



Institut des Sciences  
Vétérinaires- Blida

Université Saad  
Dahlab-Blida 1-



Projet de fin d'études en vue de l'obtention du  
**Diplôme de Docteur Vétérinaire**

**L'apport de l'autopsie dans le diagnostic des maladies  
du poulet de chair**

Présenté par

**AIT KADI Lounis et MAAMRI Nadir**

Devant le jury :

<b>Présidente :</b>	Dr. DAHMANI As.	M.C.B	I.S.V. Blida1
<b>Examineur :</b>	Dr. LOUNAS A.	M.C.B	I.S.V. Blida1
<b>Promoteur :</b>	Dr. AKKOU M.	M.C.A	I.S.V. Blida1

**Année : 2019-2020**

## *Remerciements*

*Avant tout nous remercions Dieu le tout puissant de nous avoir accordé la foi, le courage, la santé, la patience, et les moyens de conception de ce modeste travail.*

*Nous tenons à exprimer nos profonds remerciements A Dr AKKOU Madjid qui a accepté de nous encadrer pour ce travail. Nous lui exprimons notre reconnaissance pour ces précieux conseils qui nous ont guidés dans la réalisation de cette tâche.*

*Aux membres de jury Dr DAHMANI Asma et Dr LOUNAS Aziz*

*Pour nous avoir fait l'honneur de juger ce travail, qu'ils trouvent ici l'expression de notre profond respect.*

*Nous adressons nos sincères remerciements :*

*A tous les vétérinaires praticiens pour leur participation et l'amabilité de leur accueil.*

## *Dédicaces*

*Au nom de Dieu le tout puissant et le très miséricordieux par la grâce duquel j'ai pu réaliser ce travail que je dédie à tous ceux qui me sont chers :*

*A ma petite et grande famille.*

*A mon père **Hamid** et ma mère **Nadia**, qui ont fait de moi ce que je suis aujourd'hui, qui m'ont toujours soutenu et accompagné. Merci pour les sacrifices que vous avez consentis pour mon instruction et mon bien être.*

*A ma sœur **Chabha** et mes frères **Djamel**, et **Toufik** pour leurs patience et encouragements, je vous aime énormément et je vous souhaite plein de réussite et du bonheur.*

*A mes amis, à qui je dis grand merci pour tous ce qu'ils ont faits pour moi. (**Riad**, **Sofiane**, **Tahar**, **Bilal**, **Ouali**, **Kaci**, **Brahim**, **Yanis** et **Karim**).*

*Au docteur **BOUTOUCHENT**, son fils **Loulou** et son assistante **Hamida**, un grand merci pour leur soutien et encouragement.*

*A notre promoteur **Dr AKKOU**.*

*A mon binôme **Lounis** ainsi que toute la famille **AIT KADI**.*

*A tous mes amis de la faculté et de la cité universitaire.*

*A tous ce qui me sont chers et que je n'ai pas cités.*

*Nadir*

## *Dédicaces*

*A toutes les personnes qui nous ont aidés, soutenus sans réserve, aimés sans compter ; ces personnes a qui notre bonheur devient le leur ; a qui un malheur en nous, en eux, devient un pleure.*

*Spécialement à mes chers parents, à mes frères Hocine et Mohand.*

*A mes cousins Jugurtha et Massi.*

*A mes amis Kaci, Brahim, Ouali, Yanis, Adel et Hayat a qui je dis merci pour tout ce que vous avez fait pour moi.*

*A mon Binôme Nadir et toute la famille MAAMRI.*

*A mon Promoteur AKKOU.*

*A mes collègues Dr Karim et Dr Saïd.*

*Lounis*

## SOMMAIRE

Liste des tableaux

Liste des figures

Résumé

### A. SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE

Introduction ..... 1

#### **Chapitre 1 : Normes en élevage industriel du poulet de chair**

1.1. Bâtiment d'élevage de poulet de chair ..... 2

1.1.1. Définition ..... 2

1.1.2. Types de bâtiments d'élevage selon la luminosité ..... 2

1.1.2.1. Bâtiments obscurs ..... 2

1.1.2.2. Bâtiments clairs ..... 2

1.1.3. Implantation du bâtiment ..... 2

1.1.4. Orientation du bâtiment ..... 3

1.2. Normes zootechniques d'élevage du poulet de chair ..... 3

1.2.1. Densité ..... 3

1.2.2. Température ..... 3

1.2.3. Humidité ..... 4

1.2.4. Ventilation ..... 5

1.2.5. Litière ..... 6

1.2.6. Mangeoires et abreuvoirs ..... 6

1.3. Prophylaxie sanitaire en élevage du poulet de chair ..... 7

1.3.1. Désinfection ..... 7

1.3.2. Vide sanitaire ..... 7

1.3.3. Installation de pédiluve et autoluve ..... 7

1.4. Prophylaxie médicale en élevage du poulet de chair ..... 8

#### **Chapitre 2 Principales maladie infectieuses et parasitaires du poulet de chair**

2.1. Maladies virales ..... 9

2.1.1. Bronchite infectieuse ..... 9

2.1.1.1. Définition ..... 9

2.1.1.2. Signes cliniques ..... 9

2.1.1.3. Diagnostic ..... 9

2.1.2. Laryngotrachéite infectieuse ..... 10

2.1.2.1. Définition .....	10
2.1.2.2. Signes clinique .....	10
2.1.2.3. Diagnostic .....	10
2.1.3. Maladie de Gumboro (Bursite infectieuse) .....	11
2.1.3.1. Définition .....	11
2.1.3.2. Signes cliniques .....	11
2.1.3.3. Diagnostic .....	11
2.1.4. Maladie de Newcastle .....	12
2.1.4.1. Définition .....	12
2.1.4.2. Signes cliniques .....	12
2.1.4.3. Diagnostic .....	12
2.2. Maladies bactériennes .....	12
2.2.1. Colibacillose .....	12
2.2.1.1. Définition .....	12
2.2.1.2. Signes cliniques .....	13
2.2.1.3. Diagnostic .....	13
2.2.2. Salmonellose .....	13
2.2.2.1. Définition .....	13
2.2.2.2. Signes cliniques .....	13
2.2.2.3. Diagnostic .....	14
2.2.3. Mycoplasmosse .....	14
2.2.3.1. Définition .....	14
2.2.3.2. Signes cliniques .....	14
2.2.3.3. Diagnostic .....	14
2.3. Maladies parasitaires .....	15
2.3.1. Coccidiose .....	15
2.3.1.1. Définition .....	15
2.3.1.2. Signes cliniques .....	15
2.3.1.3. Diagnostic .....	16
<b>Chapitre 3 : Principales lésions rencontrées à l'autopsie de poulet de chair</b>	
3.1. Maladies virales .....	17
3.1.1. Bronchite infectieuse .....	17
3.1.2. Laryngotrachéite infectieuse .....	18
3.1.3. Bursite infectieuse .....	18
3.1.4. Maladie de Newcastle .....	19

3.2. Maladies bactériennes .....	20
3.2.1. Colibacillose .....	20
3.2.2. Salmonellose .....	21
3.2.3. Mycoplasmosse .....	22
3.2.3.1. Infections à Mycoplasma gallisepticum .....	22
3.2.3.2. Infections à Mycoplasma synoviae .....	22
3.3. Maladies parasitaires .....	22
3.3.1. Coccidiose .....	22

## **B. Partie pratique**

1. Objectifs .....	25
2. Matériels et méthodes .....	25
2.1. Matériel .....	25
2.1.1. Zone et population d'étude .....	25
2.1.2. Conception de questionnaire .....	25
2.2. Méthodes .....	26
2.2.1. Investigation par questionnaire .....	26
2.2.2. Collecte et analyse des données .....	27
3. Résultats et discussions .....	27
3.1. Protocol de vaccination .....	27
3.2. Rappels des lésions à l'autopsie du poulet de chair .....	29
3.3. Répartition des pathologies en fonction des phases d'élevage .....	30
3.4. Répartition des pathologies suspectées .....	31
3.5. Répartition des pathologies bactériennes suspectées .....	32
3.6. Répartition des pathologies virales suspectées à l'autopsie .....	33
3.7. Répartition des pathologies parasitaires suspectées .....	34
3.8. Localisation des lésions rencontrées à l'autopsie .....	35
4. Conclusion .....	37

## Liste des tableaux

1	Normes de la densité dans l'élevage poulet de chair .....	3
2	Taux d'humidité relative dans les bâtiments de poulet de chair .....	5
3	Ventilation en l'élevage du poulet de chair .....	5
4	Equipements en élevage de poulet de chair .....	7
5	Programme de vaccination pour le poulet de chair .....	8
6	Symptômes de la Laryngotrachéite chez le poulet de chair .....	10
7	Formes cliniques de la maladie de Gumboro chez le poulet de chair .....	11
8	Symptômes de la bursite infectieuse chez le poulet .....	12
9	Les différentes espèces d'Eimeria, symptômes, et lésions .....	15
10	Principales lésions rencontrées à l'autopsie de poulet de chair .....	29
11	Apparition des pathologies selon différentes phases d'élevage .....	30
12	Répartition des pathologies suspectées .....	31
13	Répartition des pathologies bactériennes selon l'autopsie .....	32
14	Répartition des pathologies virales .....	33
15	Répartitions des pathologies parasitaires à l'autopsie .....	34
16	Localisation des lésions enregistrées après l'autopsie .....	35

## Liste des figures

1	Répartition des poussins dans la poussinière .....	4
2	Vitesse de l'air au niveau des appréciée à la bougie .....	5
3	Lésions de l'appareil urinaire lors de la bronchite infectieuse .....	17
4	Caillots de sang et mucosités dans la trachée .....	18
5	Lésions hémorragiques de la bourse de Fabricius .....	19
6	Lésions diphtéroïdes du caecum et hémorragies focales des amygdales caecales .....	20
7	Lésions d'omphalite chez les poussins .....	21
8	Lésions du cœur, du rein et de foie atteint de collibacillose .....	22
9	Lésions de coccidiose coacale et de l'intestin grêle .....	23
10	Carte géographique de notre zone d'étude .....	27
11	Protocole de vaccination préconisé par la majorité des vétérinaires interrogés .....	28
12	Répartition des pathologies selon les phases d'élevages .....	30
13	Représentation graphique des pathologies suspectées .....	31
14	Répartition graphique des pathologies bactériennes suspectées .....	32
15	Représentation graphique des pathologies virales suspectées .....	33
16	Représentation graphiques des pathologies parasitaires suspectées .....	34
17	Représentation graphique de la localisation des lésions rencontrées .....	35

## Résumé

Dans le but de déterminer l'intérêt de l'autopsie dans le diagnostic, et la fréquence des pathologies du poulet de chair. Nous avons mené une enquête de questionnaire auprès de 36 vétérinaires praticiens de la wilaya de Tizi-Ouzou. Nos résultats ont montré que 50% des pathologies ont atteint des oiseaux en phase de finition. Sur le plan lésionnel, 22,76% des lésions concernent l'appareil digestif, 17,89% de l'appareil respiratoire et 14,63% des glandes annexes. Le diagnostic nécropsique a révélé des taux d'atteinte de 43,9% pour les maladies bactériennes (la colibacillose (83,33%) et mycoplasmoses (16,66%)) ; 31,7% pour la coccidiose et 14,63% pour les passages viraux : Gumboro (83%) et Newcastle (17%). Enfin les pathologies d'origine métaboliques ont présenté 16,56%. Bien que l'autopsie reste un outil d'une grande utilité diagnostique, le diagnostic de certitude doit faire appel au laboratoire.

**Mots clés :** Autopsie, poulet de chair, questionnaire, pathologies, fréquence

## **Abstract**

In order to determine the interest of autopsy in the diagnosis, and the frequency of pathologies in broiler chickens. We conducted a questionnaire survey among 36 veterinary practitioners in the region of Tizi-Ouzou. Our results showed that 50% of the pathologies reached birds in the finishing phase. In terms of lesions, 22.76% of lesions concern the digestive tract, 17.89% the respiratory tract and 14.63% the annex glands. The necropsy diagnosis has revealed rates of 43.9% for colibacillosis (83.33%) and mycoplasmosis (16.66%); 31.7% for coccidiosis and 14.63% for viral passages: Gumboro (83%) and Newcastle (17%). Finally, pathologies of metabolic origin presented 16.56%. Although the autopsy remains a very useful diagnostic tool, the certainty diagnosis must involve the laboratory technics

**Key words:** Autopsy, broiler chicken, questionnaire, pathologies, frequency

## ملخص

من أجل تحديد فائدة التشريح في تشخيص و تردد أمراض دجاج التسمين، لقد أجرينا دراسة إستبيان بين 36 طبيب بيطري في منطقة تيزي وزو. أظهرت نتائجنا أن 50% من الأمراض أثرت على الطيور في المرحلة النهائية، أما على مستوى الآفات، فإن 22,76 % من هذه الأخيرة ظهرت على مستوى الجهاز الهضمي، 17,89 % على مستوى الجهاز التنفسي، و 14,63 % في الغدد المرفقة. كشف التشخيص بعد الوفاة عن معدلات الأمراض و هي كما يلي: نسبة: 43,9 % للأمراض البكتيرية (83,33 % لداء العصيات القولونية و نسبة 16,66 % لداء الميكوبلازما). ثم تليها الأمراض الطفيلية بنسبة: 31,7 % (الكوكسيديا). ثم نلاحظ وجود أمراض فيروسية على شكل ممرات بنسبة: 14,63 % (83 % منها لمرض القومبورو، و 17 % المتبقية لمرض نيوكاسل). و أخيرا، الأمراض من أصل التمثيل الغذائي مثلت نسبة: 16,56 %.

على الرغم من أن تشريح الجثة أداة ذات فائدة تشخيصية كبيرة، إلا أن يجب أن يستأنف تشخيص اليقين في المخبر.

**المفتاح:** التشريح ، دجاج التسمين، دراسة إستبيان ، أمراض، التردد.

## **Introduction**

La production mondiale de la viande de volaille a progressé de 2,4% en 2012 pour atteindre 104.60MT, cette croissance est freinée par les prix élevés des aliments bien que ceux-ci puissent baisser au cours de l'année 2013 **(FAO, 2013)**.

La filière avicole joue, après la filière lait et céréales, un rôle très important dans l'économie algérienne. La production annuelle de poulet de chair en Algérie est estimée à 235 000 tonnes **(FAO, 2012)**.

Au cours des quinze dernières années, l'Algérie a marqué une nette croissance dans sa production avicole, puisqu'elle est classée comme troisième pays arabe producteur de viande blanche (13,9%), après l'Arabie saoudite (23,2%), et l'Egypte (16,7%) **(A.C.M.A., 2017)**.

Nous étions très intéressés à connaître la situation sanitaire de nos élevages avicoles et les pathologies qui se représentent fréquemment ; ainsi nous présenterons en premier lieu dans cette thèse une étude qui comporte deux parties :

Une partie bibliographique qui représente les techniques et modes d'élevage et les principales pathologies aviaires.

Et une partie expérimentale consiste en quantification des lésions et pathologies retrouvée après avoir effectué plusieurs autopsies.

L'objectif de notre travail consiste à identifier et classer les pathologies selon les lésions macroscopiques rencontrées à l'autopsie.

## **Chapitre 1 : Normes en élevage industriel du poulet de chair**

### **1.1. Bâtiment d'élevage du poulet de chair**

#### **1.1.1. Définition**

Le bâtiment est le hangar où l'animal trouve toutes les conditions de confort. Il doit prendre en considération tous les facteurs internes et externes du confort (**Katunda, 2006**).

#### **1.1.2. Types de bâtiments d'élevage selon la luminosité**

##### **1.1.2.1. Bâtiments obscurs**

Ce sont des poulaillers complètement fermés. Les conditions d'ambiance sont alors entièrement mécanisées : éclairage et ventilation. La technique obscure pose malgré tous des problèmes car les bâtiments nécessitent un éclairage convenablement installé et une ventilation totalement efficace : ce qui dans la pratique très délicat à réaliser. Le problème principal est d'assurer un renouvellement et un mouvement homogène de l'air (**ITA, 1973**).

##### **1.1.2.2. Bâtiments clairs**

Ce sont des poulaillers qui disposent de fenêtres, ou bien des ouvertures qui laissent pénétrer la lumière du jour. Certains comprennent une ventilation statique et d'autres une ventilation dynamique. Il est difficile d'y contrôler l'ambiance et la température ; les volailles y sont soumises à des variations importantes, même bien isolé, ne peut empêcher les échanges thermiques (**ITA, 1973**).

#### **1.1.3. Implantation du bâtiment**

Les bâtiments doivent être adaptés au niveau d'intensification, à la taille de l'élevage et aux moyens disponibles. Une des qualités des bâtiments est de permettre à l'élevage de se dérouler dans des conditions satisfaisantes de sécurité d'hygiène et de facilité de travail. Le choix d'emplacement du bâtiment doit être parfaitement approprié. Il faut éviter les terrains trop humides ou trop près de zones d'habitations et l'implantation à proximité des routes à grande circulation (**Kadri, 2017**).

#### 1.1.4. Orientation du bâtiment

La construction du bâtiment doit éviter les vents dominants. La bonne orientation permet d'éviter l'exposition au vent du nord froid en hiver, et au vent du sud très chaud en été (**Beaumont, 2004**).

### 1.2. Normes zootechniques d'élevage du poulet de chair

#### 1.2.1. Densité

La densité est le nombre de sujets par unité de surface. Elle est déterminée par un certain nombre de paramètres qui peuvent être des facteurs limitant : isolation de bâtiments, humidité, ambiante, capacité de ventilation, technicité de l'éleveur et les facteurs climatiques. Il faut signaler par ailleurs que des densités excessives entraînent des baisses de performances (**pmb.sicac.org, 2003**).

**Tableau 1** : Normes de la Densité dans l'élevage poulet de chair (**Hubbard, 2015**).

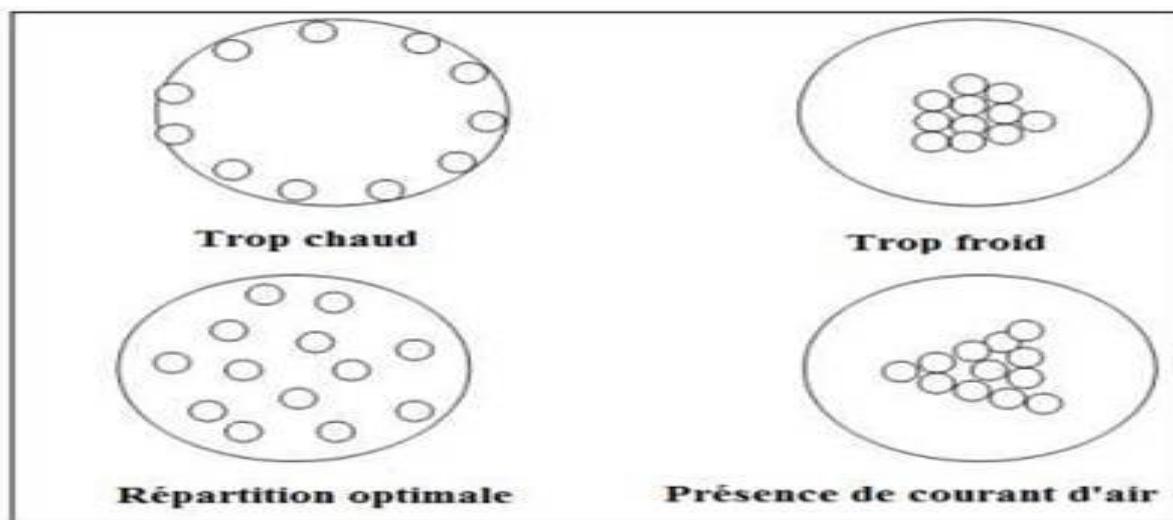
Poids vif (kg)	Densité (sujet/m <sup>2</sup> )	Charge (kg/m <sup>2</sup> )
1,0	26,3	26,3
1,2	23,3	27,9
1,4	21	29,4
1,6	19,2	30,8
1,8	17,8	32,0
2,0	16,6	33,1

Sous des conditions de chaleur, la densité de population dépendra de la température ambiante et de l'humidité. On doit faire les changements appropriés en accord avec le type du bâtiment et les capacités d'équipement (**Hubbard, 2015**).

#### 1.2.2. Température

La température est le facteur ayant l'incidence la plus élevée sur les conditions de vie des animaux et sur leurs performances. La température ambiante optimale des poussins est comprise entre 28°C et 32°C à 36°C sous radiants. L'installation des gardes est vivement conseillée pour éviter toute mauvaise répartition des poussins dans les poulaillers. La zone de neutralité thermique du poussin est comprise entre 31°C et 33°C (**Alloui, 2006**).

La répartition des poussins dans la garde donne une idée sur le respect de certaines normes d'élevage (température, ventilation, lumière, nombre et répartition des points d'eau et d'aliment). En effet, les poussins doivent se répartir uniformément dans la zone de chauffage



**Figure 1:** Répartition des poussins dans la poussinière (ITELV, 2001).

### 1.2.3. Humidité

L'humidité influe sur la zone de neutralité thermique donc participe ou non au confort des animaux. En climat chaud, une hygrométrie élevée diminue les possibilités d'évaporation pulmonaire et par conséquent l'élimination de chaleur, les performances zootechniques des animaux seront alors inférieures à celles observées en milieu chaud et à hygrométrie modérée. En plus de son influence sur le confort thermique des animaux, l'hygrométrie conditionne l'humidité des litières et par conséquent le temps de survie des microbes. Lorsqu'elle est élevée (supérieure à 70%), les particules de poussière libérées par la litière sont moins nombreuses et d'un diamètre plus important car elles sont hydratées : leur pouvoir pathogène est alors moindres.

En revanche, en atmosphère sèche (hygrométrie inférieure à 55%), les litières peuvent devenir très pulvérulentes et libérer de nombreuses particules irritantes de petite taille (Alloui, 2006).

**Tableau 2:** Taux d'humidité relative dans les bâtiments de poulets de chair (ITA, 1973).

Saison	Humidité (%)
Hiver	50-65
Automne-Printemps	45-65
Eté	40-60

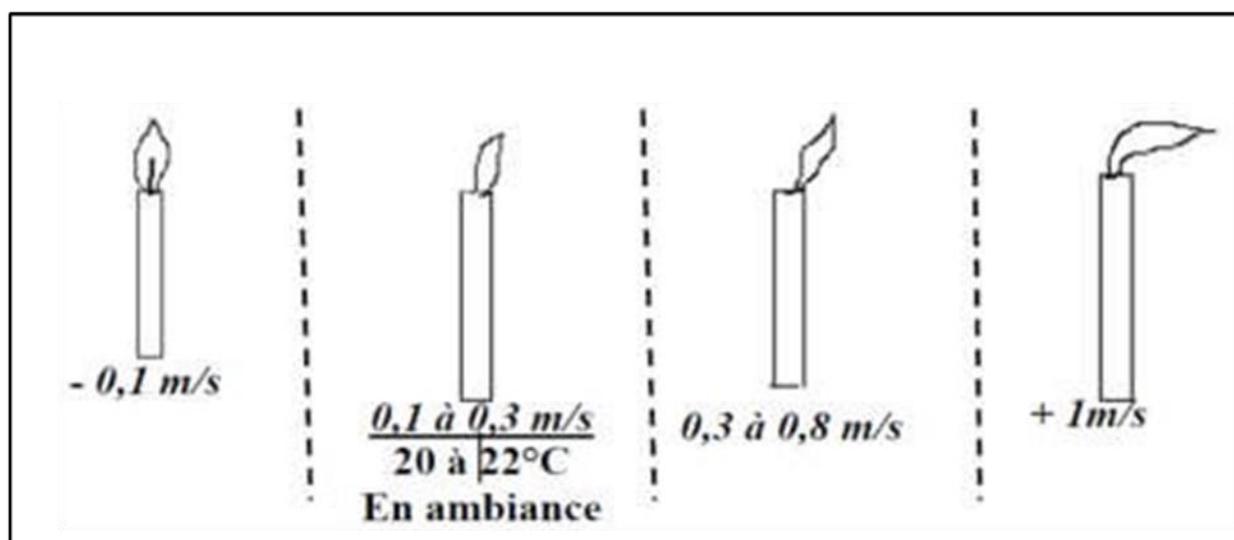
### 1.2.4. Ventilation

La ventilation vise à :

- obtenir un renouvellement d'air dans le bâtiment afin d'apporter l'oxygène nécessaire à la vie des animaux. Ainsi, le renouvellement de l'air doit être de 4 - 6 m<sup>3</sup> par kg de poids vif et par heure en climat chaud.
- éliminer les poussières et évacuer les gaz toxiques produits dans l'élevage : ammoniac, dioxyde de carbone, sulfure d'hydrogène
- réguler l'ambiance du bâtiment et offrir aux volailles une température et une hygrométrie optimales (Martino, 1976).

**Tableau 3:** Ventilation en élevage du poulet de chair (Didier, 1996).

Phase d'élevage du poulet de chair	Ventilation
Phase de démarrage	0,10 m/s
Phase de croissance	0,20 à 0,30 m/s
Phase de finition	Jusqu'à 0,70 m/s et plus



**Figure 2 :** Vitesse de l'air au niveau des appréciée à la bougie (Alloui, 2006)

### **1.2.5. Litière**

La litière sert à isoler les poussins du contact avec le sol et absorber l'humidité des déjections. Elle doit être saine, sèche, propre, absorbante, souple et constituée d'un matériau volumineux et non poussiéreux tels que la paille hachée et les copeaux de bois **(C.N.P.A., 1986)**.

Lorsque les volailles se déplacent ou se reposent sur une litière humide, une déperdition importante de chaleur se produit au niveau des pattes et des bréchets. La perte de chaleur est proportionnelle à l'écart de température entre les oiseaux et le sol et à l'humidité de ce dernier. En période chaude, il est préférable de réduire la hauteur de la litière qui est susceptible d'aider les animaux pour leur thermorégulation. L'humidité de la litière doit être comprise entre 20 et 25%. Une humidité supérieure à 25% la rend humide, collante et propice à la prolifération des parasites. Par contre en dessous de 20% la litière risque de dégager trop de poussière **(Didier, 1996 ; Alloui, 2006)**.

### **1.2.6. Mangeoires et abreuvoirs**

Pendant les premiers jours, il est important de placer les mangeoires et les abreuvoirs à des distances variées de la source de chaleur pour permettre aux poussins de s'alimenter et s'abreuver quelque soient la distance qui les sépare de celle-ci. L'eau utilisée doit être potable aussi bien pour l'homme que pour les oiseaux. Pour disposer d'eau de bonne qualité bactériologique, il est préconisé de nettoyer régulièrement les abreuvoirs **(Michel, 1990 ; Kadri, 2017)**.

**Tableau 4: Equipements en élevage de poulet de chair (Villat, 2001 ; Hubbard, 2015)**

<b>Equipements</b>	<b>Age</b>	<b>Type</b>	<b>Nbr/1000 poulets</b>
Mangeoires	1-14 jours	A la place ou en complément du matériel (adulte). Plateau de démarrage les deux premiers jours ou alvéoles à œufs ou papier fort non lisse.	10
	Après 14 jours	Assiettes avec ou sans réserve. Chaîne linéaire	14-15
Abreuvoirs	1-14 jours	A la place ou en complément du matériel (adulte), abreuvoirs siphoniques manuel ou mini abreuvoirs	10
	Après 14 jours	automatiques ou abreuvoirs cylindriques	8

### **1.3. Prophylaxie sanitaire en élevage du poulet de chair**

#### **1.3.1. Désinfection**

Les opérations de désinfection des bâtiments avicoles ont pour but de réduire la contamination par des germes pathogènes. Une première désinfection est à prévoir après les opérations de nettoyage, par pulvérisation d'un désinfectant sur l'ensemble des surfaces : bactéricide, fongicide et virucide. Une deuxième désinfection par voie aérienne, en thermo-nébulisation ou par ultra-diffusion, sera effectuée un à deux jours avant l'arrivée des poussins. Elle a pour objectif d'atteindre les surfaces difficiles d'accès et de diminuer la bio-contamination présente dans l'air **(LCB FOOD SAFETY)**.

#### **1.3.2. Vide sanitaire**

On entend par vide sanitaire un local vide, fermé sans aucune activité d'élevage pour une période séparant la première désinfection et la date de la mise en place de la bande suivante. Cette période se prolonge tant que le bâtiment n'est pas totalement asséché. Elle varie également en fonction de l'antécédent pathologique de l'exploitation. Le bâtiment et les équipements doivent être lavés et désinfectés selon un protocole précis **(Kadri, 2017)**.

#### **1.3.3. Installation de pédiluve et autoluve**

L'installation d'autoluve et de pédiluve est indispensable. L'autoluve a pour but de désinfecter tout véhicule entrant au bâtiment d'élevage. Il faudra obligatoirement

installer un pédiluve contenant un désinfectant devant l'entrée de la salle de production. Le pédiluve est construit en ciment, sa dimension est de (80 x 40 cm), et contient à permanence un désinfectant de type : eau de javel à 10%, grésil à 4% ou ammoniac quaternaire en solution à 2 % **(Bellaoui, 1990)**.

#### **1.4. Prophylaxie médicale en élevage du poulet de chair**

La santé est l'un des aspects les plus importants en production de poulet de chair. La déficiente de la santé affecte tous les aspects de la production et de la gestion du lot, y compris la vitesse de croissance, conversion alimentaire, saisies, viabilité et la transformation. Les programmes du contrôle des maladies dans la ferme incluent la prévention des maladies ; la détection précoce des maladies et/ou le traitement des maladies identifiées. La prophylaxie sanitaire et la prophylaxie médicale sont des parties intégrantes de la gestion de la santé ; la première, c'est pour prévenir l'introduction des maladies, et la deuxième, pour faire face aux maladies endémiques

Les programmes de vaccination du poulet de chair doivent être sous la surveillance et le contrôle du vétérinaire. Mais la vaccination toute seule n'est pas suffisante pour protéger les lots contre les défis importants, surtout si la gestion est inadéquate **(ITELV, 2001)**.

**Tableau 5** : Programme de vaccination pour le poulet de chair **(Fellah trade)**.

Age	Maladie	Type du vaccin	Mode d'administration
J1	Newcastle	HB1	Nébulisation
	Bronchite infectieuse	H120	Nébulisation
J7	Gumboro	Vaccin vivant	Eau de boisson
J14	Newcastle	La SOTA	Nébulisation ou eau de boisson
J21	Gumboro	Vaccin vivant	Eau de boisson
J28	Newcastle	La SOTA	Nébulisation ou eau de boisson

## Chapitre 2 : Principales maladies infectieuses et parasitaires du poulet de chair

### 2.1. Maladies virales

#### 2.1.1. Bronchite infectieuse

##### 2.1.1.1. Définition

La Bronchite Infectieuse est une maladie virale hautement contagieuse du système respiratoire des oiseaux, causée par un coronavirus. Le virus peut aussi endommager les reins et les oviductes. Le virus est transmis par la voie aérienne ; sa principale voie d'entrée est la voie respiratoire et conjonctivale (**Kaleta et Redmann, 2016**).

##### 2.1.1.2. Signes cliniques

La maladie affecte les oiseaux de tout âge mais, après une courte incubation (20 à 36 heures), peut s'exprimer différemment. Le ralentissement de la croissance et la chute de ponte sont les premiers signes de la maladie. La mortalité survient à cause des infections secondaires par *E. coli* et *Mycoplasma*.

Les signes respiratoires sont de type :

- Toux, râles trachéaux humides ou bruit de pompe chez les jeunes, éternuement
- Jetage séro-muqueux, jamais hémorragique.
- Dyspnée parfois (difficulté respiratoire).
- Conjonctivites, sinusites (**Villat, 2011**).

Les signes rénaux avec certaines souches virales se caractérisent par la dépression, la soif intense, les fèces humides et mortalité (**Guérin et Boissieu, 2010**).

##### 2.1.1.3. Diagnostic

Le diagnostic clinique repose sur des signes cliniques et lésionnels peu spécifiques et il est presque toujours nécessaire d'avoir recours au laboratoire. A cet effet, on utilise la culture virale, la RT-PCR ou principalement la sérologie. Les prélèvements sont différents selon l'ancienneté de l'infection. On peut utiliser des écouvillons trachéaux si l'infection dure depuis moins d'une semaine. Si elle est plus ancienne, il faut soumettre aussi des organes comme le poumon, le rein les amygdales caecales ou des écouvillons cloacaux. Les prélèvements doivent être acheminés dans une solution de glycérol à 50% (**Guérin et Boissieu, 2010**).

## 2.1.2. Laryngotrachéite infectieuse

### 2.1.2.1. Définition

La laryngotrachéite infectieuse est une maladie respiratoire aigüe très contagieuse touchant principalement le poulet. Elle est due à un virus du genre herpès. La pénétration du virus se fait principalement par la voie respiratoire ou oculaire directe ou indirecte (**Intevet international, 2004**).

### 2.1.2.2. Signes cliniques

Les signes respiratoires apparaissent après une incubation de 6 à 12 jours

**Tableau 6** : Symptômes de la laryngotrachéite chez le poulet de chair

Forme	Symptômes
<b>Aigüe</b>	<ul style="list-style-type: none"><li>✚ La mortalité peut atteindre 70 % du troupeau.</li><li>✚ Troubles généraux, conjonctivite, sinusite et une détresse respiratoire sévère.</li><li>✚ Rejet d'un mucus sanguinolent ou de sang nature par le bec (<b>Brugère-Picoux, 2007</b>).</li></ul>
<b>Subaiguë</b>	<ul style="list-style-type: none"><li>✚ La morbidité est de 2-3%, la mortalité de 1%.</li><li>✚ Les symptômes sont plus discrets : conjonctivite, toux et jetage, accompagnés d'une chute de ponte réduite et d'une croissance dégradée (<b>Guérinet Boissieu, 2008</b>).</li></ul>
<b>Chronique</b>	Toux, éternuements, sinusite. Les oiseaux demeurent porteurs après la guérison et deviennent alors une source d'infection pour les autres oiseaux. Le virus peut être réactivé lors d'un stress ( <b>AVIA, 2013</b> ).

### 2.1.2.3. Diagnostic

Dans un élevage, l'apparition de détresse respiratoire, avec expectorations sanguinolentes et mortalité, est révélatrice de la LTI. Du mucus sanguinolent et un exsudat caséux sont mis en évidence dans le larynx et la trachée. Le diagnostic de certitude peut être établi au laboratoire par examen histologique des tissus trachéaux ou par isolement du virus sur œufs embryonnés à partir du mucus trachéal (**Nobivet.fr**).

### 2.1.3. Maladie de Gumboro (bursite infectieuse)

#### 2.1.3.1. Définition

La maladie de Gumboro est une affection virulente, contagieuse, inoculable affectant les jeunes poulets jusqu'à 6 semaines. Elle est due à un *Birnavirus*, et caractérisée par la destruction des organes lymphoïdes et plus particulièrement de la bourse de Fabricius (**Villat, 2011**).

#### 2.1.3.2. Signes cliniques

**Tableau 7** : Formes cliniques de la maladie de Gumboro chez le poulet de chair

Forme	Symptômes
<b>immunodépressive</b>	<ul style="list-style-type: none"><li>✚ Elle concerne les poussins de moins de 3 semaines, peu ou pas protégés par les anticorps d'origine maternelle.</li><li>✚ Elle ne se traduit pas par une mortalité aiguë, mais fait le lit de surinfections souvent ravageuses (<b>Guérin et Boissieu, 2008</b>).</li></ul>
<b>Clinique</b>	<ul style="list-style-type: none"><li>✚ Elle s'installe entre 3 et 6 semaines.</li><li>✚ Abattement, anorexie.</li><li>✚ Diarrhée blanchâtre profuse et aqueuse qui humidifie les litières.</li><li>✚ Le cloaque est souillé, hérité et les animaux se piquent.</li></ul>
<b>Subclinique</b>	<ul style="list-style-type: none"><li>✚ La mortalité peut atteindre près de 30%, la morbidité est élevée (50 à 100%) (<b>Villat, 2011</b>).</li><li>✚ Une infection en jeune âge entraîne une immunodépression, sans les signes caractéristiques de la forme clinique, suivi plus tard d'infections secondaires diverses (<b>Guérin et Boissieu, 2008</b>).</li></ul>

#### 2.1.3.3. Diagnostic

Dans la forme aiguë, 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.

L'examen histopathologique, les tests sérologiques et/ou l'isolement du virus 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)

(nobivet.fr).

## 2.1.4. Maladie de Newcastle

### 2.1.4.1. Définition

C'est une maladie cosmopolite, très contagieuse et souvent grave affectant surtout les oiseaux et en particulier les gallinacés, provoquée par un paramyxovirus de type 1.

### 2.1.4.2. Signes cliniques

Les symptômes apparaissent après une incubation de quelques jours à quelques semaines (Villat, 2011).

**Tableau 8** : Symptômes de la bursite infectieuse chez le poulet

Appareil	Symptômes
Généraux	Abattement plumage ébouriffé avec souvent œdèmes Cyanoses ou hémorragies des caroncules
Digestifs	Diarrhée verdâtre à hémorragique.
Respiratoires	Catarrhe occulo-nasal, trachéique, entraînant une dyspnée
Nerveux	Convulsions, ataxie, paralysies d'un ou plusieurs membres

### 2.1.4.3. Diagnostic

Il s'établit par isolement du virus à partir des écouvillons trachéaux ou cloacaux conjointement à des tests sérologiques pour la mise en évidence de titres élevés en anticorps. La bronchite infectieuse ou la laryngotrachéite infectieuse peuvent engendrer des symptômes similaires mais les lésions, les tests sérologiques et l'isolement du virus sont déterminants sur le plan diagnostique (nobivet.fr)

## 2.2. Maladies bactériennes

### 2.2.1. Colibacillose

#### 2.2.1.1. Définition

Les colibacilloses sont les infections bactériennes les plus fréquentes et parmi les plus importantes en pathologie aviaire. La plupart des colibacilloses sont des surinfections à la suite d'infections virales, bactériennes et parasitaires. Elle est due aux *Escherichia* (Guérin et Boissieu, 2008).

### 2.2.1.2. Signes cliniques

Le premier signe rencontré est une chute importante de la consommation alimentaire. L'abattement et l'hyperthermie (42 à 44°C). Les animaux les plus atteints présentent des signes de détresse respiratoire (bec ouvert, respiration accélérée et irrégulière) et une diarrhée blanchâtre (**Stordeur et Mainil, 2002**).

### 2.2.1.3. Diagnostic

La culture bactérienne est facile à mettre en œuvre. Il faut éviter la contamination fécale lors de la réalisation des prélèvements. Le typage de l'isolat est nécessaire, mais ne permet pas toujours de conclure sur la pathogénécité de la souche identifiée (**Guérin et Boissieu, 2008**).

## 2.2.2. Salmonellose

### 2.2.2.1. Définition

La salmonellose est anciennement dénommée para-typhose ; est causée par des salmonelles autres que le sérovar *Gallinarumpullorum* (La pullorose est due à *Salmonella pullorum* et la typhose à *Salmonella gallinarum*) (**Ganiere, 2008**).

### 2.2.2.2. Signes cliniques

#### Pullorose

La pullorose est due à *Salmonella pullorum*. Elle touche les jeunes poussins de 1 à 3 semaines d'âge. En prénatal (transmission verticale), l'incubation du virus est 6 à 15 jours, à l'origine de la mort en coquille et de la diminution de taux d'éclosions. Chez les jeunes sujets en post-natales, on observe une mortalité sur les plateaux d'éclosion et deux pics de mortalités : 4, 5<sup>ème</sup> jour (transmission verticale) et 15<sup>ème</sup> jour (transmission horizontale). Diarrhée blanchâtre avec des signes généraux : somnolence, anorexie, et faiblesse (**Med-vete.blogspot.com**).

#### Typhose

Elle est due à *Salmonella gallinarum* qui affecte les jeunes et les adultes : poulet et dinde. Chez les jeunes de moins e 4 semaines d'âge, on observe les mêmes signes

que la pullorose. Alors que les adultes présentent la somnolence, l'anorexie, la diarrhée blanchâtre, la fièvre >42°C et l'anémie.

### **Diagnostic**

Il se fait essentiellement par isolement des salmonelles après prélèvements de certains organes (cœur, rate, foie...) ou à l'aide de prélèvements d'environnement (litière) **(nobivet)**.

## **2.2.3. Mycoplasmoses**

### **2.2.3.1. Définition**

Les mycoplasmoses aviaires sont des infections respiratoires, génitales ou articulaires, contagieuses qui affectent la poule, la dinde et autres espèces aviaires. Elles sont causées principalement par les bactéries du genre *Mycoplasma*, les jeunes sont pas sensibles que les adultes **(Kour-Benyoci, 2012)**.

### **2.2.3.2. Signes cliniques**

#### **Infections à *Mycoplasma gallisepticum* (MG)**

- Synonymes : Chez la poule : maladie respiratoire chronique (MRC), maladie des sacs aériens/ Chez la dinde : sinusite infectieuse.
- Des signes respiratoires généraux, baisse de consommation, baisse de ponte.

#### **Infections à *Mycoplasma synoviae* (MS)**

- Synonymes : Synovite infectieuse (aiguë ou chronique).
- Infection souvent subclinique: diminution des performances zootechniques des troupeaux.
- Infections souvent aiguës lors d'association à des virus ou des bactéries : retards de croissance, œdème des articulations, boiteries, pâleur des crêtes, légères râles **(Satta et Sehili, 2018)**.

### **2.2.3.3. Diagnostic**

L'infection mycoplasmaïque peut rester subclinique ou entraîner des symptômes et des lésions peu spécifiques ; le dépistage ou le diagnostic doit être effectué au laboratoire.

Il suffit pour cela d'envoyer un animal malade ou mort pour rechercher les mycoplasmes (**zoetis.fr**).

## 2.3. Maladies parasitaires

### 2.3.1. Coccidiose

#### 2.3.1.1. Définition

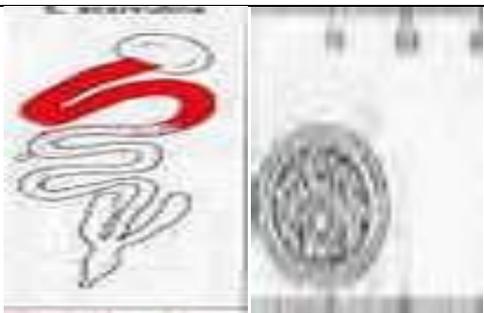
La coccidiose est la maladie parasitaire la plus fréquente chez les volailles. Elle peut prendre de nombreuses formes et se rencontre dans le monde entier et dans tout type d'élevages avicoles.

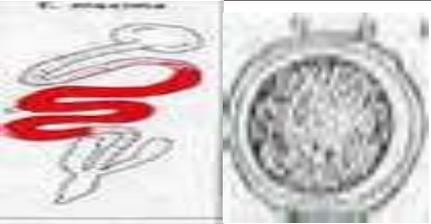
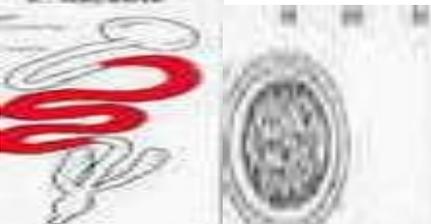
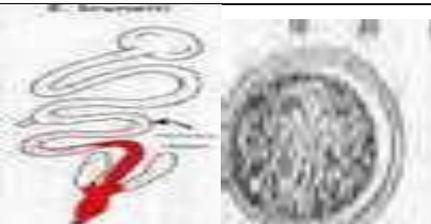
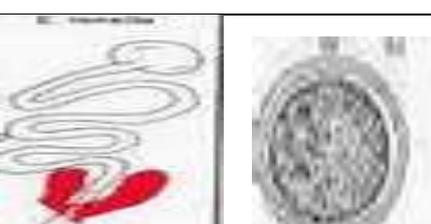
L'agent étiologique est un protozoaire appartenant au genre *Eimeria*. Il existe plusieurs espèces de coccidies, les plus fréquents chez le poulet sont : *E. acervulina*, *E. necatrix*, *E. maxima*, *E. brunetti*, *E. tenella*, *E. mitis*, *E. praecox* (**Boissieu et Guérin, 2008**).

#### 2.3.1.2. Signes cliniques

Les signes cliniques varient selon l'espèce, la dose infestante et le degré d'immunité des oiseaux. Ils peuvent aller d'une forme inapparente à une perte de coloration de la peau ou encore un retard de croissance, une baisse des performances, de la prostration, puis de la diarrhée (mucoïdes ou hémorragique) avec déshydratation et mortalité. La perte de poids est l'un des signes les plus fréquents de la coccidiose (**Emeline, 2002**)

**Tableau 9** : les différentes espèces d'*Eimeria*, symptômes et lésions (**Emeline, 2002**)

Espèce	Symptômes	Lésions
<i>E.acervulina</i>	Chute de consommation, mauvaise digestion, mauvaise absorption et utilisation des nutriments. Agents pathogènes associés : <i>Clostridium perfringens</i>	

<b><i>E. maxima</i></b>	Défaut de pigmentation, chute de croissance, mortalité lors d'infestations sévères	
<b><i>E. necatrix</i></b>	Chute de consommation et de poids, excrétion sanguinolente, mortalité	
<b><i>E. brunetti</i></b>	Mauvaise digestion et absorption des nutriments, mortalité lors d'infestations très sévères	
<b><i>E. tenella</i></b>	Excrétion sanguinolente et anémie, chute d'appétit et de poids, mortalité élevée Agents pathogènes associés : salmonelles	

### 2.3.1.3. Diagnostic

Le diagnostic se fait par grattages de la muqueuse intestinale en divers endroits et observation des coccidies au microscope entre lame et lamelle. Les œufs d'*E. brunetti*, *E. praecox*, *E. tenella* et *E. necatrix* peuvent être identifiés sur la base de la seule mesure de la taille de l'oocyste.

Le comptage des oocystes dans les fèces permet de suivre l'évolution de la contamination d'un élevage, mais ne permet pas de gérer seul le risque coccidien. Il faut toujours faire la part entre un portage de coccidies et l'expression clinique de la coccidiose (Corrand et Guérin, 2010).

## Chapitre 3 : Principales lésions rencontrées à l'autopsie de poulet de chair

### 3.1. Maladies virales

#### 3.1.1. Bronchite infectieuse

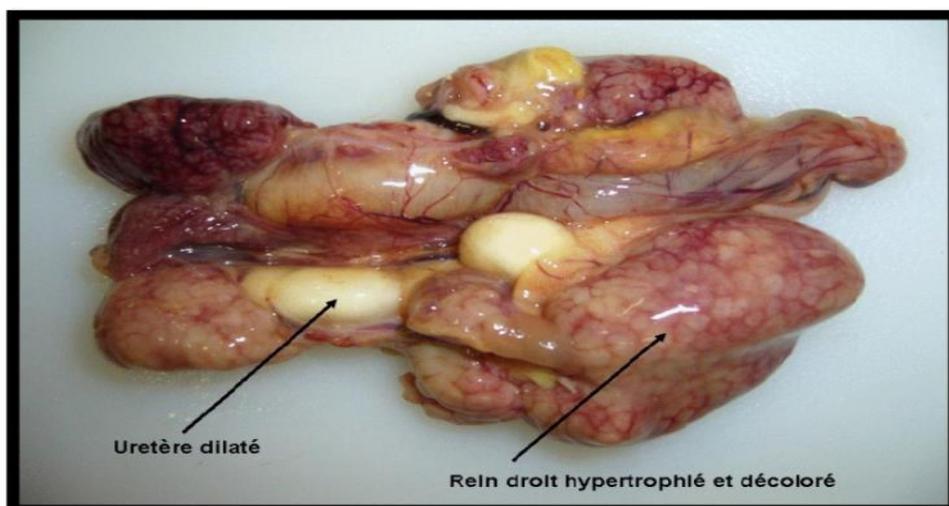
L'autopsie des animaux morts révèle différents types de lésions en rapport avec le tropisme particulier du virus (**Villat, 2011**).

##### ✚ Lésions de l'appareil respiratoire

L'ouverture de la trachée et des bronches peut révéler quelques pétéchies. Les voies aérophores, les sinus et les sacs aériens sont remplis d'un enduit catarrhal puis muqueux voire muco-purulent en cas de surinfection bactérienne (**Villat, 2001**).

##### ✚ Lésions de l'appareil rénal

On peut observer une hypertrophie et une pâleur des reins, avec parfois des cristaux d'urates (**Guérin et Boissieu, 2008**).



**Figure 3** : Lésions de l'appareil urinaire lors de la bronchite infectieuse (**AvianAtlas Partners in animal health, 2012**).

##### ✚ Lésions de l'appareil génital

Les femelles présente un oviducte atrophie ou infantile pour un utérus et un ovaire normaux. Il y'a parfois des pontes intra-abdominales chez les femelles adultes. Chez les mâles, les testicules seront définitivement atrophies (**Villat, 2001**).

### 3.1.2. Laryngotrachéite infectieuse

Selon **Guérin et Boissieu (2008)**, les lésions apparaissent 48h après le début des symptômes, elles sont de type :

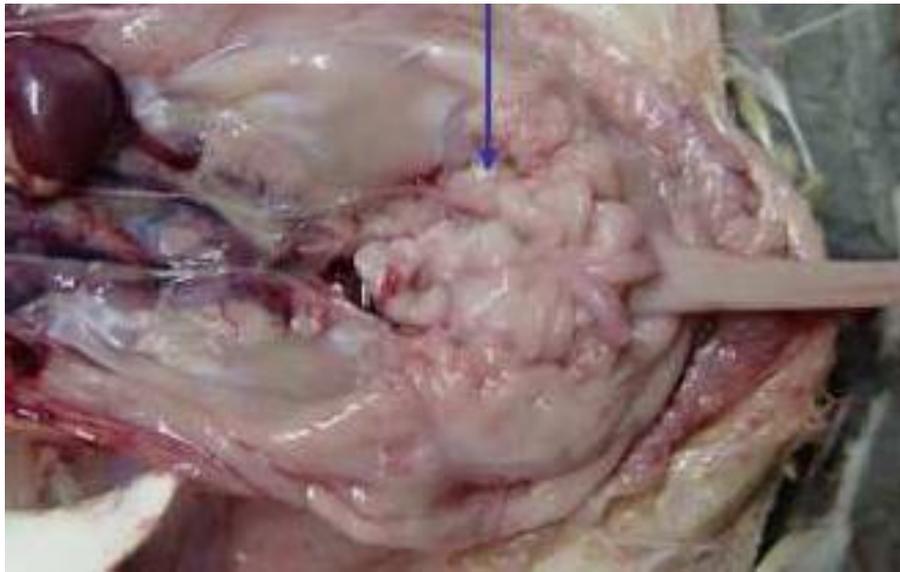
- Trachée remplie de sang sous forme de caillots et de mucosités.
- Liquide muqueux dans la trachée et les fosses nasales.
- Dépôts blanchâtres ou jaunâtres adhérents au larynx et haut de la trachée.
- Quelque fois, une pneumonie et de l'aérosacculite sont observées.



**Figure 4** : Caillots de sang et mucosités dans la trachée (**Guérin et Boissieu, 2008**).

### 3.1.3. Bursite infectieuse

- Les lésions pathognomoniques siègent dans La bourse de Fabricius. Il y a hypertrophie puis atrophie de l'organe en fonction de l'évolution clinique de la maladie. La bourse est souvent remplie d'un contenu caséux en fin de phase aiguë de la maladie (**Villat, 2011**).
- La présence d'hémorragies sur les muscles pectoraux et les muscles des cuisses et même à la jonction entre le proventricule et le gésier.
- Les reins présentent des lésions de déshydratation (dépôts d'urate dans les uretères).
- Le thymus peut être atrophié mais aucune preuve n'a été faite que les virus s'y répliquaient. Il retrouve son aspect normal quelques jours après l'infection (**Sharma et al, 2000 ; Van Den Berg, 2000**).



**Figure5** : Lésions hémorragiques de la bourse de Fabricius (**Randall, 1991**).

#### **3.1.4. Maladie de Newcastle**

Les autopsies pratiquées montrent des lésions de type hémorragique et ulcéro-nécrotique qui intéressent le tube digestif et ses formations lymphoïdes.

- Hémorragies de la muqueuse du proventricule.
- Ulcères hémorragiques et nécrotiques des ganglions lymphoïdes de l'intestin, des tonsilles caecales et de la bourse de Fabricius.
- Ulcères plats des amygdales cæcales et des anneaux lymphoïdes, recouverts d'un magma nécrotique plus ou moins mêlé de fibrine (**Jestin, 2001**).
- Pétéchies ou suffusions (hémorragies en piqûres de puces ou en plaques).
- Ventricule succenturié.
- Gésier (hémorragies sous la couche cornéenne).
- Intestin (pétéchies réparties le long de la muqueuse intestinale) (**Jestin, 2001**).
- Congestion et exsudat muqueux dans la trachée et congestion des poumons.
- Follicules ovariens congestionnés chez les poules en période de ponte (**Alders et Spradbrow, 2000**).



**A: Lésions diphtéroïdes  
(Jestine, 2001)**



**B: Hémorragies focales des amygdales  
caecales (Jestine, 2001)**

**Figure6 : Lésions diphtéroïdes du caecum et hémorragies focales des amygdales caecales.**

## 3.2. Maladies bactériennes

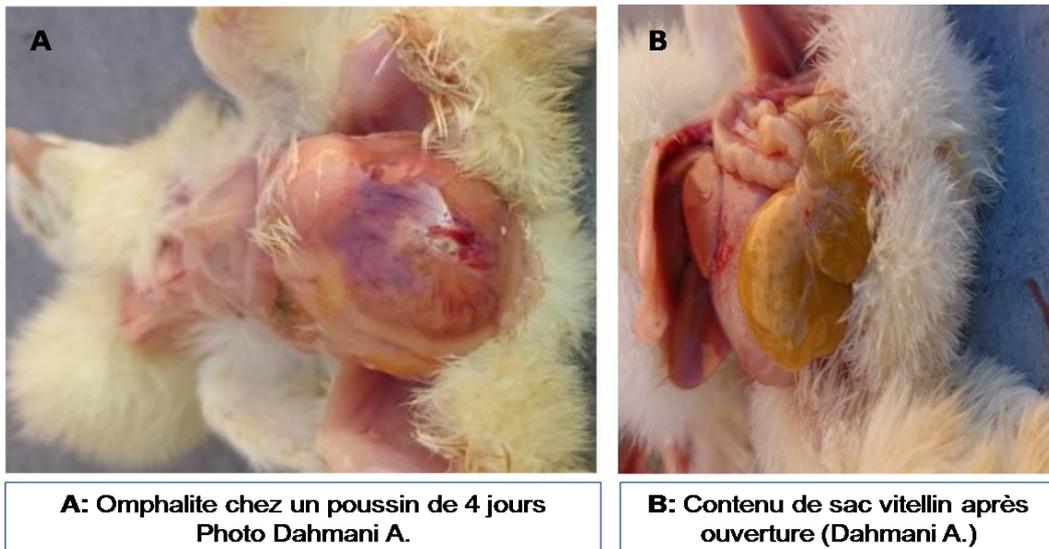
### 3.2.1. Colibacillose

#### ✚ Formes respiratoires

- Aérosacculite associée souvent à une périhépatite et une péricardite fibrineuse.
- Foie hypertrophié, de coloration intense avec quelques zones de dégénérescence, parfois verdâtre.
- Rate hypertrophiée avec des points de nécrose.
- Néphrite avec dépôts d'urates parfois sur le rein.
- Au niveau de l'intestin, l'ampoule cloacale est distendue par des gaz et des matières liquides blanchâtres **(Stordeur et Mainil, 2002)**.

#### ✚ Omphalite

Tuméfaction inflammatoire du vitellus avec un abdomen distendu. A l'autopsie, on observe un ombilic non cicatrisé et une membrane vitelline distendue et décolorée contenant un liquide nauséabond **(Villat, 2011)**.



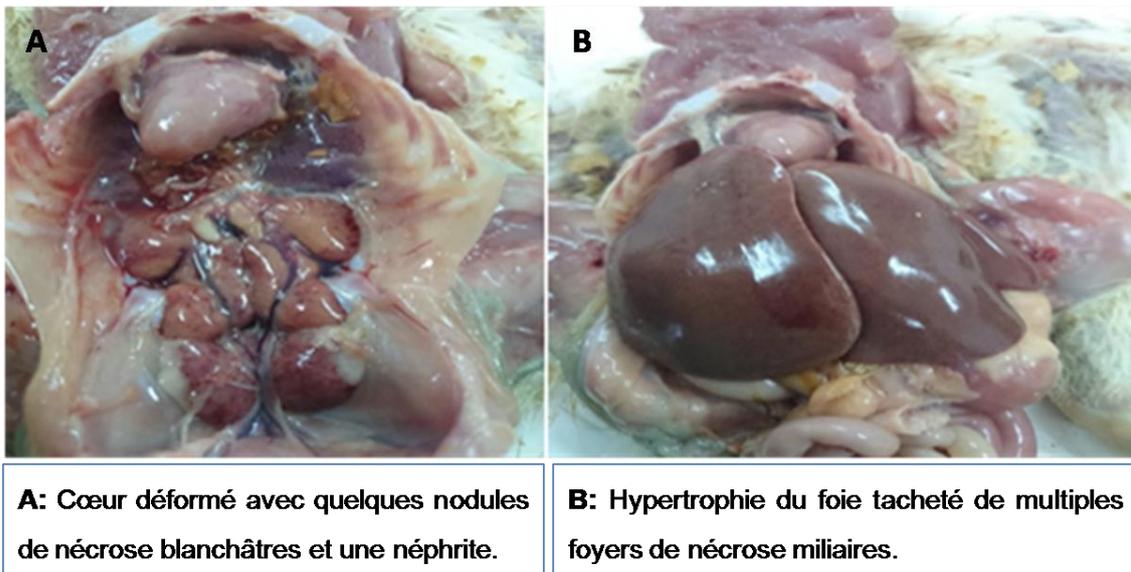
**Figure 7:** Lésions d'omphalite chez les poussins.

### ✚ **Forme génitale**

Une ovaro-salpingite avec un exsudat d'aspect caséux parfois lamellaire dans l'oviducte, souvent associé à une ponte intra-abdominale d'ovule infecté péritoine, d'une masse fibrineuse, sous forme d'omelette, d'odeur nauséabonde et une péritonite (Villat, 2011).

### **3.2.2. Salmonellose**

- Persistance du sac vitellin de contenu vert foncé ou d'aspect cuit jaune verdâtre.
- Foie hypertrophié vert bronzé, rate hypertrophiée souvent énorme chez l'adulte.
- Lésions nodulaires grisâtres sur le foie, reins, gésier, cœur..., chez les jeunes.
- Parfois aérosacculite /arthrite/ovules kystiques.
- Lésions nécrotiques sur la rate et sur le myocarde.
- Atrophie de la grappe ovarienne et déformation des ovules.
- Entérite ulcéreuse de l'intestin grêle (**Bensemene et Triki, 2006**).



**Figure 8 :** Lésions du cœur, du rein et de foie atteint de colibacillose (Dahmani.A,2017).

### 3.2.3. Mycoplasmoses

#### 3.2.3.1. Infections à *Mycoplasma gallisepticum*

- Présence de trachéites, des aérosaculites accompagnées d'un exsudat fibrino-caséux qui peut devenir dense et compact.
- Péritonites, périhépatites et sinus remplis d'un mucus séreux abondant.

#### 3.2.3.2. Infections à *Mycoplasma synoviae*

- Exsudat visqueux, puis crémeux au niveau des membranes synoviales, des tendons.
- Sacs aériens plus ou moins touchés : aspect perlé, puis dépôts caséux blanchâtres puis jaunâtres (Gautier-Bouchardon et Kempf, 2008).

### 3.3. Maladies parasitaires

#### 3.3.1. Coccidiose

- ✚ *E. acervulina* : elle est modérément pathogène. Les lésions se localisent dans l'intestin grêle surtout au duodénum, avec des tâches puis des stries blanchâtres dans la muqueuse.
- ✚ *E. necatrix* : rarement rencontrée, elle est très pathogène. Les lésions se localisent en fin de duodénum jusqu'au milieu de l'iléon. On a des pétéchies sur la

Séreuse (aspect poivre et sel) et des plaques blanchâtres, du mucus teinté de sang une distension de L'intestin.

- ✚ ***E. maxima*** : elle est modérément pathogène. Les lésions se localisent de la fin du duodénum au milieu de l'iléon. On trouve du mucus orangé et une distension des anses, un épaissement de la paroi, des pétéchies, parfois du sang.
- ✚ ***E. brunetti*** : elle est modérément à fortement pathogène. Les lésions se localisent à la fin de l'intestin grêle et au rectum. Dans les cas sévères, on peut observer des lésions dans tout l'intestin, des pétéchies et de la nécrose de la muqueuse, avec parfois du sang et des cylindres nécrotiques.
- ✚ ***E. tenella*** : c'est la coccidie la plus pathogène. Les lésions sont localisées dans les caeca, qui sont remplis de sang, peuvent se rompre ou être gangréner. La carcasse peut être anémiée. La mortalité est souvent élevée.
- ✚ ***E. mitis*** : elle est peu pathogène. Les lésions sont dans la 2eme moitié de l'intestin grêle. Il n'y a pas de lésions macroscopiques, mais on a du mucus.
- ✚ ***E. praecox*** : elle est peu pathogène. On note des cylindres de mucus dans le duodénum (**Corrand et Guérin, 2010**).



**A:** Coccidiose caecale à *Eimeria tenella* : Caeca très enflammé avec un contenu sanguinolent (Dahmani, 2019)



**B:** Coccidiose à *Eimeria necatrix* : abondance de sang et de mucus dans un intestin grêle ballonné sur toute sa longueur (Kadri, 2017).

**Figure 9:** Lésions de coccidiose caecale et de l'intestin grêle.



## B. PARTIE PRATIQUE

### 1. Objectifs

Notre étude sur l'apport de l'autopsie dans le diagnostic des maladies de poulet de chair vise à déterminer :

- Les spécificités des maladies du poulet de chair à l'examen nécropsique.
- Le bilan commémoratif et lésionnel des oiseaux soumis à l'autopsie.
- La fréquence des pathologies dans les élevages du poulet de chair dans la wilaya de Tizi-Ouzou selon le diagnostic vétérinaire.

### 2. Matériel et Méthodes

#### 2.1. Matériel

##### 2.1.1. Zone et population de l'étude

La wilaya de Tizi-Ouzou est située au nord de l'Algérie avec une superficie de 3558 km<sup>2</sup>. Elle est délimitée au nord par la mer méditerranéenne, au sud par la wilaya de Bouira, à l'est Bejaia et à l'ouest par Boumerdès. Son climat est chaud en été, froid et pluvieux en hiver.

La wilaya de Tizi-Ouzou compte environ 1850 bâtiments aviaires avec une production de viande blanche estimée à 150 000 quintaux (**DSA, 2015**). Notre étude a été réalisée durant une période de 5 mois de mars 2020 au juillet 2020. Elle a porté sur 36 poulaillers, regroupant environs 139300 poulets et dont 160 sujets ont fait l'objet d'autopsies par les vétérinaires interrogés.

##### 2.1.2. Conception de questionnaire

Nous avons établi un questionnaire qui comporte 5 parties :

#### **Commémoratifs**

Dans cette partie, nous avons mentionné les paramètres suivants :

- ✓ La description des maladies antérieures du cheptel et les traitements effectués.

✓ Le recueil de l'anamnèse (mortalité, morbidité et les signes cliniques).

✚ **Protocoles vaccinaux** préconisés par le vétérinaire (le type et la souche du vaccin, moment de vaccination et la voie d'administration).

✚ **Répartition des pathologies en fonction des phases d'élevage**

✚ **Examen nécropsique extérieur**

Cette section permet d'apprécier l'état général des sujets présentés à l'autopsie et d'effectuer un examen de près sur chaque sujet qui a comme but d'inspecter la totalité de la surface corporelle : les yeux, la peau et les phanères, les orifices naturels et les membres.

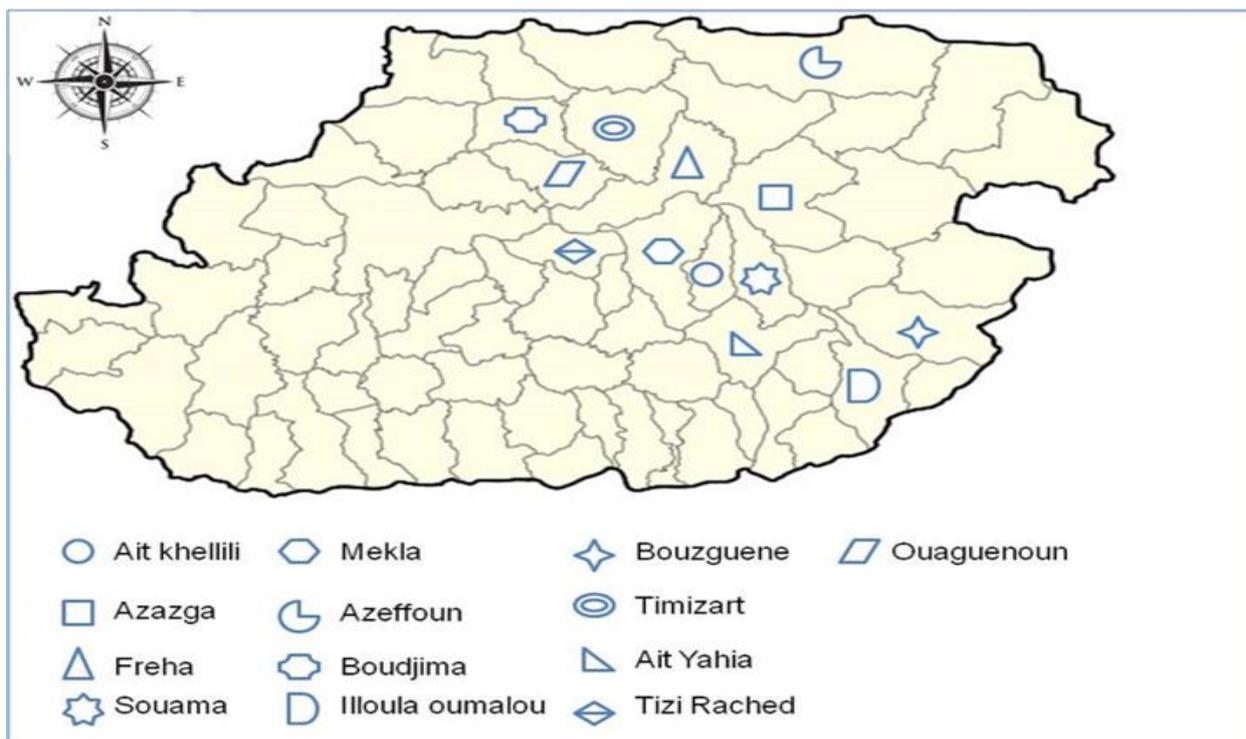
✚ **Examens des grandes cavités**

On a établi un tableau lésionnel de tous les appareils internes (respiratoire, digestif, circulatoire, urogénital, locomoteurs....). On les a cités organe par organe dans le but de noter le maximum d'observations relevées par le vétérinaire. Ces observations, nous font profiter d'un maximum d'informations qui nous permettront d'établir un diagnostic correct.

## **2.2. Méthodes**

### **2.2.1. Investigation par questionnaire**

Pour répondre aux objectifs visés par notre enquête, nous avons distribué 45 questionnaires aux vétérinaires exerçant au sein de la wilaya de Tizi-Ouzou. Deux méthodes ont été suivies dans notre distribution des questionnaires. La première méthode inclut une personne intermédiaire de formation vétérinaire pour transmettre la fiche au vétérinaire concernée alors que dans la majorité des cas nous sommes déplacés et remplis sur place les questionnaires. Ainsi, 36 questionnaires ont été remplis par les vétérinaires praticiens dans notre étude. La répartition des zones d'exercice des vétérinaires interrogés au sein de la wilaya de Tizi-Ouzou a été rapportée dans la figure 10. La synthèse des réponses aux questions nous a permis de tirer quelques conclusions.



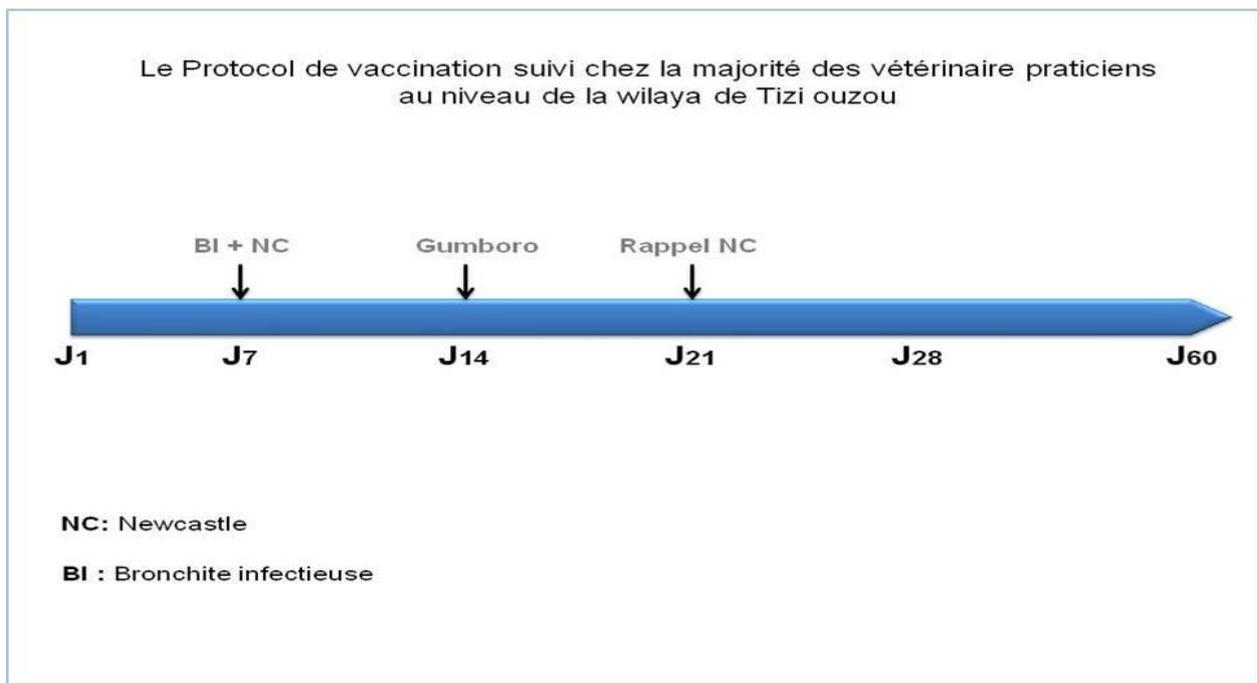
**Figure 10** : Carte géographique de notre zone d'étude

## 2.2.2. Collecte et analyse des données

A la fin de la période d'étude nous avons eu en tout un fichier de 36 questionnaires qui représentent notre base de données. Les données ont été saisies puis traités par le logiciel Microsoft Excel. Le traitement des données nous a permis d'obtenir une description détaillée des maladies rencontrées au sein des élevages du poulet de chair étudiés. Enfin, nous avons présenté nos résultats sous forme de tableaux et des histogrammes.

## 3. Résultats et discussion

### 3.1. Protocole de vaccination



**Figure 11 :** Protocole de vaccination préconisé par la majorité des vétérinaires interrogés

Les questionnaires issus des vétérinaires praticiens montrent que ces derniers optent pour le protocole ci-dessus. On constate que les vétérinaires appliquent deux vaccinations pour la maladie de Newcastle : une primo vaccination à l'âge de 7 jours en utilisant un virus vivant modifié préparé à base des souches Hitchner B1 et La Sota en rappel à l'âge de 21 jours.

Pour la bronchite infectieuse, les vétérinaires se contentent d'une seule vaccination en utilisant des vaccins à virus inactivé ou vivant atténué. Ces derniers, les plus utilisés appartiennent aux souches plus ou moins atténués : H120, H52.

Concernant la bursite infectieuse (Gumboro), on utilise des vaccins vivants atténués à base des souches : IBA-VAC (Cu-1M), CH/80 et la vaccination est pratiquée à l'âge de 14 jours.

### 3.2. Rappel des lésions à l'autopsie du poulet de chair

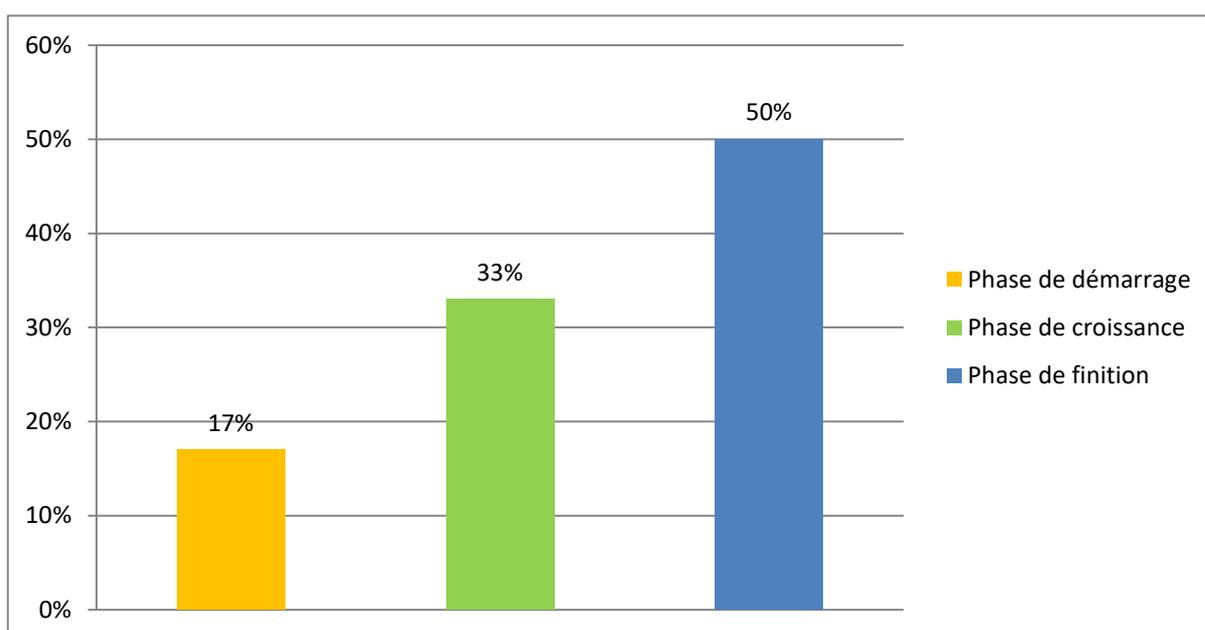
**Tableau10** : Principales lésions rencontrées à l'autopsie de poulet de chair.

Maladies	Principales lésions rencontrées à l'autopsie de poulet
<b>Bronchite infectieuse</b>	-Mucus dans la trachée et des bronches. -Sac aériens a paroi épaisse. -Malformation de l'oviducte.
<b>Laryngotrachéite Infectieuse</b>	-Présence du sang au niveau de la trachée. -Liquide muqueux dans la trachée et les fosses nasales. -Dépôts blanchâtres ou jaunâtres adhérent au larynx et haut de la trachée.
<b>Newcastle</b>	-Hémorragie sur tous les organes internes. -Taches hémorragiques dans le proventricule. -Pétéchies réparties le long de la muqueuse intestinale.
<b>Gumboro</b>	-Hémorragies intramusculaires au niveau du bréchet et des cuisses. -Présence d'hémorragies et un liquide épais purulent au niveau de la Bourse de Fabricius. -Reins gonflés de couleur blanc-grisâtre.
<b>Mycoplasmosse</b>	-Présence d'aérosacculite. -Liquide épais dans la trachée et les bronches. -Pus dans les cavités nasales et sinus.
<b>Colibacillose</b>	- <u>Omphalite</u> : non résorption du sac vitellin et un ombilic non cicatrisé. - <u>Forme respiratoire</u> : présence d'aérosacculite associée à une péri-hépatite et une péricardite fibrineuse. - <u>Coli-granulomatose</u> : présence de nodules blanchâtre dans plusieurs organes (le long des intestins, le mésentère et le foie)
<b>Salmonellose</b>	- Foie hypertrophiée de couleurs vert bronze. -Rate gonflé. -Présence de grains de la taille d'une tête d'épingle au niveau des organes
<b>Coccidiose</b>	- <u>Coccidiose intestinale</u> : Pétéchies au niveau de l'intestin grêle - <u>Coccidiose caecale</u> : Hémorragie au niveau du caecum avec présence d'un boudin du sang.

### 3.3. Répartition des pathologies en fonction des phases d'élevage

**Tableau 11:** Apparition des pathologies selon différentes phases d'élevage

Phases d'élevage	Nombre des pathologies	Taux
Démarrage	6	17%
Croissance	12	33%
Finition	18	50%



**Figure 12:** Répartition des pathologies selon les phases d'élevages

La figure ci-dessus montre que les sujets en période de finition sont les plus susceptibles d'être touchés par les pathologies (50%). Durant cette phase, on rencontre beaucoup plus des pathologies bactériennes (colibacillose) ainsi que des pathologies métaboliques (carences) et aussi des complications de coccidiose et de colibacillose.

Trente-trois pourcent de ces pathologies sont apparus en période de croissance. Une fréquence élevée est observée pour les pathologies virales (Gumboro) et parasitaires (coccidiose).

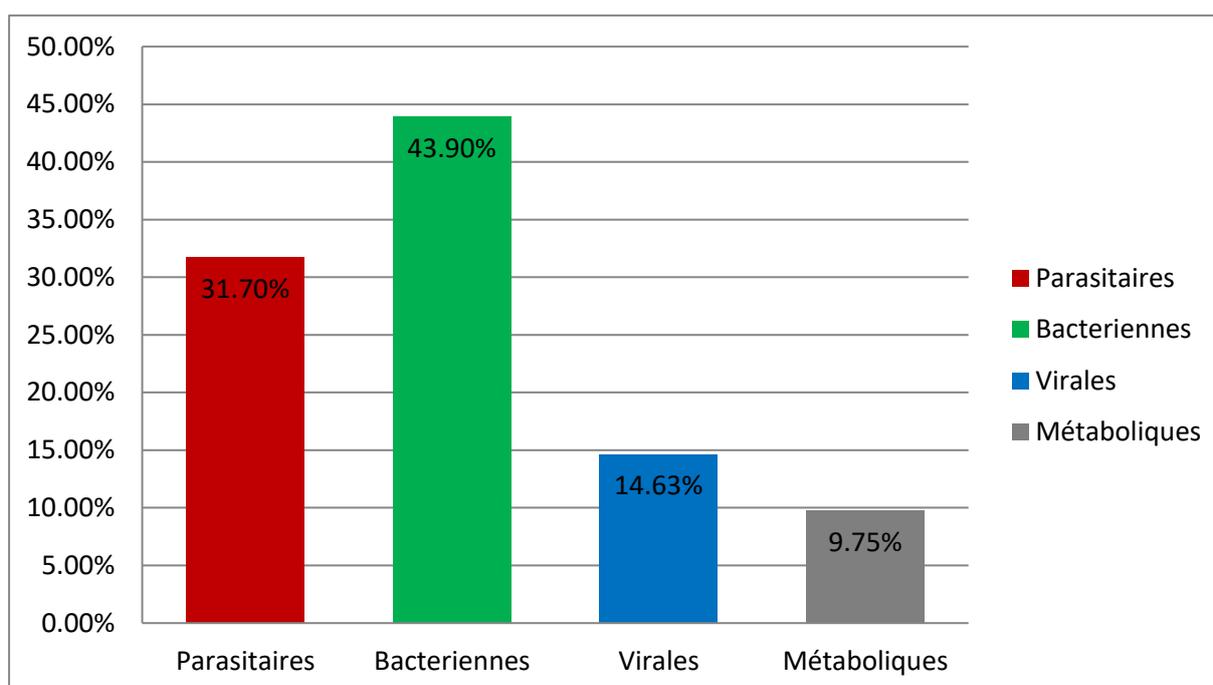
Enfin les 17% des pathologies étaient associées à la phase de démarrage. L'omphalite est la principale pathologie rencontrée dans les 5 premiers jours.

En 2018, une étude réalisée dans la même région que la nôtre, a montré que les sujets en période de croissance sont les plus touchés (56%) (**Kherroufache et Oucharef, 2018**)

### 3.4. Répartition des pathologies suspectées

**Tableau 12** : Répartition des pathologies suspectées

Pathologies	Fréquence	Pourcentage
Virales	6	14,63%
Bactériennes	18	43,9%
Parasitaires	13	31,7%
Métaboliques	4	9,75%



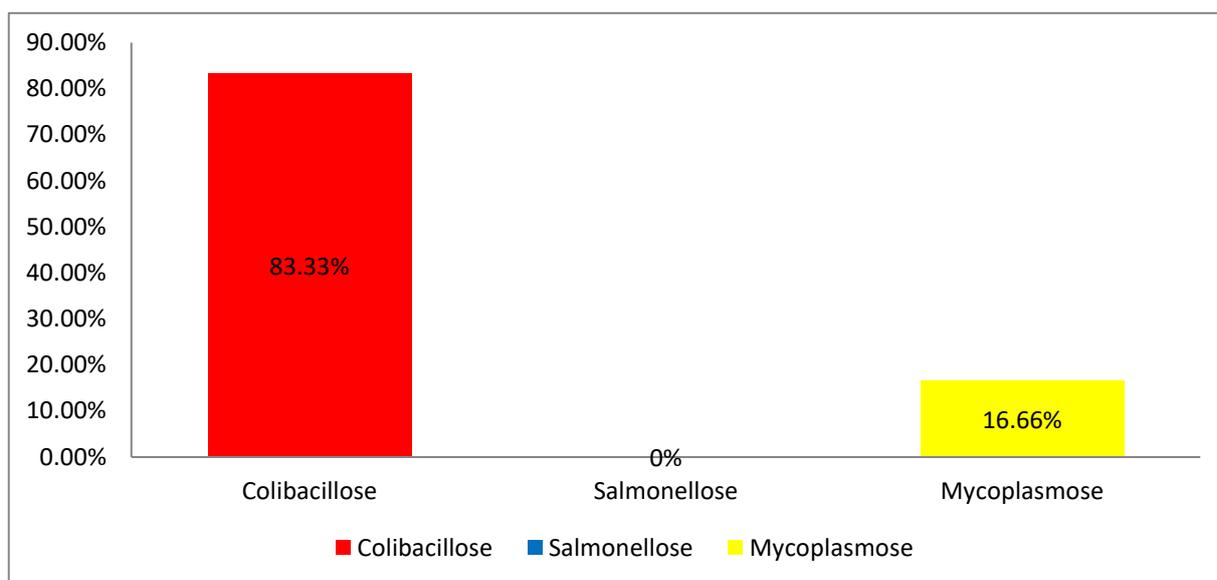
**Figure 13**: Représentation graphique des pathologies suspectées

D'après la figure ci-dessus, nous avons constaté que les pathologies d'origines bactériennes représentent 43,9% suivie par les pathologies parasitaires 31,7% et virales 14,63%. En quatrième position, ce sont les pathologies zootechniques et nutritionnelles avec 9,75% qui sont diagnostiquées par les vétérinaires. Tandis que dans une autre étude, les pathologies bactériennes (40%) et parasitaires (40%) sont les plus suspectées. (**Kherroufache et Oucharef, 2018**)

### 3.5. Répartition des pathologies bactériennes suspectées

**Tableau 13** : Répartition des pathologies bactériennes selon l'autopsie

Pathologie	Fréquence	Pourcentage
Colibacillose	15	83,33%
Salmonellose	0	0.00%
Mycoplasmosse	3	16,66%



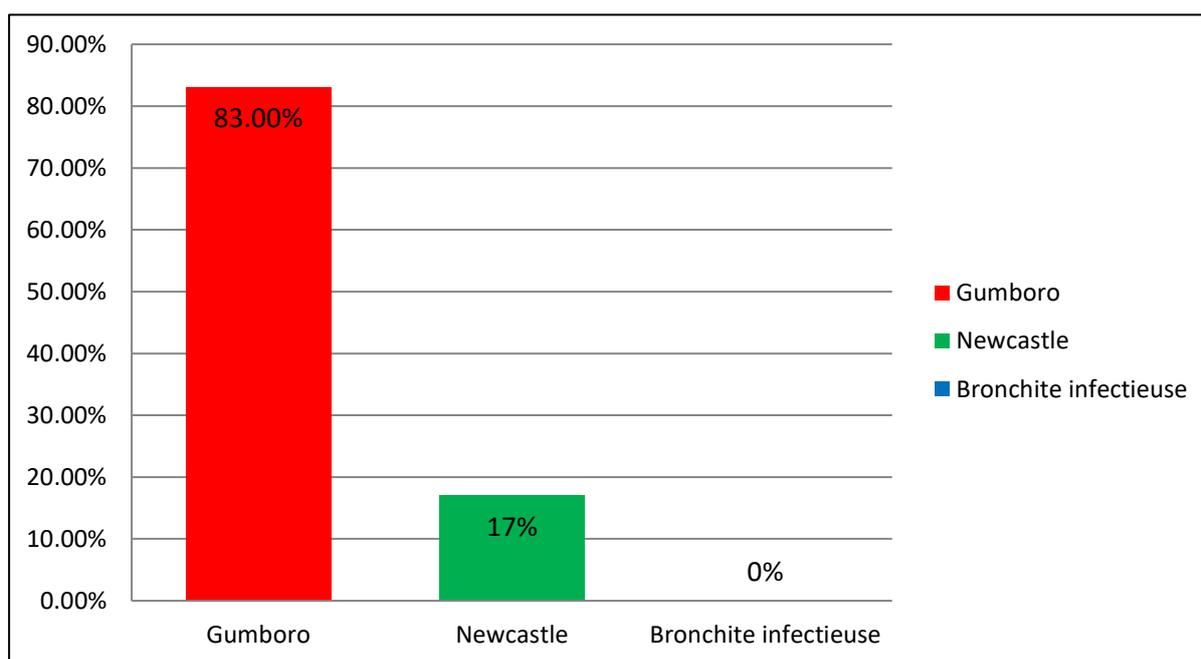
**Figure 14** : Répartition graphique des pathologies bactériennes suspectées

Dans notre étude, nous avons constaté que la colibacillose est la maladie la plus suspectée avec un pourcentage de 83,33%. Chez les adultes, cette pathologie n'est souvent qu'une infection secondaire qui accompagne d'autres maladies virales et parasitaires (les sujets atteints présentent des aérosacculites, des péricardites, et des péri hépatite et rarement des entérites). Par contre chez les jeunes sujets, l'infection colibacillaire est incriminée dans les omphalites. Elle est souvent contractée au couvoir et conduit souvent à une infection de sac vitellin adjacent. En 2018, une étude réalisée dans la même région que la nôtre, a montré la présence de la colibacillose avec un pourcentage de 60% chez le poulet de chair (**Kherroufache et Oucharef, 2018**)

### 3.6. Répartition des pathologies virales suspectées à l'autopsie

**Tableau 14** : Répartition des pathologies virales

Pathologie	Fréquence	Pourcentage
Newcastle	1	83%
Bronchite infectieuse	0	0%
Gumboro	5	17%



**Figure 15:** Représentation graphique des pathologies virales suspectées.

La figure ci-dessus montre que la maladie de Gumboro est la plus suspectées des maladies virales avec un taux de 83% alors que, **Kherroufache et Oucharef (2018)** dans leur étude ont rapporté un pourcentage de 17%.

Dans notre étude, nous constatons des passages viraux de la maladie de Gumboro qui se traduisent par des abattements, diarrhées blanchâtres, chutes de croissance et une forte mortalité.

Et pour la Newcastle, nous avons constaté de l'abattement, des éternuements, des regroupements à basse température et aussi une mortalité élevée.

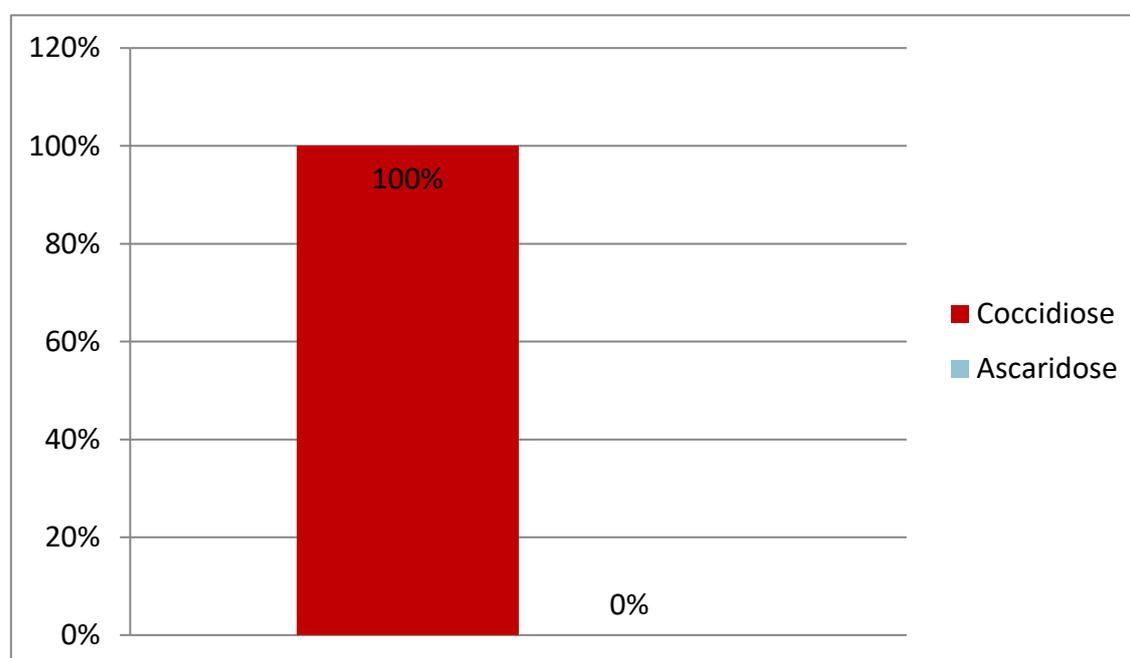
Ces passages viraux pourraient être expliqués par des défaillances lors de la vaccination (le non-respect de la durée d'assoiffement, l'utilisation de l'eau contenant

des substances qui peuvent neutraliser le vaccin) ou des surinfections bactériennes ou parasitaires.

### 3.7. Répartition des pathologies parasitaires suspectées

**Tableau 15** : Répartitions des pathologies parasitaires à l'autopsie

Pathologie	Fréquence	Pourcentage
Coccidiose	13	100%
Ascaridose	0	0%



**Figure 16:**Représentation graphiques des pathologies parasitaires suspectées

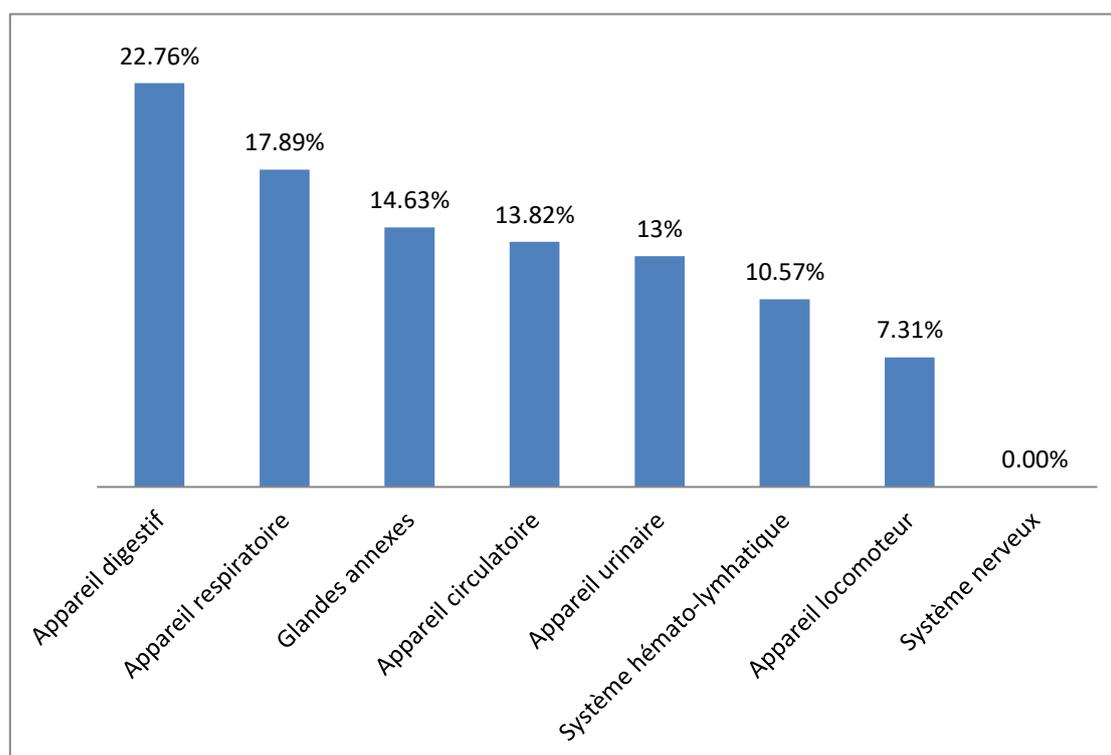
Pour les pathologies parasitaires recherchées, la coccidiose est la seule maladie suspectée par les vétérinaires à l'autopsie. Cette constatation est proche du résultat obtenu par **Kherroufache et Oucharef, (2018)** qui ont marqué un taux de 94%.

Dans les élevages infestés par la coccidiose, nous avons constaté que la maladie débute à partir de 17<sup>ème</sup> jours. Les populations atteintes présentent une faiblesse, des plumes ébouriffées, des diarrhées brunes parfois hémorragiques, un faible poids, une morbidité de 20% et une mortalité qui varie entre 5 à 20 sujets par jours.

### 3.8. Localisation des lésions rencontrées à l'autopsie

**Tableau 16:** Localisation des lésions enregistrées après l'autopsie

La localisation	Fréquence	Pourcentage
Appareil respiratoire	22	17,89%
Appareil digestif	28	22,76%
Glandes annexes	18	14,63%
Appareil circulatoire	17	13,32%
Appareil urinaire	16	13%
Appareil locomoteur	9	7,31%
Système nerveux	0	0%
système hémato-lymphatique	13	10,57%



**Figure 17:** Représentation graphique de la localisation des lésions rencontrées

La figure ci-dessus, montre que les lésions digestives représentent 22,76% des cas. Elles se traduisent fréquemment par des congestions de la muqueuse intestinale et des pétéchies tout le long de l'intestin grêle et parfois au niveau du caecum.

Par ailleurs, les lésions respiratoires occupent la deuxième position avec 17,89% de lésions. Les plus rencontrées restent les aérosacculites, les congestions et les décolorations des poumons et des trachéites avec présence de fibrine.

Les lésions hépatiques par ailleurs, constituent 14,63% des cas. Elles sont représentées par des hépatomégalies, des dépôts fibrineux et parfois une friabilité du foie.

Treize pourcent des lésions se localisent au niveau de l'appareil circulatoire et les péricardites sont les lésions les plus communes.

Les lésions urinaires représentent 13% de la totalité des lésions observées, et les néphrites sont les plus fréquentes.

Le système hémato-lymphatique des poulets est lésé dans 10% des cas autopsiés. Les lésions sont de type : splénomégalie et hypertrophie de la bourse de Fabricius et parfois avec présence d'un exsudat caséeux à l'intérieure.

Enfin, les lésions locomotrices représentent 7,31%, qui se traduisent par des pétéchies au niveau des muscles, des arthrites et parfois des paralysies des membres.

#### **4. Conclusion et Recommandations**

A travers notre étude, nous sommes arrivés à la conclusion que les élevages de poulets de chair sont prédisposés à différentes pathologies, ce qui engendre des pertes économique importantes. Dans notre investigation, nous avons constaté que la plupart des élevages atteints étaient en période de finition.

L'élevage des oiseaux dans des bâtiments en terre battue et l'arrêt de distribution des antibiotiques durant cette période pourrait engendrer la prolifération des agents pathogènes et facilite la contamination des oiseaux. Cela pourrait justifier la fréquence élevée des pathologies bactériennes suivie par les infestations parasitaires. Au moment où les maladies virales et métaboliques sont rares.

La fréquence élevée de la colibacillose pourrait être due à la contamination récidive des poussins au niveau des couvoirs. Or, l'accumulation des matières humides sur la litière pourrait favoriser la contamination des oiseaux par les coccidies.

L'apparition de quelques passages viraux pourrait être reliée aux échecs de vaccination. Ces derniers peuvent être associés à la qualité du vaccin, la voie d'administration, la qualité de l'eau utilisée ou bien la technicité de l'éleveur. Pour cela, il est important de procéder aux vaccinations par nébulisation et au respect des méthodes et des moments de vaccination.

Bien que l'autopsie reste un outil d'une grande utilité diagnostique, le diagnostic de certitude doit faire appel au laboratoire. A cet effet, il est recommandé de procéder à des examens complémentaires pour le diagnostic et le traitement des maladies du poulet de chair au sein des élevages de Tizi-Ouzou.

## Références bibliographiques

**A.C, M.A 2017.** Etat des lieux de la filière avicole dans la région du centre algérien, mémoire 2017, P. Résumé.

**Alders R. et Spradbrow P. 2000.** La maladie de Newcastle dans les élevages avicoles villageois «Manuel de terrain». Traduit par Fleres I. ACIAR : Australian Centre for International Agricultural Research.

**Alloui N. 2006.**Cours zootechnie aviaire, Université, Elhadj Lakhdar, Batna, département de vétérinaire.

**AVIA. 2013.** Association des vétérinaires en industrie animale. 2013.

**Beaumont J. 2004.** Productivité et qualité de poulet de chair, édition INRA.

**Bellaoui N. 1990.** Réflexion sur la situation de l'élevage avicole type chair dans la wilaya de Tindouf perspectives de développement. Mémoire d'ingénieur agronomie. Insas, Ouargla p.37.

**Bensemmane A. et Triki Y. 2006.** Les maladies courantes. Mag. vet. 52:6- 31.

**Brugere-Picoux J. 2007 :** Maladies réputées contagieuses et maladies à déclaration obligatoire des oiseaux et des lagomorphes. Polygraphie des Unités de maladies contagieuses des écoles vétérinaires françaises, Merial (Lyon), 2008,66p.

**C.N.P.A. 1986.** Conseil national de la protection animale (Belgique).

**Christopher J. et Randall G.1991.**Diseases and disorders of the domestic fowl and turkey. Edition : Mosby-wolf.

**Corrand L et Guérin J-L. 2010.** Les coccidioses aviaires, Avicampus : Ecole nationale vétérinaire de Toulouse. Mise à jour : 29.10.10.

**Didier F. 1996.** Guide de l'aviculture tropicale. Cede, Sanofi.117 p.

**Emeline H, 2002.** Approche alternative et raisonnée de la prévention de la coccidiose chez le poulet jeune fermier label en pays de Loire. Thèse pour obtention de diplôme docteur vétérinaire, faculté de médecine de Nantes.

**FAO, 2013.** Organisation de l'alimentation et de la nutrition. Profil nutritionnel de l'Algérie-Division de l'alimentation.

**Ganiere J-P. 2008.** Maladies réputées contagieuses ou à déclaration obligatoire. ENVN ; mise à jour : 31 mai 2008.

**Gautier-Bouchardon A. et Isabelle K. 2008.** Unité de mycoplasmoses-bactériologique AFSSA-Poufragan. Plouzané académie vétérinaire de France, 06/08/2008.

**Guerin J-L et Boissieu C. 2007.** La coccidiose aviaire. Avicampus : Ecole nationale vétérinaire de Toulouse, Mise à jour 20.08.07

**Guérin J-L et Boissieu C. 2008.** La colibacillose aviaire. Avicampus : Ecole nationale vétérinaire/Toulouse, Mise à jour : 30.06.08.

**Guérin J-L et Boissieu C. 2008.** La maladie de Gumboro (ou bursite infectieuse). Avicampus : Ecole nationale vétérinaire de Toulouse. Mise à jour : 30.06.2008.

**Guérin J-L, Boissieu C. 2008.** La bronchite infectieuse aviaire. Avicampus : Ecole nationale vétérinaire de Toulouse, Mise à jour : 30.06.08

**Guérin J-L. et Boissieu C. 2008.** La laryngotrachéite aviaires. Avicampus : Ecole nationale vétérinaire de Toulouse. Mise à jour : 30.06.08.

**Hubbard, 2015.** Bibliothèque technique, Guide d'élevage poulet de chair. PDF en ligne. [http://www.hubbardbreeders.com/fr/technique/bibliotheque technique/](http://www.hubbardbreeders.com/fr/technique/bibliotheque%20technique/)

**I.T.A, 1973.** Conditions d'ambiance et d'habitat moyens techniques de leur maîtrise équipements d'une unité avicole. Institut de Technologie Agricole. Aviculture 3, p44.

**I.T.E.L.V, 2001 :** Fiche technique conduite d'élevage du poulet de chair-DFRV. Institut Technique de l'Élevage. Alger 6 p.

**Jestin V. 2001.** Les paramyxoviroses aviaires. Maladies des volailles. 2<sup>ème</sup> édition, éd. Didier Villate.

**Kadri S. 2017.** Etude comparative entre deux poulaillers de chair : cas de la région d'Ouargla. Mémoire de fin d'étude, Université de Ouargla.

**Kaleta E. et Redmann T. 2016.** Bronchite infectieuse. Manuel de pathologies aviaires, éd. Jeanne brugere-Picoux et Jean-Pierre Vaillancourt.

**Katunda L. 2006.** Cours de zootechnie Faculté des sciences agronomiques université de Bandundu.

**Kour-Benyoci M. 2012.** Les pathologies dominantes en aviculture institut national de la médecine vétérinaires.

**Martino M. 1976.** Des nouvelles de conception des bâtiments d'élevages. Fiche technique, ITAVI. 1976-p20.

**Satta M. et Sehili O. 2018.** Etat des lieux de la filière avicole dans le centre algérien. Mémoire de fin d'études. Institut ses sciences vétérinaire-Blida1.

**Sharma J.M., Kim I., Rautenschlein S., Yeh H. 2000.** Infectious bursal disease virus of chickens: pathogenesis and immunosuppression. In: developmental and comparative immunology, 24,223-235.

**Stordeur P. et Mainil J. 2002.**La colibacillose aviaire. Ann. Méd.Vét., 146, 11-18.

Villat D. 2011 : Maladies des volailles, Edition France agricole. France.

### **Sites Internet**

Avian Atlas Partners in animal health, 2012. [www.poultrydisease.fr](http://www.poultrydisease.fr)

Fellah trade: <https://www.fellah-trade.com/ressources/pdf/Elevage-poulet-chair.pdf>.

LCB Food Safety: <http://www.lcbfoodsafety.com/Comment-desinfecter-les-batiments-134.html>.

Med-vete.blogspot.com: <http://med-vete.blogspot.com/2010/11/salmonelloses.html>.

Nobivet.fr: <https://www.nobivet.fr/maladies/salmonelloses.aspx>.

Nobivet.fr: [www.nobivet.fr/maladies/gumboro.aspx](http://www.nobivet.fr/maladies/gumboro.aspx).

Nobivet.fr: [www.nobivet.fr/maladies/laryngotracheite-infectieuse.aspx](http://www.nobivet.fr/maladies/laryngotracheite-infectieuse.aspx).

Nobivet.fr: [www.nobivet.fr/maladies/maladie-newcastle.aspx](http://www.nobivet.fr/maladies/maladie-newcastle.aspx).

Pmb.sicac.org: [http://pmb.sicac.org/opac\\_css/doc\\_num.php? Explnum\\_id=776](http://pmb.sicac.org/opac_css/doc_num.php? Explnum_id=776). 2003.

Wikipédia : [wikivet.net /Laryngotrachite\\_Infectieuse\\_Aviaire](http://wikivet.net/Laryngotrachite_Infectieuse_Aviaire).

Wikipédia : [wikivet.net/Bronchite\\_Infectieuse\\_Aviaire](http://wikivet.net/Bronchite_Infectieuse_Aviaire).

Zoetis.com : [www.zoetis.fr/pathologies/volaille/coccidiose.aspx](http://www.zoetis.fr/pathologies/volaille/coccidiose.aspx).

Zoetis.com :<https://www.zoetis.fr/pathologies/volaille/infection-a-mycoplasma-ou-maladie-respiratoire-chronique.aspx>.

