, 2005).

1.6.7. Traitement et prophylaxie :

Le traitement des poulets ou des dindes infectés par une antibiothérapie appropriée permet de limiter l'impact économique de la maladie. Néanmoins, la prophylaxie médicamenteuse ou vaccinale et l'éradication sont de loin les méthodes les plus efficaces pour combattre la maladie.

La mise en œuvre de tests sérologiques chez les reproducteurs ou les pondeuses pour mettre en évidence les anticorps anti-Mg est devenue une pratique courante dans le dépistage de l'infection des bandes par Mg et est exigée en cas de certification sanitaire l'export. (Anonyme 2, 2005).

1.7. MALADIE DE MAREK

1.7.1. Agent pathogène :

La maladie de Marek est une maladie présente partout dans le monde. Tous les troupeaux, à l'exception de ceux maintenus dans des conditions particulièrement strictes, sont présumés infectés. (Sander, 2003).

1.7.2. Modes de transmission :

La maladie est très contagieuse et la période d'incubation peut durer plusieurs semaines. Le virus se développe à l'intérieur des follicules pileux des oiseaux malades : quand les plumes tombent, le virus se retrouve dans l'environnement où il peut survivre pendant des mois. Les autres oiseaux inspirent des particules du virus présent dans la litière ou la poussière et s'infectent à leur tour. Les oiseaux infectés deviennent porteurs pour le restant de leur vie et excrètent le virus pour de longues périodes. La transmission se fait uniquement de façon horizontale et non verticale. (Halevy et al., 2000).

1.7.3. Signes cliniques :

La maladie n'est pas toujours apparente : la sévérité des signes cliniques dépend de la virulence et de la dose de virus, de l'âge des oiseaux, de l'immunité passive et de plusieurs facteurs environnementaux. Par contre, elle peut causer une diminution de production et de croissance entraînant des pertes économiques importantes. Parmi les signes cliniques caractéristiques possibles :

-Paralysie du nerf sciatique

-Athérosclérose

-Oiseau devient aveugle et les yeux deviennent bleus

-Dépression et cachexie puis décès Procédures diagnostiques

-Nécropsie : nerfs périphériques plus gros et tumeurs lymphoïdes dans différents organes (organes augmentés de volume accompagnés de nodules blancs) sans atteinte de la bourse de Fabricius (Caractéristique)

-PCR

-Histologie/immunohistochimie (Sander, 2003).

1.7.4. Prévention :

Aucun traitement n'existe pour la maladie de Marek. On veut donc prévenir l'infection, diminuer la virulence des souches et améliorer l'immunité.

La vaccination est la principale méthode de contrôle. On administre le vaccin à 18 jours d'incubation, dans l'œuf au moment du transfert ou encore par voie sous-cutanée à 1 jour d'âge, au couvoir. L'immunité prend 7 à 10 jours à s'installer : il faut minimiser l'exposition jusque-là. Ensuite, c'est une immunité à vie.

- Mesures de biosécurité afin de prévenir la propagation entre les troupeaux et entre les lots
- Séparer les oiseaux par groupes d'âge
- Éviter les élevages multi-âges
- Lavage, désinfection et vide sanitaire des bâtiments
- Ne pas utiliser la litière de lots précédents
- Assurer une bonne ventilation et établir une pression positive à l'intérieur des bâtiments. (Anonyme 2, 2005).

1.8. COCCIDIOSE

1.8.1. Agent pathogène :

La coccidiose est causée par un parasite, un protozoaire, le plus souvent, chez les poulets, de l'espèce *Eimeria tenella* ou *Eimeria acervulina*, bien que l'on dénombre 9 espèces pouvant être en cause. Le processus infectieux est rapide et entraîne des dommages intestinaux importants, mais l'ingestion d'un grand nombre de parasites est nécessaire. La coccidiose est présente dans le monde entier. (Sander, 2003)

1.8.2. Modes de transmission :

Les oiseaux infectés, tout comme ceux en guérison, excrètent le parasite et contaminent ainsi la nourriture, la litière, l'eau et le sol. L'infection peut aussi être transmise

mécaniquement par du matériel, des personnes, des insectes et des animaux sauvages. Les œufs ne sont pas contagieux tant qu'ils ne sporulent pas (nécessite 2 jours à une température de 21-32°C). La période prépatente (période entre le moment où l'oiseau est infesté par le parasite et le moment où les œufs, larves ou ookystes apparaissent dans l'environnement) est de 4 à 7 jours. (Halevy et al., 2000).

1.8.3. Signes cliniques :

Les signes cliniques sont très variables (plus sévère lors d'infestation à *Eimeria tenella*) :

- Diminution de la consommation d'eau et de nourriture
- Perte de poids
- Baisse de production (poules pondeuses)
- Oiseaux visiblement malades
- Diarrhée
- Mortalité

1.8.4. Procédures diagnostiques :

-Coprologie microscopique : démontrer la présence de coccidies dans les fèces, au microscope (la taille, forme et couleur des œufs nous indiquent l'espèce présente)

-Nécropsie : emplacement et apparence des lésions dans le petit intestin (chaque espèce d'*Eimeria* atteint une portion de l'intestin :

Eimeria tenella se retrouve dans les ceca : on le reconnaît par une accumulation de sang à cet endroit. (Halevy et al., 2000).

Eimeria acervulina cause plutôt des lésions blanchâtres et ovales dans la première partie du petit intestin. (Sander J, 2003)

1.8.5. Prévention :

-Traitement anticoccidien (vermifuges) : à administrer dans la nourriture pour prévenir les infections et les pertes économiques. Plusieurs produits sont disponibles : votre vétérinaire pourra vous aider à choisir celui le plus approprié, à administrer en rotation pour éviter le développement de résistances.

-Suppléments alimentaires (vitamine A, monensin, probiotiques) dans les aliments.

-Vaccination : les oiseaux développent généralement une immunité graduelle suite aux infections. (Anonyme 2, 2005).

Partie

expérimentale

1.Materiel et methodes :

Objectif :

Le but de cette étude est de diagnostiquer et de comparer les maladies courantes de la volaille et de connaître les causes et les facteurs responsables de la propagation de maladies, en plus de connaître les différentes méthodes de diagnostic pour obtenir des résultats précis.

Ces résultats sont la clé pour réduire l'incidence de ces maladies et leurs dommages, ainsi que pour réduire leur propagation dans le secteur agricole.

1.1.Le materiel :

Le materiel utiliser pour l'autopsie est composé des instruments metaliques inoxydables faciles à désinfecter par (soit antiseptique,soit détergent).

Généralement en utilisent les instrument de la chirurgie : couteaux, ciseaux fins et forts, bistouris, sonde cannelée, une table en metale inox ou une paillasse, appareil photographique.

2. Méthodes

2.1. Lieu et période de l'étude :

Notre étude a été réalisée au niveau de l'institut des sciences vétérinaire de Tiaret (Clinique pathologies aviaires), durant la période (Décembre 2018 - Mars 2019).

2.2. Fiche d'autopsie :

Nous avons noté tous les renseignements et toutes les observations au fur et à mesure des interventions sur l'animal, en inscrivant les commémoratifs, les symptômes observés, les traitements ainsi que les lésions macroscopiques observées des différents organes. Cette fiche est conçue comme un aide-mémoire pour éviter les oublis.

L'autopsie a été effectuée sur des animaux vivants dans la salle d'autopsie. Pour chaque groupe d'oiseaux, une fiche a été établie reprenant les renseignements suivants (annexe 1)

2.3. AUTOPSIE PROPREMENT DITE :

2.2.1. Sacrifice de l'animal :

Le sacrifice des animaux s'effectue par saignée, en incisant les veines jugulaires, les artères carotides et la trachée avec un couteau. Pour les examens sérologiques, quelques millilitres de sang sont récoltés dans des tubes secs sans anticoagulant.

2.2.2. Examen externe :

1. -Apprécier l'état d'embonpoint de l'animal, pour mettre en évidence certains signes de malformations congénitales, nutritionnelles (rachitisme), traumatiques et infectieuses.
2. -Examen de plumes a pour but de déceler la présence de parasites externes, plumes arrachées dans le cas du cannibalisme.
3. -Examens du bec, des écailles de pattes et de la peau pour vérifier d'éventuelles anomalies (fracture, abcès, hématomes...).
4. -Noter la couleur et l'état des appendices glabres (crête, barbillon).
5. -Noter la présence ou non d'écoulements buccaux, oculaires et nasaux.

2.2.3. Examen interne :

Après l'examen externe de l'animal on doit préparer le cadavre en vue de l'examen interne :

- ❖ Placer l'animal en décubitus dorsal.
- ❖ Ecarter latéralement les membres postérieurs jusqu'à la désarticulation des hanches, pour rendre la carcasse plus stable.
- ❖ Inciser la peau sur toute la longueur du bréchet et jusqu' à l'orifice cloacal.
- ❖ Poursuivre l'incision cutanée crânialement jusqu' à la mandibule.
- ❖ Décoller la peau de tissus sous-jacents au niveau de la poitrine, du ventre et de cuisses.

2.Résultat et discussion :

En étudiant les cas adressés à la clinique de l'Institut de Tiaret et en disséquant et en observant les anomalies et lésions qui ont été exposées aux cas infectés, nous avons obtenu les résultats suivants, que nous avons rassemblés et présentés dans le tableau ci-dessous

Lieu	Date	Lésions observées	Maladies suspectées
ISV Tiaret	20/11/2018	Péricardite fibrineuse Hépatite fibrineuse Congestion (Fibrine sous forme d'omelette).	MRC (maladie respiratoire chronique)
ISV Tiaret	02/12/2018	Péricardite fibrineuse Néphrite Omphalite	Colibacillose Salmonellose
ISV Tiaret	06/12/2018	Retard de croissance (20% d'élevage) Plumes décollées Atrophie du pancréas Pâleurs intestinales Présence d'aliment non digérer dans l'intestin.	Maladie de mal absorption (syndrome d'hélicoptère) (MMA)
ISV Tiaret	20/01/2019	La présence des croutes et des vésicules « poquettes » sur le bec et les membres Odeur nauséabonde Rhinite Lésion de l'appareil génital (hypertrophie des testicules).	Maladie du variole aviaire
ISV Tiaret	12/02/2019	Péricardite et périhépatite fibrineuse. Inflammation des sacs aériens avec exsudat.	Mycoplasmosse

Tableau n°2 : les résultats des cas récoltées a la clinique aviaire

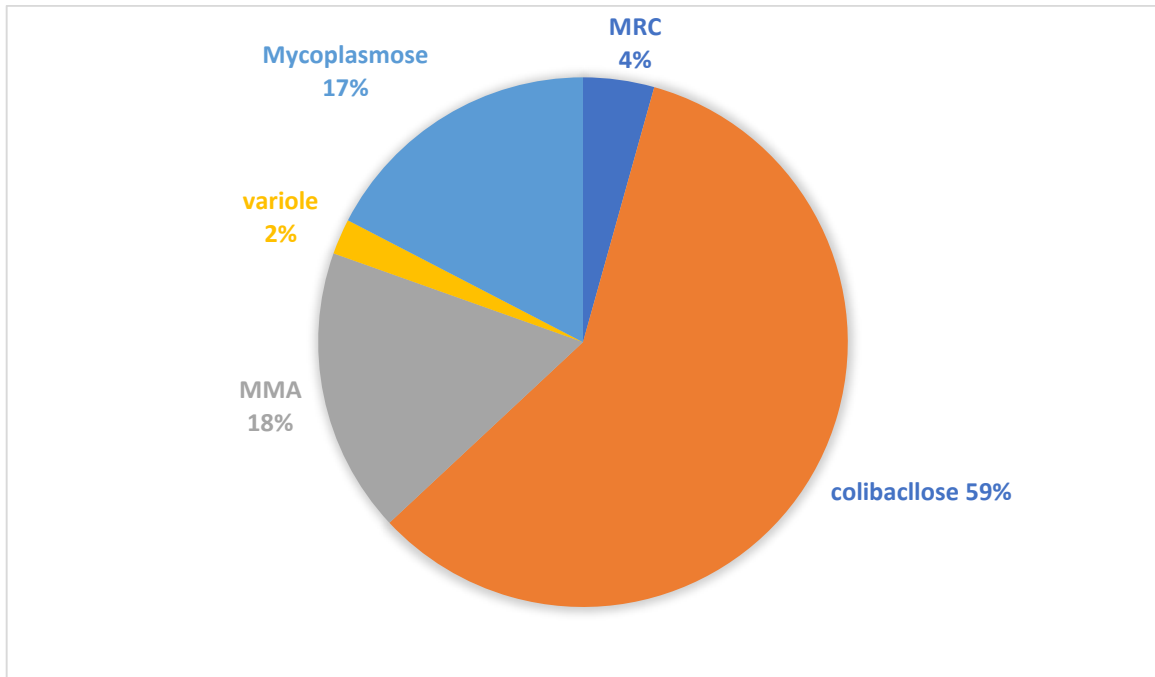


Figure n°1 : Le taux des maladies rencontrées durant l'étude expérimentale



Figure n°2 : Congestion généralisé du poussin

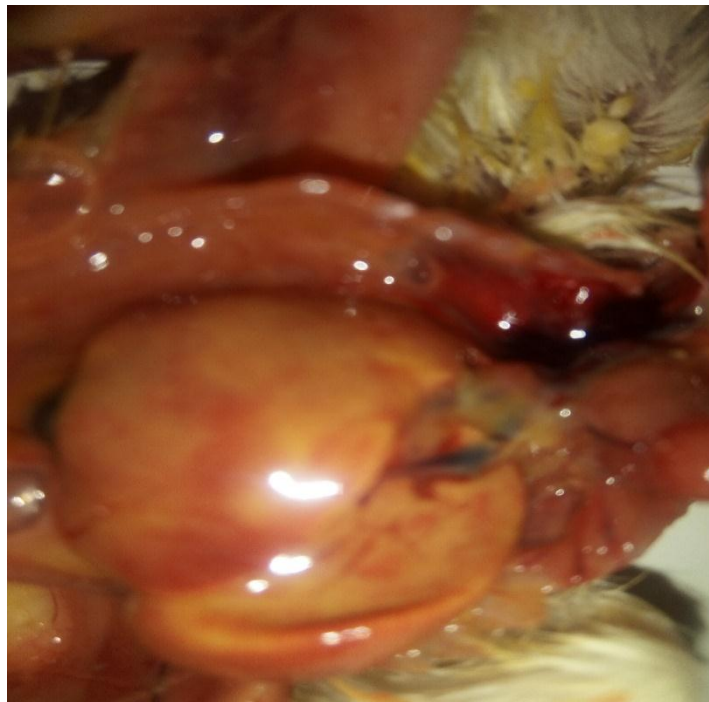


Figure n°3 : Lésion d'hépatite fibrineuse



Figure n°4 : Lésion de péricardite fibrineuse



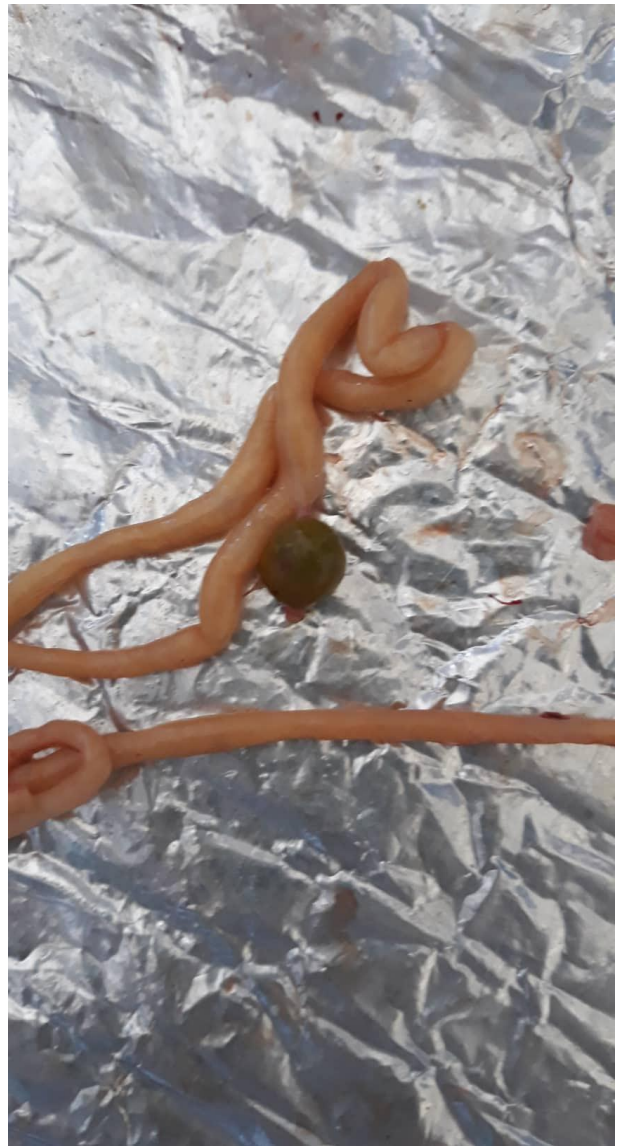
Figure n°5 : La fibrine sous forme d'omelette



Figures n°6 : La présence d'aliments non digérés dans le gésier



Figure n°7 : un kyste lutéale



Figures n°8: lésion d'une omphalite



Figure n°9: poussin a les plumes décollées



Figures n°10 : Poussin présentant un retard de croissance



Figure n°11 : la présence des croutes « poquettes » au niveau de la tête.



Figure n°12 : la présence d'alimentation a la cavité buccale.



Figure n°13 : photo d'un testicule hypertrophié.



Figure n°14 : congestion intestinale



Figure n°15 : méthode d'autopsie chez un poussin



Figure n°16 : l'autopsie d'un poussin atteint d'un mycoplasme

3. Discussion :

Grâce à cette étude qui a été réalisée sur 46 oiseaux, nous avons constaté que les maladies les plus courantes et les plus mortelles sont les maladies infectieuses d'origines bactériennes, en particulier celles qui affectent le système digestif.

Comme le montre la figure 1., les taux les plus élevés des maladies suspectées sont représentés par la colibacillose et la salmonellose.

Selon les résultats obtenus, nous avons décelé que les lésions digestives sont les plus élevées, suivi par les lésions hépatiques et enfin les lésions respiratoires et cutanées.

CONCLUSION :

Dans cette étude, nous concluons que la majorité des maladies chez les volailles sont causées par la négligence de la part des propriétaires, manque d'expérience, l'utilisation aveugle des médicaments et non-respect des normes internationales reconnues en matière d'élevage de volaille, notamment en matière de santé et de prévention. C'est pour cela, l'éleveur doit acquérir les connaissances nécessaires et respecter les critères de prévention, (tel que le vide sanitaire, l'utilisation des détergents pour nettoyage, une désinfection complète des bâtiments d'élevages ainsi que leurs matériels, respect du Protocol vaccinal avec l'aide d'une expertise du vétérinaire praticien).

L'autopsie des volailles représente un outil de travail privilégié, apportant une aide aux vétérinaires afin de mieux préciser un diagnostic. Elle représente le "trait d'union" entre le terrain et le laboratoire. Le vétérinaire praticien qui procède à l'autopsie doit suivre à la lettre les différentes étapes de l'examen ante et post mortem afin de rendre des observations décisives au laboratoire.

Bien que ce soit une étape fondamentale, l'examen nécropsique suffit rarement à l'établissement d'un diagnostic précis et doit être complété par des examens de laboratoires approfondis sérologiques, bactériologiques et parasitologiques.

Nous suggérons qu'en pathologies des volailles, un examen nécropsique approfondi, complètement réalisé, nous permet de mettre en place une forte suspicion des maladies en causes, à partir des lésions pathognomoniques, et de formuler des demandes d'examens

complémentaires adéquats pour aboutir au plus vite possible au diagnostic de certitude et ainsi établir un traitement préventif et/ou curatif.

Références bibliographiques :

(Alamargot, 1982 ; Brugere, 1992b). Appareil digestif et ses annexes, appareil respiratoire, appareil urinaire, nécropsie d'un oiseau, principales lésions des volailles. Manuel d'anatomie et d'autopsie aviaires, édit. Le point vétérinaire.

(Alamargot, 1982 ; Chatelain, 1992). Appareil digestif et ses annexes, appareil respiratoire, appareil urinaire, nécropsie d'un oiseau, principales lésions des volailles. Manuel d'anatomie et d'autopsie aviaires, édit. Le point vétérinaire.

(Alamargot, 1982 ; Villate, 2001). Appareil digestif et ses annexes, appareil respiratoire, appareil urinaire, nécropsie d'un oiseau, principales lésions des volailles. Manuel d'anatomie et d'autopsie aviaires, édit. Le point vétérinaire.

(Alamargot, 1982). Appareil digestif et ses annexes, appareil respiratoire, appareil urinaire, nécropsie d'un oiseau, principales lésions des volailles. Manuel d'anatomie et d'autopsie aviaires, édit. Le point vétérinaire.

(Anonyme 2, 2005). Riboflavin Deficiency (Curly Toe Disease), edition: www.therange.co.uk/poultry/veterinary/vet20.html. Gumboro disease. Edition: <http://www.poultrymed.com/files/ibdatlas2.html> 7. Anonyme 4, 2005 Fowlpox, Canker, Sorehead, Avian Diphtheria. Edition : www.michigan.gov Revue de la médecine vétérinaire

(Atlas autopsie des volailles.2011).

(Bigot et al, 2001). Les spécificités anatomiques. L'aviculture française.

(Brugere, 1988a). Clostridioses aviaires. Manuel de pathologie aviaire, édit. Jeanne Brugere-Picoux et Amer Silim.

(Chatelain, 1992 ; Thiebault, 2005).

(Chatelain, 1992). L'anatomie des oiseaux. Manuel de pathologie aviaire, édit. Jeanne Brugere-Picoux et Amer Silim.

(Chicken Anemia Virus ou Virus de l'anémie du poulet).

(Constantin, 1988). Le système immunitaire chez les oiseaux. Aviculture française, édit. Rosset.R.

(Halevy et al., 2000). Les maladies des volailles. Les affections à tropisme génital majeur.

(James C., Gart A. Z.,1993). Diseases and disorders of the domestic fowl and turkey second edition. Edition : Mosby-Wolf.

(Larbier et Leclercq, 1992). Absorption des nutriments. Nutrition et alimentation des volailles, édit. INRA,

(Manuel d'anatomie et d'autopsie aviaires.2005).

(Randall, 1991). Autres affections bactériennes. Manuel de pathologie aviaire, édit. Brugere-Picoux Jeanne et Silim Amer.

(Sander J, 2003). Les maladies à tropisme digestif majeur. Aviculture française, édit. Rosset.

(Silim et Rekik 1992 ; Villate, 2001).

(Silim et Rekik, 1992). Les adénoviroses aviaires. Immunologie des oiseaux.

(Souilem et Gogny, 1994 ; Thiebault, 2005). Particularités de la physiologie digestive des volailles. Revue de la médecine vétérinaire, juillet 1994.

(Thiebault, 2005). Ornithopedia. Edition : www.oiseaux.net.

(Venne et Silim, 1992a). Bronchite aviaire. Manuel de pathologie aviaire, édit. Brugere-Picoux Jeanne et Silim Amer,

(Villate, 2001). Anatomie des oiseaux, Maladies et affections diverses. Les maladies des volailles, édit. INRA

([Www.lepoint.fr](http://www.lepoint.fr)).