



Réf :/UAMOB/F.SNV.ST/DEP.BIO/20

MEMOIRE DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME MASTER

Domaine : SNV **Filière :** Science Agronomique
Spécialité : Production et Nutrition Animale

Présenté par :

BOUSSAADI Iman

KENTOUCHE Hassiba

Thème

La Laryngotrachéite infectieuse et son impact sur la chute de ponte chez la poule pondeuse dans le Nord d'Algérie

Soutenu le : 24 / 09 / 2020

Devant le jury composé de :

<i>Nom et Prénom</i>	<i>Grade</i>		
Dr. ABDELLI Amine	MCB.	Univ. de Bouira	Président
Dr. MESSAI Chafik Redha	MCA.	ENSV Alger	Examineur
Dr. SALHI Omar	MCA.	ISV Blida	Promoteur

Année Universitaire : 2019/2020

Remerciements

Nous remercions tout d'abord le bon dieu, de nous avoir donné la force, le courage et la puissance d'accomplir ce modeste travail.

Nous tenons à remercier sincèrement notre promoteur

Dr SALHI Omar, de nous avoir encadrés avec sa cordialité franche et coutumière, on le remercié pour sa patience, pour ces conseils et ces orientations et encouragement.

Nous tenons à exprimer nos reconnaissances envers le président Dr ABDELLI Amine et l'examineur Dr MESSAI Chafik Reda qui ont accepté de juger et d'évaluer notre travail.

Nous saisisons cette occasion pour exprimer notre profonde gratitude à l'ensemble des enseignants de département d'Agronomie, surtout Mme CHERIFI Z, pour ces conseils, orientations et ses encouragements. Mme BENFODIL K, Mme DAABOUZ O, Mme FADHLI et Mr LAMINE S.

Nous adressons nos plus sincères remerciements au centre ORAC (Taghzout), et à tous les employés qui y travaille d'avoir confié des responsabilités et conseils.

Nous tenons également à remercier tous nos proches et à toute personne qui a contribué de près ou de loin à l'élaboration de ce projet.

Merci à tous et à toutes

DEDICACE

*Avant tout, je me prosterne devant le tout puissant **ALLAH** de m'avoir
donné la force et la volonté pour réaliser ce travail*

Je dédie ce travail

*A mon très cher père A ma très chère mère qui avec patience, tendance et
sacrifice durant*

*Toutes mes études, ils m'ont poussé à s'accrocher malgré les obstacles.
Merci pour l'Amour, l'affection et les autres qualités qui vous caractérisent
Et qui font de vous le meilleur des pères et la meilleure des mamans.*

C'est grâce à vous que je suis là aujourd'hui, je suis fière de vous et

Je vous aime

Que dieu vous bénisse vous accordez encore une longue vie.

Je dédie encore :

*A mes chers frères **FARID** et **HAMZA** à mes chères sœurs **KAHINA** et **KATIA***

A toute ma famille, grands et petits.

A mes tantes et mes oncles surtout mon oncle Mustapha

*A toutes mes copines surtout **HAYETTE**, **DOUNIA**, **SABRINA**, **RACHA**
NABILA, **ZAHRA**, Chahinez, **JIHAD**, **SARA**, **SAMIRA** ET **SOURJA***

Pour leur soutien et les bons moments partagés ensemble.

*A mon binôme et ma chère copine **IMANE** qui m'accompagné et aidé à réaliser
ce travail, ainsi que sa famille*

A toute la promotion 2019-2020

A tous ceux que j'aime et ceux qui m'aiment

HASSIBA

Dédicaces

Avant tout, je me prosterne devant le tout puissant ALLAH de m'avoir donné la force et la volonté pour réaliser ce travail

Je dédie ce modeste travail avec grand amour, sincérité et fierté :

A mes trésors de vie

Mes chers parents je vous dois tant. Comment ne pas commencer par vous, vous m'avez offert la vie et vu grandir de jour en jour. Vous m'avez protégé, gâté, vous étiez toujours présents dans les pires moments de ma vie avec vos conseils, vos soutiens. Vous avez toujours montré l'esprit de soutien.

C'est grâce à vous que ma vie est heureuse et que je suis plus forte, vous êtes un modèle de vie pour moi toujours le symbole de douceur, de tendresse, de promesse, de la chaleur d'un amour indéfectible et éternel

Mes chers parents que j'aime plus que tout au monde. Je veux que vous soyez si fiers de moi.

A mes très chers frères Hicham et Walid.

A mes grands-parents, ainsi que toutes mes tantes et mes oncles.

A mes chers cousins et cousines.

A ma copine avec qui j'ai passé de bons moment avec elle mon binôme Hassiba, et mes âmes sœurs Sarah, Souad, Wissem, Ikram, Wissal, Riyane, Amira, Lina, Nessrine, Chahinez, Zahra et à tous mes amis sans exception

A tous qui sont tombés par inadvertance de ma plume.

Iman

Liste d'abréviations

LTI : Laryngotrachéite infectieuse.

VLTI : virus de Laryngotrachéite infectieux.

PCR : Polymerase Chain Reaction

ADN : Acide désoxyribonucléique

KVA : Kilovoltampère

HR : Humidité Relative

EDS : Egg Drop Syndrome

U : unité par kilogramme

Lux (lx) : unité de mesure d'éclairement

g : gramme

h : heure

INRA : Institut National de la Recherche Agronomique

I.T.A.V.I : Institut Technique de l'aviculture

I.T.E.L.V : Institut Technique des élevages

ELISA: Enzyme-Linked Immunosorbent Assay

CEO : Chicken Embryo Origin (origine des Embryons de poulet)

ID: diagnostic innovant

Ac: anticorps

Nm : Nanomètre

DO : densité optique

CV : coefficient de variation

µl : microlitre

°C : degré Celsius

Min : minute

TP : témoins positifs

TN : témoins négatifs

S/P: sample/positive

IC : intervalle de confiance

OR : odd ratio

TCO : Tissue Culture Origin

IB : bronchite infectieuse

Sommaire

Remerciement.	
Dédicace	
Liste des tableaux.	
Liste des figures.	
Liste des abréviations.	
Introduction generale	1

Partie bibliographique

Chapitre I:Etude de la laryngotrachéite infectieuse aviaire.

Introduction.....	3
I.Historique	3
II.Importance économique	4
III. Etiologie	4
III.1 Classification du virus	4
III.2 Morphologie du virus	4
IV. Épidémiologie	5
IV.1 Epidémiologie descriptive	5
IV.2 Epidémiologie analytique.....	6
IV.2.1Espèces affectées	6
IV.2.2 Transmission du virus.....	6
V. Etude Clinique	6
V.1 Période d'incubation.....	6
V.2 Symptômes.....	6
V.3 Morbidité et mortalité.....	8
VI. Lésions	9

VI.1 Lésions macroscopiques.....	9
VI.2 Lésions microscopiques	9
VII. Diagnostic	10
VII.1 Diagnostic épidémio-clinique.....	10
VII.2 Diagnostic de laboratoire	10
VII.3 Diagnostic différentiel	10
IIIX. Traitement.....	10
IX. Prophylaxie	11
IX.1 Vaccination.....	11
IX.1.1 Vaccins à virus vivant modifié.....	11
IX.1.2 Vaccins inactivés	12
Conclusion	12

Chapitre II : Conduite d'élevage de la poule pondeuse

Introduction.....	13
I. Les différentes modes d'élevage.....	13
I.1 Elevage en cage	13
I.2 Elevage au sol.....	14
I.3 Elevage en plein air.....	14
II. Bâtiment d'élevage	15
II.1 Installation du bâtiment	17
II.2 Infrastructures et équipements	17
III. Normes d'élevage	17
III.1 Densité.....	17
III.2 La qualité de l'ambiance.....	18
III.3 Température	18
III.4 L'humidité	19
III.5 Lumière.....	19

III.6 Ventilation	20
III.7 Système de refroidissement de l'air	22
IV. Rationnement	22
IV.1 Objectifs	23
IV.2 Techniques de rationnement	24
Conclusion	24

Chapitre III : Syndrome chute de ponte

Introduction.....	25
I. Définition.....	25
II. Courbe de ponte.....	25
III. Intérêt de la courbe de ponte	26
III.1. Sur le plan zootechnique.....	26
III.2 Sur le plan sanitaire	27
IV. Facteurs influençant les performances de ponte	27
IV.1 Programme lumineux	27
IV.2. Température.....	27
IV.3. La sélection.....	28
IV.4. Alimentation	29
IV.5. Autres facteurs	29
V. Etiologie des chutes de ponte.....	31
V.1 Causes alimentaires	31
V.2 Causes métaboliques	31
V.3 Causes zootechniques.....	31
V.4 Causes infectieuses.....	32
Conclusion	32

Partie expérimentale

I. Objectif	32
II. Lieu et période d'étude.....	32
III. Matériels et méthodes	34
III.1 Enquête du terrain.....	34
III.1.1 Matériels.....	34
III.1.2 Modalités du recueil des données	34
III.1.3 Mise en forme et saisie des données	34
III.1.4 Paramètres étudiés	34
III.2 Etude sérologique	36
III.2.1 Animal	36
III.2.2 Protocole de vaccination.....	36
III.2.3 Diagnostic clinique.....	37
III.2.4 Procédures de prélèvement sanguin.....	37
III.2.5 Méthodes sérologiques.....	38
III.2.6 Interprétation des résultats d'ELISA	43
III.2.7 Observation des facteurs de risque	43
III.2.8 Analyse statistique	44
IV. Résultats.....	45
IV.1 Enquête du terrain	45
IV.1.1 Partie 1 : L'élevage.....	45
IV.1.2 Partie 2 : L.T.I	53
IV.1.3. Partie 3 : Chute de pont.....	69
IV.2 Etude sérologique.....	83
V. Discussion	86

V.1 Enquête	86
V.2 Etude sérologique	86
V.2.1 Score sérologique.....	86
V.3 Etude clinique	87
V.4 Les facteurs de risque.....	88
Conclusion	91
Recommandations	92
Références bibliographiques	
Annexe	
Résumé	

Liste des tableaux

Tableau 1: La durée d'éclairage	20
Tableau 2: L'effet négatifs de l'augmentation de température.....	28
Tableau 3: Caractéristiques de la production de différentes souches	29
Tableau 4: Effet de la teneur en huile et en acide linoléique sur les performances des pondeuses durant la période 21-73 semaines	30
Tableau 5: Influence de différentes huiles incorporées à raison de 2% sur le poids de l'œuf	30
Tableau 6: Souches vaccinales LTI disponibles sur le terrain en Algérie.....	36
Tableau 7: Critères de l'interprétation des titres d'anticorps obtenus sur ELISA.	43
Tableau 8: La région d'étude.....	45
Tableau 9: Expérience des vétérinaires.	46
Tableau 10: L'importance de l'activité avicole	47
Tableau 11 : L'état de suivi d'élevage de poule pondeuse.....	48
Tableau 12: Les modes d'élevages les plus rencontrés sur terrain.	49
Tableau 13: Le type des bâtiments le plus rencontré.	50
Tableau 14: Fréquence de consultation du poulailler.	51
Tableau 15: Les souches les plus rencontrés de poule pondeuse.	52
Tableau 16: Les pathologies virales fréquentes en élevage de poule pondeuse	53
Tableau 17: Les pathologies virales fréquentes en élevage de poule pondeuse	54
Tableau 18: La rencontre des cas de LTI durant l'année.	55
Tableau 19: La fréquence d'apparition de LTI en élevage de poule pondeuse.	57
Tableau 20: La manifestation de LTI sur le plan clinique.....	58
Tableau 21: La manifestation de LTI sur le plan lésionnel	59
Tableau 22: Taux de morbidité	60
Tableau 23: L'accompagnement de la mortalité à la LTI.	60
Tableau 24: Le taux de mortalité accompagné a la LTI.....	61
Tableau 25: Les manifestations clinique observées en cas de la maladie de LTI.	62
Tableau 26: Les déférentes lésions observées lors de l'autopsie.....	64
Tableau 27: Les causes de la LTI.....	65
Tableau 28: La saison de la présence de la LTI.....	66
Tableau 29: La phase d'élevage la plus touchée.....	67
Tableau 30: Le type de diagnostic réalisé par les vétérinaires.	68
Tableau 31: Les accidents de ponte recueillir au pris des vétérinaires	69
Tableau 32: Taux de chute de ponte observés.	70
Tableau 33: Estimations de la durée de ces chutes de ponte.	71
Tableau 34: L'âge où la chute de ponte se présente.....	72
Tableau 35: Les origines des chutes de ponte	73
Tableau 36: La fréquence des pathologies virales les plus rencontrés.....	74
Tableau 37: Fréquence de production d'œufs anormaux	75
Tableau 38: Aspect des œufs anormaux.	76
Tableau 39: L'accompagnement de la mortalité à la chute de ponte.....	77
Tableau 40: Taux de mortalité accompagné aux chutes de ponte	78
Tableau 41: Présence des symptômes associe à la chute de ponte	79
Tableau 42: Les symptômes associés aux chutes de ponte.	80
Tableau 43: Les maladies contre lesquelles les poules ont été vaccinées	81
Tableau 44: Fréquence de confirmation par un Test sérologique en cas de LTI.....	82

Tableau 45: Score sérologique de la LTI dans 48 élevages de poules pondeuses	83
Tableau 46: Sensibilité (%) et spécificité (%) du diagnostic, avec un intervalle de confiance (IC) de 95% et une prévalence réelle du test basée sur les signes lésionnels et cliniques de la LTI.....	84
Tableau 47: Effets de différents facteurs de risque sur la séropositivité pour l'ILT dans 48 élevages de poules pondeuses.	85

Listes des figures

Figure 01: Micrographie électronique d'une cellule infectée par le VLTI (agrégations des particules virales)	5
Figure02: Dyspnée d'un poulet lors de la LTI avec expectoration du sang	7
Figure 03: Conjonctivite d'une poule atteint de la LTI.....	7
Figure 04 : Poule présente des difficultés respiratoire	7
Figure 05: Trachéite de différents degrés de LTI : Hémorragie (01) ; Fibrino-hémorragique (02) ; Caséuse (03).....	8
Figure 06: Elevage à la cage	13
Figure 07: Elevage au sol (volières).....	14
Figure 08: Elevage en plein air	15
Figure 09: Le silo de stockage et de réserve d'aliment et la chambre	16
Figure 10: Bâtiment d'élevage	16
Figure 11: Armoire de commande	19
Figure 12: Vue d'extérieure d'extracteur du bâtiment	21
Figure 13: Vue d'intérieure d'extracteur du bâtiment	21
Figure 14: Système d'humidification (Pad-cooling)	22
Figure 15: Les chariots de distribution d'aliment.	23
Figure 16: La courbe théorique de ponte chez la poule pondeuse d'œufs de consommation .	26
Figure 17: Carte géographique renprésentant la localisation des régions d'étude.....	33
Figure 18: Les types des bâtiments d'élevages.....	36
Figure 19: Technique de prélèvement (veine alaire)	38
Figure 20: Les étapes de décantation du sérum.	38
Figure 21: Kit ELISA utilisée	39
Figure 22: Lecteur et laveur ELISA	40
Figure 23: Un histogramme représentatif de la région d'étude	46
Figure 24: Un histogramme représentatif de l'expérience des vétérinaires	47
Figure 25: Diagramme circulaire représentatif de l'importance de l'activité avicole.....	48
Figure 26: Diagramme circulairereprésentatif de L'état de suivi d'élevage de poule pondeuse	49
Figure 27: Histogramme représentatif des modes d'élevages les plus rencontrés sur terrain. .	50
Figure 28: Histogramme représentatif du type des bâtiments le plus rencontré.....	51
Figure 29: Histogramme représentatif de fréquence de consultation du poulailler.	52
Figure 30: Histogramme représentatif des souches les plus rencontrés de poule pondeuse. ...	53
Figure 31: Histogramme représentatif des pathologies fréquentes en élevage de poule pondeuse	54
Figure 32: Histogramme représentatif des pathologies virales fréquentes en élevage de poule pondeuse	55
Figure 33: Diagramme circulaire représentatif de la rencontre des cas de LTI durant l'année	56
Figure 34: Histogramme représentatif de la fréquence d'apparition de LTI en élevage de poule pondeuse.	57
Figure 35: Histogramme représentatif de la manifestation de LTI sur le plan clinique.....	58
Figure 36: Histogramme représentatif de La manifestation de LTI sur le plan lésionnel.	59
Figure 37: Histogramme représentatif du Taux de morbidité.....	60

Figure 38: Diagramme circulaire représentatif de L'accompagnement de la mortalité à la LTI.	61
Figure 39: Histogramme représentatif du taux de mortalité accompagné à la LTT	62
Figure 40: Histogramme représentatif des manifestations clinique observées en cas de la maladie de LTI.	63
Figure 41: Histogramme représentatif des différentes lésions observées lors de l'autopsie. ...	65
Figure 42: Histogramme représentatif des causes de la LTI	66
Figure 43: Histogramme représentatif de La saison de la présence de la LTI.....	67
Figure 44: Histogramme représentatif de la phase d'élevage la plus touchée.	68
Figure 45: Diagramme circulaire représentatif du type de diagnostic réalisé par les vétérinaires.	69
Figure 46: Histogramme représentatif des accidents de ponte recueillir au pris des vétérinaires	70
Figure 47: Histogramme représentatif du Taux de chute de ponte observés.....	71
Figure 48: Histogramme représentatif de l'estimation de la durée de ces chutes de ponte.....	72
Figure 49: Histogramme représentatif de L'âge où la chute de ponte se présente.	73
Figure 50: Histogramme représentatif des origines de la chute de ponte.....	74
Figure 51: Histogramme représentatif de la fréquence des pathologies virales les plus rencontrés en élevage de poule pondeuse.	75
Figure 52: Histogramme représentatif de la fréquence de production d'œufs anormaux.	76
Figure 53: Histogramme représentatif de l'aspect des œufs anormaux.	77
Figure 54: Histogramme représentatif de l'accompagnement de la mortalité à la chute de ponte.	78
Figure 55: Histogramme représentatif du taux de mortalité accompagné aux chutes de ponte.	79
Figure 56: Histogramme représentatif de la présence des symptômes associe à la chute de ponte.	80
Figure 57: Histogramme représentatif des symptômes associés aux chutes de ponte.	81
Figure 58: Histogramme représentatif des maladies contre lesquelles les poulettes ont été vaccinées.	82
Figure 59: Diagramme circulaire représentatif de la fréquence de confirmation par un Test sérologique en cas de LTI.	83

Introduction

La Laryngotrachéite infectieuse (ILT) est une maladie virale respiratoire hautement contagieuse des poulets, entraînant des pertes économiques considérables, conséquence d'une mortalité élevée et d'une diminution de la ponte. Le virus (VLTi) appartient au genre des Iltovirus, de la famille des Herpesviridae et de la sous-famille des Alphaherpesvirinae (**Hidalgo, 2003 ; Alaraji et al, 2019**).

La maladie est caractérisée par deux formes ; épizootique sévère et enzootiques légère. Le plus grave se manifeste par des problèmes respiratoires tels que dépression, halètement, trachéite hémorragique, expectorations de mucus sanglant et taux de mortalité élevé. Ensuite, la forme enzootiques légère, est plus présente dans les industries avicoles développées avec une expression clinique variée comme la trachéite mucoïde, la sinusite, la conjonctivite, la non-économie générale et un faible taux de mortalité (**Munuswamy et al, 2019 ; García et spat, 2020**).

Les facteurs de risque tels que les barrières sanitaires et les mesures d'hygiène jouent un rôle important dans la gravité des maladies virales dans les fermes touchées (**Tesfaye et al, 2019 ; Ahaduzzaman et al, 2020**). En fait, la forte contagiosité de la LTI est due à la facilité de transmission et de propagation du virus qui est facilitée par les poussins, les poulets et les fomites, le manque de mesures de biosécurité, le déplacement des animaux affectés et la dissémination de litière contaminée (**García et spat, 2020**). Les signes de maladies respiratoires ne sont pas évocateurs, même lorsque des bouchons trachéaux avec hémorragie muqueuse sont observés (**García et spat, 2020**). Bien que les résultats de lésions macroscopiques et les signes cliniques des oiseaux malades puissent aider à diagnostiquer la maladie, la confirmation de la maladie par un test de laboratoire est toutefois nécessaire (**Magouz et al, 2018**). L'histopathologie et les méthodes de PCR en temps réel sont les deux techniques fortement recommandées pour cette maladie. Le test ELISA (Enzyme Linked Immunosorbent Assay) est également utile pour le diagnostic des maladies virales (**Aras et al, 2018 ; Rahman et al, 2018**). E.L.I. S.A s'est avérée être une méthode sensible pour mesurer les anticorps anti-VLTI, souvent utilisés, pour leurs avantages (**García et spat, 2020**).

Depuis 2017, l'Algérie reste un pays indemne de la maladie. On assiste sur le terrain à des formes cliniques très proches de la description de la laryngotrachéite infectieuse. Après cela, le vaccin LTI a été utilisé et ajouté au protocole de vaccination suivi en Algérie.

L'objectif de notre étude était de mettre en évidence la circulation du virus LTI sauvage sur les troupeaux de poules pondeuses en Algérie. Une enquête épidémiologique, des signes cliniques, des lésions post-mortem et des tests sérologiques (ELISA) ont été réalisés afin d'évaluer les facteurs de risque associés à la LTI dans les élevages suspects.

Notre travail est devisé en deux parties :

Une première partie bibliographique contenant trois chapitres dont :

- L'étude de la Laryngotrachéite infectieuse
- Conduite d'élevage de poule pondeuse
- Syndrome chute de ponte.

Une deuxième partie expérimentale composée de :

- Une enquête épidémiologique sur l'élevage de poule pondeuse, la maladie Laryngotrachéite infectieuse et syndrome chute de ponte.
- Une étude sérologique sur la Laryngotrachéite Infectieuse et les facteurs de risque associés à cette maladie

Chapitre I : Etude de la Laryngotrachéite Infectieuse Aviaire

Introduction

La Laryngotrachéite infectieuse aviaire (LTI) est une maladie respiratoire, très contagieuse causée par un *herpesvirus* qui affecte principalement les poulets, avec des conséquences graves pour la production en raison de la mortalité et /ou baisse de la production d'œufs, et qui doivent être signalées aux unités des services vétérinaires officiels (Guy, 2003).

Ces dernières années la Laryngotrachéite infectieuse (LTI) est réapparue sous une forme apparemment très légère posant des problèmes dans les élevages de poules pondeuse (Barhoom, 2009 ; Shan-Chia, 2010). Seulement quelques oiseaux dans un élevage infecté peuvent montrer les signes respiratoires classiques et la mortalité peut être faible avec une chute de ponte pouvant atteindre 30 % (Gomes, 2008).

I. Historique

Cette maladie a été décrite la première fois en 1925 par May et Tittsler (May *et al.*, 1925), cependant quelques références indiquent son existence avant cette date (Beach, 1926 ; Beach, 1930 ; Hinshaw 1931). Elle a été appelée Laryngotrachéite, la grippe diphtérie et pneumonie (May *et al* 1925). Quelques premiers investigateurs se sont également référés à la maladie en tant que bronchite infectieuse. En 1931 le nom Laryngotrachéite infectieuse aviaire venait à être adopté par le Comité spécial sur les maladies des volailles de l'Association américaine des médecins vétérinaires (Beach, 1930 ; Beaudette, 1937).

L'étiologie virale de LTI a d'abord été démontrée par (Beaudette en 1937), étant la première maladie virale des volailles contre laquelle un vaccin a été développé (Beaudette, 1937). En 1963, (Cruickshank *et al*)ont démontré que l'étiologie de la LTI est un herpesvirus.

II. Importance économique

La description de la LTI dans de nombreux pays reste un souci majeur dans l'aviculture intensive, caractérisée comme une pathologie importante quand elle se produit avec une épidémie (**Guy, 2003**). Les épidémies de la forme clinique modérée sont communes chez les poules pondeuses et sporadiques chez le poulet de chair (**Saepulloh, 2004**).

Son importance économique est liée aux pertes dues à la mortalité et/ ou diminution de la production d'œufs. Des pertes catastrophiques dans les zones de productions intensives ont été causées par la propagation du virus sauvage et le virus vaccinal. La diminution du taux de ponte est modérée allant de 5% à 15% sans altérer les caractéristiques de la coquille. La mortalité varie sensiblement de 10% à 20% et peut atteindre des valeurs aussi élevées que 50% à 70% (**Callison et al, 2007 ; Hinshaw, 1931 ; Seddon, 2007**).

III. Etiologie

III.1 Classification du virus

Le virus de Laryngotrachéite infectieux (VLTi) appartient à la famille des *Herpesviridae*, superfamille des *Alphaherpesvirinae*. Le virus est taxonomiquement identifié comme *herpesvirus I des gallinacés* et il est classé dans le genre *Iltovirus* (**Davison et al., 2005 ; Roizman B, 1982 ; McGeoch et al., 2000 ; McGeoch et al., 2006**).

III.2 Morphologie du virus

Les micrographes électroniques obtenus sur des cultures de cellules d'embryon de poulet infectées par le virus de la LTI démontrent la présence des particules virales icosaédres. **Watrach et al (1963)** ont décrit les nucléocapsides hexagonales de VLTi de 80 à 100 nm de diamètre. Les nucléocapsides présentent une symétrie icosaèdre et elles sont composées de 162 capsomères prolongées. La particule virale a un diamètre de 195 à 250 nm, elle comporte une enveloppe irrégulière entourant la nucléocapside. L'enveloppe contient les spicules des glycoprotéines virales (**Cruickshank et al. 1963 ; Watrach A.M et al, 1963**).

Ce virus ne résiste pas aux antiseptiques habituels et il est détruit par la lumière du soleil, par des hautes températures (56°C).

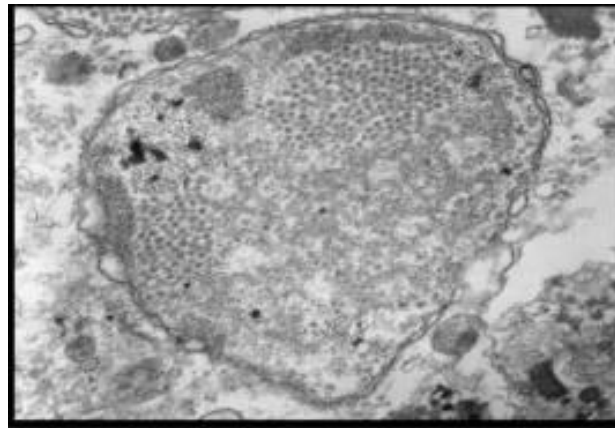


Figure 1: Micrographie électronique d'une cellule infectée par le VLTI (agrégations des particules virales) (**James S. Guv et al., 2008**)

IV. Épidémiologie

IV.1 Epidémiologie descriptive

La LTI a une répartition géographique cosmopolite, elle est cyclique dans les zones endémiques, surtout dans les zones à forte densité de production (**Brandly, 1936 ; Tablanteet al. 2009**).

Les données sur la prévalence sont rares dans la littérature, Cependant on peut mentionner qu'en 2009, **Barhoom** observe en Palestine, sur 3 élevages de poules pondeuses, une séroprévalence de 100 %. **Ebrahimi et al** en **2003**, dans une étude portée sur 5 élevages de poules pondeuses (en Iran) a trouvé une prévalence La LTI a une répartition géographique cosmopolite, elle est cyclique dans les zones endémiques, surtout cet élevage de 100 %. **Johnson et al** en **2004** a montré que 57,1% des élevages de poulets de chair et de reproductrices étaient positifs pour la LTI.

En Norvège, des données du programme de surveillance durant 6 années (1998-2004) montrent l'absence de toute infection de la LTI dans les élevages de poules pondeuses et reproductrices chair (**Heieret al, 2004**). Très récemment, au Brésil, **Gomes (2008)** a rapporté une prévalence assez importante dans la région de Bastos (59.4%) dans des élevages de poules pondeuses durant 4 ans (de 2002 à 2006). L'étude a été menée suite au signalement de l'apparition des signes respiratoires atypiques dans les élevages de poules pondeuses de la région de Bastos.

IV.2Epidémiologie analytique

IV.2.1Espèces affectées

Le poulet est l'hôte naturel du virus, quel que soit son âge, bien que les signes caractéristiques de la maladie s'observent le plus souvent chez l'adulte (plus de 3 semaines d'âge). La multiplication virale est en général limitée à la sphère respiratoire, les animaux ne présentant donc pas de virémie (**Bagust et al., 1986 ; Hitchner et al., 1977 ; Winterfield et So, 1968**).

Il semble que les pigeons, colombes, moineaux, étourneaux, corbeaux, canards, pintades soient réfractaires à l'infection (**Beach, 1931**) ; cependant, (**Yamada et al, 1980**) ont rapporté l'infection subclinique et la séroconversion chez les canards.

IV.2.2 Transmission du virus

La transmission du virus se fait par contact direct entre oiseaux, par la litière ou par l'utilisation de matériel contaminé. La transmission du virus contenu à l'intérieur ou à l'extérieur de l'œuf n'a pas été démontrée (**Bagust et al., 2000 ; Guy et al., 2008**). Les voies d'entrée naturelles sont les voies respiratoire et oculaire (**Beaudette F.R, 1937**). L'ingestion peut également être un mode d'infection (**Robertson et al 1981**). Après l'infection, le VLTI se réplique dans l'épithélium du larynx et de la trachée. Les particules virales sont présentes dans les tissus trachéaux et sont sécrétées pendant 6-8 jours. Le virus peut rester dans la trachée à 10 jours (**Bagust, 1986 ; Hitchner et al. 1977 ; Williams, 1992**).

V. Etude Clinique

V.1 Période d'incubation

Les signes cliniques apparaissent généralement 6 - 12 jours suivant l'exposition naturelle (**Kernohan, 1931**). L'inoculation expérimentale par la voie intra-trachéale a une période d'incubation plus courte (de 2-4 jours) (**Benton et al. 1958**) (**Jordan, 1993**).

V.2 Symptômes

Cliniquement, la plupart des troupeaux présentent une maladie respiratoire sévère comprenant des difficultés respiratoires et l'expectoration de sang d'origine trachéale. D'autres troupeaux n'auront qu'une maladie respiratoire modérée et une conjonctivite (**Guy et al, 2008**). Dans certains troupeaux de pondeuses il peut n'y avoir aucun trouble de la ponte alors que dans d'autres cas on peut observer une diminution du taux de production des œufs de 5 à 15% sans modification de la qualité de la coquille (**Sherrill Davison, 2009**).



Figure 2:Dyspnée d'un poulet lors de la LTI avec expectoration du sang (Lounas ,2011)



Figure 3:Conjonctivite d'une poule atteint de la LTI (Lounas ,2011)



Figure 4 : Poule présente des difficultés respiratoires (Lounas,2011)

La Laryngotrachéite infectieuse présente des évolutions différentes

- **Forme aigue**

C'est la forme la plus rencontrée lors d'épizootie, les troubles généraux et la détresse respiratoire sont graves, il y a rejet d'un mucus sanguinolent ou de sang nature par le bec, la mortalité pouvant atteindre 50%.

Une lumière obstruée de la trachée par de caillots sanguins mêlés de mucus ou d'exsudat caséux et une inflammation suraigüe hémorragique.

- **Forme subaiguë**

La morbidité est de 2-3%, la mortalité est rare. Les râles et la toux sont plus discret avec un rejet de matière caséuse plus une sinusite infra orbitaire et un abondant larmolement, accompagnés d'une chute de ponte réduite et d'une croissance dégradée.

Un exsudat plus caséo-muqueux qu'hémorragique avec présence de fausse membrane.

- **Forme chronique**

La mortalité est faible, les oiseaux montrent les signes d'un coryza (toux, éternuement, conjonctivite, sinusite) accompagnée d'une chute de ponte, la mort survient par étouffement.

La formation de fausses membranes dans la trachée avec des lésions occasionnelle : on remarque une pneumonie aérosacculite, les infections bactériennes secondaires sont rarement observées conjointement à la LTI.

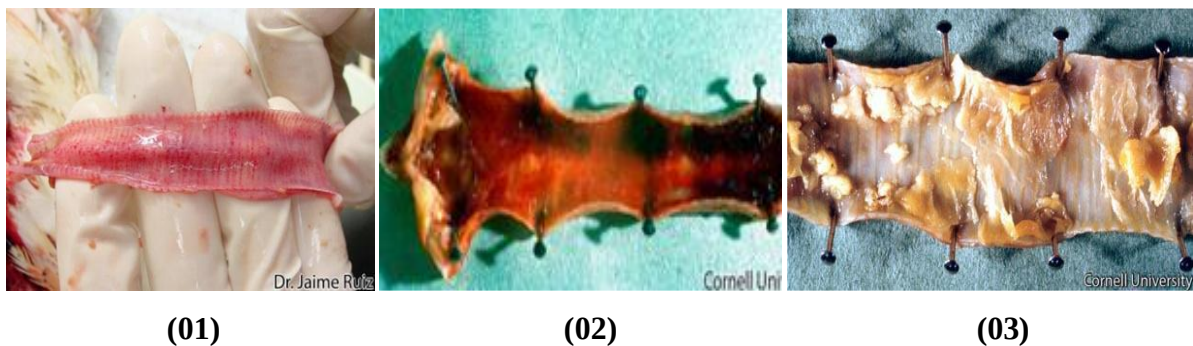


Figure 5 : Trachéite de différents degrés de LTI : Hémorragie (01) ; Fibrino-hémorragique (02) ; Caséuse (03) (**Lounas , 2011**)

V.3 Morbidité et mortalité

Les formes épizootiques de la LTI causent un taux de morbidité très élevé (**Beach, 1926 ; Hinshaw, 1931 ; Guy, 2008**). Cependant, Les formes enzootiques légères de la maladie causent une morbidité très basse (5%) (**Linares, 1994**).

Le taux de mortalité présente de grandes variations selon les troupeaux. Chez les poulets, ce taux peut varier de 0.7% à 50%. Chez les poulettes, le taux de mortalité varie de 1.3% à 16% alors que chez les pondeuses, il varie de 0% à 12%. Le taux de mortalité

journalier chez les poulettes et les pondeuses n'est pas caractéristique alors que celui des troupeaux de poulets non vaccinés double chaque jour après le début des symptômes (**Jordan, 1963**).

VI. Lésions

VI.1 Lésions macroscopiques

Les lésions nécropsiques sont essentiellement localisées à la trachée. Occasionnellement, on observe une pneumonie et une aérosacculite. La lésion macroscopique la plus fréquente est une hémorragie avec ou sans présence de matériel caséux dans la trachée ; cependant certains troupeaux ne présentent pas la forme classique de la maladie. Dans ces troupeaux les seules lésions peuvent être une conjonctivite, une sinusite une trachéite mucoïde .Cependant les oiseaux infectés expérimentalement par aérosol présentent toujours des lésions du poumon et des sacs aériens (**Purcell et al. 1969**).

Les infections bactériennes secondaires sont rarement observées conjointement à la LTI. Cependant, chez les poulets atteints par la LTI à l'âge de 3 à 4 semaines et restant sur le terrain pendant encore 3 à 4 semaines avant l'abattage, une aérosacculite sévère due à *Escherichia coli* a pu être observée. Il est aussi rare d'observer des infections virales concomitantes (**Sherrill Davison, 2009**).

VI.2 Lésions microscopiques

Les lésions microscopiques varient avec l'étape de la maladie. Les premiers changements microscopiques intéressent la muqueuse trachéale ; perte de cellules et infiltration de la muqueuse par des cellules inflammatoires. À mesure que l'infection virale progresse, les cellules épithéliales respiratoires agrandissent, perdent des cils, et deviennent œdémateuses. Des cellules multi nucléaires (syncytium) sont formées, et des lymphocytes, histiocytes, et des cellules de plasma émigrent dans la muqueuse et le sou muqueuse après 2 à 3 jours. Plus tard, la destruction et la desquamation des cellules donnent une surface de muqueuse couverte par une couche mince des cellules basiques et l'hémorragie peut se produire dans les cas de destruction épithéliale grave avec rupture des capillaires sanguins. Des corps d'inclusions intranucléaires sont trouvés dans les cellules épithéliales en 3 jours post-infection. Les corps d'inclusion sont généralement présents seulement aux premières étapes de l'infection (1-5 jours) (**VanderKop, 1993 ; Guy et al, 1992**).

VII. Diagnostic

VII.1 Diagnostic épidémio-clinique

En général, le diagnostic de la LTI exige l'aide de laboratoire parce que d'autres agents pathogènes respiratoires de volaille peuvent causer des signes cliniques et des lésions semblables. Seulement dans les cas de la maladie aiguë grave avec un taux de mortalité élevée et l'expectoration du sang, la LTI peuvent être diagnostiqués sur la base des signes cliniques. Autrement, le diagnostic de la LTI devrait être basé sur une ou plusieurs procédures confirmatoires du diagnostic de laboratoire (**Tripathy et al. 1989**).

VII.2 Diagnostic de laboratoire

Historiquement le diagnostic rapide de la LTI était réalisé à partir des lésions nécropsiques, de l'examen histologique, de l'isolement viral ou de la mise en évidence des anticorps par immunofluorescence (**Hanson et al, 1991**). D'autres tests ont été utilisés pour le diagnostic de la LTI, dont les tests avec les sondes à ADN non-radioactives (**Keam et al, 1991 ; Eva Nagy, 1992**), à l'immunoperoxydase (**Guy et al, 1992**), ELISA (**York et al, 1988**), la microscopie électronique et la PCR (**Williams et al.,1994**). Plus récemment le test PCR a été développé pour la mise en évidence de l'ADN viral sur les tissus inclus dans la Paraffine après fixation dans le formol (**Oldoni et al, 2008**).

Il y a une forte corrélation entre l'examen histopathologique et la détection par le test PCR dans les cas de la LTI, ce dernier test étant considéré comme un outil supplémentaire pour l'identification rapide du virus de la LTI (**Shan-Chia, 2010 ; Julie et al, 2006 ; MyongGuk Han et al, 2001**).

VII.3 Diagnostic différentiel

La maladie respiratoire liée à LTI doit être distinguée d'autres germes pathogènes respiratoires des volailles pouvant causer des signes cliniques et des lésions semblables. Ceux-ci incluent la forme diphtérique du poxvirus et des infections causées par le virus de la maladie de Newcastle, le virus de l'influenza aviaire, le virus de la bronchite infectieuse, adénovirus des volailles, et *Aspergillus spp* (**James S et al, 2008 ; Chacón et al., 2007**).

IIIX. Traitement

Aucun médicament ne s'est avéré efficace dans la réduction de la sévérité des lésions ou de soulager les signes de la maladie. Si un diagnostic précoce de LTI est obtenu, la

vaccination des oiseaux non infectés peut induire une protection adéquate avant qu'ils deviennent exposés (**James et al, 2008**).

IX. Prophylaxie

La lutte contre la LTI passe tout d'abord par des mesures strictes de biosécurité. La vaccination et l'infection conduisent à la latence du virus dans certains tissus durant toute la vie de l'animal. Il ne faut donc pas mélanger des animaux naïfs avec des animaux vaccinés ou guéris. Pour le contrôle d'une manifestation de la LTI, l'approche la plus efficace est d'obtenir un diagnostic rapide, d'instaurer un programme de vaccination, et d'empêcher une éventuelle diffusion de virus. La vaccination lors d'une manifestation limite efficacement la propagation du virus et raccourcit la durée de la maladie. La diffusion du VLTI entre les différents élevages peut être empêchée par la mise en place de mesures appropriées de biosécurité (**James et al, 2008 ; Gerald Ollis, 2008 ; Eric et al, 2005**).

IX.1 Vaccination

La vaccination s'est avérée être une méthode satisfaisante pour développer une résistance dans les populations de poulet sensibles. On recommande l'usage du vaccin seulement dans les secteurs géographiques où la maladie est endémique, Puisque l'immunisation peut résulter chez les oiseaux infectés latents ou porteurs (**Guy et al, 2008**).

Plusieurs types de vaccins sont développés contre le VLTI :

IX.1.1 Vaccins à virus vivant modifié

Une attention particulière doit être donnée aux procédures d'administration du vaccin pour assurer une immunisation adéquate ; il faut s'assurer que la dose du virus est suffisante pour fournir l'immunisation efficace, et quand il s'agit des vaccins à virus vivants modifiés les manipuler avec soin en suivant les instructions des fabricants pour le stockage, la suspension, dilution, et application (**Hitchner, 1969**).

L'administration du vaccin à virus vivant modifié de la LTI dans l'eau de boisson ou par pulvérisation sont les méthodes souhaitables pour l'application massive de ces vaccins ; cependant, plusieurs problèmes ont été associés à ces voies d'inoculation. **Robertson et Egerton (1981)** et **Hilbink et al (1981)** ont démontré que l'administration des vaccins de la LTI dans l'eau de boisson a comme conséquence une proportion élevée de poulets qui ne développent pas une immunité protectrice. La réussite de la vaccination dans l'eau de boisson exige que le virus vaccinal entre en contact avec les cellules épithéliales nasales en raison de

l'aspiration du virus par les narines. Les études de **Robertson et Egerton (1981)** et **Robertson et al (1981)** ont prouvé que celle-ci s'est produite rarement chez les poulets vaccinés dans l'eau de boisson. L'application incorrecte des vaccins de la LTI par la pulvérisation peut induire des réactions défavorables en raison de l'atténuation insuffisante du virus vaccinal, la pénétration profonde dans l'appareil respiratoire due à la petite taille de gouttelettes (**Purcell, et al, 1974**) ou dose excessive (**Clarke et al., 1980**).

IX.1.2 Vaccins inactivés

Des vaccins expérimentaux ont été préparés à partir du VLTI entièrement inactivé (**Guy et al 1991 ; Fahey et al, 1983**) ou des préparations des glycoprotéines du VLTI purifiées (**York et al, 1990**). Ces vaccins ont montré une stimulation des réponses immunitaires chez les poulets à des degrés variables de protection après inoculation du VLTI. Cependant, l'utilisation de ces vaccins sur le terrain est peu probable et due au coût élevé de la préparation et de la livraison (**Guy et al 2008**).

Conclusion

La LTI est la première maladie contre laquelle un vaccin aviaire est développé, C'est une maladie respiratoire se manifestant sur plusieurs formes : sévère, modérée et très légère. Des études récentes montrent que la LTI est réapparue chez la poule pondeuse sous une forme très légère pouvant induire des pertes économiques énormes en termes de production (chute de ponte pouvant dépasser les 30% (**Johnson et al 2004 ; Gomes, 2008**)). Son diagnostic sur le terrain est alors délicat en première intention et le recours au laboratoire représente un moyen de confirmation de l'infection.

Chapitre II : Conduite d'élevage de la poule pondeuse

Introduction

L'élevage de poulette future pondeuse peut être réalisé en batterie ou, plus fréquemment au sol les 18 premières semaines de la vie d'un poussin sont décisives. Durant cette application d'une bonne conduite d'élevage va permettre à la poule d'exprimer pleinement son potentiel génétique durant la ponte. Les erreurs commises durant cette période (1-18 semaines) ne peuvent généralement pas être corrigées durant la période de ponte.

La productivité d'un lot dépend pour une large part de la réussite de la période d'élevage et du poids l'entrée en ponte (**Saveur, 1988**).

I. Les différentes modes d'élevage

I.1 Elevage en cage

Ce type d'élevage est souvent appelé élevage en batterie. La cage offre une surface de 550 cm² par poule, ce qui correspond à cinq poules par cage. Chaque cage fait 50 cm de hauteur sur 65% de sa surface et pas moins de 35 cm en tout point. L'inclinaison du sol grillagé ne doit pas être au-delà de 8°. L'eau et la nourriture sont en libre accès, avec 10 cm de mangeoire minimum par poule.

Le bâtiment est de type fermé, la ventilation est de type mécanique et le programme lumineux est appliqué avec une faible intensité lumineuse. Ce système d'élevage a été remis en cause en termes de bien-être animal. Ce mode d'élevage n'est plus autorisé dès le premier janvier 2012 en Europe (**Kouba et al, 2010**)



Figure 6 : Elevage à la cage (Harlander, 2015)

I.2 .Elevage au sol

Dans ce mode de logement, l'élevage est réalisé en bâtiment intégral. Deux types de bâtiments sont distingués : bâtiment d'un seul étage de caillebotis, mangeoires et abreuvoirs (élevage dit : au sol) ou plusieurs étages (élevage dit : en volière).



Figure 7 : Elevage au sol (volières)(Guerin et Molette, 2007)

I.3Elevage en plein air

Dans ce système de production, les poules ont accès à un parcours en plein air. La densité sur le parcours est au minimum de 4 m² par poule. Les critères à respecter portent essentiellement sur les conditions d'élevage, l'alimentation doit être d'origine végétale avec un minimum de 50% de céréales et la sélection qualitative des œufs produits. Le ramassage des œufs est réalisé deux fois par jour. Autres normes : les niveaux superposés sont interdits. la densité maximale est de 9 poules par m² dans les bâtiments et de 5 m² par poule sur le parcours.



Figure 8 : Elevage en plein air (Guerin et Molette, 2007)

II. Bâtiment d'élevage

Le bâtiment doit permettre d'assurer des conditions d'ambiance qui répondent le mieux possible aux exigences bioclimatique des volailles pour assurer le confort. Chez la poule pondeuse, on conçoit des bâtiments de type obscur (sans fenêtres) pour assurer une bonne maîtrise du programme d'éclairément (**Drouin et Amande, 2000**).



Figure 9 : Le silo de stockage et de réserve d'aliment et la chambre (Messili N, 2018)



Figure 10 : Bâtiment d'élevage (Messili N, 2018)

II.1 Installation du bâtiment

L'emplacement du bâtiment choisi doit être :

- Loin des habitats.
- Disponibilité de l'eau, de l'électricité.
- Loin des zones humides.
- Loin des zones urbaines.

II.2 Infrastructures et équipements

A l'intérieur de centre, on trouve les constructions préfabriquées et équipements suivants :

- L'autoluve juste à l'entrée.
- L'administration de l'unité.
- Les locaux du service de production et de maintenance.
- Les douches.
- L'adoucisseur (pour filtrer l'eau des puits).
- Le magasin pour le stockage des équipements.
- La chambre froide, en voûte, conçue pour le stockage des œufs.
- Quatre bâtiments d'élevage pontent de type obscur.
- Un transformateur et un groupe électrogène d'une puissance de 240 KVA.
- Un incinérateur.
- Deux forages.
- Deux bâches à eau de capacités respectives de 20m³ et 100m³ (réserve).

III. Normes d'élevage

Pour assurer une meilleure extériorisation des performances, l'éleveur est appelé à respecter toutes les normes d'élevage (densité, conditions d'ambiance, équipements).

III.1 Densité

Il est recommandé que chaque poule doit disposer d'une surface de 550 cm², Mais dans les pays chauds, cette surface est insuffisante pour permettre une bonne ventilation du bâtiment afin d'éviter les mortalités par hyperthermie.

Après le transfert, les poulettes doivent être abreuvées dès leur installation dans le bâtiment de ponte.

Si les poulettes sont élevées au sol et abreuvées dans des abreuvoirs ronds, il faut leur apprendre à repérer les pipettes pour ne pas compromettre le démarrage.

III.2 La qualité de l'ambiance

L'ambiance dans laquelle vivent les volailles à un rôle primordial pour le maintien des animaux en bon état de santé et pour l'obtention de résultats zootechniques correspondant à leur potentiel génétique. Un bâtiment de structure correcte doit permettre à l'éleveur de mieux maîtriser tout au long du cycle de production. Différentes variables, composent la qualité de l'air ambiant au niveau de la zone de vie des oiseaux.

La gestion de ces variables est toujours la résultante de meilleur compromis possible obtenu par l'éleveur en fonction des conditions climatiques, de la qualité du bâtiment, de la densité et du poids des animaux (**Alloui, 2005**).

III.3 Température

La température est contrôlée automatiquement par l'armoire de commande. L'alarme est activée en cas de baisse ou d'augmentation de température. Toute augmentation de la température au-delà de 30°C, cause une perturbation de l'équilibre de la consommation d'aliment, ce qui entraîne une diminution de la productivité. Les effets néfastes de la chaleur en climat chaud et en saison chaude, peuvent être réduits par :

- Isolation de la toiture
- Utilisation d'un pad-cooling
- Limiter la densité.
- Augmentation de la vitesse de l'air (ventilation, avoir des cages conçues) (**ISA, 2005**).



Figure 11 : Armoire de commande (Messili N, 2018)

III.4 L'humidité

Une humidité élevée au-delà de 70 à 75% favorise l'apparition des maladies respiratoires qui se répercutent sur la production.

En effet, en été à une température de 28°C, l'humidité correspond à 70-80%, ce qui engendre dans le poulailler un tassement de la litière favorisant ainsi, la multiplication bactérienne (**Le Menec, 1987**). En ambiance sèche (HR : 30-40%), la litière est sèche ce qui provoque l'apparition des problèmes respiratoires liés à une densité élevée en poussinière dans le bâtiment.

III.5 Lumière

La lumière est un deuxième élément essentiel pour la réussite de l'élevage des poules pondeuses après l'alimentation. Elle a un impact sur les performances des poules pondeuses qui sont sensibles aux couleurs, à l'intensité lumineuse et à la durée d'exposition à la lumière (**Pyrzak et al. 1987**).

- ❖ **Durées** : Une augmentation de la durée de jour favorise la maturité sexuelle, alors qu'une diminution affectera directement la maturité et la production d'œuf (**Blais, 2008**). La durée d'éclairement ne doit jamais être diminuée après l'entrée en ponte (**Hervé, 2008**).

Tableau 1:La durée d'éclairage : (ITELV 2002)

Age (Semaine) Durée	Age d'éclairage	(Semaine) Durée	Eclairage (h)
18- 19	8	27	12
20	8.5	282	12.5
21	9	29	13
22	9.5	30	13.5
23	10	31	14
24	10.5	32	15
25	11	33	15.5
26	11.5	35	16

Il continu 16h jusqu'à la fin de l'élevage.

- ❖ **Intensité** : L'intensité de la lumière exprimée en lux, doit être suffisante afin de stimuler et maintenir la ponte (10lux recommandés pour obtenir une production optimale) (**Hervé, 2006**). La production d'œufs diminue lorsque l'intensité lumineuse est inférieure à cinq lux (**Sonaiya et Swan, 2004**), mais si elle est trop élevée, les animaux deviennent nerveux et peuvent se piquer entre eux (**ITAVI, 2009**).

III.6 Ventilation

La ventilation est dynamique de type unilatéral, elle est assurée par des extracteurs d'air de deux types (8 petits de type B15 et 10grands de type B41). Ces derniers se trouvent d'un seul côté du bâtiment. Ils permettent l'élimination des calories excédentaires et l'évacuation de l'air vicié, constitué de gaz NH₃, NH₂ et de la vapeur issue de l'activité physiologique des pondeuses.



Figure 12 : Vue d'extérieure d'extracteur du bâtiment
(Messili N, 2018)



Figure 13 : Vue d'intérieure d'extracteur du bâtiment
(Messili N, 2018).

III.7 Système de refroidissement de l'air

Le système de refroidissement est installé à l'opposé des extracteurs. Ce système dit pad cooling comporte un panneau d'humidification (des plaques en cellulose) arrosé avec de l'eau dont l'excès est récupéré dans un réservoir puis utilisé de nouveau, l'air chaud et sec de l'extérieur, en passant à travers le panneau, fait évaporer l'eau et perd un peu de sa chaleur l'air qui rentre est donc plus frais et 34 plus humide.



Figure 14 : Système d'humidification (Pad-cooling) (Khelifi et Oualit,2016)

IV. Rationnement

Un seul aliment est distribué tout au long de la phase de production, ce qui ne répond pas aux normes qui préconisent la distribution de deux types d'aliments : un aliment de transition entre 18 et 22 semaines d'âge et un aliment ponte à partir de la 22ème semaine. La distribution se fait au rythme suivant : une première fois à 8h, la deuxième à 10h et la troisième à 14h. L'enregistrement de la consommation se fait à l'aide de balances reliées à l'armoire de commande.



Figure 15 : Les chariots de distribution d'aliment(Messili N, 2018)

IV.1. Objectifs

Contrairement aux poulets de chair qui sont alimentés ad libitum, les poulettes futures pondeuses reçoivent un régime alimentaire rationné. Ce système fixe plusieurs objectifs à savoir :

- Produire des sujets aptes à résister aux maladies et aux stress.
- Economiser l'aliment.
- Produire des sujets ayant un poids vif compatible à la maturité sexuelle.
- Produire un lot homogène.
- Réaliser une production importante aussi bien en nombre qu'en calibre.
- Retarder la maturité sexuelle.

Pour être efficace, le rationnement nécessite l'application de certaines mesures d'accompagnement relatives aux :

- Respect absolu des règles d'élevage (densité, normes d'équipements, conditions d'ambiance...)
- Contrôle de l'état sanitaire du troupeau
- Connaissance et enregistrement des quantités d'aliment distribuées
- Vérification de la vitesse de la chaîne et Contrôle du gain du poids.

IV.2 Techniques de rationnement

Les techniques de rationnement sont multiples dont les plus pratiquées sont :

- ✓ Le jour le jour : Distribuer la ration une seule fois par jour à heures fixes.
- ✓ Skip à Day : Distribuer la ration une seule tous les deux jours à heures fixes, cette méthode présente des avantages par rapport à la première parce qu'elle améliore l'homogénéité du lot et offre une économie de main d'œuvre.
- ✓ Autres méthodes : D'autres programmes de rationnement peuvent être adoptés tels que 3/7, 4/7 et 5/7.

Notons par ailleurs, que la limitation de la consommation d'eau peut aider le rationnement. Il est recommandé de couper l'eau une heure à deux heures après la fin de la consommation de l'aliment.

Conclusion

Une bonne production des œufs de consommation est conditionnée par une bonne conduite d'élevage. Par ce terme, on désigne le respect des normes d'un ensemble de paramètres qui jouent un rôle important dans l'élevage des poules. Le bâtiment exige un bon emplacement, une construction étudiée et une bonne isolation, ce qui facilite le contrôle des paramètres d'ambiance (aération, température, hygrométrie et programme lumineux). De plus, une conduite alimentaire et un rationnement adéquat et l'application d'une conduite sanitaire de telle manière à réduire les infections qui peuvent être à l'origine de graves répercussions économiques sur l'élevage permettent la maîtrise de la production.

Chapitre III : Syndrome chute de ponte

Introduction

Le phénomène de chute de ponte est régulièrement observé dans les élevages avicoles en Algérie mais les étiologies possibles sont rarement diagnostiquées avec précision. Il est communément admis que l'une des causes majeures est l'étiologie virale à Adénovirus, qui est appelée EDS (Egg Drop Syndrome).

I. Définition

Le syndrome chute de ponte encore appelé EDS ou Egg Drop Syndrome due à un adénovirus aviaire, ou maladies des œufs hardés, est considéré comme l'une des causes majeures de déficit en production d'œuf associé à une augmentation du nombre d'œuf à coquille molle et fine ou sans coquille. Il touche uniquement les poules pondeuses et reproductrices en début ou en période de ponte (MSD Santé animale logo., 2014).

II. Courbe de ponte

C'est la représentation graphique de pourcentage de ponte en fonction du temps. Le pourcentage de ponte correspond au nombre d'œufs pondus par jour par cent poules vivantes. Il est calculé de la manière suivante :

$$\text{Pourcentage de ponte} = \frac{\text{Nombre d'œufs pondus} \times 100}{\text{Nombre de poules présentes dans le bâtiment}}$$

3 phases caractérisent la courbe de ponte :

- **Phase ascendante** : Elle correspond à l'entrée en ponte des poules. Elle se situe entre la 18^e à la 24^e semaine selon les souches. La montée progressive de la courbe est due au fait que toutes les poules n'ont pas exactement la même maturité sexuelle. C'est pendant cette période que certaines anomalies peuvent apparaître, celles liées à la ponte de plusieurs œufs par jour par la même poule, des œufs mous à coquille mince ou à double jaune (ISA, 2004).
- **Phase de pic** : Elle correspond au maximum de production des œufs. Elle coïncide généralement avec la 30^e et 32^e semaine selon la souche considérée, soit 6 semaines après le premier œuf qui correspond à 10% de ponte.

Larbier et Lclerq (1992), notent que le pic de ponte est atteint lorsque le troupeau est homogène. L'homogénéité dépend elle aussi, des conditions d'élevage et de la conduite des poules (programme lumineux, densité, alimentation et état sanitaire).

- **Phase descendante** : Elle précède le pic de ponte, le nombre d'œufs pondus décroît progressivement avec l'âge des poules ce qui s'explique physiologiquement par un ralentissement de l'activité folliculaire. Dans les élevages industriels modernes une production inférieure à 50% des reproductrices est jugée non rentable ce qui explique la réforme des poules à 64 et 66 semaines.

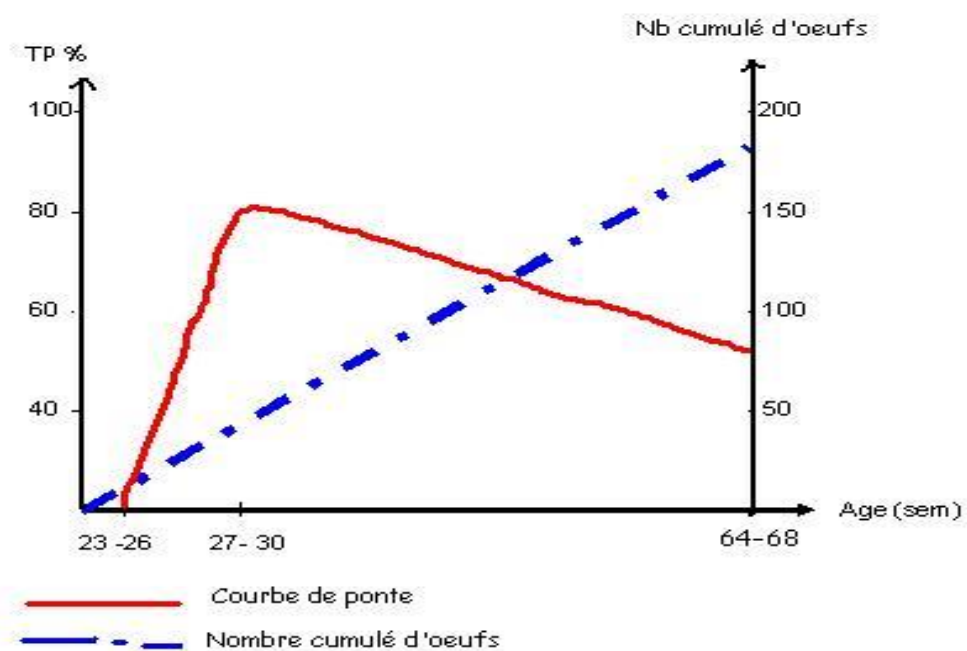


Figure 16 : La courbe théorique de ponte chez la poule pondeuse d'œufs de consommation (Bahri et Belhachemi, 2017)

III. Intérêt de la courbe de ponte

III.1. Sur le plan zootechnique :

Les sélectionneurs fournissent avec leurs souches des courbes théoriques de référence dont la superposition aux tracés réels permet un contrôle permanent de la courbe de ponte.

Pour une souche donnée, le tracé de la courbe de ponte est utilisé pour établir des comparaisons de productivité d'un troupeau à l'autre dans une même exploitation ou dans le

même groupement d'éleveur. Par conséquent, toute modification touchant la courbe de ponte peut être considérée comme une alerte.

III.2 Sur le plan sanitaire :

La courbe de ponte est l'image fidèle de l'état de santé du troupeau. Toute malnutrition, tout inconfort ou phénomène morbide, se traduit par des altérations du tracé de la courbe de ponte. Ces cassures se présentent sous formes de cassures plus ou moins profondes, ou bien sous forme d'oscillations ou encore sous forme de variation de pente.

IV. Facteurs influençant les performances de ponte

IV.1 Programme lumineux

La réaction des pondeuses à un changement de programme lumineux, diffère suivant la souche utilisée (**Galea et al. 2003**). Les programmes lumineux sont indispensables à la maîtrise de l'entrée en ponte. En effet, **Lacassagne (1984)** indique que les photopériodes courts (6h/jour) ou décroissants appliquées dès la naissance jusqu'à la 22^{ème} semaine entraînent un retard de la maturité sexuelle et une homogénéisation de l'entrée en ponte à la date choisi par l'éleveur mais également une amélioration de la solidité de la coquille et une augmentation du poids de l'œuf.

IV.2 Température

La production d'œufs se révèle maximale dans la zone de neutralité thermique. Elle chute d'une manière importante (de plus de 20 points) lorsque les poules sont exposées de manière constante à de fortes températures (30°C) si l'aliment n'est pas modifié (**Sauveur, 1988 ; Balnave et Bracke, 2005**).

Selon **Smith et Oliver (1972)**, une élévation de température d'élevage au-delà de 16°C se traduit par une réduction du poids d'œuf qui est curvilinéaire. La diminution varie de 0,4 g/°C à près d'1 g/°C pour des températures supérieures à 25°C. Le tableau n°11 résumés l'effet négatifs de l'augmentation de température.

Tableau 2: L'effet négatifs de l'augmentation de température (Lohmann, 2011).

Température (°c)	Réaction
18-24	Températures idéales pour de bon indices de conversion et la performance de ponte
25-31	Légère diminution de l'ingéré
32-36	Poursuite de la diminution de l'ingéré. Diminution d'activité, chute de ponte, de calibre et de qualité de la coquille.
37-39	Sévère diminution de la consommation. Augmentation du taux de déclassés, mortalité des poules les plus lourdes et de celles en pleine ponte.
40-42	Sévère problèmes respiratoires. Augmentation de la mortalité due à l'abatement par la chaleur.
≥ 42	Des mesures d'urgences sont nécessaires pour le refroidissement, afin d'assurer la survie des poules.

IV.3La sélection

Elle a comme principe d'améliorer les performances, le nombre des œufs, la qualité des œufs et l'efficacité alimentaire (ISA, 2010).

Tableau 3: Caractéristiques de la production de différentes souches

Paramètres	Hy-line	ISA Brown	Tétra-SL
Durée de production	62	62	63
Age à 50% de ponte (j)	149	143	144
Pic de ponte (%)	94-96	95	95-96
Œufs par poule présente	354-361	351	363
Poids moyen de l'œuf (g)	64.1	36.1	67.7
Masse d'œufs par poule présente (kg)	20.9	22.1	23.5
Poids vif à la réforme	2.1	2	1.92-2.00
Consommation moyenne d'aliment (g/j)	107	111	110-115
Viabilité (%)	95-96	93.2	94-96
Mortalité (%)	5-6	6-7	4-6

IV.4 Alimentation

Toute sous-alimentation affecte le poids de la poule et cause une diminution du poids de l'œuf. Cela peut être évité :

- ✓ En fournissant un aliment de granulation constante.
- ✓ En évitant des variations importantes de la température.
- ✓ En évitant l'accumulation de fines particules dans l'aliment (ISA, 2010).

IV.5 Autres facteurs

L'incorporation d'huile dans les aliments est responsable d'une augmentation de la consommation avec comme résultante une augmentation du poids de l'œuf de 1 à 2g comme l'indique le tableau 3(ISA, 2010).

Tableau 4: Effet de la teneur en huile et en acide linoléique sur les performances des pondeuses durant la période 21-73 semaines (**Bougon, 1996**).

Huile (%)	0%	0.4% maïs	3% olive	3% maïs
Acide linoléique (%)	0.65	0.88	0.87	2.28
Ponte (%)	77.7	78.5	78.1	77.3
Poids de l'œuf (g)	56.7	57.3	58.8	59.2
Masse (g/j)	44.2	44.9	45.9	45.8

Les huiles améliorent l'appétence de l'aliment, augmentent la consommation d'énergie et en conséquence celle du poids de la poule et de l'œuf comme l'indique le tableau 4 (**Joly et Loiselete, 2005**).

Tableau 5: Influence de différentes huiles incorporées à raison de 2% sur le poids de l'œuf (**Méluzzi et al, 2001**)

Huile	Teneur en acide palmitique des huiles (%)	Teneur en acide linoléique de l'aliment (%)	Poids de l'œuf (g)
Palme	28.4	1.52	63
Algue	18	1.37	63.1
Lard	17.8	1.64	64.3
Ricin	11.2	2.67	65.5
Lin	10.5	1.56	65.3

L'ajout de 400 à 1200 U/kg de phytase à un aliment à base de maïs et de tourteau de soja, de faible teneur en phosphore, a entraîné chez les pondeuses une augmentation des performances de ponte (taux de ponte, masse produite d'œufs) et une amélioration de l'efficacité alimentaire proportionnelle à la quantité d'enzyme ajoutée (**Mellet et al., 2011**).

V. Etiologie des chutes de ponte

V.1 Causes alimentaires

- **Sous-consommation d'eau ou d'aliment** : peut être due à :
 - ✓ L'inappétence de l'aliment.
 - ✓ Une transition brutale entre 2 aliments aux goûts différents.
 - ✓ Une mauvaise présentation de l'aliment.
 - ✓ L'ajout des substances altérant l'appétence.
 - ✓ Un problème technique tel que : l'insuffisance de mangeoires ou une mauvaise répartition, une privation d'eau ou à un défaut de leur qualité.

Enfin la sous consommation peut être provoquée par une baisse de l'appétit suite à des chocs de température ou à des maladies.

Une mauvaise alimentation pendant l'élevage des futures pondeuses peut conduire à des animaux trop gras ou au contraire, trop légers. Les oiseaux auront une montée en ponte normale mais une chute plus rapide de la production.

L'approvisionnement en eau est le point crucial pour les poules pondeuses, la soif provoque le ralentissement de la production des œufs, voire la mort de la poule.

V.2 Causes métaboliques

- ✓ **Le foie gras hémorragique** : ce syndrome survient suite à un apport très important en énergie à l'absence d'exercice, ou parfois suite à des problèmes de distribution de l'aliment ou à des variations de température. La chute de ponte a souvent lieu en début ou au pic de ponte.

V.3 Causes zootechniques

- **La lumière** : Une coupure ou une baisse d'intensité de la lumière peuvent provoquer une chute de ponte spectaculaire car elle influe à la fois sur la prise alimentaire et l'équilibre hormonale des oiseaux.
- **La température** : Surtout les variations brutales, et les températures extrêmes qui sont véritablement préjudiciable.

- **La qualité de l'ambiance** : L'ammoniac, la poussière et de circuits d'air mal adaptés peut causer des chutes de ponte.
- **Les facteurs de stress** : Les manipulations, les interventions, les insectes, le bruit, les visites représentent un stress qui peut provoquer la mue ; celle-ci entraîne un arrêt de la ponte.

V.4 Causes infectieuses

Des agents infectieux qui ont un effet pathologique direct sur l'appareil reproducteur ou en agissant par affaiblissement de l'état général notamment les maladies virales à savoir :

- a. **EGG Drop Syndrome (EDS 76)** : Syndrome de chute de ponte à œuf mous ou maladie des œufs hardés due à un adénovirus. Cliniquement elle se traduit par une chute de ponte sévère, production d'œuf décolorés ou mous, les lésions sont génitales avec involution ovarienne et atrophie de l'oviducte.
- b. **Bronchite infectieuse** : **Si** l'atteinte se produit au début de la ponte elle provoque un arrêt de la montée en ponte. Lorsque l'atteinte à lieu lors du palier, la chute de ponte est rapide et forte .la remontée de la production n'est pas certaine. Lorsque l'infection à lieu vers la fin ou pendant la partie descendante la chute de ponte est moins forte. Avec d'autres signes accompagnent la chute de ponte : signes respiratoires, œufs déformés, des lésions d'ovarite et de salpingite.
- c. **Maladie de Newcastle et influenza aviaire** : Dans les formes atténuées, il existe des signes respiratoires, digestifs et parfois nerveux, une apparition soudaine et une chute de ponte importante qui reste quelques jours puis elle remonte au niveau normal. Lors de forme aigues la mortalité est important et une chute de ponte durables.

Conclusion

L'origine de chute de ponte est différente d'un élevage à l'autre avec une prédominance virale tels que le syndrome chute de ponte (E.D.S), suivi par l'origine alimentaire.En effet, un bon suivi prophylactique associé à une bonne conduite d'élevage permet de prévenir ces pathologies surtout virales et limiter les pertes économiques à savoir la chute de ponte (œufs de consommation).

Le secteur avicole notamment l'élevage de poule pondeuse est très important pour un nombre toujours croissant de pays, l'Algérie étant l'un d'entre eux. Cette production des œufs de consommation est cependant menacée par un certain nombre de maladies infectieuses notamment virales, causant des pertes économiques énormes dont le chute de ponte à savoir LTI « Laryngotrachéite Infectieuse ».

I .Objectif

Pour cela, ce travail est consacré à une étude séro-épidémiologique de la maladie de Laryngotrachéite Infectieuse en élevage de poule pondeuse, en utilisant la méthode ELISA et d'évaluer l'influence de certains facteurs de risque associés à cette maladie. Dans la perspective est l'amélioration de la productivité à travers l'amélioration de la santé.

Pour ce faire notre démarche est la suivante :

- ✓ Une enquête épidémiologique de terrain effectuée sur l'élevage de poule pondeuse, la maladie de LTI (Laryngotrachéite Infectieuse) et le syndrome de chute de ponte.
- ✓ Une étude sérologique de la maladie de LTI (Laryngotrachéite Infectieuse) en élevage de poule pondeuse.
- ✓ Evaluation des facteurs de risque liés à la maladie de LTI et aux chutes de ponte.

II. Lieu et période d'étude

Notre étude sérologique a été effectuée dans des fermes commerciales de poule pondeuse situées au centre (Bouira, TiziOuzou, Boumerdes et Alger), L'est (Sétif, BourdjBouareredj) et l'Ouest (Chlef, Tisemsilt et Tiaret) du nord de l'Algérie , durant la période qui s'étale du mois de septembre 2019 jusqu'au mois de juillet 2020.

L'enquête du terrain a été réalisée au niveau de la Wilaya de Bouira durant la période qui s'étale de mois de Février jusqu'au mois de Mai 2020.

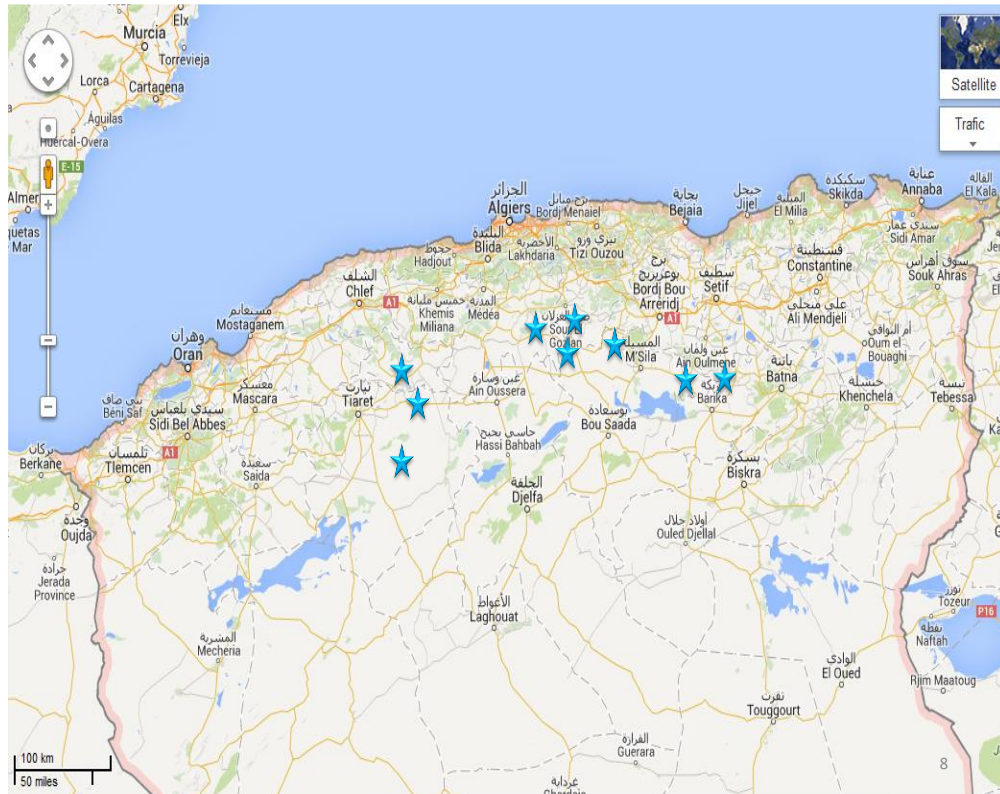


Figure 17 : Carte géographique renprésentant la localisation des régions d'étude

III. Matériels et méthodes

III.1. Enquête du terrain

III.1.1. Matériels

Les informations ont été recueillies par le biais d'un questionnaire tiré à 30 exemplaires destiné aux vétérinaires praticiens.

III.1.2. Modalités du recueil des données

Comme modalités de travail, l'enquête a été réalisée par des rencontres directes avec les vétérinaires praticiens de la région de Bouira par le biais d'un questionnaire. Chacun de ces derniers est composé de trois parties contenant 37 questions dont la majorité au système de choix multiples, ce système présente l'intérêt de permettre une meilleure compréhension et contrôle de cette maladie et son influence sur la chute de ponte chez la poule pondeuse et l'utilité de la prévention dans la filière avicole.

Nous avons préféré de se déplacer nous même chez les vétérinaires de la région pour récupérer les questionnaires distribués, ceux-ci ont bien voulu répondre à nos questions et même discuter de notre enquête.

III.1.3. Mise en forme et saisie des données

Après la collecte des questionnaires remplis par des vétérinaires praticiens, nous les avons classés selon les réponses obtenues pour chacun des paramètres traités.

III.1.4. Paramètres étudiés

Nous avons concentré durant notre enquête sur des points bien précis :

1. L'élevage

- La région d'étude.
- L'expérience des Vétérinaires.
- L'importance de l'activité avicole chez la clientèle.
- L'état de suivi d'élevage de poule pondeuse.
- Les modes d'élevages les plus rencontrés sur terrain.
- Le type des bâtiments le plus rencontré.
- La fréquence de consultation du poulailler
- Les souches les plus rencontrés de poule pondeuse

2. L.T.I

- Les pathologies fréquentes en élevage de poule pondeuse.
- Les pathologies d'origine virale les plus fréquentes en élevage de poule pondeuse
- La rencontre des cas de LTI durant l'année.
- La fréquence d'apparition de LTI en élevage de poule pondeuse.
- Les manifestations de LTI sur le plan clinique.
- Les manifestations de LTI sur le plan lésionnel.
- Le taux de morbidité.
- La présence ou l'absence de la mortalité.
- Le taux de mortalité accompagné à la LTI.
- Les manifestations cliniques observées en cas de la maladie de LTI.
- Les lésions observées lors de l'autopsie.
- Les raisons qui peuvent causer cette pathologie.
- La saison ou période où la LTI est plus fréquente.
- La phase d'élevage la plus touchée
- Le type de diagnostic réalisé par les vétérinaires

3. Chute de ponte

- Les accidents de ponte recueillis au pris des vétérinaires
- Le pourcentage de chute de ponte observée.
- L'estimation de la durée de ces chutes de ponte.
- L'âge où la chute de ponte se présente.
- Les origines des chutes de ponte.
- Les pathologies suspectées si la cause est virale.
- La fréquence de production des œufs anormaux.
- L'aspect des œufs anormaux
- Le taux de mortalité accompagné à la chute de ponte.
- La présence des symptômes associés à la chute de ponte.
- Les symptômes associés aux chutes de ponte
- Les maladies contre lesquelles les poulettes ont été vaccinées
- Fréquence de confirmation par un test sérologique en cas de LTI.

III.2 Etude sérologique

III.2.1 Animal

Notre étude a porté sur 48 élevages commerciaux de poules pondeuses de différentes souches (ISA Brown, Tetra-SL, Lohman Tradition, Hy-line) en Algérie (36° de longitude et 3° de latitude). Les poules pondeuses étaient âgées de 22 à 65 semaines et les élevages contenaient entre 5 000 et 100 000 oiseaux/élevage.



Figure 18 : Les types des bâtiments d'élevages (Photo personnelle ,2020)

III.2.2 Protocole de vaccination

La vaccination contre la LTI en Algérie est réservée aux animaux de valeur comme les grands-parents, les poules pondeuses et les reproducteurs, parfois aux poulets de chair. Le protocole de vaccination en Algérie est variable, en fonction de la souche vaccinale utilisée sur le terrain, c'est pourquoi chaque laboratoire propose son propre protocole Tableau (6).

Tableau 6: Souches vaccinales LTI disponibles sur le terrain en Algérie.

Souches vaccinales	Classification	Primo (Age par semaine)	Booster (Age par semaine)	Administration mode
CHP 50	Live Attenuated CEO	2-3 w	10-16 W	Instillation oculaire
Hudson	Live Attenuated CEO	4 w and more	Desirable	Instillation oculaire or Eau de boisson
Serva	Live Attenuated CEO	4-6 w	14-16 w	Instillation oculaire

Sur les 48 élevages sélectionnés pour cette étude, 26 (54,2%) ont été vaccinés contre la LTI avec le vaccin vivant atténué Chicken Embryo Origin (CEO), pour les 22 élevages restants (45,8%), aucune vaccination n'a été effectuée contre la LTI.

L'étude a été menée sur des élevages suspectés d'être atteints d'LTI d'après la clinique, les lésions macroscopiques observées à l'autopsie et le déclin de la production d'œufs avec altération de la qualité de la coquille.

III.2.3 Diagnostic clinique

Le diagnostic clinique était basé sur les antécédents cliniques des personnes responsables des exploitations, y compris les vétérinaires chargés de la surveillance, de l'enregistrement des signes cliniques et des lésions macroscopiques, qui étaient pathognomoniques de la LTI sur les poules affectées par l'autopsie.

III.2.4 Procédures de prélèvement sanguin

Selon (Salhi et al, 2018 ; Messaï et al, 2019 ; Salhi et al. 2020). Deux échantillons ont été prélevés dans chaque ferme. Le premier a été effectué après l'apparition des premiers signes cliniques. Le second a été effectué à 6-10 semaines d'intervalle, pour mettre en

évidence la cinétique des anticorps dans les sérums. Au total, 1728 échantillons de sang ont été prélevés à partir de la veine alaire dans des tubes secs dans des élevages de poules pondeuse à 48 élevages (15-20 échantillons/élevage), puis centrifugés à 5000 tours/minute pendant 10 minutes le même jour pour récupérer les sérums qui ont été stockés dans des tubes à essai "Eppendorf", et congelés à (-20°C) jusqu'à l'analyse.



Figure 19 : Technique de prélèvement (veine alaire) (Photo personnelle,2020)



Sang avant centrifugation

Sang après centrifugation

Sérum dans des Eppendorf

Identifiés

Figure20 : Les étapes de décantation du sérum (Photo personnelle,2020).

III.2.5 Méthodes sérologiques

Un kit de diagnostic innovant ID Screen® ILT Indirect (Montpellier, France) a été utilisé. La technique ELISA a été réalisée comme décrit (Salhi, 2018 ; Messaï, 2018).

Les groupes de prélèvements effectués à différentes dates et provenant des différents bâtiments d'élevages ont été simultanément analysés avec le même kit afin d'assurer la comparabilité des résultats fournis par le test et de bien interpréter la cinétique des anticorps (Ac) ; les sérums ont été dilués au 1/500 puis chargés sur des plaques ELISA pour commencer la réaction immuno-absorbante comme indiqué dans les manuels du fabricant.

La lecture des plaques ELISA a été faite à l'aide d'un spectrophotomètre ELx800 (DIALAB GmbH, Wiener Neudorf, Autriche) muni d'un filtre de 450 nm. La densité optique (DO) obtenue a été transformée en titre d'anticorps (Figure 16).

La transformation des DO, les tests de validité, les titres moyens, et le coefficient de variation (CV) ont été calculés automatiquement par bande et par série de prélèvements à l'aide d'un logiciel fourni par le laboratoire IDSoftTM5.05, Montpellier, France.



Figure 21 : Kit ELISA utilisé (Photo personnelle, 2020)

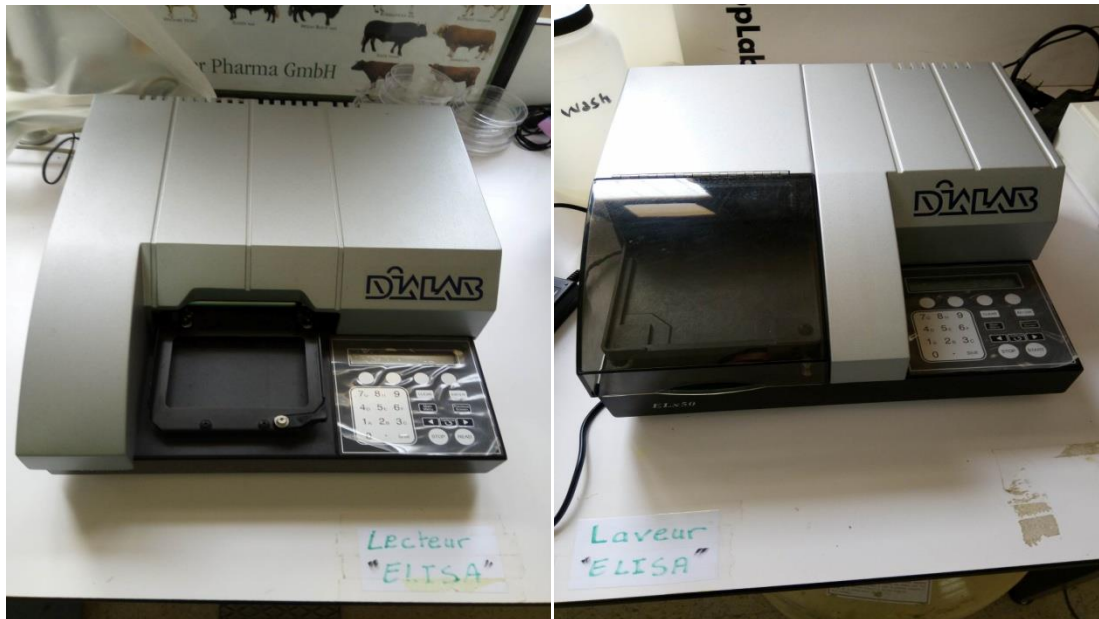


Figure 22 : Lecteur et laveur ELISA (Photo personnelle, 2020)

➤ **Information générale :**

Ce kit de diagnostic est destiné à la mise en évidence d'anticorps dirigés contre le virus de la maladie de LTI.

Il permet d'apprécier la quantité d'anticorps spécifiques présents dans les sérums de poules.

➤ **Composants du kit**

Réactifs :

- Microplaques sensibilisées avec l'antigène LTI purifié
- Contrôle positif
- Contrôle négatif
- Tampon de dilution 14
- Conjugué concentré (10X)
- Tampon de dilution 3
- Solution de lavage concentrée (20X)
- Solution de révélation
- Solution d'arrêt (0.5M).

1. Le conjugué, les contrôles, et la solution de révélation doivent être stockés à 5°C (+/- 3°C)
2. Les autres réactifs peuvent être stockés entre +2°C et +26 °C.
3. Les composants portant la même dénomination (solution de lavage, diluants) peuvent être utilisés dans l'ensemble de la gamme IDvet.

➤ **Matériel nécessaire :**

1. Pipettes de précision mono ou multicanaux capables de délivrer des volumes de 5µl, 10µl, 100µl, 200µl.
2. Embout de pipette à usage unique.
3. Lecteur de microplaque à 96 puits.
4. Eau distillée ou désionisée.
5. Système de lavage manuel ou automatique.

➤ **Préparation des échantillons :**

Pour réduire la différence des temps d'incubation entre les échantillons, il est possible de préparer une microplaque de 96 puits contenant les échantillons à tester et les échantillons de contrôle, puis de les transférer dans la plaque ELISA avec pipette multicanaux.

➤ **Préparation de la Solution de lavage :**

Si nécessaire, ramener la solution de lavage concentrée (**20X**) à température ambiante (21°C +/- 5°C) et bien agiter pour assurer la dissolution des cristaux.

Préparer la solution de lavage (**1X**) par dilution de la solution de lavage (**20X**) dans de l'eau distillée /désionisée.

Mode opératoire :

Ramener tous les réactifs à température ambiante (21°C +/- 5°C) avant l'emploi et les homogénéiser par retournement ou au vortex.

1. Les échantillons sont dilués au 1/500 en **Tampon de dilution 14**. Dans une pré-plaque de pré-dilution, ajouter :
 - 245 µl de **Tampon de dilution 14** dans chacun des puits.
 - 5 µl du **Contrôle Négatif** dans les cupules A1 et B1.
 - 5 µl du **Contrôle Positif** dans les cupules C1 et D1.
 - 5 µl d'échantillons à tester dans les cupules restantes

2. Dans la plaque ELISA, ajouter :
 - 90 µl de **Tampon de dilution 14**.
 - 10 µl des **échantillons pré-dilués** ci-dessus.
3. Couvrir la plaque et incuber **30 minutes (+/-3min)** à température ambiante (21°C +/- 5°C).
4. Préparer le **Conjugué 1X** en diluant **conjugué concentré 10X** au 1/10^{ème} en **Tampon de dilution 3**.
5. Laver 3 fois chaque cupule avec environs 300 µl de solution **de lavage 1X**. Eviter le dessèchement des cupules entre les lavages.
6. Distribuer 100 µl de **Conjugué anti-poule-HRP 1X** dans chaque cupule.
7. Couvrir la plaque et incuber **30 minutes (+/-3 min)** à température ambiante (21°C +/- 5°C).
8. Laver 3 fois chaque cupule avec environ 300µl de solution **de lavage 1X**. Eviter le dessèchement des cupules entre lavages.
9. Distribuer 100 µl de **Solution de révélation** dans chaque cupule.
10. Incuber **15 min (+/- 2 min)** à température ambiante (21°C +/- 5°C) à l'obscurité.
11. Distribuer 100 µl de **Solution d'arrêt** dans chaque cupule pour arrêter la réaction.
Ajouter la solution d'arrêt dans le même ordre qu'en étape #9.
12. Mesurer et enregistrer les densités optiques à 450nm.

➤ **Validation :**

Les tests de validité ont été réalisés pour chaque plaque ELISA analysée. Le test est validé si la moyenne des densités optiques (DO) des témoins positifs (TP) est supérieure de 4 fois la moyenne des densités optiques (DO) des témoins négatifs (TN) et que la moyenne des DO des témoins positifs est supérieure à 0,5.

La formule du facteur S/P (sample/positive) permet d'évaluer la densité optique de l'échantillon par rapport à celle de la densité des positifs en éliminant la part de densité non spécifique :

$$S/P = (DO \text{ Ech} - DOm \text{ CN}) / (DOm \text{ CP} - DOm \text{ CN}).$$

$$\text{Log10 Titre} = 1,10 \times \text{Log10 S/P} + 3,361$$

$$\text{Titre} = \text{Antilog} (\text{Log10 Titre}) \times 80$$

III.2.6 Interprétation des résultats d'ELISA

Après le calcul des titres d'anticorps des différents échantillons on procède à l'interprétation de ces résultats, les critères d'interprétation sont résumés dans le tableau suivant.

Tableau 7: Critères de l'interprétation des titres d'anticorps obtenus sur ELISA.

Valeur de S/P	Titre en anticorps ELISA	Statut immunitaire LTI
$S/P \leq 0.499$	Titre ≤ 1070	Négatif
$S/P > 0.5$	Titre > 1071	Positif

Les signes cliniques, la lésion post mortem, la cinétique des anticorps, la positivité des sérums, les titres moyens entre les deux séries d'échantillonnage et le coefficient de variation (CV) et les lignes de base ELISA : tous ces paramètres ont été pris en compte pour interpréter les résultats ELISA.

Selon les données de base de l'IDvet, les titres moyens d'anticorps attendus après l'utilisation d'un vaccin vivant atténué de type Chicken Embryo Origin (CEO), varient de 1000 à 3000 après 6 à 10 semaines après la vaccination, 80 à 100% des sérums étant positifs ; et de 1000 à 4000 pour deux vaccins vivants. Le coefficient de variation (CV) doit être compris entre 40 et 60 % pour une bonne vaccination. En dessous des titres de 1000, cela signifie qu'il y a une prise vaccinale faible ou nulle ou une maladie immuno-dépressive, et plus de 3000 pour un seul vaccin vivant et 4000 pour deux vaccins vivants avec un CV serré ($< 40\%$), signifie qu'il y a un passage viral.

III.2.7 Observation des facteurs de risque

L'enquête standardisée utilisée pour évaluer les facteurs de risque associés à la mortalité et à la chute des œufs précédemment observés couvre les dix paramètres suivants : saison, climat, zone, souches de pondeuses, âge d'apparition, densité, hygiène, vaccination, mortalité et taux de chute des œufs.

III.2.8 Analyse statistique

Premièrement, le SAS (version 9.1.3 ; SAS Institute Inc., Cary, NC) a été utilisé pour les statistiques descriptives afin de caractériser les troupeaux en fonction de différents facteurs. Avant de procéder à l'analyse statistique, l'examen des distributions des titres d'anticorps a indiqué, à l'aide de (PROC UNIVARIATE, test de Shapiro-Wilk), que la plupart ne pouvaient pas être considérés comme normalement distribués. Si la variable ne correspond pas à la distribution normale, des ajustements tels que les transformations logarithmiques, au carré, en racine carrée sont des outils possibles. Le titre d'anticorps de la maladie au cours du temps a été analysé en ajustant un modèle linéaire général mixte en utilisant la procédure MIXTE du SAS pour évaluer la séropositivité entre le premier et le deuxième ensemble de prélèvement de sérum. Ensuite, l'effet de la probabilité de séropositivité a été évalué à l'aide de modèles multi variables à effets mixtes (PROC GENMOD), en utilisant une distribution normale et des fonctions de liaison logit, et les troupeaux comme un effet aléatoire. Les variables proposées au modèle comprenaient les différents facteurs de risque. Avant d'inclure dans le modèle mixte, un premier filtrage des variables a été effectué en utilisant une procédure manuelle de retour en arrière par étapes, les variables significatives ($P < 0,1$) restant dans le modèle. Enfin, la sensibilité et la spécificité de la détection des maladies en fonction des signes cliniques et nécropsiques, a été calculée en utilisant l'évaluation du test de diagnostic de Win Episcopes 2.0.

IV. Résultats**IV.1. Enquête du terrain**

Parmi les 30 exemplaires distribués, Nous avons pu récupérer ces résultats qui ont été mis dans des tableaux comportant le nombre et le pourcentage des réponses.

IV.1.1 Partie 1 : L'élevage**1. Région d'étude**

Les 30 vétérinaires que nous avons interrogés sont répartis sur 05 communes de la Wilaya de Bouira dont 23% font des suivis à Bouira ville; 17% à Sour Elghozlane ; 40% à Ain Bessem; 10% à Taghzout; et 10% à BirGhbalou.

Tableau 8: La région d'étude

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Bouira ville	07	23%
Sour Elghozlane	05	17%
Ain Bessem	12	40%
Taghzout	03	10%
BirGhbalou	03	10%

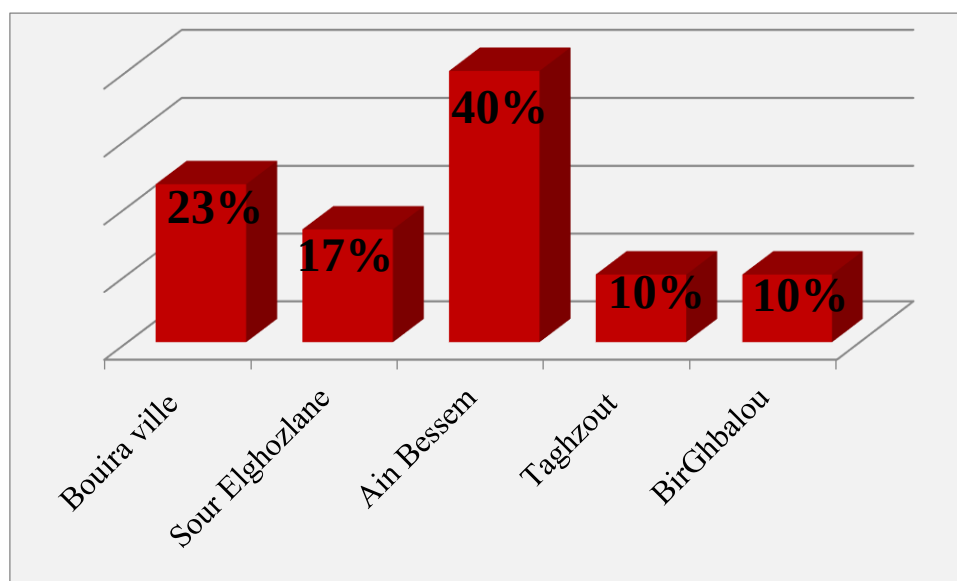


Figure 23 : Un histogramme représentatif de la région d'étude

2. Expérience des vétérinaires

D'après les résultats, on constate que la plupart des vétérinaires 43 % ont une expérience varie entre 0 à 5 ans, 33 % entre 5 à 10 ans et il y'a aussi des vétérinaires qui ont une expérience plus de 10 ans avec 23%.

Tableau 9:Expérience des vétérinaires.

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
De 0 à 5 ans	13	43%
De 5ans à 10ans	10	33%
Plus de 10 ans	07	23%

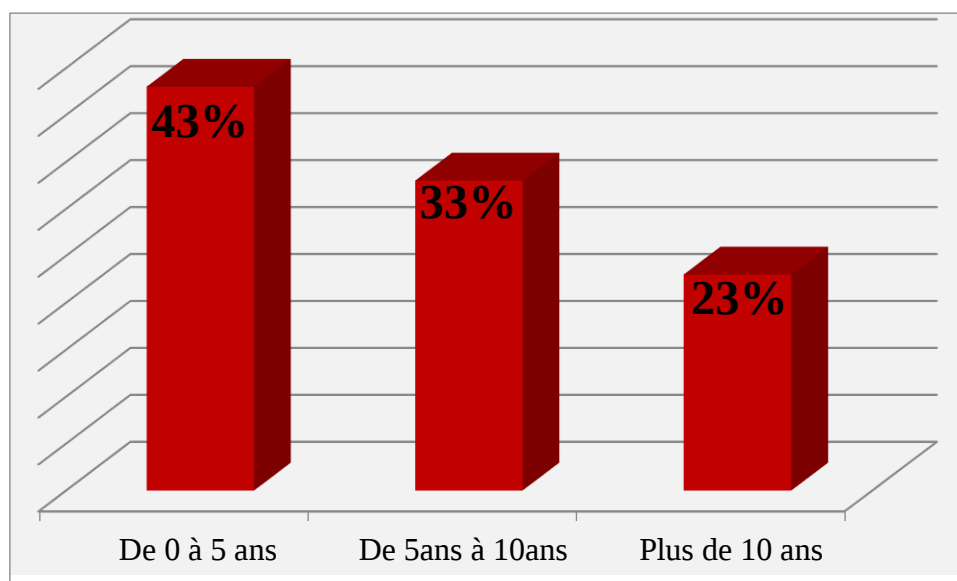


Figure 24 :Un histogramme représentatif de l'expérience des vétérinaires

3. L'importance de l'activité avicole

Après l'analyse des questionnaires récupérés on a constaté que 77 % des vétérinaires interrogés confirment que l'activité avicole est leur activité principale, tandis que 23 % est leur activité secondaire

Tableau 10:L'importance de l'activité avicole

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Activité principale	23	77%
Activité secondaire	07	23%

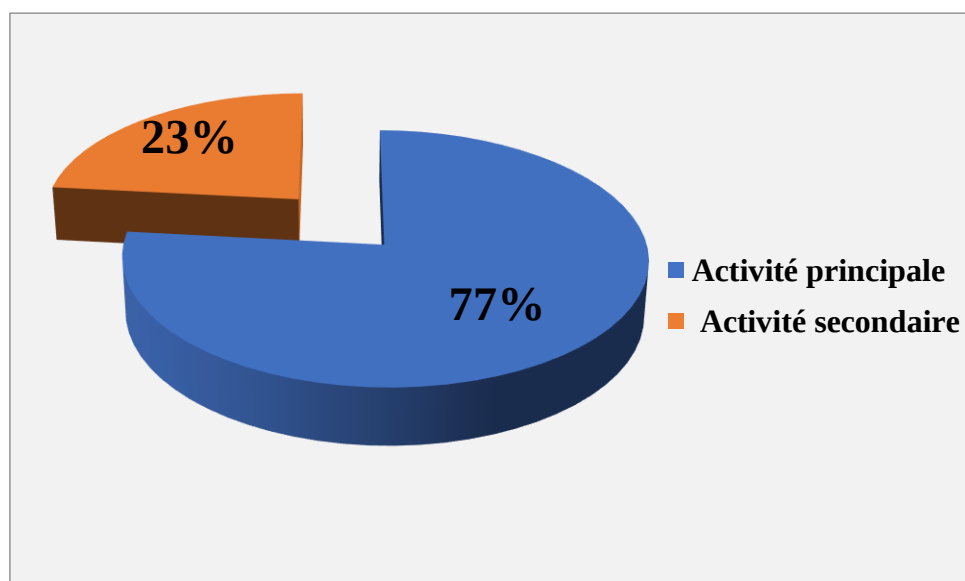


Figure 25 : Diagramme circulaire représentatif de l'importance de l'activité avicole.

4. L'état de suivi d'élevage de poule pondeuse

Les résultats obtenus montrent que 90 % font le suivi d'élevage de poule pondeuse, par rapport à 10 % qui ne le font pas

Tableau 11 : L'état de suivi d'élevage de poule pondeuse

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Oui	27	90%
Non	03	10%

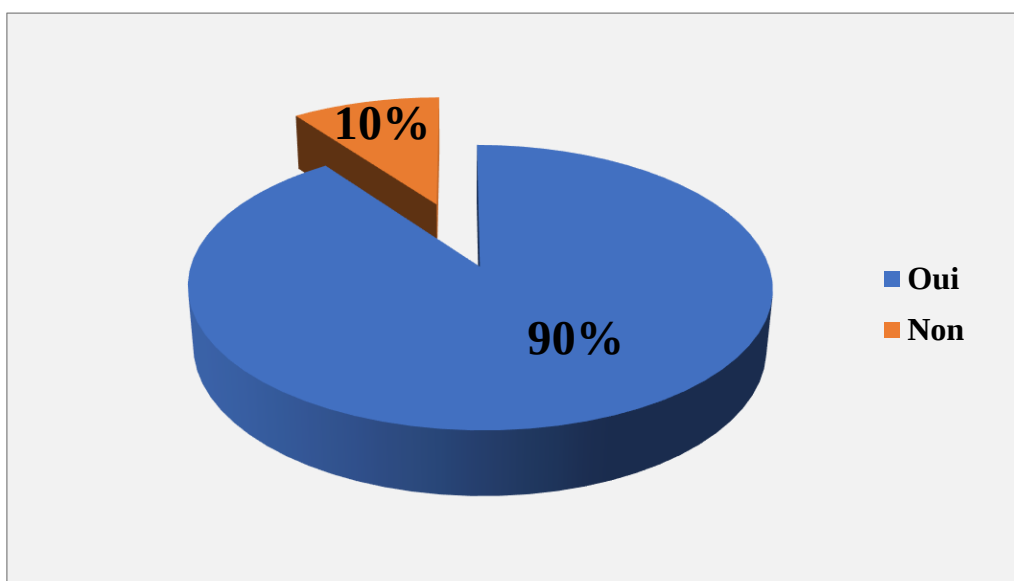


Figure 26: Diagramme circulaire représentatif de L'état de suivi d'élevage de poule pondeuse

5. Les modes d'élevages les plus rencontrés sur terrain

Nous avons eu comme résultats de notre enquête que 83 % des vétérinaires ont répondu que le mode semi intensif c'est le plus rencontrée alors que 13 % d'entre eux rencontre le mode intensif, et un faible pourcentage de 3 % pour le mode fermier.

Tableau 12: Les modes d'élevages les plus rencontrés sur terrain.

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Fermier	01	3%
Semi intensif	25	83%
Intensif	04	13%

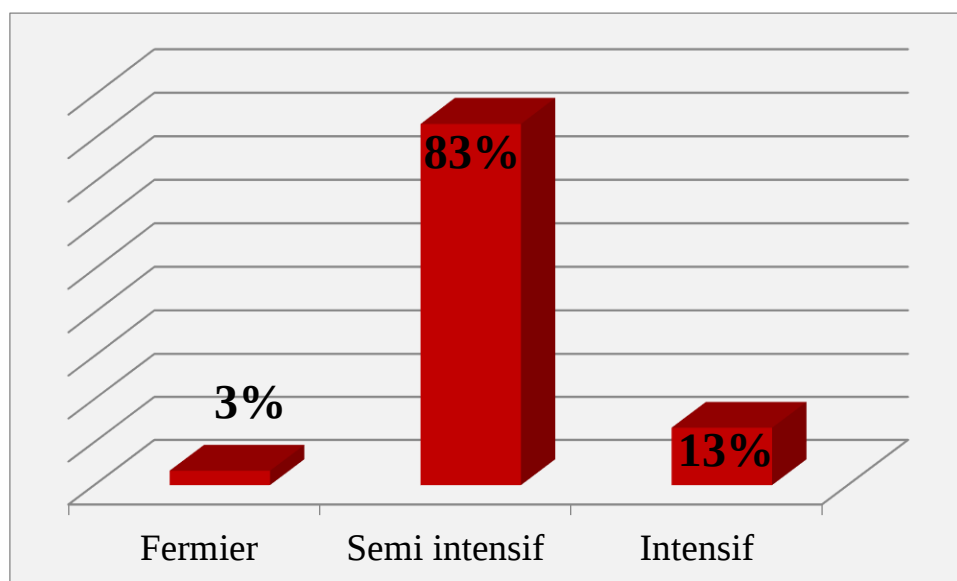


Figure 27: Histogramme représentatif des modes d'élevages les plus rencontrés sur terrain.

6. Le type des bâtiments le plus rencontré.

3% des vétérinaires questionnés ont répondu que les bâtiments modernes sont les plus utilisés or que 97 % d'entre eux ont répondu que les bâtiments traditionnels sont les plus répondus.

Tableau 13: Le type des bâtiments le plus rencontré.

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Traditionnel	29	97%
Moderne	01	3%

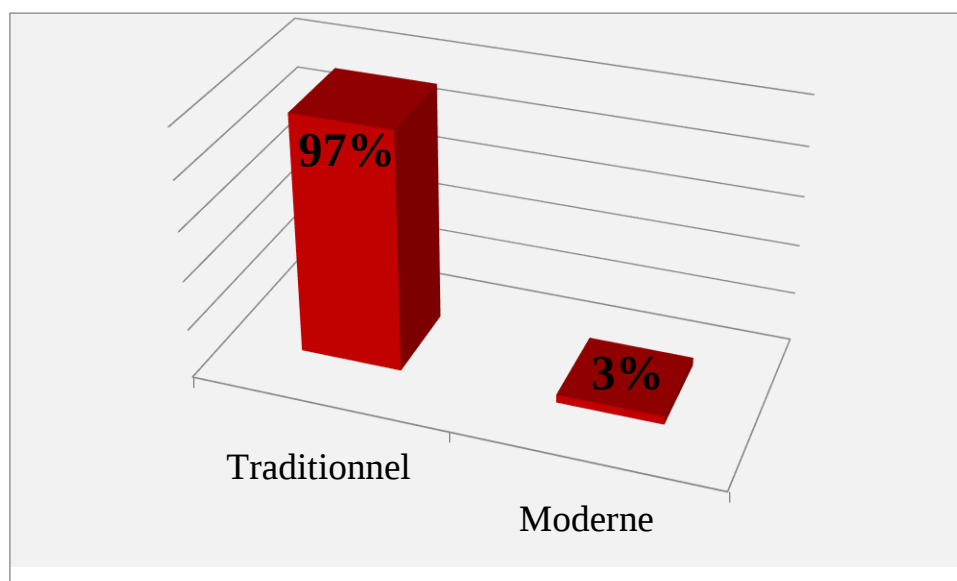


Figure 28: Histogramme représentatif du type des bâtiments le plus rencontré

7. Fréquence de consultation du poulailler.

D'après les résultats obtenus, on a constaté que 70% des vétérinaires visitent les poulaillers lors des maladies, alors que 13% des vétérinaires sont interviennent de façon hebdomadaire et quotidienne, tandis que 3% sont interviennent d'autre façon.

Tableau 14: Fréquence de consultation du poulailler.

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Quotidienne	04	13%
Hebdomadaire	04	13%
Lors de maladie	21	70%
Autres	01	3%

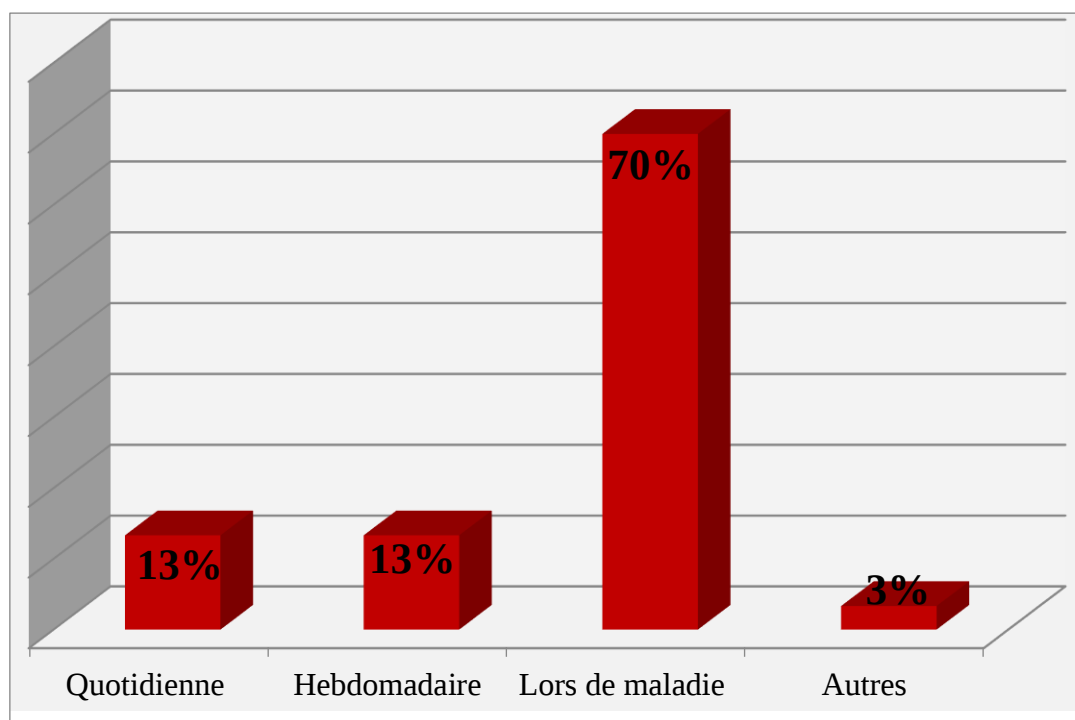


Figure 29: Histogramme représentatif de fréquence de consultation du poulailler.

8. Les souches les plus rencontrés de poule pondeuse.

Selon notre enquête on constate que les souches de poules pondeuses les plus rencontrés sont ISA Brown et Lohman avec un pourcentage de 37%, alors que d'autres souches sont présentées comme suite : Tétra-SL (13%) et Hy-Line (13%).

Tableau 15: Les souches les plus rencontrés de poule pondeuse.

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Tetra-SL	04	13%
ISA Brown	11	37%
Lohman	11	37%
Hy-line	04	13%

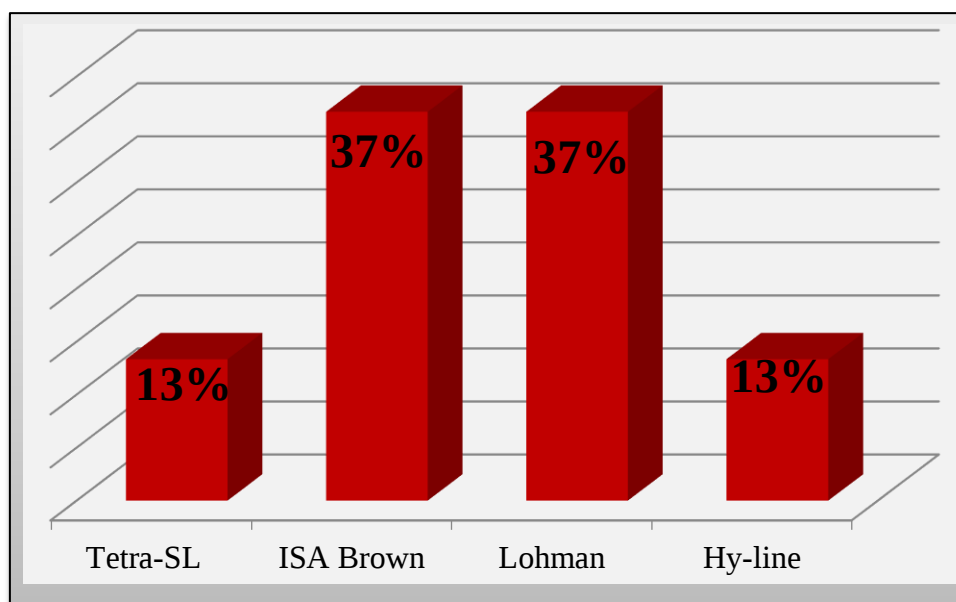


Figure 30 : Histogramme représentatif des souches les plus rencontrés de poule pondeuse.

IV.1.2Partie 2 : L.T.I

9. Les pathologies fréquentes en élevage de poule pondeuse.

D'après les résultats obtenus, on constate que les maladies d'origine bactérienne sont les plus fréquentes (67%), 57% qui présentent une origine virale et alimentaire, tandis que les maladies parasitaires sont moins fréquentes avec un taux de 17%.

Tableau 16 : Les pathologies fréquentes en élevage de poule pondeuse.

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Affection virales	17	57%
Affection Bactériennes	20	67%
Affection Parasitaires	05	17%
Origine Alimentaire	17	57%
Autres	00	0%

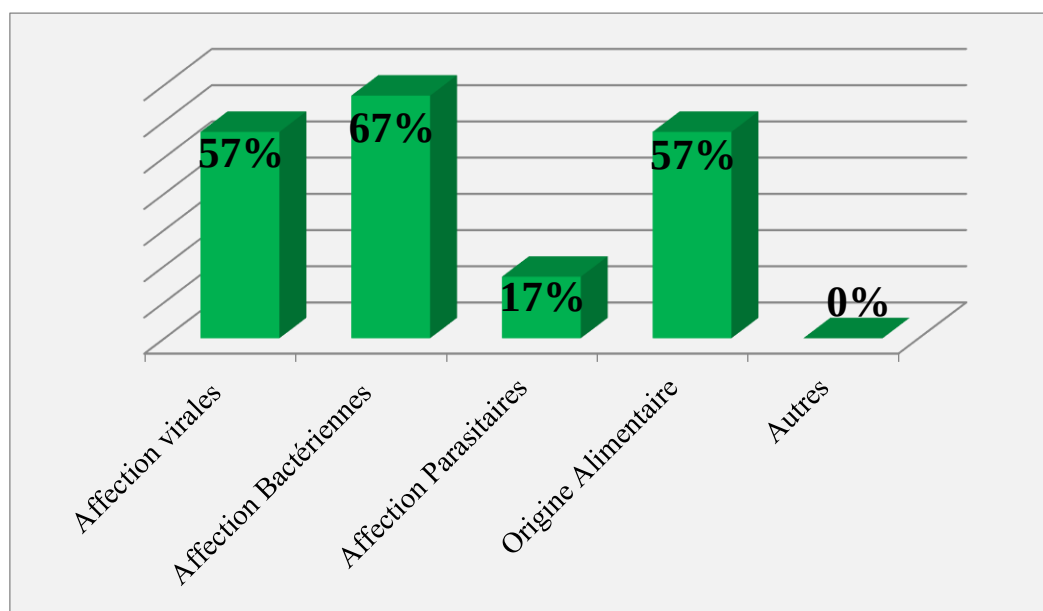


Figure 31: Histogramme représentatif des pathologies fréquentes en élevage de poule pondeuse

10. Les pathologies virales fréquentes en élevage de poule pondeuse.

Tous les vétérinaires questionnés ont constaté que la Bronchite infectieuse, la maladie de Newcastle et la Laryngotrachéite infectieuse sont les pathologies virales les plus rencontrées en élevage de poule pondeuse avec un taux élevé respectivement 60%, 47 %, 27 %, et la EDS (Egg Drop Syndrome) à un taux de présence en élevage de 17 %, et enfin l'absence de l'Encéphalomyélite et la maladie de Marek.

Tableau 17: Les pathologies virales fréquentes en élevage de poule pondeuse

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Bronchite infectieuse	18	60%
Maladie de Newcastle	14	47%
Laryngotrachéite infectieuse	08	27%
EDS (Egg Drop Syndrome)	05	17%
Encéphalomyélite	00	0%
Maladie de Marek	00	0%
Autres	00	0%

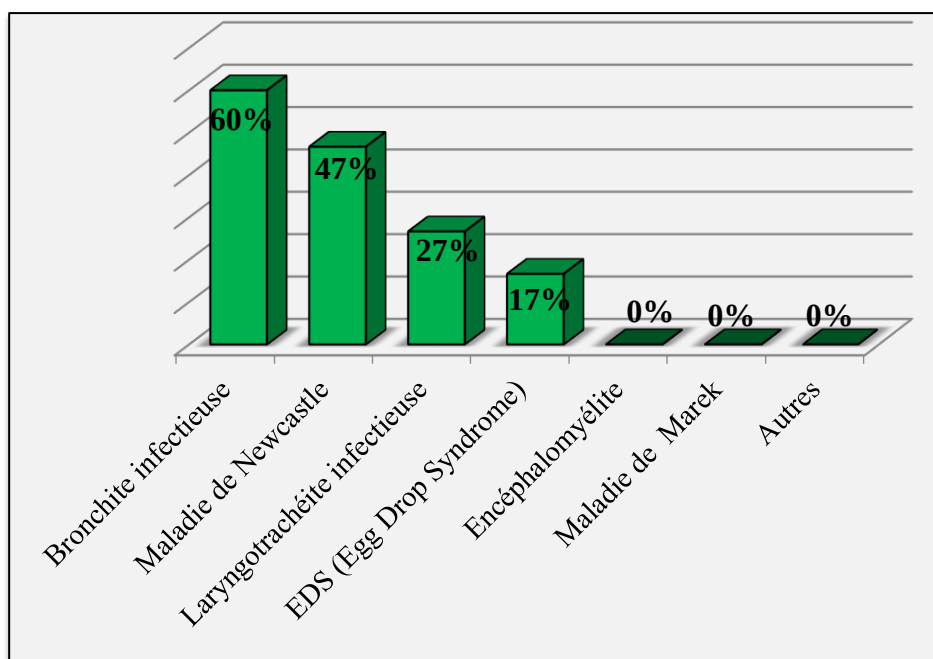


Figure 32: Histogramme représentatif des pathologies virales fréquentes en élevage de poule pondeuse

11. La rencontre des cas de LTI durant l'année

Nous avons eu comme résultats de notre enquête 47 % des vétérinaires ont rencontré des cas de LTI durant l'année, et 53% des vétérinaires n'ont pas rencontré des cas durant l'année ;

Tableau 18 : La rencontre des cas de LTI durant l'année.

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Oui	14	47%
Non	16	53%

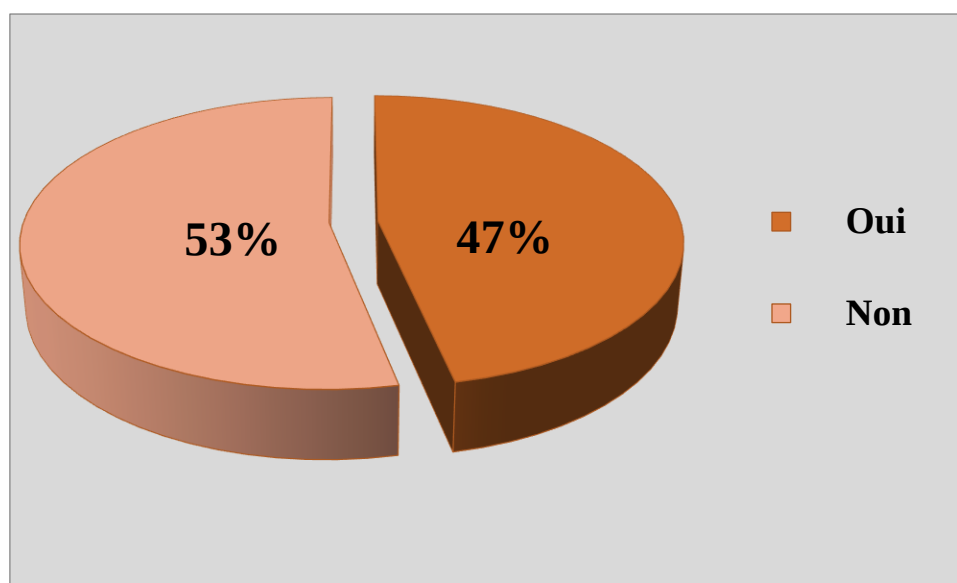


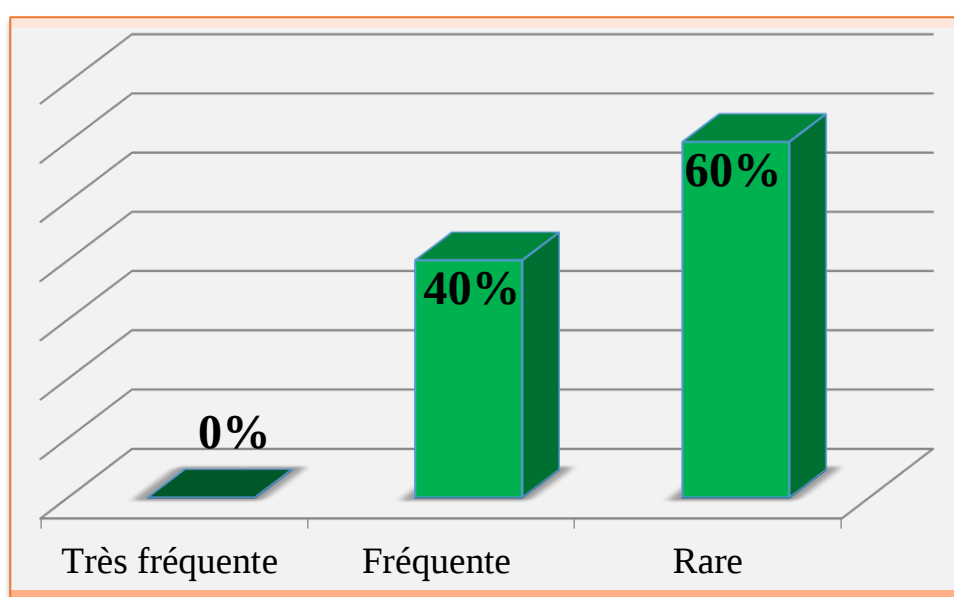
Figure 33 : Diagramme circulaire représentatif de la rencontre des cas de LTI durant l'année.

12. La fréquence d'apparition de LTI en élevage de poule pondeuse.

D'après nos résultats, on a constaté que d'une part 40 % des vétérinaires estiment que la LTI est fréquente dans leurs régions, d'autre part 60 % disent que la LTI est rare. Par contre aucun vétérinaire n'a répondu que l'apparition de la LTI sur le terrain est très fréquente.

Tableau 19 : La fréquence d'apparition de LTI en élevage de poule pondeuse.

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Très fréquente	00	0%
Fréquente	12	40%
Rare	18	60%

**Figure 34:** Histogramme représentatif de la fréquence d'apparition de LTI en élevage de poule pondeuse.

12. La manifestation de LTI sur le plan clinique.

A travers les résultats obtenus, on constate que les manifestations cliniques de la LTI observées dans un élevage touché sont représentées à 100 % à prédominance respiratoires et à 20% à tropisme rénale. Alors qu'on remarque une absence des signes digestifs des signes nerveux ainsi que les signes génitaux

Tableau 20 : La manifestation de LTI sur le plan clinique.

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Signes respiratoires	30	100%
Signes digestif	00	0%
Signes nerveux	00	0%
Signes génitaux	00	0%
Signes à tropisme rénale	06	20%
Autres	00	0%

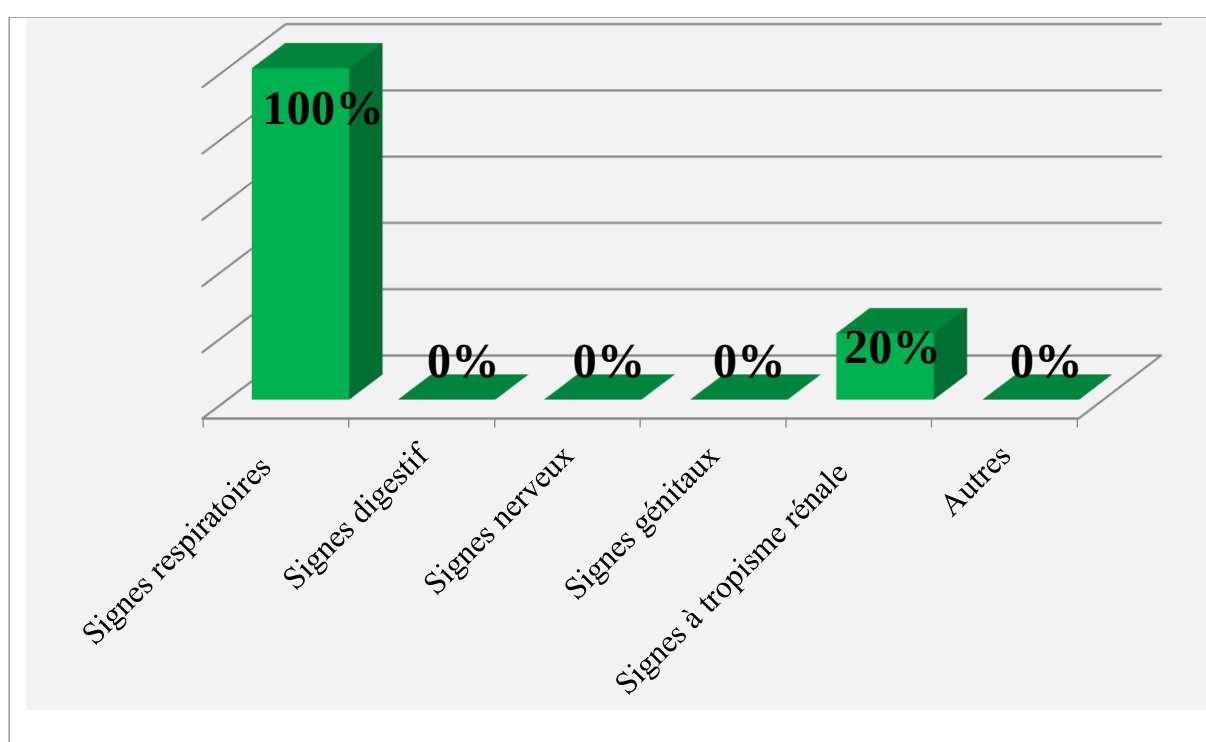


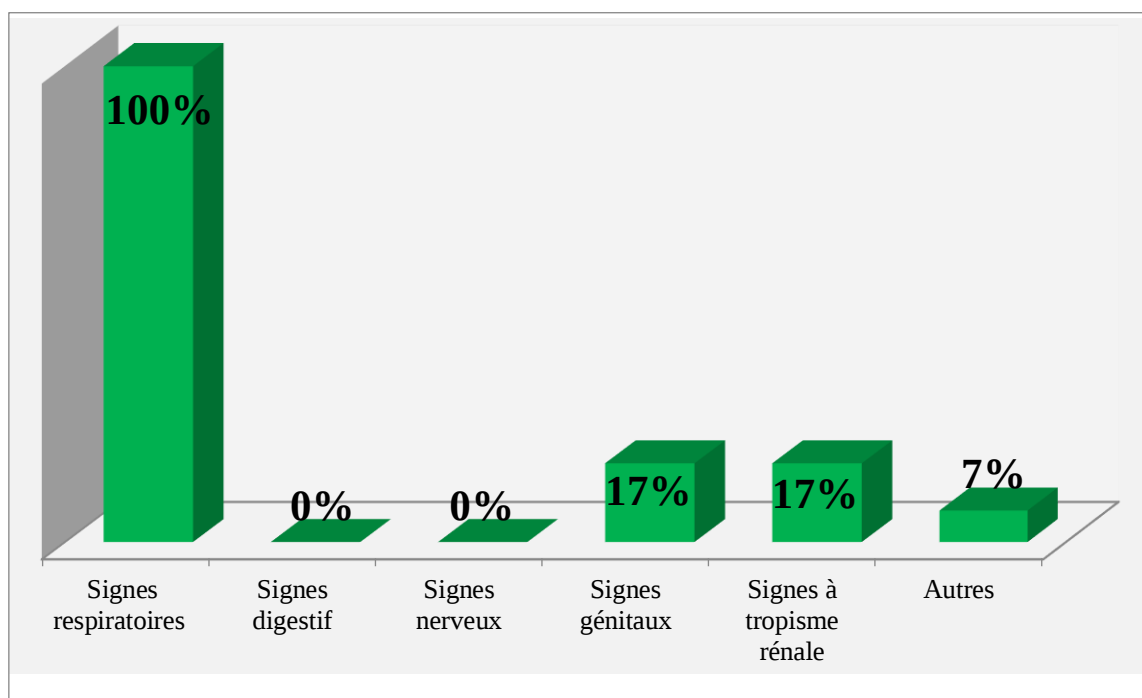
Figure 35: Histogramme représentatif de la manifestation de LTI sur le plan clinique

13. La manifestation de LTI sur le plan lésionnel

Nous remarquons d'après les praticiens questionnés que 100 % des vétérinaires ont diagnostiqué la LTI à partir des lésions respiratoires et 17 % observent des lésions rénales. Et les lésions génitales représentent un taux de 17%, alors qu'on remarque l'absence des lésions digestives ainsi que les lésions nerveuses. Tandis que 7% signalent d'autres lésions.

Tableau 21 : La manifestation de LTI sur le plan lésionnel

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Signes respiratoires	30	100%
Signes digestif	00	0%
Signes nerveux	00	0%
Signes génitaux	05	17%
Signes à tropisme rénale	05	17%
Autres	02	7%

**Figure 36:** Histogramme représentatif de La manifestation de LTI sur le plan lésionnel.

14. Taux de morbidité

Les résultats obtenus de notre enquête, montrent que 80 % des vétérinaires disent que le taux de morbidité est plus de 50%. 40% pour un taux moins de 50%.

Tableau 22:Taux de morbidité

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Absence (00%)	00	0%
Moins de 50%	12	40%
Plus de 50%	24	80%
100%	00	0%

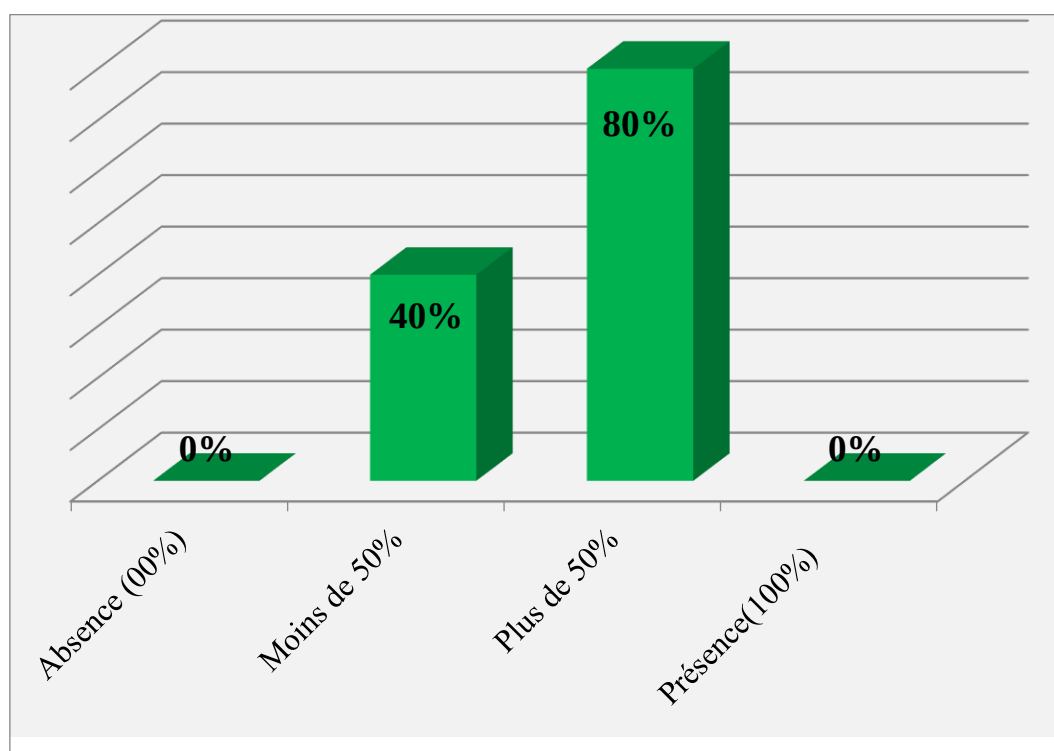


Figure 37: Histogramme représentatif du Taux de morbidité.

16 : L'accompagnement de la mortalité à la LTI.

D'après notre enquête, presque la majorité des vétérinaires 87% confirment la présence d'une mortalité

Tableau 23 : L'accompagnement de la mortalité à la LTI.

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Oui	26	87%
Non	00	13%

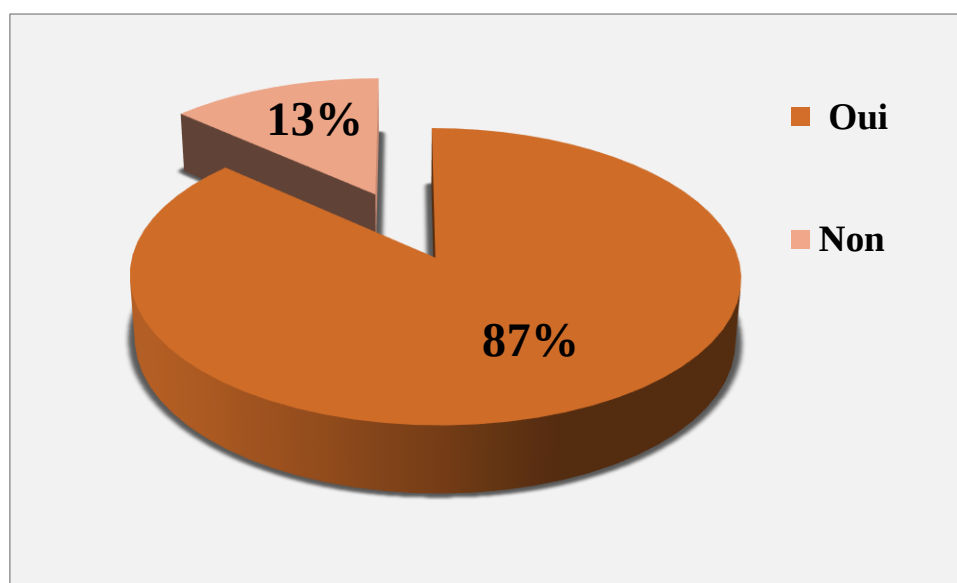


Figure 38: Diagramme circulaire représentatif de L'accompagnement de la mortalité à la LTI.

17. Le taux de mortalité accompagné à la LTI

Les résultats obtenus, montrent que 60 % des vétérinaires déclarent un taux de moins de 50%, et 40 % un taux de plus de 50%.

Tableau 24:Le taux de mortalité accompagné à la LTI

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Absence 00%	00	0%
Moins de 50%	18	60%
Plus de 50%	12	40%
Présence 100%	00	0%

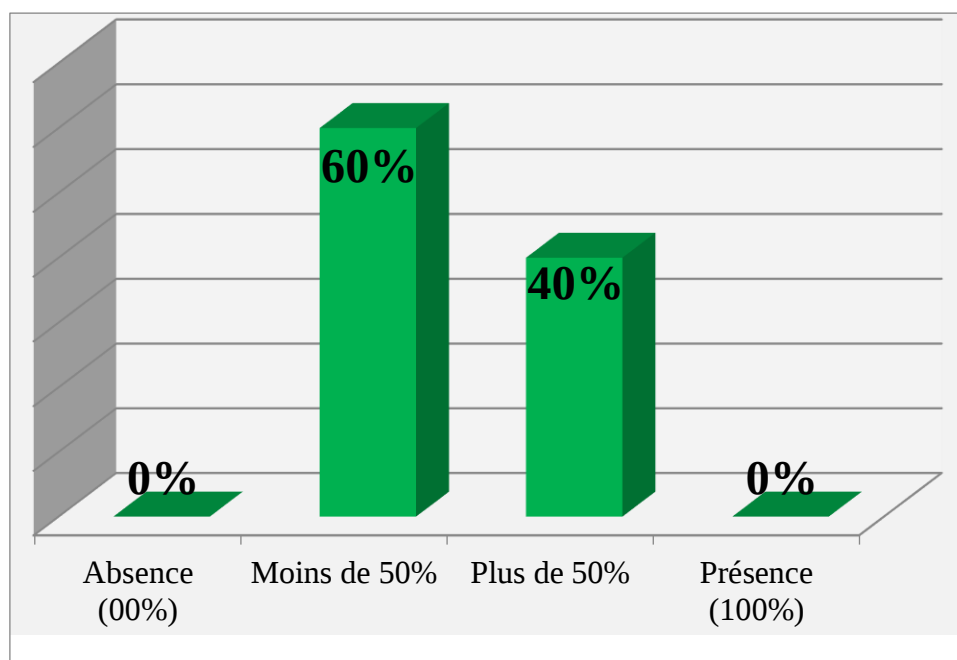


Figure 39: Histogramme représentatif du taux de mortalité accompagné à la LTT

18. Les manifestations cliniques observées en cas de la maladie de LTI

Les résultats obtenus montrent des manifestations cliniques observées en cas de LTI sont une détresse respiratoire sévère accompagnée d'expectorations sanguinolentes avec un taux de 80 %, et 60% présente des râles trachéaux, une conjonctivite avec un taux de 27 %, une sinusite est de 50%, une rhinite avec un pourcentage de 40%. Tandis que la toux et les jetages présentent un taux de 40 %, 20 % respectivement, et 67% présentent une baisse de croissance, une chute de ponte avec un taux de 40. Tandis qu'une mortalité présente un taux de 50%.

Tableau 25 : Les manifestations clinique observées en cas de la maladie de LTI.

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Une détresse respiratoire sévère accompagnée d'expectoration sanguinolente	24	80%
Des râles trachéaux	18	60%
Une conjonctivite	08	27%
Une rhinite	12	40%
Une toux	12	40%

Un jetage	06	20%
Une baisse de croissance	20	67%
Une chute de ponte	12	40%
Une mortalité élevée	15	50%
Une sinusite	15	50%
Autres	00	00%

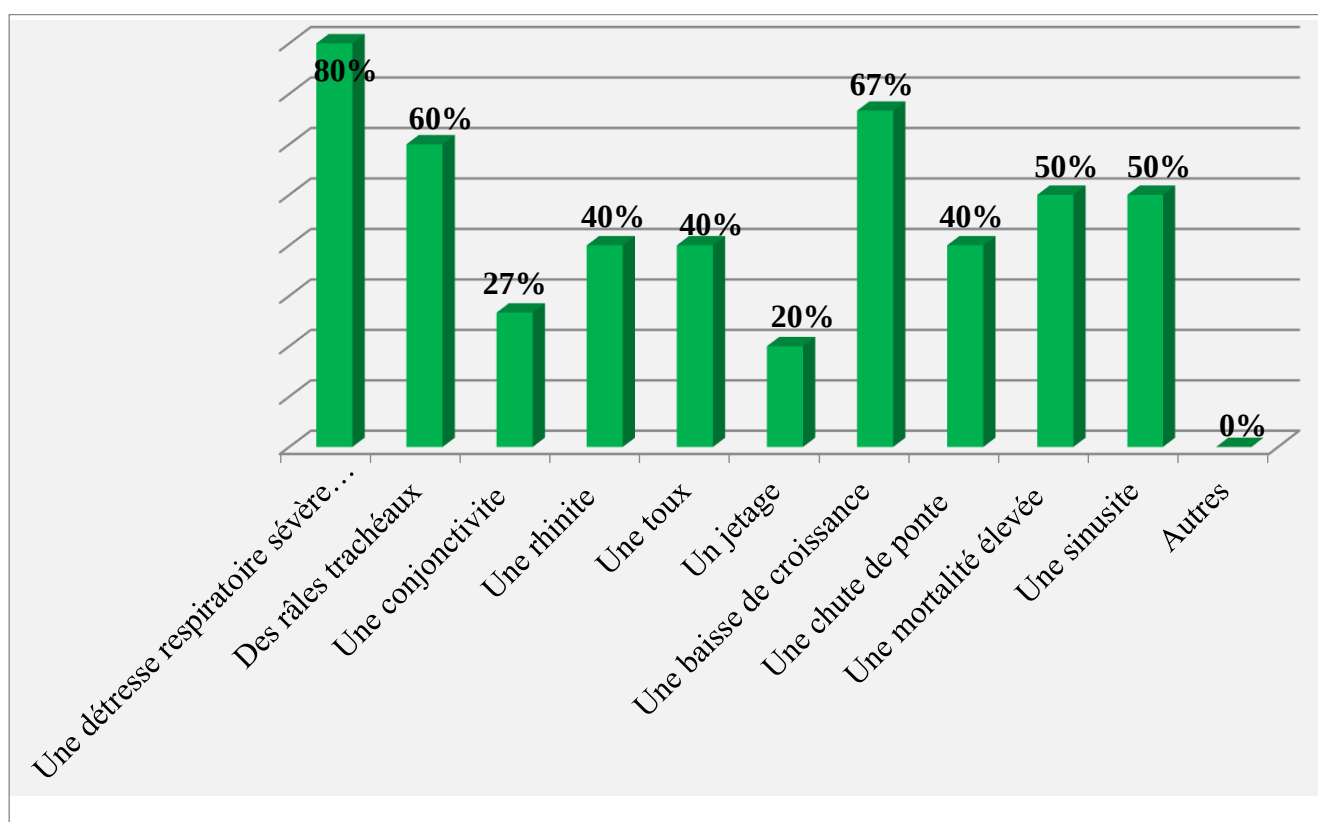


Figure 40: Histogramme représentatif des manifestations clinique observées en cas de la maladie de LTI.

19. Les différentes lésions observées lors de l'autopsie.

D'après les résultats obtenus, les vétérinaires questionnés ont observé lors des autopsies de différentes lésions, 40 % sont des congestions du mucus, 93 % sont des hémorragies au niveau du larynx et de la trachée et 70 % sont représentés par une conjonctivite et une sinusite séreuse et des aérosacculites avec un pourcentage de 17 %, 17% pour une pneumonie et 17% pour une inflammation catarrhale

Tableau 26: Les différentes lésions observées lors de l'autopsie

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Une congestion du mucus	12	40%
Des hémorragies au niveau du larynx et de la trachée	28	93%
Une conjonctive et une sinusite séreuse	21	70%
Une pneumonie	05	17%
Une aérosacculite	05	17%
Inflammation catarrhale	05	17%
Autres	00	0%

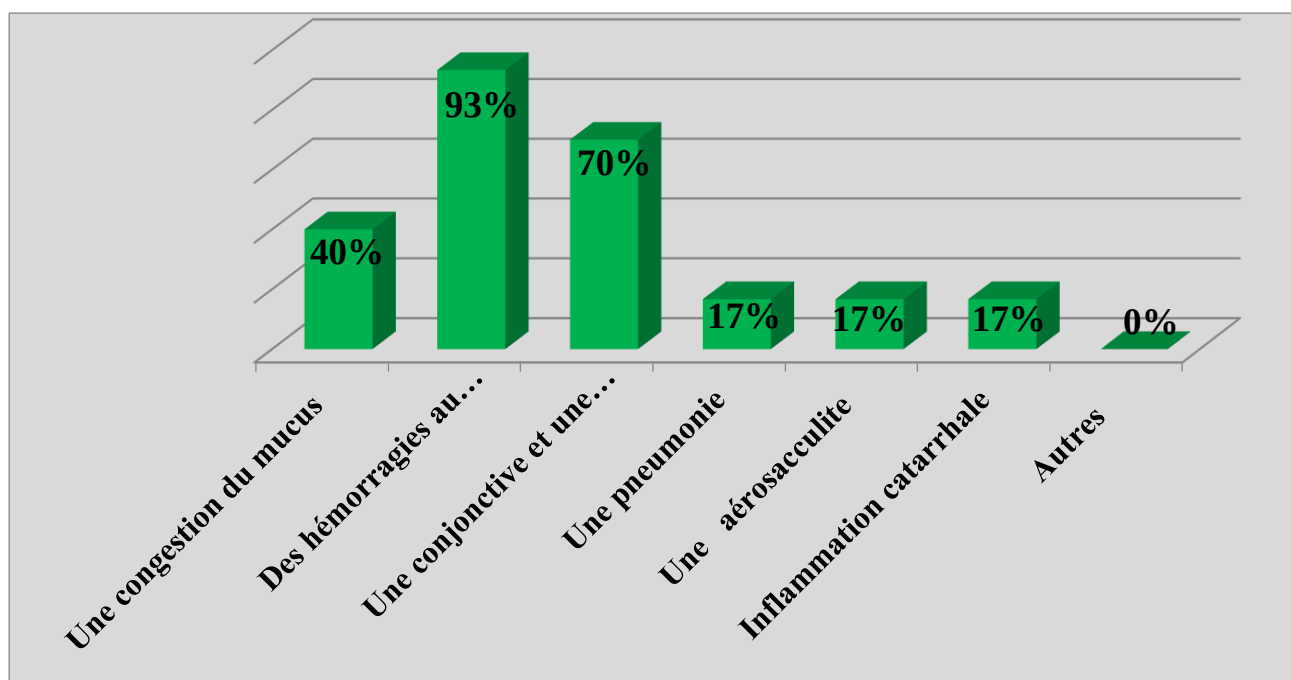


Figure 41: Histogramme représentatif des différentes lésions observées lors de l'autopsie.

20. Les causes de la LTI

D'après les résultats obtenus, nous remarquons que le programme vaccinal non adapté est la cause principale de la LTI à un taux de 80%. 40% des vétérinaires disent que la souche vaccinale non adaptée aux agents pathogènes est la source d'apparition de la maladie, tandis que 60 % disent que la raison revienne à l'Echec vaccinal.

Tableau 27 : Les causes de la LTI.

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Echec vaccinal	18	60%
Souche vaccinale non adaptée	12	40%
Programme vaccinal non adapté	24	80%
Autres	00	0%

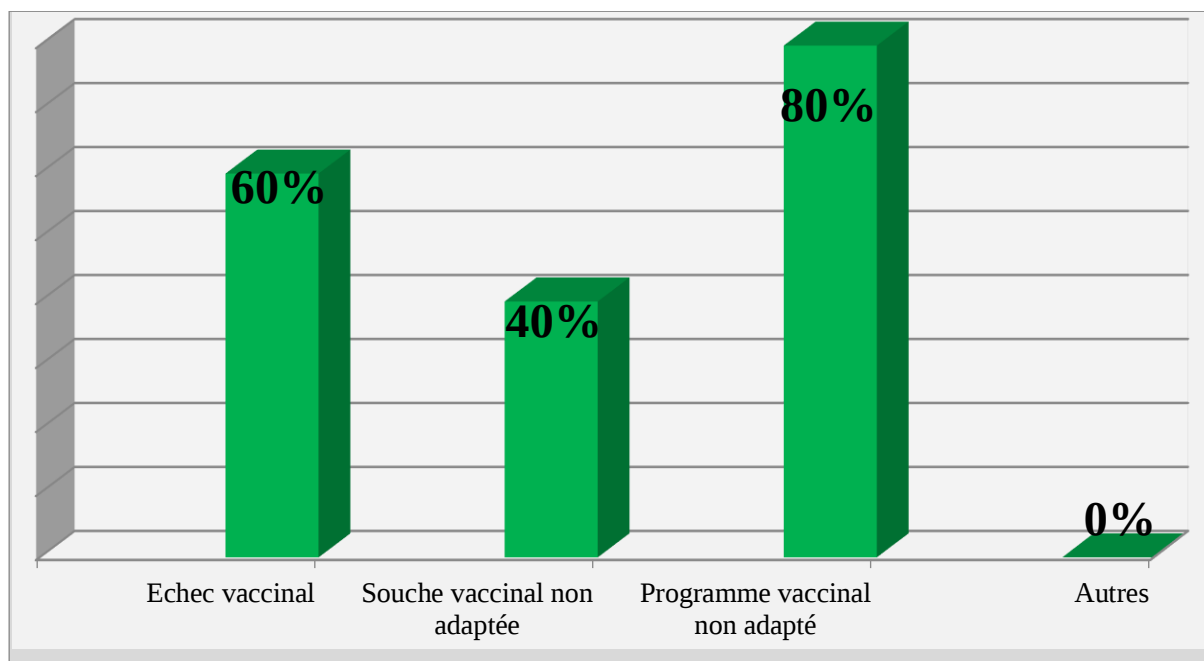


Figure 42: Histogramme représentatif des causes de la LTI

21. La saison de la présence de la LTI.

D'après les résultats de notre enquête, 60% des vétérinaires disent que pendant l'Eté où la LTI est plus fréquente, 40% pendant le printemps, l'automne et l'hiver présentent le même taux (20%).

Tableau 28 : La saison de la présence de la LTI.

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Automne	06	20%
Hiver	06	20%
Printemps	12	40%
Eté	18	60%

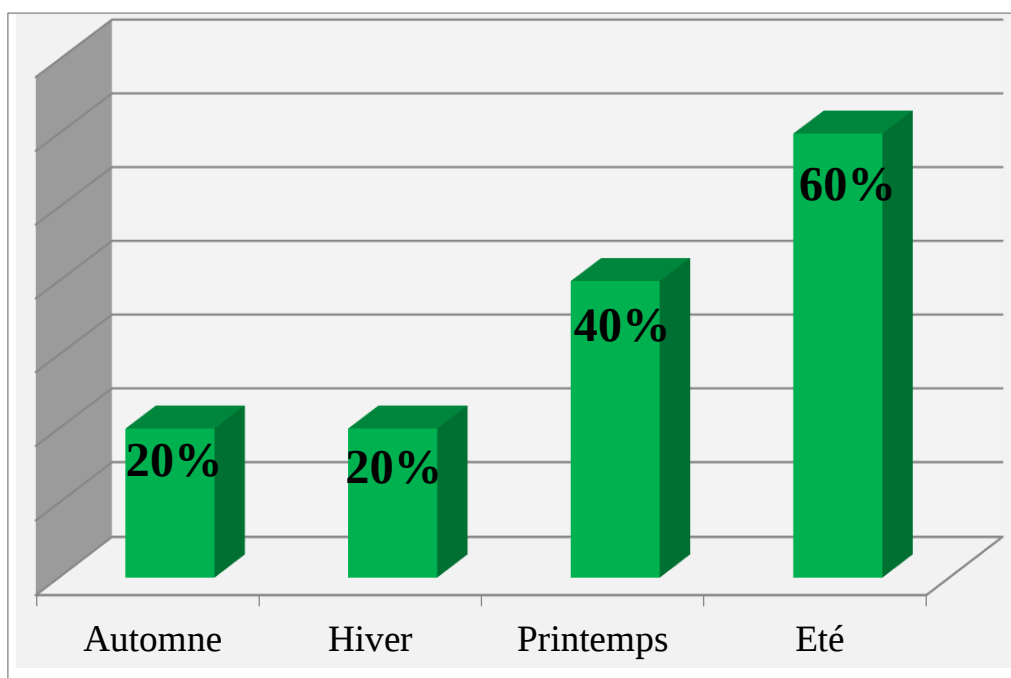


Figure 43: Histogramme représentatif de La saison de la présence de la LTI.

22. La phase d'élevage la plus touchée.

D'après les résultats, 100 % des vétérinaires disent que la phase de production est la plus touchée.

Tableau 29 : La phase d'élevage la plus touchée.

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Phase d'élevage	00	0%
Phase de production	30	100%

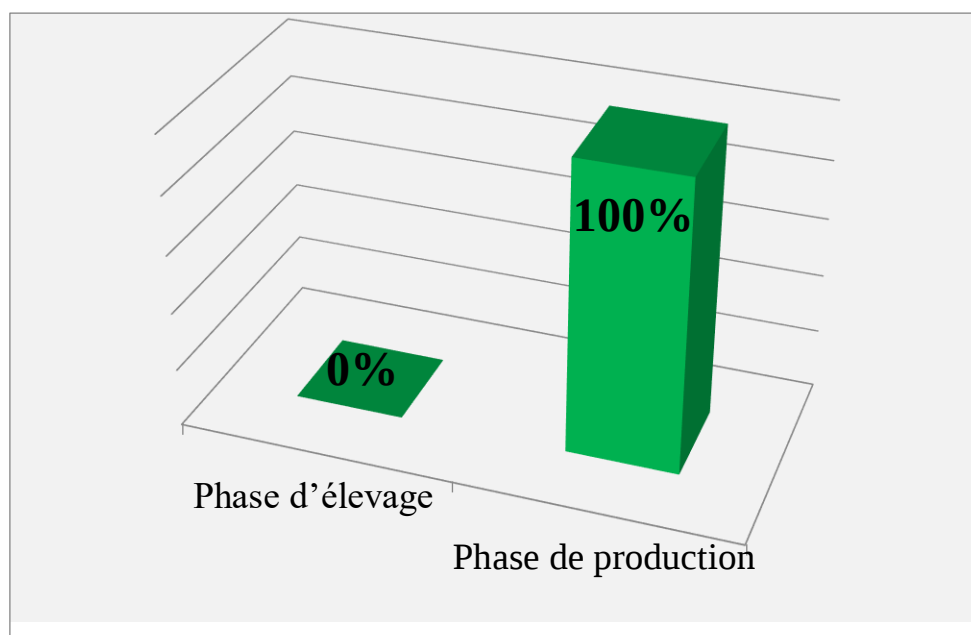


Figure 44: Histogramme représentatif de la phase d'élevage la plus touchée.

23. Le type de diagnostic réalisé par les vétérinaires.

Le diagnostic de la LTI chez la plupart des vétérinaires questionnés (100%) repose sur les signes cliniques, par contre le diagnostic de laboratoire est moins utilisé (20%).

Tableau 30 :Le type de diagnostic réalisé par les vétérinaires.

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Diagnostic clinique	30	100%
Diagnostic de laboratoire	06	20%

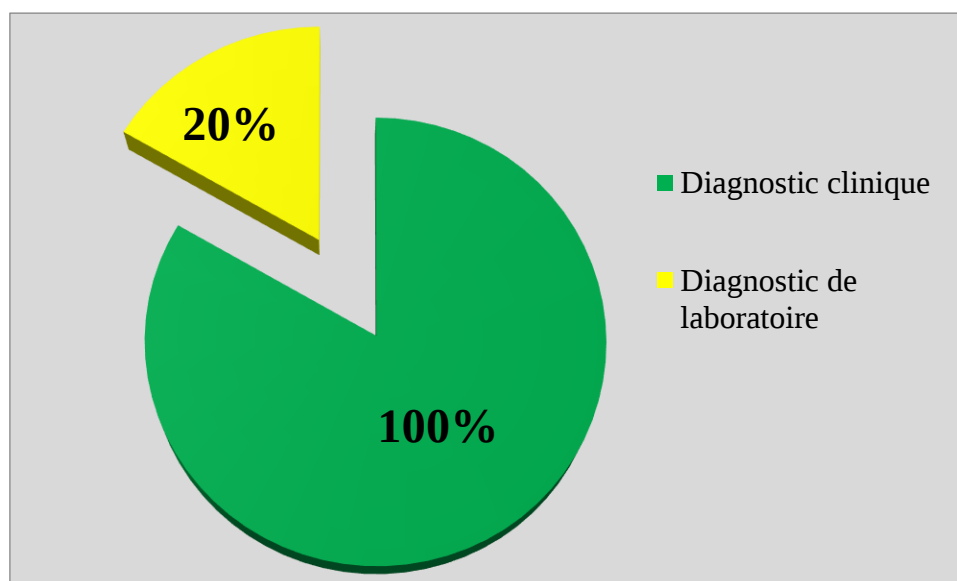


Figure 45 : Diagramme circulaire représentatif du type de diagnostic réalisé par les vétérinaires.

IV.1.3. Partie 3 : Chute de ponte

24. Les accidents de ponte recueillir au pris des vétérinaires

Nous remarquons d'après les résultats obtenus, que 100 % des vétérinaires interrogés confirment la présence des accidents de ponte au niveau d'élevage suivi.

Tableau 31 : Les accidents de ponte recueillir au pris des vétérinaires

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Oui	30	100%
Non	00	0%

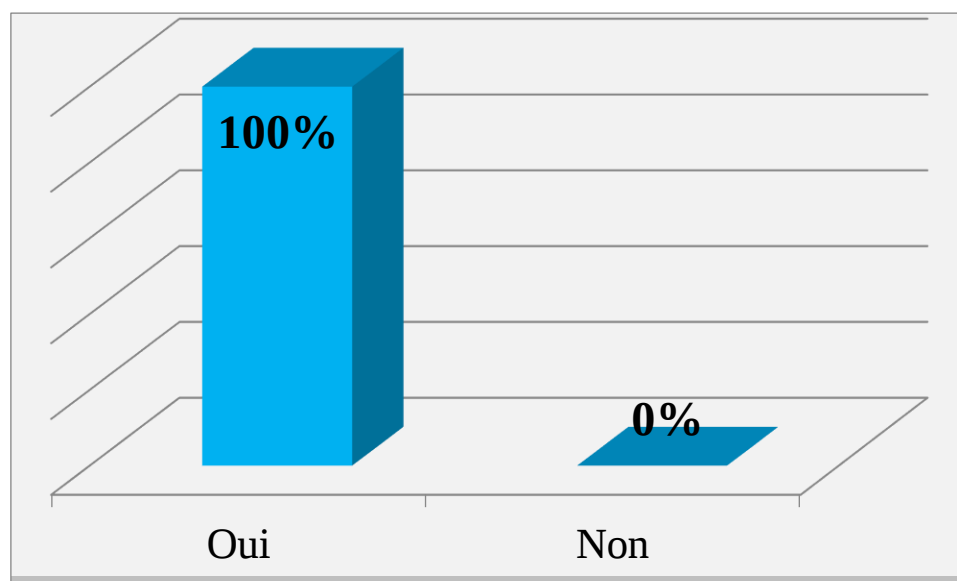


Figure 46: Histogramme représentatif des accidents de ponte recueillis au pris des vétérinaires

25. Taux de chute de ponte observés

Les résultats obtenus, nous montrent que 60 % des vétérinaires questionnés ont constatés une chute de ponte de 5-15%, et 20% d'entre eux estiment une chute entre 15-30%, tandis que 20% d'entre eux ont répondu plus de 30%.

Tableau 32 : Taux de chute de ponte observés.

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
5-15%	18	60%
15-30%	06	20%
Plus de 30%	06	20%

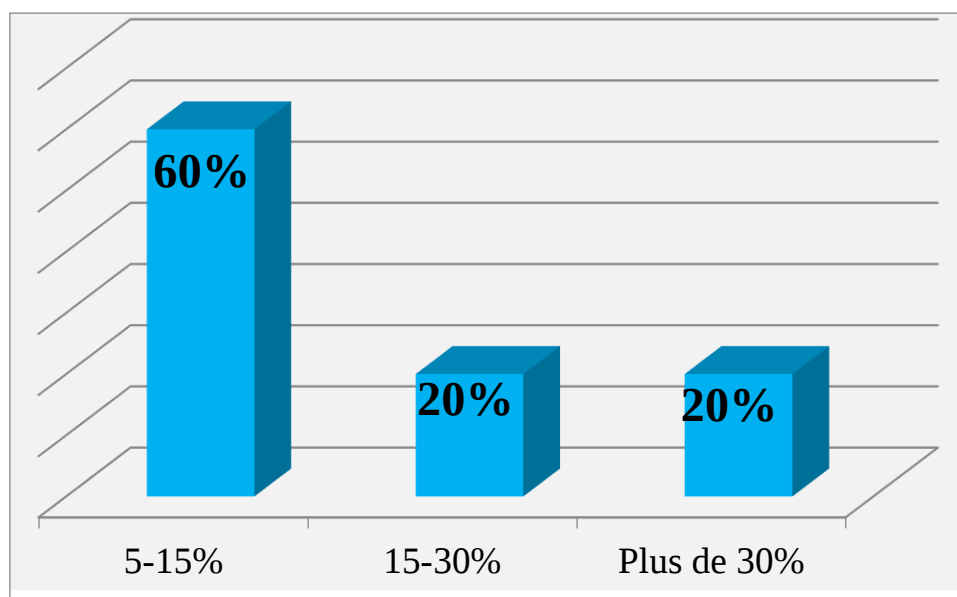


Figure 47: Histogramme représentatif du Taux de chute de pont observés.

26. Estimations de la durée de ces chutes de pont.

Nous avons eu comme résultat de notre enquête que 40 % des vétérinaires ont remarqués que la chute de pont dure moins d'une semaine, et 27% d'entre eux ont constatés cette durée de chute entre 1 et 2 semaines, et 20% ont répondues que ces chutes dure entre 2 et 3 semaines, tandis que 13% des vétérinaires disent qu'elle dure plus de 3 semaines.

Tableau 33 : Estimations de la durée de ces chutes de pont.

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Moins de 1 semaine	12	40%
Entre 1 et 2 semaines	08	27%
Entre 2 et 3 semaines	06	20%
Plus de 3 semaines	04	13%

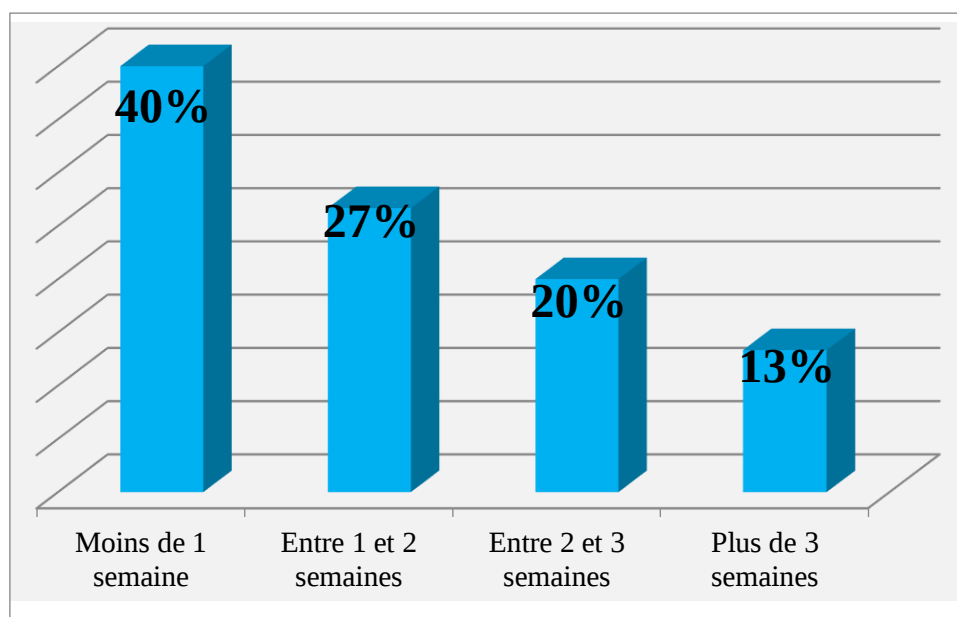


Figure 48: Histogramme représentatif de l'estimation de la durée de ces chutes de pont.

27. L'âge où la chute de pont se présente

D'après notre enquête et les résultats obtenus, nous avons constaté que 80 % des chutes de pont se présentent au pic de pont et 10 % ces chutes se présentent au début de pont et en fin de production.

Tableau 34 : L'âge où la chute de pont se présente.

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Début de pont (Phase ascendante)	03	10%
Pic de pont	24	80%
Fin de production (phase descendante)	03	10%

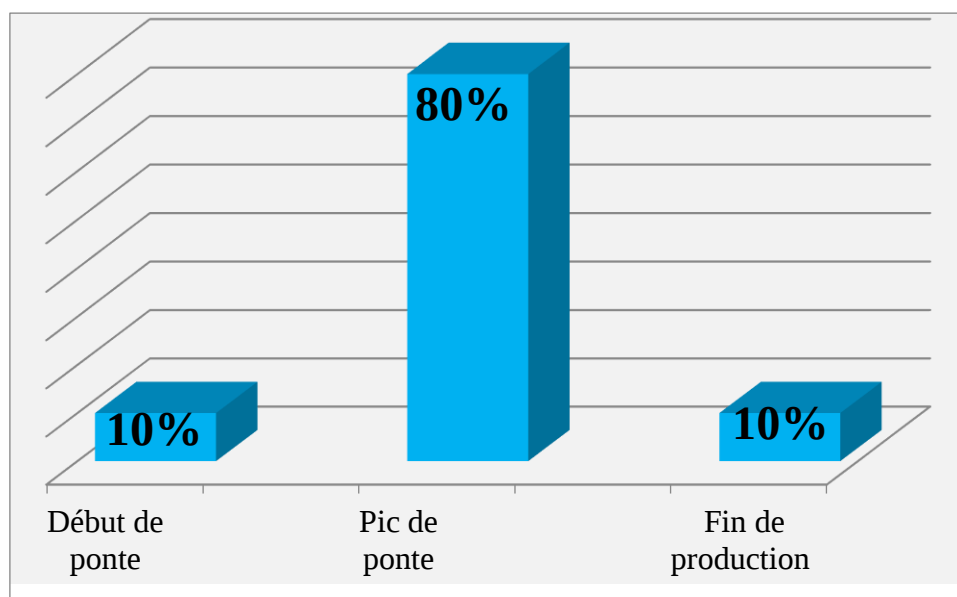


Figure 49: Histogramme représentatif de l'âge où la chute de pont se présente.

28. Les origines des chutes de pont.

Nous avons eu comme résultats de notre enquête, que 80 % des vétérinaires interrogés confirment que l'origine de ces chutes de pont sont dues à l'alimentation, et 67 % d'entre eux disent que l'origine est bactérienne, et il y'a d'autres à 50 % suspectent que l'origine est virale, et que 33% d'entre eux disent qu'elle est parasitaire.

Tableau 35 : Les origines des chutes de pont

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Affection virales	15	50%
Affection bactériennes	20	67%
Affection parasitaires	10	33%
Origine alimentaire	24	80%
Autres	00	0%

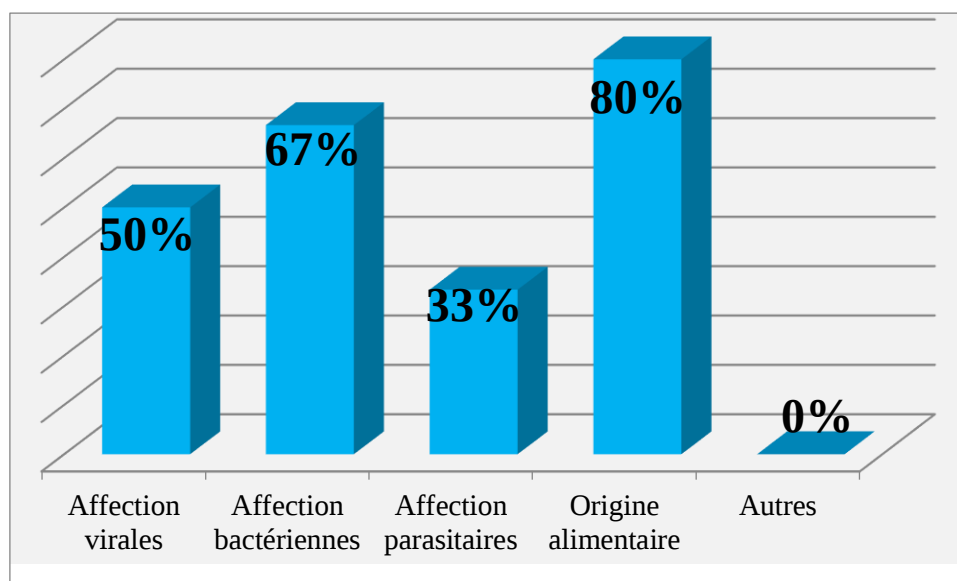


Figure 50: Histogramme représentatif des origines de la chute de ponte.

29. La fréquence des pathologies virales les plus rencontrés en élevage de poule pondeuse

Les vétérinaires questionnés ont reconnu la Bronchite infectieuse et la Newcastle et la LTI comme les pathologies virales les plus rencontrés en élevage de poule pondeuse avec un taux de 80%, 60%, 60% respectivement. EDS à un taux de présence en élevage de 50%. Or qu'Encéphalomyélite présente avec un pourcentage de 7%.

Tableau 36 : La fréquence des pathologies virales les plus rencontrés

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Bronchite infectieuse	24	80%
Maladie de Newcastle	18	60%
Laryngotrachéite infectieuse	18	60%
EDS (Egg Drop Syndrome)	15	50%
Encéphalomyélite	02	7%
Autres	00	0%

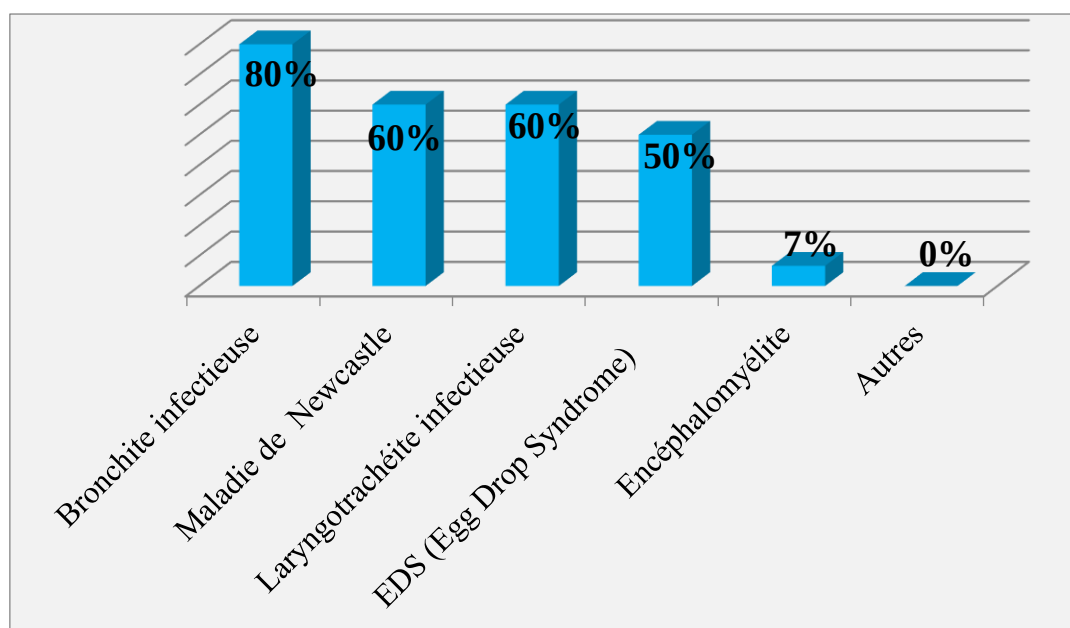


Figure 51 : Histogramme représentatif de la fréquence des pathologies virales les plus rencontrés en élevage de poule pondeuse.

30. Fréquence de production d'œufs anormaux.

D'après nos résultats, on constate que 100% des vétérinaires confirment que ces chutes de ponte sont accompagnées par une production d'œufs anormaux.

Tableau 37 : Fréquence de production d'œufs anormaux

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Oui	30	100%
Non	00	0%

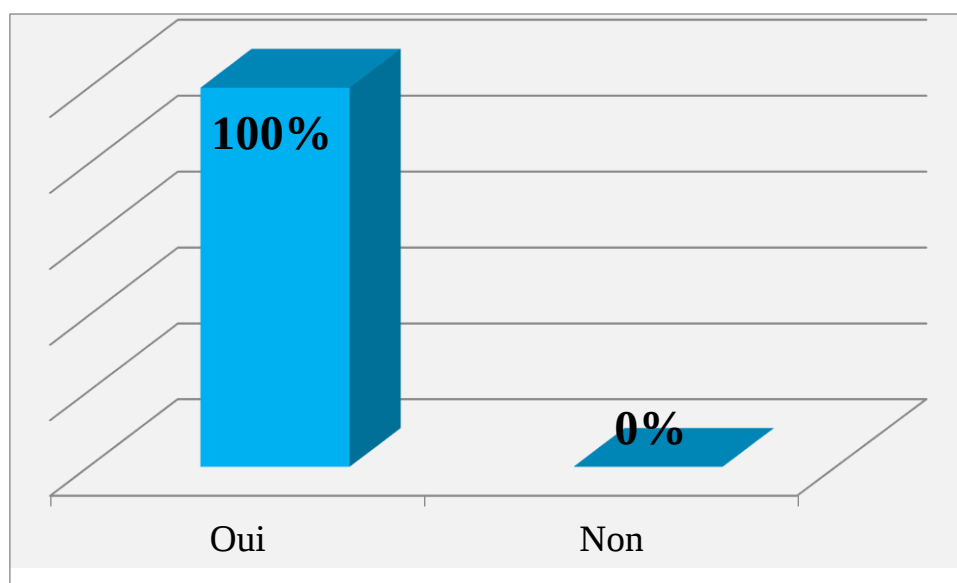


Figure 52: Histogramme représentatif de la fréquence de production d'œufs anormaux.

31. Aspect des œufs anormaux.

D'après les résultats obtenus, les vétérinaires interrogés ont remarqué des œufs anormaux : avec un changement de couleur (40%), sans coquille (60%), avec des coquilles fragiles (73%).

Tableau 38 : Aspect des œufs anormaux.

Paramètre		Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Coquille	Présente	12	40%
	Absente	18	60%
Solidité de la coquille	Oui	08	27%
	Non	22	73%
Décoloration de la coquille		12	40%
Autres		06	20%

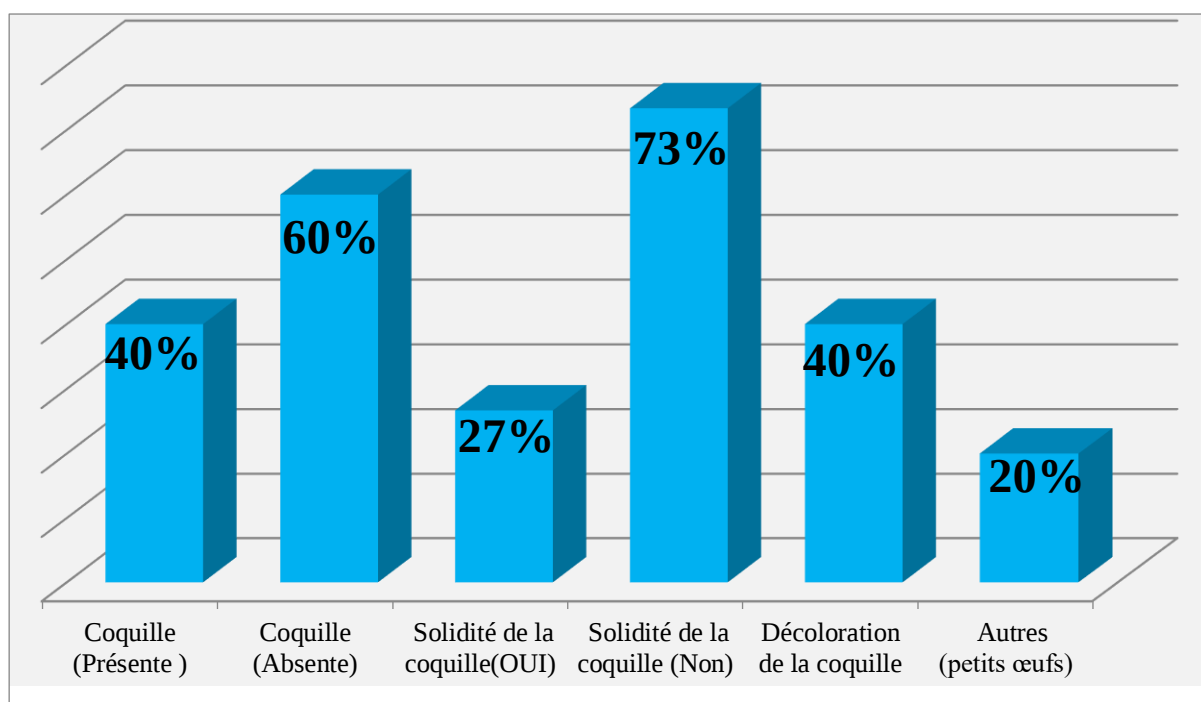


Figure 53: Histogramme représentatif de l'aspect des œufs anormaux.

32. L'accompagnement de la mortalité à la chute de ponte.

D'après notre enquête, 100% des vétérinaires ont répondu que ces chutes de ponte s'accompagnent de mortalité.

Tableau 39 : L'accompagnement de la mortalité à la chute de ponte.

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Oui	30	100%
Non	00	0%

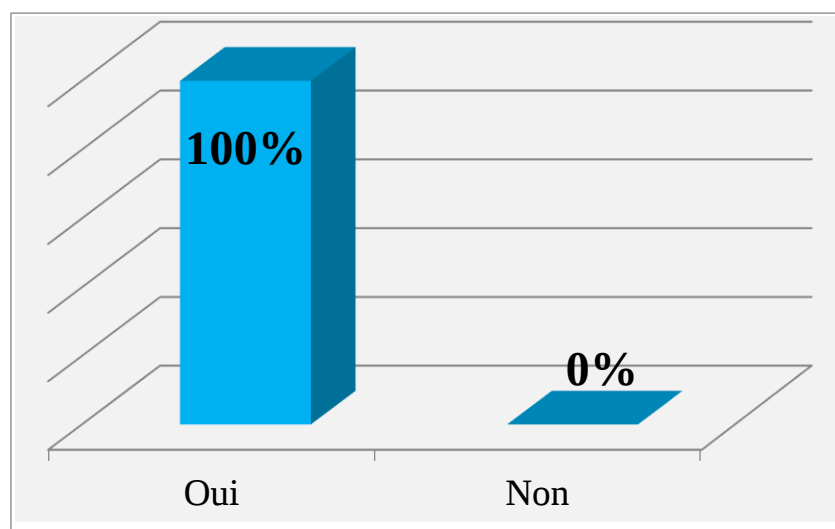


Figure 54: Histogramme représentatif de l'accompagnement de la mortalité à la chute de pont.

33. Le taux de mortalité accompagné aux chutes de pont.

D'après notre enquête, nous avons déterminés que le taux de mortalité varie entre 10-30% avec un pourcentage de 40%, tandis que 60% présentent moins de 10%.

Tableau 40 : Taux de mortalité accompagné aux chutes de pont

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
<10%	18	60%
10-30%	12	40%
Plus de 30%	00	0%

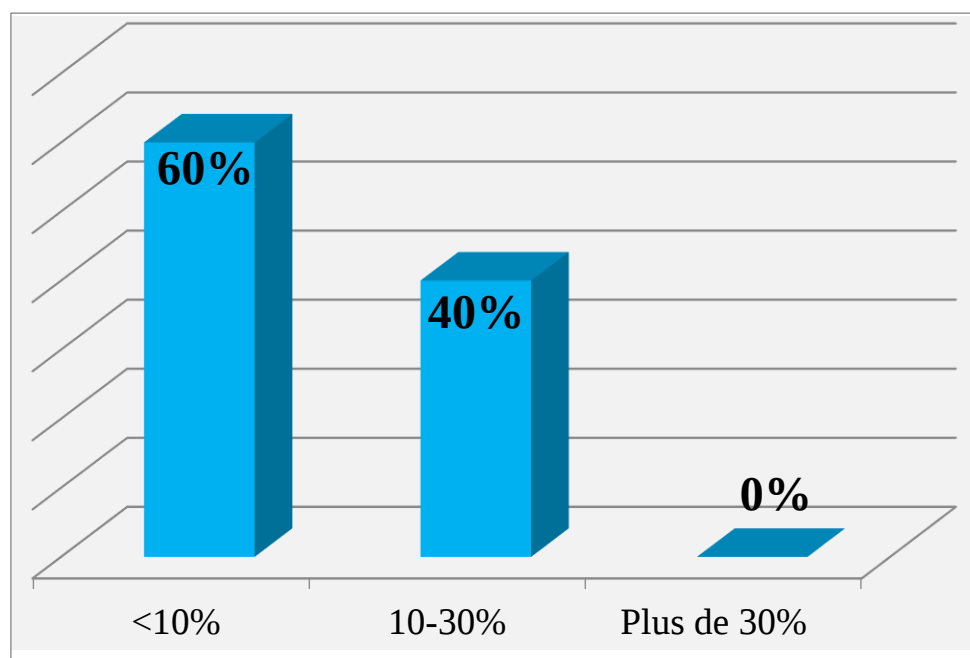


Figure 55: Histogramme représentatif du taux de mortalité accompagné aux chutes de pont.

34. La présence des symptômes associe à la chute de pont.

Les résultats obtenus, montrent que 100% des vétérinaires questionnés ont noté la présence des symptômes associés à ses chutes de pont.

Tableau 41 : Présence des symptômes associe à la chute de pont

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Oui	30	100%
Non	00	0%

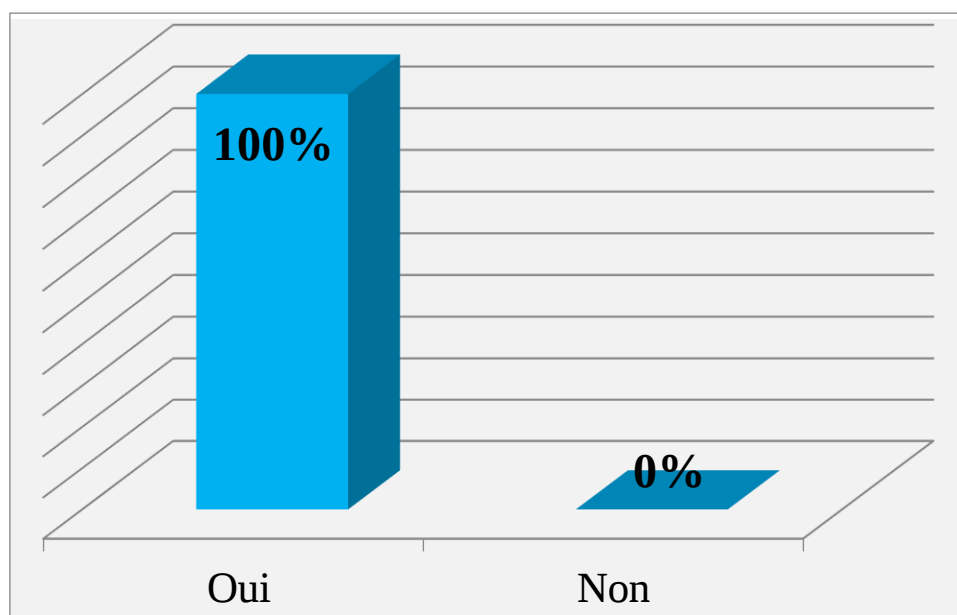


Figure 56: Histogramme représentatif de la présence des symptômes associe à la chute de pont.

35. Les symptômes associés aux chutes de pont.

Selon notre enquête il y a plusieurs signes observés lors de chute de pont mais les plus observés selon les vétérinaires sont les signes digestifs et les signes génitaux avec un taux de 60%, des signes respiratoires avec un pourcentage de 40%. Tandis que 10% pour les signes nerveux.

Tableau 42 : Les symptômes associés aux chutes de pont.

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Signes génitaux	18	60%
Signes digestives	18	60%
Signes respiratoires	12	40%
Signes nerveux	03	10%
Autres	00	0%

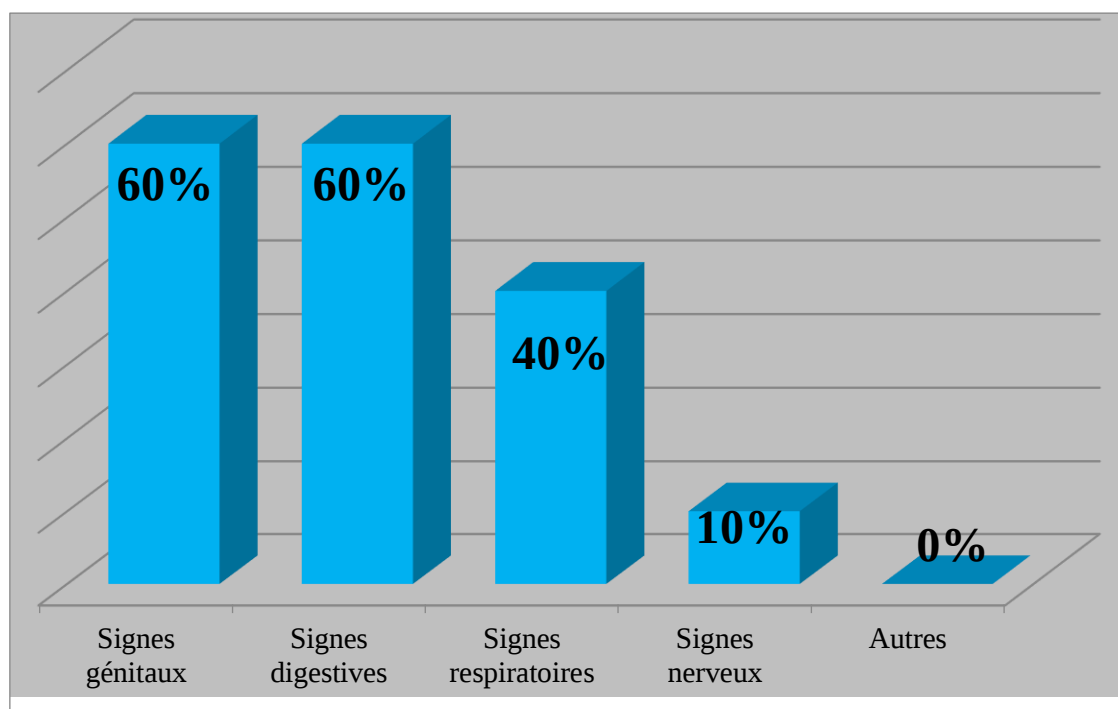


Figure 57: Histogramme représentatif des symptômes associés aux chutes de ponte.

36. Les maladies contre lesquelles les poulettes ont été vaccinées

Les résultats obtenus, montrent que 100 % des vétérinaires réalisent des vaccins contre la BI et la maladie Newcastle. 80% d'entre eux réalisent des vaccins contre l'EDS et la LTI. 60% vaccinent contre l'Encéphalomyélite. Alors que peu entre eux utilisent des vaccins contre d'autres maladies or celles fournies pour eux.

Tableau 43 : Les maladies contre lesquelles les poules ont été vaccinée

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
BI (Bronchite infectieuse)	30	100%
ND (Newcastle)	30	100%
EDS (Egg drop syndrome)	24	80%
AE (Encéphalo-myélite)	18	60%
LTI (Laryngotrachéite Infectieuse)	24	80%
Autres	00	0%

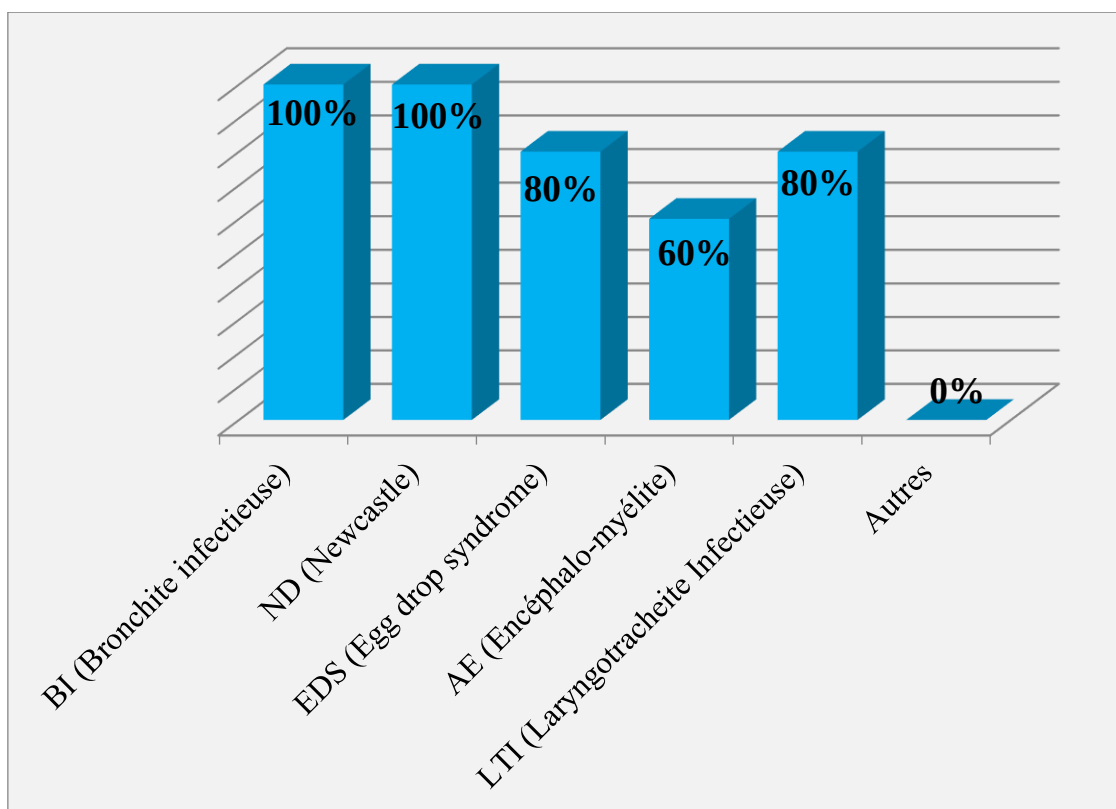


Figure 58: Histogramme représentatif des maladies contre lesquelles les poulettes ont été vaccinées.

37. La fréquence de confirmation par un test sérologique en cas de LTI.

Les résultats obtenus nous montrent que 27% des vétérinaires questionnés utilisent un test sérologique pour confirmer leurs suspicions tandis que 73 % d'entre eux n'utilisent pas ce test.

Tableau 44 : Fréquence de confirmation par un test sérologique en cas de LTI.

Paramètre	Nombre des réponses	Pourcentage (%)
Oui	08	27%
Non	22	73%

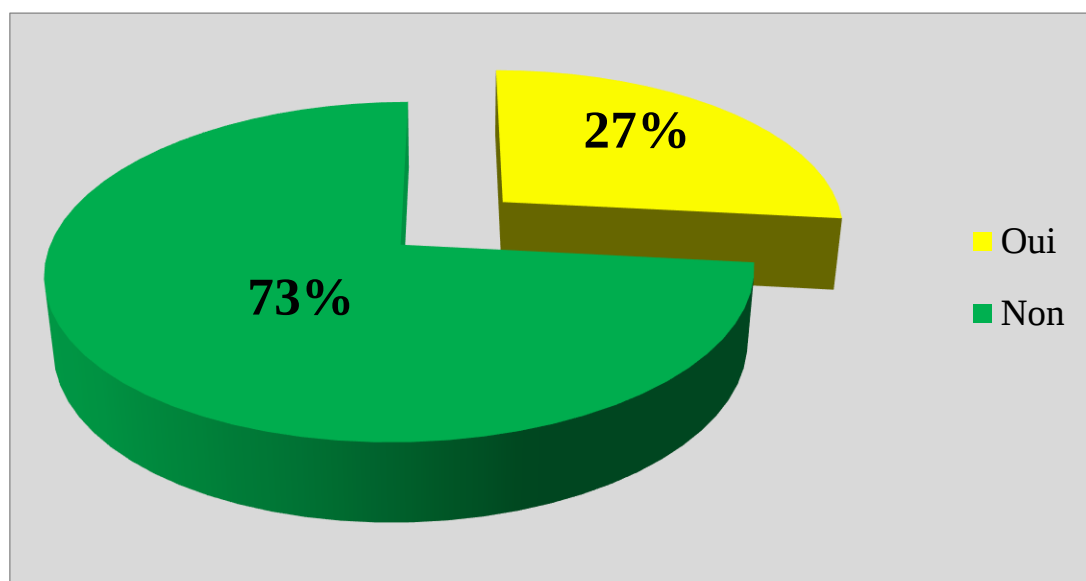


Figure 59 : Diagramme circulaire représentatif de la fréquence de confirmation par un Test sérologique en cas de LTI.

IV.2 Etude sérologique

Le tableau (45) présente les scores des titres d'anticorps pour l'ILT. Sur 48 troupeaux de poules pondeuses, 27 (56,25 %) étaient séropositifs pour l'ILT et le tableau suivant a montré un faible CV (CV= 13 % - 49 %) et une différence ($p < 0,0001$) dans le titre moyen d'anticorps, entre le premier et le deuxième ensemble d'échantillons ($4135,00 \pm 278,19$ contre $11046,00 \pm 649,71$).

Pour les 21 troupeaux restants (43,75 %), les scores ELISA étaient dans les normes attendues et il y avait des symptômes ou des lésions qui se référaient à l'ILT.

Tableau 45 : Score sérologique de la LTI dans 48 élevages de poules pondeuses.

Pathology	Antibody titers		CV (%)	SE		P	Seropositivity (%)
	Mean 1	Mean 2		SE 1	SE 2		
ILT	4135.00	11046.00	13- 49	278.19	649.71	<0.0001	56.25

Les lésions et symptômes de la LTI observés sur le terrain : étaient des signes respiratoires, trachéite hémorragique, sinusite, conjonctivite, baisse de la production d'œufs, morbidité élevée et faible mortalité.

Nous avons observé que l'utilisation de signes nécropsiques et cliniques pour diagnostiquer cette maladie correspondait à nos résultats sérologiques (tableau 46), conduisant à une spécificité (70%). Cela signifie que tous les oiseaux suspectés d'être atteints la LTI avaient des anticorps spécifiques. Cependant, les sensibilités étaient de 55 %. Jusqu'à présent, pour cette maladie, le diagnostic clinique et le diagnostic de laboratoire ont été particulièrement fiables.

Tableau 46 : Sensibilité (%) et spécificité (%) du diagnostic, avec un intervalle de confiance (IC) de 95 % et une prévalence réelle du test basée sur les signes lésionnels et cliniques de la LTI.

Pathology	Sensibilité (%) (95%CI)	Spécificité (%) (95%CI)	Intervalle de confiance (%) (95%CI)
LTI	55.0 (45.5,90.0)	70.4 (50.7, 100.0)	46.5 (36.8, 62.6)

Les facteurs qui influencent la séropositivité de la LTI sont présentés dans le tableau 4. Les troupeaux ayant une mauvaise hygiène étaient plus séropositifs de 68 % (OR = 1,68, $p = 0,002$) que ceux ayant une bonne hygiène.

Par conséquent, lorsque la vaccination n'a pas été appliquée, les troupeaux étaient significativement plus séropositifs de 54 % (OR = 1,54, $p = 0,01$) par rapport aux troupeaux vaccinés. D'autre part, les troupeaux dont le taux de chute des œufs se situait entre 10 et 30 % étaient significativement plus séropositifs à 42 % (OR = 1,42, $p = 0,04$) que ceux dont le taux de chute des œufs était supérieur à 30 %. Cependant, il n'y a pas eu d'effet significatif sur la quantité de titres d'anticorps parmi les échantillonnages temporels des paramètres suivants : climat, saison, zone, âge, densité, souche et taux de mortalité.

Tableau 47 : Effets de différents facteurs de risque sur la séropositivité pour l'ILT dans 48 troupes de poules pondeuses.

Facteurs	Valeur	Prévalence	Estimation	SE	OR	95%CI	P
Saison	Autumn	14.1	0.20	0.17	0.79	0.56-1.11	0.60
	Spring	37.7	-0.37	0.21	1.06	0.78-1.68	0.18
	Summer	48.2	Ref				
Climat	Wet	68.6	-0.15	0.20	0.84	0.52-1.42	0.42
	Dry	31.4	Ref				
Région	West	54.3	-0.21	0.16	0.78	0.88-1.59	0.32
	East	21.5	0.51	0.19	0.96	0.69-1.89	0.78
	Center	24.2	Ref				
Souches	Hy-line	27.8	0.35	0.15	0.74	0.92-1.76	0.19
	Lohman	12.3	-0.07	0.24	1.38	0.38-1.47	0.67
	Tetra-SL	13.0	-0.09	0.31	0.88	1.09-2.7	0.77
	ISA Brown	46.9	Ref				
Age (Semaine)	22-45	38.5	-0.02	0.15	0.90	0.77-1.37	0.89
	45-65	61.5	Ref				
Densité (oiseaux/cage)	> 4	26.3	0.28	0.19	0.98	0.92-1.98	0.56
	≤ 4	73.7	Ref				
Hygiène	Bad	49.0	0.48	0.21	1.68	0.67-1.54	0.002
	Intermediate	28.8	0.10	0.17	1.14	0.79-2.13	0.78
	Good	22.2	Ref				
Vaccination	No vaccine	45.8	0.37	0.24	1.54	0.89-2.32	0.01
	Vaccine	54.2	Ref				
Mortalité(%)	>5	21.2	0.12	0.18	1.06	0.57-1.65	0.21
	<5	78.8	Ref				
Oeuf tombant (%)	10-30	19.6	0.32	0.28	1.42	1.03-1.99	0.04
	<10	27.3	-0.09	0.21	1.06	0.71-1.87	0.46
	>30	53.1	Ref				

V. Discussion

V.1 Enquête

L'aviculture a une grande importance en Algérie, c'est la branche des productions animales qui a enregistré un développement remarquable, mais la productivité reste toujours faible à cause des maladies surtout d'origine bactérienne ou virale.

L'objectif de cette étude est de donner un aperçu général sur l'une des maladies les plus rencontrée dans le secteur avicole notamment en élevage de poule pondeuse dont Laryngotrachéite infectieuse. Après discussions avec les médecins vétérinaires, les résultats obtenus par cette enquête ont révélé que :

L'importance de l'activité avicole chez les vétérinaires interrogés est principale (77%) et presque la majorité (90%) de ces derniers font des suivis d'élevage de poule pondeuse et qui ont une expérience moins de 5ans (43%).

Concernant la partie sur la perception de chute de ponte, la totalité des vétérinaires (100%) affirment qu'ils ont eu des accidents de chute de ponte de 5 à 15% (60%) chez leur clientèle pendant le pic de ponte (80%) pendant une semaine (40%). Ce phénomène de chute de ponte due à des causes d'origine alimentaire (80%), bactérienne (67%) et virale (50%).

Autrement, selon les résultats obtenus la maladie de Laryngotrachéite (LTI) est fréquente dans les élevages de poule pondeuse (47%) à cause d'un programme vaccinal non adapté (80%) provoquant des signes respiratoires (100%), des chutes de pontes (60%) ou changement dans qualité des œufs (100%) avec une morbidité plus de 50% et une mortalité moins de 50% pour la majorité des vétérinaires.

Enfin, le diagnostic de la LTI est basé sur les signes cliniques chez la totalité des praticiens alors que le diagnostic de laboratoire (sérologie) est moins utilisé (20%)

V.2 Etude sérologique

V.2.1 Score sérologique

La clinique aide à diagnostiquer les TSL, mais une confirmation du laboratoire est nécessaire (**Uddin et al, 2014**). Parce que les maladies virales et bactériennes des volailles qui ont un tropisme respiratoire se ressemblent et peuvent être cliniquement confondues, y compris le poxvirus, *Mycoplasma gallisepticum*, la maladie de Newcastle, la grippe aviaire (H9N2), la bronchite infectieuse et l'adénovirus aviaire (**García et Spatz, 2020 ; Jackwood et de Wit, 2020 ; De Macedo Couto et al, 2015**). Parmi les tests sérologiques de laboratoire,

l'ELISA est largement utilisé pour mesurer les titres d'anticorps. Nous avons choisi le dépistage ELISA indirect, qui s'est avéré être le test sérologique le plus pratique, simple à réaliser, rapide et ne nécessitant que très peu de sérum (**Leong et al, 1994 ; Garrido et al, 2016**).

Dans notre étude, les élevages de poules pondeuses choisis comme échantillons avaient un taux de séropositivité de 56,25% pour la LTI, un faible CV (CV= 13 - 49%) a été montré ainsi qu'une différence ($p < 0,0001$) dans les titres moyens d'anticorps entre le premier et le second ensemble d'échantillons ($4135,00 \pm 278,19$ contre $11046,00 \pm 649,71$). Un troupeau vacciné contre la LTI est considéré comme positif lorsque les tests de sérum sont positifs dans les deux séries d'échantillons de sang, les titres d'anticorps sont beaucoup plus élevés que les titres de la vaccination au départ (1000-4000) avec une CV très serrée ($< 40\%$) et présentant des signes bénins et des lésions importantes qui expliquent une infection virale.

En effet, tant qu'aucun vaccin contre la LTI n'est administré, une sérologie positive révèle une circulation du virus de la LTI lorsque les titres sont négatifs et seront positifs dans la deuxième série d'échantillons de sérum ; la séroconversion, associée bien sûr à des signes cliniques graves, à des lésions macroscopiques avec baisse de la production d'œufs et de la qualité de la coquille est affectée.

Sur le plan sérologique, l'élévation des titres d'anticorps entre les deux prélèvements indique une infection récente ou une réactivation virale symptomatique. D'une part, la réponse immunitaire est estimée par le niveau d'anticorps spécifiques produits contre le virus sauvage ou la souche vaccinale. D'autre part, les troupeaux protégés doivent avoir une moyenne élevée de titres d'anticorps entre le moment où la vaccination a été effectuée et le moment où elle a été effectuée, avec une absence de signes cliniques spécifiques comme (**Aras et al, 2018 ; Salhi et al, 2018 ; Messai et al, 2019 ; Baksi et al, 2016**).

V.3 Etude clinique :

Les signes cliniques et les lésions macroscopiques de la LTI observés dans notre étude étaient des signes respiratoires, une trachéite mucoïde à hémorragique, une sinusite, une conjonctivite, une baisse de la production d'œufs, une mauvaise qualité de la coquille avec un taux de morbidité élevé et un faible taux de mortalité. Nos observations sont corrélées avec celles rapportées par (**Garcia et Spatz, 2020 ; Jackwood et De Wit, 2020 ; Kirkpatrick et al, 2006 ; Menendez et al, 2014 ; Kaboudi et al, 2016**).

V.4 Les facteurs de risque

En ce qui concerne les facteurs affectant la LTI, on a constaté un effet significatif de la vaccination, de l'hygiène et la production d'œufs sur les titres d'anticorps dans le temps 2. Lorsque les sujets n'étaient pas vaccinés, les élevages semblaient être plus séropositifs que les élevages vaccinés : 54 % (OR = 1,54, $p = 0,01$).

Par conséquent, les titres moyens d'anticorps étaient plus élevés dans les élevages ayant une mauvaise hygiène que dans ceux ayant une bonne hygiène : 68 % (OR = 1,68, $p = 0,002$). Autrement, les élevages dont le taux de chute de ponte était compris entre 10 - 30 % étaient significativement plus séropositifs à 42 % (OR = 1,42, $p = 0,04$). Un taux de séropositivité de 56,25 % pour la LTI enregistré dans notre étude signifie que sur 48 élevages, 27 ont été touchés par la LTI.

Plusieurs scénarios peuvent expliquer le taux de séropositivité de 56,25 %, il peut être dû à une infection par le virus sauvage d'LTI en particulier dans les élevages non vaccinés, ou à la réactivation du virus latent des oiseaux récupérés d'une infection à LTI. En effet, La circulation de souches vaccinales vivantes atténuées causée par l'échec ou des pratiques de vaccination inadéquates (**García et spatz, 2020 ; Hughes et al,1989**).

Les vaccins vivants protègent contre la LTI (**García et spatz, 2020**). Alors que dans notre étude, 22 fermes n'ont pas été vaccinées, et les 26 autres fermes ont reçu le vaccin vivant atténué CEO, ce qui signifie que 5 fermes parmi les 26 vaccinées ont probablement subi un passage viral malgré la vaccination.

Le succès d'une vaccination dépend largement du choix des souches vaccinales et du protocole de vaccination (**Coppo et al,2013 ; Fulton et al,2000**). Malgré cela, on sait que les foyers de la maladie dans les élevages vaccinés sont assez fréquents (**Coppo et al,2013 ; Fulton et al,2000**). Les flambées sur le terrain sont la conséquence de la circulation des souches vaccinales qui ont retrouvé leur virulence en raison du manque de biosécurité, d'une vaccination inadéquate (**García et spatz,2020**).

En Algérie, la vaccination LTI est le plus souvent réservée aux seuls animaux de valeur, comme les poules pondeuses et les reproducteurs, les poulets de chair étant parfois vaccinés. Cependant, trois des quatre vaccins LTI utilisés en Algérie, sont des souches vivantes (CHP50, Serva, Hudson), et tous sont CEO ; un seul est un vaccin vectorisé.

En fait, les vaccins CEO peuvent se propager et retrouver leur virulence après des passages limités entre les élevages de volailles (**Coppo et al, 2012 ; Guy et al, 1991**). De nombreuses études moléculaires et épidémiologiques confirment que certains foyers d'ILT sont causés par des vaccins CEO, contrairement aux vaccins TCO (Tissue Culture Origin), qui ont une faible capacité de dissémination, donc moins de chance de retrouver leur virulence (**Coppo et al, 2012 ; Guy et al, 1991**). Le seul vaccin TCO produit est le LT- Ivax ; il n'est utilisé qu'aux États-Unis et en Europe (**Coppo et al, 2013 ; García, 2017**). Les vaccins vectorisés ne peuvent pas retrouver leur pathogénicité ; ils ne peuvent pas se propager, ne peuvent pas être réactivés à partir d'une latence et ne peuvent pas se recombiner pour faire émerger une souche virulente (**García et spat, 2020**).

En Algérie, les mesures de biosécurité sont insuffisantes, la séparation entre les différents types de production de volaille est rarement établie. Très souvent, dans un même élevage de volailles, nous avons trouvé deux types d'élevage, des poules pondeuses et des poulets de chair, ou des reproducteurs et des poulets de chair. Les poulets de chair et les poules pondeuses non vaccinées sont considérés comme des porteurs sains, ce qui peut aider et faciliter la transmission et la réversion des souches vaccinales du CEO, retrouver leur virulence et provoquer des épidémies.

En outre, certains élevages de poulets de chair sont vaccinés avec le vaccin CEO par pulvérisation d'aérosol grossier ; des réactions post-vaccinales, la propagation et la réversion peuvent se produire, provoquant ainsi des épidémies (**Zavala, 2011**).

Dans notre étude, les titres moyens d'anticorps étaient plus élevés dans les élevages ayant une mauvaise hygiène que dans ceux ayant une bonne hygiène : 68 % (OR = 1,68, p = 0,002). Il convient de souligner qu'aucun vaccin ne résoudra le problème de la maladie si d'importantes précautions sanitaires ne sont pas prises. Celles-ci comprennent le respect des méthodes d'élevage, le nettoyage et la désinfection des locaux, le respect du vide sanitaire, y compris l'hygiène, de l'alimentation et du logement, qui réduira la pression du virus dans une exploitation. Il est à noter qu'une bonne hygiène et des mesures de biosécurité correctes visent à prévenir la maladie, réduisant ainsi son impact économique (**Dufour-Zavala, 2008 ; Jahan et al, 2012**).

Des études récentes dans le monde entier (États-Unis, Brésil, Norvège, Palestine, Australie) montrent que l'ILT est responsable de pertes de ponte chez les poules pondeuses pouvant dépasser 30 % (**Barhoom ,2009 ; Parra, 2016**). Dans notre étude, les élevages dont

le taux de chute des œufs se situait entre 10 - 30 % étaient significativement plus séropositifs de 42 % (OR = 1,42, p = 0,04). (**Jackwood et De Wit,2020 ; Barhoom,2009 ; Parra et al,2016**)ont rapporté qu'une forme modérée de cette maladie émerge dans les élevages de poules pondeuses et qu'elle se manifeste par des symptômes respiratoires très légers et une baisse modérée de la ponte entre 10 et 15 %, ce qui la confond avec d'autres maladies de tropisme respiratoire viral, notamment la bronchite infectieuse (IB). Cependant, la LTI se propage lentement dans un troupeau, mais les signes cliniques et les lésions grossières peuvent être plus graves (**Jackwood et De Wit, 2020**).

Le contrôle de la LTI passe par un programme de vaccination correct et le respect de mesures de biosécurité strictes. En outre, la vaccination des volailles pendant une épidémie est reconnue comme un bon moyen de réduire les manifestations cliniques, de contrôler les stratégies d'infection, de limiter efficacement la propagation du virus et de raccourcir la durée de la maladie (**García et spatz, 2020**). Pour les poules pondeuses, la vaccination par l'eau de boisson est préférable à la vaccination par pulvérisation, afin d'améliorer la couverture du l'élevage, d'éliminer les réactions et d'éviter la propagation et le retour du vaccin CEO (**Garritty, 2008**).

Conclusion

L'aviculture joue un rôle socio-économique important dans l'économie des pays en développement dont l'Algérie faisant partie. En revanche, elle se pratique dans des conditions d'élevage très sommaires, constituant le lit des infections notamment les pathologies virales à savoir la Laryngotrachéite Infectieuse (LTI), ce qui est à l'origine de la faible productivité en élevage de poule pondeuse (œufs de consommation).

Pour cela, une enquête épidémiologique et sérologique a été effectuée montrant que la LTI représente toujours un problème pour le secteur avicole notamment l'élevage de poule pondeuse (œufs de consommation) malgré la vaccination systématique, ce qui pourrait témoigner d'échecs vaccinaux sur le terrain. L'enquête sérologique par ELISA, a révélé des anticorps anti-VILT signifiant la circulation de ce virus dans les élevages de poules pondeuses en Algérie avec une séroprévalence élevée.

Nombreux sont les facteurs de risque qui contribuent à l'aggravation des infections virales tels que le manque d'hygiène, l'absence de biosécurité et un programme de vaccination inadéquat, et qui peut entraîner d'énormes pertes économiques en termes de production (baisse de la ponte). Toutefois, il serait possible de limiter ses dégâts en améliorant les conditions d'élevage.

Son diagnostic sur le terrain est alors délicat en première intention et le recours au laboratoire représente un outil utile de confirmation de l'infection pour faire un diagnostic correct.

Un bon protocole de vaccination, comprenant la vaccination de masse des poules pondeuses, l'utilisation de vaccins, des mesures strictes de biosécurité, un diagnostic rapide sont nécessaires pour minimiser l'apparition de la maladie dans nos exploitations avicoles pour une meilleure production en matière des œufs de consommation.

Recommandations

A l'issue de ce présent travail, nous pouvons recommander ce qui suit :

- ✓ Pour la réussite d'un élevage de poule pondeuse, la maîtrise de la conduite d'élevage est nécessaire pour mettre la poule dans un milieu favorable.
- ✓ La phase d'élevage est d'une importance capitale pour la réussite de la ponte. Au cours de cette période l'éleveur devra fixer des objectifs à savoir :
 - Produire des jeunes poules saines, bien vaccinées ; pour assurer une bonne viabilité.
 - Réaliser une croissance qui se traduit par une bonne homogénéité du lot.
 - Obtenir un poids vif compatible avec la maturité sexuelle : 1550g à 5% de ponte pour les souches lourdes et 1350 g pour les souches légères.

Pour avoir une bonne productivité des poules pondeuses :

- Améliorer les conditions d'élevage par l'instauration d'une conduite alimentaire et d'un calendrier vaccinal strict.
 - Eviter de laisser les portes des bâtiments ouvertes pour éviter l'intrusion de germes et l'apparition des maladies virales.
 - Contrôle strict du poids des poulettes afin de déterminer les quantités d'aliment à distribuer aux poulettes pour éviter tout retard dans leur maturité sexuelle.
 - Revoir le calendrier vaccinal et rechercher l'origine de la réapparition des maladies infectieuses en phase de production causant ainsi des pertes considérables sur le plan productivité et sur le plan économique.
 - Introduction de nouvelles techniques d'élevage, former et renforcer le personnel.
 - Informatiser les données des élevages pour une meilleure traçabilité des informations liés aux souches exploitées pour une meilleure appréciation des performances obtenues.
- ✓ Sur le plan épidémiologique, des enquêtes descriptives avec un échantillon tiré au sort afin d'estimer la prévalence réelle de la LTI, puis l'extrapoler à l'ensemble de la population paraissent nécessaires.
 - ✓ Sur le plan sérologique, nous recommandons la consolidation du diagnostic sérologique par la mise en évidence du virus.
 - ✓ Sur le plan économique, une sensibilisation des acteurs de la filière ponte quant à l'importance de la vaccination contre la LTI est nécessaire.



Fiche d'enquête

Dans le cadre d'une étude de *Projet de Fin d'Etude*, nous souhaitons effectuer une enquête de terrain sur : l'élevage de la poule pondeuse, la maladie de Laryngotrachéite Infectieuse et le syndrome de chute de ponte, dans la région de Bouira.

I. Partie 1 : L'élevage

1. Région d'étude ?

Bouira ville Ain Bessem Taghzout
Sour Elghozlane Bir Ghablou

2. Expérience du vétérinaire ?

0-5 ans 5-10 ans Plus de 10 ans

3. Quelle est l'importance de l'activité avicole chez votre clientèle ?

Activité principale Activité secondaire

4. Vous faites des suivis d'élevage de poule pondeuse ?

Oui Non

5. Quels sont les modes d'élevages rencontrés sur terrain ?

Fermier Semi intensif Intensif

6. Quel est le type de bâtiment les plus rencontrés ?

Traditionnel Moderne

7. Fréquence de consultation du poulailler :

☐ Quotidienne ☐ Hebdomadaire
☐ Lors de maladie ☐ Autres

8. Quelle sont les souches les plus rencontrées de poule pondeuse ?

☐ ISA Brown ☐ Tetra-SL ☐ Lohman ☐ Hy-line.

II. Partie 2 : L.T.I

1. Quelles sont les pathologies fréquentes en élevage de poule pondeuse ?

- ☐ Affections virales ☐ Affections Bactériennes
☐ Affections Parasitaires ☐ Origine Alimentaire
☐ Autres

2. Quelles sont les pathologies virales fréquentes en élevage de poule pondeuse ?

- ☐ Bronchite infectieuse ☐ Maladie de Newcastle
☐ Laryngotrachéite infectieuse ☐ EDS (Egg Drop Syndrome)
☐ Encéphalomyélite ☐ Maladie de Marek
☐ Autres

3. Avez-vous rencontré durant l'année des cas de LTI ?

- ☐ Oui ☐ Non

4. La fréquence d'apparition de LTI en élevage de poule pondeuse ?

- ☐ Très fréquente ☐ Fréquente ☐ Rare

5. Comment se manifeste-elle sur le plan clinique ?

- ☐ Signes respiratoires ☐ Signes digestifs
☐ Signes nerveux ☐ Signes génitaux
☐ Signes à tropisme rénale ☐ Autres

6. Comment se manifeste-elle sur le plan lésionnel ?

- ☐ Signes respiratoires ☐ Signes digestifs
☐ Signes nerveux ☐ Signes génitaux
☐ Signes à tropisme rénale ☐ Autres

7. Quel est le taux de morbidité ?

..... %.

8. Est-ce que ces manifestations sont accompagnées de mortalité ?

- ☐ Oui ☐ Non

9. Si oui, quel le taux ?

.....%

10. Quels sont les manifestations cliniques observées en cas de la maladie de LTI ?

- ☐ Une détresse respiratoire sévère accompagnée d'expectorations sanguinolentes
- ☐ Des râles trachéaux ☐ Une conjonctivite
- ☐ Une sinusite ☐ Une rhinite
- ☐ Une toux ☐ Un jetage
- ☐ Une baisse de croissance ☐ Une chute de ponte
- ☐ Une mortalité élevée
- ☐ Autres

11. Quels sont les lésions observées lors d'autopsie ?

- ☐ Une congestion du mucus ☐ Des hémorragies, au niveau du larynx et de la trachée
- ☐ Une conjonctivite et une sinusite séreuse ☐ Une pneumonie
- ☐ Une aérosacculite ☐ Inflammation catarrhale
- ☐ Autres

12. Quelles sont les raisons pouvant causer cette pathologie ?

- ☐ Echec vaccinal ☐ Souche vaccinale non adaptée
- ☐ Programme vaccinal non adapté ☐ Autres :

13. Dans quelle saison et période est-elle plus fréquente ?

- ☐ Automne ☐ Hiver
- ☐ Printemps ☐ Eté

14. Quelle est la phase d'élevage la plus touchée ?

- ☐ Phase d'élevage ☐ Phase e production

15. Votre diagnostic est basé sur ?

- ☐ Diagnostic clinique ☐ Diagnostic de laboratoire

III. Partie 3 : Chute de ponte

1. Est-ce que vous avez déjà noté des accidents de ponte dans chez votre clientèle ?

Oui ☐

Non ☐

2. Quels étaient les pourcentages de chutes de ponte observés ?

5-15%

15-30%

Plus de 30%

3. Combien du temps ont duré ces chutes de ponte ?

Moins de 1 semaine ☐

Entre 1 et 2 semaines ☐

Entre 2 et 3 semaines ☐

plus de 3 semaines ☐

4. A quel âge en semaines apparaissent ces chutes de ponte ?

✓ Début de ponte (phase ascendante) ☐

✓ Autour du pic de ponte ☐

✓ En phase descendante de la courbe de production ☐

5. A quoi sont due, d'après vous ces chutes de ponte ?

✓ Affections virales ☐

✓ Affections bactériennes ☐

✓ Affections parasitaires ☐

✓ Origine alimentaire ☐

✓ Autres

6. Si la cause est virale quelles sont, d'après vous les pathologies suspectées ?

✓ Bronchite infectieuse ☐

✓ Maladie de Newcastle ☐

✓ Laryngotrachéite infectieuse ☐

✓ EDS (Egg Drop Syndrome) ☐

✓ Encéphalomyélite ☐

✓ Autres

7. Est-ce que ces chutes de pontes sont accompagnées par une production d'œufs anormaux ?

Oui ☐

Non ☐

8. Si oui, pouvez-vous décrire ces œufs anormaux ?

✓ Coquille : présente ☐ absente ☐

✓ Solidité de la coquille : Oui ☐ Non ☐

✓ Décoloration de la coquille : Oui ☐ Non ☐

✓ Autres modifications

9. Est-ce que ces chutes de pontes étaient accompagnées de mortalité ?

Oui ☐

Non ☐

10. Si oui, quel était le taux ?

<10%

10-30%

Plus de 30%

11. Est-ce que vous avez noté des symptômes associés aux chutes de ponte ?

Oui ☐

Non ☐

12. Si oui, lesquels ?

✓ Signes génitaux ☐

✓ Signes digestifs ☐

✓ Signes respiratoires ☐

✓ Signes nerveux ☐

Autres

13. Quelles sont les maladies contre lesquelles les poulettes ont été vaccinées ?

✓ Bronchite infectieuse ☐

✓ Encéphalomyélite (EMIA) ☐

✓ Newcastle ☐

✓ EDS (Egg Drop Syndrome) ☐

✓ Gumboro ☐

✓ Autres :

14. Si vous avez suspecté l'une de ces pathologies, souhaitez-vous confirmer votre suspicion par un test sérologique ?

☐ Oui

☐ Non

***Merci pour votre collaboration et du temps que vous
avez consacré à remplir ce questionnaire***

**SEROLOGICAL, CLINICAL, AND RISK FACTORS OF THE INFECTIOUS
LARYNGOTRACHEITIS ON LAYER HENS FLOCKS IN ALGERIA**

**Omar SALHI¹, Chafik Redha MESSAÏ², Nasiim OUCHAN, Iman BOUSSAADI¹, Hassiba
KENTOUCHE¹, Rachid KAIDI², Djamel KHELEF²,**

1. Biotechnology Laboratory of Animal Reproduction, Institute of Veterinary Sciences,
Blida, Algeria.

2. Higher National Veterinary School, Algiers, Algeria.

Corresponding author: Omar SALHI, e-mail: dr.salhi-omar@hotmail.com

Abstract

Aim: The work aimed at studying the epidemiological, serological and clinical factors, as well as the risk factors of the **Infectious Laryngotracheitis** (ILT) on **layer hens'** flocks in Algeria.

Material and Methods: 1728 broilers were sampled randomly from 48 layer hen's poultry house. We took blood samples from each bird at the level of the wing vein area where an indirect enzyme-linked immunosorbent assay was done using an IDvet® kit.

Results: The flocks showed 56.25% of seroprevalence. Observed clinic signs and gross lesions at autopsy of the ILT were respiratory signs, hemorrhagic tracheitis, sinusitis, conjunctivitis, Egg drop, affected shell quality and low mortality.

The scores show the effect of risk factors. When the vaccination was not applied, flocks were significantly more seropositive by 54% (OR = 1.54, p = 0.01) compared to vaccinated flocks. Therefore, flocks with poor hygiene were more seropositive by 68% (OR = 1.68, p = 0.002) compared to those with good hygiene. At least, flocks with decreased egg production between 10-30% were significantly more seropositive by 42% (OR = 1.42, p = 0.04) than those with declined egg production superior to 30%.

Conclusion: The serological survey revealed anti-VILT antibodies signifying the circulation of this virus in layers hens farms in Algeria. A correct vaccination protocol, strict biosecurity measures, rapid diagnosis and detection of latent carriers are necessary to control and eradicate the disease from layers farms.

Keywords: Infectious Laryngotracheitis, ELISA, layer hens, vaccine, Algeria.

Introduction

Infectious Laryngotracheitis (ILT) is highly contagious respiratory viral disease of chickens, resulting in considerable economic losses, consequence of high mortality and decline in egg laying. The virus (ILTV) belongs to the genus of *Iltovirus*, family *Herpesviridae* and subfamily of *Alphaherpesvirinae* [1,2].

The disease is characterized by two forms; severe epizootic and the mild enzootic. The severe one manifests as respiratory problems as depression, gasping, hemorrhagic tracheitis, sputum of bloody mucus, and high rate of mortality. Then, the mild enzootic form, is more present in developed poultry industries with varied clinical expression like mucoid tracheitis, sinusitis, conjunctivitis, general unthriftiness, and small rate of mortality [3,4]. Risk factors such as sanitary barriers and hygienic measures, have an important part in the gravity of viral diseases on affected farms [5,6]. In fact the high contagiousness of ILT is due to the easy transmission and propagation of the virus which is facilitated by sick chickens and fomites, lack of biosecurity measures, move of affected animals, and the dissemination of contaminated litter [4]. Respiratory disease signs are not evocative, even when tracheal plugs with mucosal hemorrhage are observed [4]. Although, gross lesions findings and clinical signs of sick birds can help to diagnose the disease, however confirmation of the disease by a laboratory test is needed [7]. Histopathology and real-time PCR methods are the two techniques strongly recommended for this disease. Also the enzyme linked immunosorbent assay (ELISA), is useful for the diagnosis of viral diseases [8, 9]. ELISA was found to be a sensitive method to measure anti- ILTV antibodies, these often used, for their advantages [4].

From 2017, Algeria remains a country free from the disease. We are witnessing clinical forms in the field which are very similar to the description of the infectious laryngotracheitis disease. After that, the ILT vaccine was used and added into the vaccination protocol followed in Algeria.

The objective of our study was to highlight the circulation of the wild ILT virus on layer hens flocks in Algeria. Epidemiological survey, clinical signs, postmortem lesions, and serological tests (ELISA) were done in order to evaluate the risk factors associated with the ILT in the suspected farms.

61 **Material and Methods**

62

63 **Ethical approval**

64 The experiments were carried out according to the recommendations of the Institutional Committee for
65 the Protection of Animals of the National Administration of Higher Education and Scientific Research of
66 Algeria (98-11, Act of August 22, 1998).

67

68 **Animals**

69

70 From June 2018 to January 2020, our study concerned 48 commercial layer hen's flocks with different
71 strains (ISA Brown, Tetra-SL, Lohman Tradition, Hy-line) in Algeria (longitude 36° and latitude 3°).
72 Layers were between 22 and 65 weeks of age and the farms contained between 5000-100,000 birds/farm.

73

74 **Vaccination protocol**

75

76 Vaccination against ILT in Algeria is reserved for valuable animals such as grandparents, laying hens and
77 breeders, sometimes for broilers. The protocol of vaccination in Algeria is variable, depending on the
78 vaccine strain used in the field, so each laboratory suggests its own protocol Table 1.

79

80 **Table1.** ILT vaccine strains available on the field in Algeria.

81

82 Out of the 48 flocks selected for this study, 26 (54.2%) flocks were vaccinated for ILT with live
83 attenuated vaccine Chicken Embryo Origin (CEO), for the remaining 22 (45.8%) flocks, no vaccination
84 was done against ILT.

85
86
87
88
89
90
91
92
93
94
95
96
97
98
99
100
101
102
103
104
105
106
107
108
109
110
111

The study was carried out on herds suspected of LIT based on the clinic, necropsy gross lesions observed at autopsy and the decline of egg production with alteration shell quality.

Clinical diagnosis

The clinical diagnosis was based on a clinical history from the responsible persons of the farms, including veterinarians in charge of monitoring, recording clinical signs, and gross lesions, which were pathognomonic of the ILT on affected chickens through autopsy.

Blood collection procedures

According to Salhi *et al.*[10] and Messaï *et al.* [11]. Two samples were taken from each farm. The first was performed after the appearance of the first clinical signs. The second one was done 6-10 weeks' time interval, to put in fact the antibodies kinetics in the sera. A total of 1728 blood samples were collected from 48-layer hens flocks (15-20 samples/flock) in dry tubes, then centrifuged at 5000 rpm for 10 min on the same day to recover the sera that were stored in test tubes “Eppendorf,” and frozen at –20°C until analysis

Serological methods

An innovative Diagnostics kit ID Screen® ILT Indirect (Montpellier, France) was used. The ELISA technique was carried out as described [10, 11]. Means titers and the coefficient of variation (CV) were automatically calculated with the software IDSoft™ 5.05, Montpellier, France.

Interpretation of the ELISA results

Clinical signs, postmortem lesion, the antibodies kinetics, the positivity of the sera, average mean titers between the two sets of sampling and the coefficient of variation (CV) and ELISA baselines all these parameters were taken to interpret the ELISA results.

According to the baselines of IDvet, the expected average antibodies titers after the use of one live attenuated vaccine type Chicken Embryo Origin (CEO), vary from 1000 to 3000 after 6-10 weeks after vaccination with 80 to 100% of the sera were positive; and from 1000 to 4000 for two live vaccines. The Coefficient of variation (CV) must be between 40% and 60% for a good vaccination. Below the titers of 1000, it means that there is a poor or no vaccination intake or an immuno-depressive disease, and more than 3000 for a single live vaccine and 4000 for two live vaccines with a tight CV ($< 40\%$), means that there is a viral passage.

Observation of the risk factors

The standardized survey used to assess the risk factors associated with mortality and egg drop previously observed cover the following ten parameters: season, climate, area, strains of layers, age of occurrence, density, hygiene, vaccination, mortality and egg drop rate.

Statistical analysis

Firstly, SAS (Version 9.1.3; SAS Institute Inc., Cary, NC) was used for descriptive statistics to characterize flocks according to different factors. Before fitting statistical analysis, examination of the distributions of antibody titers indicated using (PROC UNIVARIATE, Shapiro–Wilk test) that most could not be considered normally distributed. If the variable does not fit the normal distribution, adjustments such as logarithmic, squared, square root transformations are possible tools. Antibody titer of

the disease through the time was analysed by fitting a mixed general linear model using the MIXED procedure of SAS to evaluate seropositivity between the first and second set of serum collection. Then, the effect of probability of seropositivity was assessed using mixed-effects multivariable models (PROC GENMOD), using a normal distribution and log it link functions, and flocks as a random affect. Variables offered to the model included the different risk factors. Before including in mixed model, initial screening of variables was performed using a manual backward stepwise procedure with significant variables ($P < 0.1$) remaining in the model. Finally, sensitivity and specificity of detecting diseases according to clinical and necropsic signs, was calculated using the diagnostic test evaluation of Win Episcope 2.0.

Results

Table-2 presents the scores of antibody titers for ILT. From 48 layers flocks, 27 (56.25%) were seropositive to ILT and the following has shown a low CV ($CV = 13\% - 49\%$) and a difference ($p < 0.0001$) in the antibody average means titer, between the first and the second sets of samples (4135.00 ± 278.19 vs. 11046.00 ± 649.71).

For the remaining 21 (43.75 %) flocks, the ELISA scores were in the expected norms and there were any symptom or lesions that refer to ILT.

Table2. Serological scores of ILT among 48 layer hens flocks.

The ILT lesions and symptoms observed in the field: were respiratory signs, hemorrhagic tracheitis, sinusitis, conjunctivitis, declines egg production, high morbidity and low mortality. We observed that the use of necropsic and clinical signs to diagnose this disease were matched to our serological findings (table 3), conducting to a specificity (70%). This mean that all birds suspected of having ILT had specific

antibodies. However, the sensitivities were 55%. So far for this disease, clinical diagnosis and laboratory diagnosis were particularly reliable.

Table3. Diagnostic sensitivity (%) and specificity (%), with 95 percent confidence intervals (CI) and true Prevalence of test based on lesional and clinical signs of ILT.

The factors influencing the seropositivity of ILT are shown in Table 4. Flocks with bad hygiene were more seropositive by 68% (OR = 1.68, $p = 0.002$) compared to those with good hygiene. Therefore, when the vaccination was not applied, flocks were significantly more seropositive by 54% (OR = 1.54, $p = 0.01$) compared to vaccinated flocks. On the other hand, Flocks with egg drop rate between 10-30% were significantly more seropositive by 42% (OR = 1.42, $p = 0.04$) than those with egg drop rate superior than 30%. However, there was no significant effect on the amount of antibody titers among time sampling of the following parameters: climate, season, area, age, density, strain, and mortality rate.

Table 4. Effects of different risk factors on the seropositivity for ILT on 48 layers flocks.

Discussion

The clinic aid to diagnose ILT, but laboratory confirmation is required [12]. Because viral and bacterial poultry diseases that have respiratory tropism look alike and can be clinically confused, including poxvirus, *Mycoplasma gallisepticum*; Newcastle disease, avian influenza (H9N2), infectious bronchitis, and fowl adenovirus [4,13-15]. Among laboratory serology tests, ELISA is widely used to measure antibodies titers. We have chosen the Indirect ELISA screening, which has proven to be the most practical serological test, simple to perform, rapid, and requires only very little serum [16-18].

In our study, layer hens farms chosen as samples had a seropositivity rate of 56.25% for ILT, a low CV (CV= 13 - 49%) has been shown as well as a difference ($p < 0.0001$) in antibody means titers between the

first and the second set of samples (4135.00 ± 278.19 vs. 11046.00 ± 649.71). A positive vaccinated flock to
ILT is considered to be positive when sera test are positive in both sets of blood samples, the antibody
titers are much higher than titers of vaccination in the baseline (1000-4000) with very tight CV ($<40\%$)
and presenting mild signs and gross lesions which explains a viral infection. Indeed, as long as no
vaccination against ILT is given, a positive serology reveals circulation of ILT virus where the titers are
negative and will be positive in the second set of sera samples; the seroconversion, associated of course
with severe clinical signs, gross lesions with decline of egg production and shell quality is affected.
Serologically, the elevation of the antibody titers between the two sampling times indicates a recent
infection or to symptomatic viral reactivation. On one hand, the immune response is estimated by the
level of specific antibodies produced against the wild virus or the vaccine strain. On the other hand, the
protected flocks must have a high average of antibody titers in the meantime of the baseline resulting
from the vaccination, with absence of specific clinical signs like [8,10,11,19].

Clinical signs and gross lesions of the ILT observed in our study were respiratory signs, mucoïd to
hemorrhagic tracheitis, sinusitis, conjunctivitis, egg production declines, bad shell quality with high rate
of morbidity and low rate of mortality. Our observations are correlated with those reported by Garcia and
Spatz [4], Jackwood and De Wit [13], Kirkpatrick *et al.* [20], Mendez *et al.* [21] and Kaboudi *et al.* [22].

Concerning factors affecting ILT, there was a significant effect of vaccination, hygiene and rate of egg
dropping groups on antibody titers in time 2. When layers were not vaccinated, flocks appeared to be
more seropositive compared to vaccinated flocks 54% (OR = 1.54, $p = 0.01$). Therefore, antibody average
mean titers were higher in flocks with bad hygiene than those with good hygiene 68% (OR = 1.68, $p =$
0.002). At least, flocks with egg drop rate between 10-30% were significantly more seropositive by 42%
(OR = 1.42, $p = 0.04$). A seropositivity rate of 56.25% for ILT recorded in our study means that from 48
flocks, 27 were affected by ILT.

Several scenarios can explain the seropositivity rate of 56.25%, it can be due to an infection by the wild
virus of ILT especially in none vaccinated flocks, or reactivation of the latent virus from recovered birds
from ILT infection. Because in recovered birds the virus is on latency in the trigeminal ganglia until its

reactivation by a stress which leads to its excretion [4,23]. More likely, due to the circulation of reverted live attenuated vaccine strains (CEO), caused by failure or inadequate vaccination practices.

Live vaccines protect against the ILT [4]. Whereas in our study, 22 farms were not vaccinated, and the rest 26 farms were with live attenuated CEO vaccine, which mean 5 farms among the 26 vaccinated had probably sustained a viral passage despite the vaccination. A successful vaccination depends largely on the choice of vaccine strains and vaccination protocol [24-26]. Despite this, outbreaks of the disease in vaccinated flocks are known to occur quite frequently [24-26]. Outbreaks in the field are the consequence of circulating of vaccine strains that they have regain virulence due to the lack in biosecurity, inadequate vaccination and latent carriers [4].

In Algeria, the ILT vaccination most often reserved only for valuable animals, like layer hens and breeders, broilers are sometimes vaccinated. However, three from four ILT vaccines used in Algeria, are live strains (CHP50, Serva, Hudson), and all of them are CEO only one is vectored vaccine. In fact, CEO vaccines can propagate and recover their virulence after limited back passages between poultry farms [27-29]. Many molecular and epidemiological confirm that some outbreaks ILT are caused by CEO vaccines, contrary to Tissue Culture Origin (TCO) vaccine, have a low ability to disseminate, therefore less chance of regaining virulence [27-29]. The only one TCO vaccine produced is the LT- Ivax; it is used only in the USA and Europe [24,25]. Vectored vaccines can't recover its pathogenicity; it can't spread, cannot be reactivated from latency and cannot recombine to emerge a virulent strain [4].

In Algeria, there is a lack of biosecurity measures, rarely separation between the different types of poultry production is established. Very often on the same poultry farm we found two types of rearing, laying hens and broilers, or breeders and broilers. Broilers and no vaccinated layers are considered as naive chickens, which can help and facilitate the transmission and reversion of the CEO vaccine strains, recover their virulence and cause outbreaks. Also, some broilers flocks are CEO vaccinated by group vaccination coarse aerosol spray; post-vaccination reactions, spread and reversion can occur, thus causing outbreaks [30].

In our study, antibody average mean titers were higher in the flocks with bad hygiene than those with good hygiene 68% (OR = 1.68, p = 0.002). It should be stressed, that no vaccine will solve the problem of the disease if important health precautions are not taken. These include, respect for farming methods, cleaning and disinfection of the premises, respect for a sanitary vacuum, including hygiene of the livestock, feed and housing that will reduce the pressure of virus on a farm. it is noted that good hygiene and correct biosecurity measures aim to prevent the disease, thus, reducing its economic impact [31,32]. Recent studies around the world (USA, Brazil, Norway, Palestine, Australia) show that ILT was responsible for egg-laying losses in layer hens that can exceed 30% [33,34]. In our study, flocks with egg drop rate between 10-30% were significantly more seropositive by 42% (OR = 1.42, p = 0.04). Jackwood and De Wit [13], Barhoom [33] and Parra *et al.* [34] reported that a moderate form of this disease is emerging in laying hen farms and it manifest by very mild respiratory symptoms and a moderate drop in egg-laying between 10-15% which is confusing with other viral respiratory tropism diseases, specially infectious bronchitis (IB). However, ILT propagate slowly in a flock, but clinical signs and gross lesions can be more severe [13].

The control of ILT pass by correct vaccination program and respect of strict biosecurity measures [4]. Also, vaccination of poultry during an outbreak is known to be a good way of reducing clinical manifestations, controlling infection strategies, effectively limiting the spread of the virus and shortening the duration of the disease [4]. In broilers, water drinking vaccination is better than spray vaccination, in order to enhance flock coverage, get rid of reactions and avoid the spread and reversion of the CEO vaccine [35].

The prevention of the disease is based on sanitary and medical prophylaxis. The control of which is first and foremost based on strict biosecurity measures. Thus, the most effective approach is to have quick laboratory result, implement a correct vaccination protocol in order to avoid a possible dissemination of viruses [36,37].

Conclusion

The serological survey by ELISA, revealed anti-VILT antibodies signifying the circulation of this virus in layer hens' farms in Algeria with a seroprevalence of 56.25. In our study, risk factors such as poor hygiene, lack of biosecurity and an inadequate vaccination program, aggravates the disease which can lead to huge economic losses in terms of production (drop in egg-laying). Its diagnosis in the field is then delicate at first intention and the recourse to the laboratory represents a useful tool of confirming the infection to make a correct diagnose. A good vaccination protocol, including mass vaccination of layers, breeders and broilers, the use of TCO and vectored vaccines, strict biosecurity measures, rapid diagnosis and detection of latent carriers are necessary to eradicate the disease from our farms.

Competing Interests

The authors declare that they have no competing interests.

References

1. Hidalgo, H. (2003) Infectious laryngotracheitis: A Review. *Brazilian Journal of Poultry Science.*, 5(3): 157-168.
2. Alaraji F, Hammadi H, Abed AA, Khudhair YI (2019) Molecular detection and phylogenetic tree of infectious laryngotracheitis virus in layers in Al-Diwaniyah province, Iraq, *Veterinary World*, 12(4): 605-608.
3. Munuswamy, P., Mariappan, A. K., Dhama, K., and Reddy, M. R. (2019). Avian Infectious Laryngotracheitis. In *Recent Advances in Animal Virology*, Springer Singapore, p 71-97.

4. García, M., and Spatz, S. (2020). Infectious laryngotracheitis. In: Swayne, D.E., Boulianne, M., Logue, C.M., McDougald, L.R., Nair, V. and Suarez, D.L. editors. *Diseases of Poultry*. 14th ed. John Wiley and Sons, Inc., Ames. p 189-209.
5. Tesfaye, A., Sahle, M., Kassa, T., Garoma, A., Koran, T., Dima, C., Guyassa, C., Guta, S., Sori, T., Tadesse, F., Hilu, H. (2019) Infectious Laryngotracheitis Virus in Commercial and Backyard Chicken Production Systems in Central and South Ethiopia (First report) ILT in Ethiopian Poultry Production, *Journal of Applied Poultry Research*, 28(4): 1324-1329.
6. Ahaduzzaman, M., Groves, P. J., Sharpe, S. M., Williamson, S. L., Gao, Y. K., Nguyen, T. V., Gerber, P. F., and Walkden-Brown, S. W. (2020). A practical method for assessing infectious laryngotracheitis vaccine take in broilers following mass administration in water: Spatial and temporal variation in viral genome content of poultry dust after vaccination. *Veterinary microbiology*, 241(2) : 108545.
7. Magouz, A., Medhat, S., Abou Asa, S., and Desouky, A. (2018) Detection of infectious laryngotracheitis virus (Gallid herpesvirus-1) from clinically infected chickens in Egypt by different diagnostic methods. *Iranian journal of veterinary research*, 19(3): 194–201.
8. Aras, Z., Yavuz, O., and Sanioğlu Gölen, G. (2018) Occurrence of infectious laryngotracheitis outbreaks in commercial layer hens detected by ELISA. *Journal of Immunoassay and Immunochemistry*, 39(2): 190-195.
9. Rahman, M., Uddin, K., Hassan, Z., Rahman, M., Ali, Z., Rahman, L., Akter, M.R., and Rahman, M. (2018) Seroprevalence study of infectious laryngotracheitis virus antibody of commercial layer in Gazipur Districts of Bangladesh. *Asian Journal of Medical and Biological Research*, 4(1):1-6.
10. Salhi, O., Khelef, D., Messaï, C. R., Lounas, A., Mohamed-Cherif, A., Kaidi, R., Ait-Oudhia, K. (2018) Serological Survey of Dominant Viral Diseases (Newcastle Disease (ND), Infectious

Bronchitis (IB) and Infectious Bursal Disease (IBD)), in Broilers Flocks in Northern
Algeria. *Bulletin of University of Agricultural Sciences and Veterinary Medicine Cluj-Napoca.*
Veterinary Medicine, 75(2): 155-162.

11. Messai CR, Salhi O, Khelef D, Lounas A, Mohamed-Cherif A, Kaidi R, Ait-Oudhia K (2019)
Serological, clinical, and risk factors of the Newcastle disease on broilers flocks in Algeria,
Veterinary World, 12(7): 938-944.

12. Uddin MI, Sen AB, Islam MS, Das S, Sultana N, Ripa RN, Kashem A, Kamaruddin KM (2014)
Seroepidemiology of infectious laryngotracheitis (ILT) in the commercial layer farms of
Chittagong district, *Bangladesh Adv. Anim. Vet. Sci*, 2(6): 316–320.

13. Jackwood, M. W., and de Wit, S. (2020) Infectious bronchitis. In: Swayne, D.E., Boulianne, M.,
Logue, C.M., McDougald, L.R., Nair, V. and Suarez, D.L. editors. *Diseases of Poultry*. 14th ed.
John Wiley and Sons, Inc., Ames. p 167-188.

14. Tadese, T., Potter, A. E., Fitzgerald, S., and Reed, W. M. (2007) Concurrent infection in chickens
with fowlpox virus and infectious laryngotracheitis virus as detected by immunohistochemistry
and a multiplex polymerase chain reaction technique. *Avian diseases*, 51(3): 719-724.

15. De Macedo Couto, R., Preis, I. S., Braga, J. F. V., Brasil, B. S., Drummond, M. G., da Silva
Martins, N. R., and Ecco, R. (2015) Molecular characterization of infectious laryngotracheitis
virus in naturally infected egg layer chickens in a multi-age flock in Brazil. *Archives of virology*,
160(1): 241-252.

16. Leong, V. Y., Glisson, J. R., Resurreccion, R. S., and Cheng, I. N. (1994) Infectious
laryngotracheitis virus in commercial hens: a serological study based on enzyme-linked
immunosorbent assay. *Avian diseases*, 38(2): 304-307.

17. Godoy, A., Icard, A., Martinez, M., Mashchenko, A., García, M., and El-Attrache, J. (2013) Detection of infectious laryngotracheitis virus antibodies by glycoprotein-specific ELISAs in chickens vaccinated with viral vector vaccines. *Avian diseases*, 57(2s1): 432-436.
18. Garrido, A., Barrionuevo, M., Jara, I. S., Sandoval, P., Alfonso, P., and Barrera, M. (2016) Serologic and molecular Survey of avian infectious Laryngotracheitis in Ecuador. *Ecuador es calidad: Revista Científica Ecuatoriana*, 3(1): 7-15.
19. Baksi, S., Savaliya, B. F., Rao, N., and Panchal, M. (2016) Sero-prevalence of infectious laryngotracheitis of poultry in India. *Indian Journal of Poultry Science*, 51(2): 234-236.
20. Kirkpatrick, N. C., Mahmoudian, A., Colson, C. A., Devlin, J. M., and Noormohammadi, A. H. (2006) Relationship between mortality, clinical signs and tracheal pathology in infectious laryngotracheitis. *Avian Pathology*, 35(6): 449-453.
21. Menendez, K. R., García, M., Spatz, S., and Tablante, N. L. (2014) Molecular epidemiology of infectious laryngotracheitis: a review. *Avian pathology: journal of the W.V.P.A*, 43(2): 108–117.
22. Kaboudi, K., Nciri, J., Amara, A., Laarbi, I., Moalla, N., Bouzouaia, M., and Ghram, A. (2016) Histopathological and molecular diagnosis of infectious laryngotracheitis in Tunisia-First Report. *International Journal of Livestock Research*, 6(10): 34-45.
23. Hughes, C. S., Gaskell, R. M., Jones, R. C., Bradbury, J. M., and Jordan, F. T. W. (1989) Effects of certain stress factors on the re-excretion of infectious laryngotracheitis virus from latently infected carrier birds. *Research in veterinary science*, 46(2) : 274-276.
24. Coppo, M. J., Noormohammadi, A. H., Browning, G. F., and Devlin, J. M. (2013) Challenges and recent advancements in infectious laryngotracheitis virus vaccines. *Avian pathology*, 42(3): 195-205.

25. García, M. (2017) Current and future vaccines and vaccination strategies against infectious laryngotracheitis (ILT) respiratory disease of poultry. *Veterinary microbiology*, 206(7): 157-162.
26. Fulton, R. M., Schrader, D. L., and Will, M. (2000) Effect of route of vaccination on the prevention of infectious laryngotracheitis in commercial egg-laying chickens. *Avian diseases*, 44(1): 8-16.
27. Coppo, M. J., Devlin, J. M., and Noormohammadi, A. H. (2012) Comparison of the replication and transmissibility of two infectious laryngotracheitis virus chicken embryo origin vaccines delivered via drinking water. *Avian pathology*, 41(2): 195-202.
28. Rodríguez-Avila, A., Oldoni, I., Riblet, S., and García, M. (2007) Replication and transmission of live attenuated infectious laryngotracheitis virus (ILTV) vaccines. *Avian diseases*, 51(4): 905-911.
29. Guy, J. S., Barnes, H. J., and Smith, L. (1991) Increased virulence of modified-live infectious laryngotracheitis vaccine virus following bird-to-bird passage. *Avian diseases*, 35(2): 348-355.
30. Zavala, G. (2011) The old and new landscapes of infectious laryngotracheitis. Poultry Informed Professional, University of Georgia, Department of Population Health, College of Veterinary Medicine: 2-7.
31. Dufour-Zavala, L. (2008) Epizootiology of infectious laryngotracheitis and presentation of an industry control program. *Avian diseases*, 52(1): 1-7.
32. Jahan, M. S., Khan, M. F. R., Nazir, K. N. H., Amin, M. M., and Rahman, M. B. (2012) Sero-surveillance of infectious laryngotracheitis in layer birds in Bangladesh. *Microbes and Health*, 1(2): 38-40.

33. Barhoom, S. (2009) Outbreak of laryngotracheitis (LT) in vaccinated commercial layer flocks in Palestine. In : *Proceedings of the 2nd Scientific Conference of animal wealth research in the Middle East and North Africa, Cairo International Convention Center, 24-26 October*, Massive Conferences and Trade Fairs, p176-182.
34. Parra, S. H. S., Nuñez, L. F. N., and Ferreira, A. J. P. (2016) Epidemiology of avian infectious laryngotracheitis with special focus to South America: an update. *Brazilian Journal of Poultry Science*, 18(4): 551-562.
35. Garritty, C. (2008) ILT Vaccination—Challenging the Dogma. University of Georgia, Department of Population Health, College of Veterinary Medicine 1–5.
36. Bagust, T. J., Jones, R. C., and Guy, J. S. (2000) Avian infectious laryngotracheitis. *Revue Scientifique et Technique-Office International des Epizooties*, 19(2): 483-488.
37. Gowthaman, V., Kumar, S., Koul, M., Dave, U., Murthy, T. G. K., Munuswamy P., Tiwari, R., Karthik K., Dhama K., Michalak I., and Joshi, S. K. (2020) Infectious Laryngotracheitis: Etiology, Epidemiology, Pathobiology, and Advances in Diagnosis and Control—A Comprehensive Review. *Veterinary Quarterly*, 40(1): 140- 161.

449 **Table1.** ILT vaccine strains available on the field in Algeria.

Vaccine Strain	Classification	Primo (Age by week)	Booster (Age by Week)	Administration mode
CHP 50	Live Attenuated CEO	2-3 w	10-16 W	Eye instillation
Hudson	Live Attenuated CEO	4 w and more	desirable	Eye instillation or Drinking water
Serva	Live Attenuated CEO	4-6 w	14-16 w	Eye instillation
Vectored FP-LT	Vectored	8w and more	/	Wing web

450 CEO: Chicken Embryo Origin

451 FP-LT: Fowl Pox- Larynotracheitis

452 **Table 2.** Serological scores of ILT among 48 layer hens flocks.

Pathology	Antibody titers		CV (%)	SE		P	Seropositivity (%)
	Mean 1	Mean 2		SE 1	SE 2		
ILT	4135.00	11046.00	13- 49	278.19	649.71	<0.0001	56.25

453

454

455 **Table3.** Diagnostic sensitivity (%) and specificity (%), with 95 percent confidence intervals (CI) and true

456 Prevalence of test based on lesional and clinical signs of ILT.

Pathology	Sensitivity (%) (95%CI)	Specificity (%) (95%CI)	True Prevalence (%) (95%CI)
ILT	55.0 (45.5,90.0)	70.4 (50.7, 100.0)	46.5 (36.8, 62.6)

457

Table 4. Effects of different risk factors on the seropositivity for ILT on 48 layers flocks.

Factors	Value	Prevalence	Estimate	SE	OR	95%CI	P
Season	Autumn	14.1	0.20	0.17	0.79	0.56-1.11	0.60
	Spring	37.7	-0.37	0.21	1.06	0.78-1.68	0.18
	Summer	48.2	Ref				
Climate	Wet	68.6	-0.15	0.20	0.84	0.52-1.42	0.42
	Dry	31.4	Ref				
Area	West	54.3	-0.21	0.16	0.78	0.88-1.59	0.32
	East	21.5	0.51	0.19	0.96	0.69-1.89	0.78
	Center	24.2	Ref				
Strain	Hy-line	27.8	0.35	0.15	0.74	0.92-1.76	0.19
	Lohman	12.3	-0.07	0.24	1.38	0.38-1.47	0.67
	Tetra-SL	13.0	-0.09	0.31	0.88	1.09-2.7	0.77
	ISA Brown	46.9	Ref				
Age (week)	22-45	38.5	-0.02	0.15	0.90	0.77-1.37	0.89
	45-65	61.5	Ref				
Density (birds/cage)	> 4	26.3	0.28	0.19	0.98	0.92-1.98	0.56
	≤ 4	73.7	Ref				
Hygiene	Bad	49.0	0.48	0.21	1.68	0.79-2.13	0.002
	Intermediate	28.8	0.10	0.17	1.14	0.67-1.54	0.78
	Good	22.2	Ref				
Vaccination	No vaccine	45.8	0.37	0.24	1.54	0.89-2.32	0.01
	Vaccine	54.2	Ref				
Mortality (%)	>5	21.2	0.12	0.18	1.06	0.57-1.65	0.21
	<5	78.8	Ref				
Egg dropping (%)	10-30	19.6	0.32	0.28	1.42	1.03-1.99	0.04
	<10	27.3	-0.09	0.21	1.06	0.71-1.87	0.46
	>30	53.1	Ref				

Références bibliographiques

A

Ahaduzzaman, M., Groves, P. J., Sharpe, S. M., Williamson, S. L., Gao, Y. K., Nguyen, T. V., Gerber, P. F., and Walkden-Brown, S. W. (2020). A practical method for assessing infectious laryngotracheitis vaccine take in broilers following mass administration in water: Spatial and temporal variation in viral genome content of poultry dust after vaccination. *Veterinary microbiology*, 241(2): 108545.

Alaraji F, Hammadi H, Abed AA, Khudhair YI (2019). Molecular detection and phylogenetic tree of infectious laryngotracheitis virus in layers in Al-Diwaniyah province, Iraq, *Veterinary World*, 12(4): 605-608.

ALLOUI N., 2005. Cours zootechnie aviaire, université - ELHADJE Lakhdar- Batna, département de vétérinaire, p.10, 17, 19, 44, 47.

Aras, Z., Yavuz, O., and SanioğluGölen, G. (2018). Occurrence of infectious laryngotracheitis outbreaks in commercial layer hens detected by ELISA. *Journal of Immunoassay and Immunochemistry*, 39(2): 190-195.

B

Bagust, T. J., B. W. Calnek, and K. J. Fahey, (1986). *RLaryngotracheitis (Gallid-1) Herpesvirus infection in the chicken. 3. Reinvestigation of the pathogenesis of infectiouslaryngotracheitis in acute and early post-acute respiratorydisease*, *Avian Dis* 30, 179-190.

Bagust, T. J., (1986). *RLaryngotracheitis (Gallid-1) herpesvirus infection in the chicken. 4. Latency establishment by wild and vaccine strains of ILT virus*, *AvianPathol* 15, 581-595.

Bagust, T. J. and M. A. Johnson., 1995.*RAvianinfectiouslaryngotracheitis: Virus* host interactions in relation to prospects for eradication, *AvianPathol* 24, (1995), 373-391.

Bagust, T. J., Jones, R. C., and Guy, J. S. (2000). Avian infectious laryngotracheitis. *Revue Scientifique et Technique-Office International des Epizooties*, 19(2) : 483-488.

Baksi, S., Savaliya, B. F., Rao, N., and Panchal, M. (2016). Sero-prevalence of infectious laryngotracheitis of poultry in India. *Indian Journal of Poultry Science*, 51(2): 234-236.

Bahri A, et Belhachemi A., 2017. Enquête sur le syndrome chute de Ponte.

Balnave D., Et Brake J., 2005. Nutrition and management of heat-stressed pullets and laying hens. *World's Poultry Science*, 61(3), pp.399-406.

Barhoom, S. A., A. Forgacs, and F. Solyom., (1986). Development of an inactivated vaccine against laryngotracheitis (ILT) serological and protection studies, *Avian Pathol* 15, 213-221.

Barhoom S, 2009. Development of an inactivated vaccine against laryngotracheitis (ILT) serological and protection studies, *Avian Pathol* 15, (1986).

Barhoom, S. (2009). Outbreak of laryngotracheitis (LT) in vaccinated commercial layer flocks in Palestine. In: *Proceedings of the 2nd Scientific Conference of animal wealth research in the Middle East and North Africa*, Cairo International Convention Center, 24-26 October, Massive Conferences and Trade Fairs, p176-182.

Beaudette F. R, 1937. Infectious laryngotracheitis, *Poult Sci* 16, (1937).

Beach J. R, 1926. Infectious bronchitis of fowls, *J Am Vet Med Assoc* 68, (1926), 570-580.

Beach, J. R, 1930. The virus of laryngotracheitis of fowls, *Science* 72, (1930).

Benton, W. J., M. S. Cover, and L. M. Greene., 1958. The clinical and serological response of chickens to certain laryngotracheitis viruses, *Avian Dis* 2, (1958), 383-396.

Blais D., 2008. La lumière : un facteur important pour une production d'œufs optimale. Résumé de la conférence présenté au rendez-vous avicole 2008. *AGRI-NOUVELLES*. 22-23p

Bougon M., 1996. Influence de poids de la poulette à l'entrée en ponte sur les performances des pondeuses. *Journée itavi. Br-Poult*.

Brandly, C. A., 1936. Studies on the egg-propagated viruses of infectious laryngotracheitis and fowlpox, *J Am Vet Med Assoc* 88, 1936, 587-599.

C

Callison S.A et al 2007. Development and validation of a real-time Taqman® PCR assay for the detection and quantitation of infectious laryngotracheitis virus in poultry, *Journal of Virological Methods* 139, (2007).

Chacón JLV, Brandão PEB, Villarreal LYB, Gama NM, Ferreira AJP, (2007). Survey of Infectious Laryngotracheitis Outbreak in Layer Hens and Differential Diagnosis with other Respiratory Pathogens, *Brazilian Journal of Poultry Science*. v.9 / n.1, (2007), 61 - 67.

Clarke, J. K., G. M. Robertson, and D. A. Purcell., 1980. Spray vaccination of chickens using infectious laryngotracheitis virus, *Aust Vet* 56, (1980), 424-428.

Coppo, M. J., Devlin, J. M., and Noormohammadi, A. H. (2012). Comparison of the replication and transmissibility of two infectious laryngotracheitis virus chicken embryo origin vaccines delivered via drinking water. *Avian pathology*, 41(2): 195-202.

Coppo, M. J., Noormohammadi, A. H., Browning, G. F., and Devlin, J. M. (2013). Challenges and recent advancements in infectious laryngotracheitis virus vaccines. *Avian pathology*, 42(3): 195-205.

D

Davison, A. J., Eberle, R., Hayward, G. S., McGeoch, D. J., Minson, A. C., Pellett, P. E., Roizman, B., Studdert, M. J., and Thiry, E., 2005. Herpesviridae. In : Fauquet, C. M., Mayo, M. A., Maniloff, J., Desselberger, U., and Ball, L. A. (Eds.), *Virus Taxonomy: Eighth Report of the International Committee on Taxonomy of Viruses*. Elsevier Academic Press, San Diego, (2005), 193- 212.

De Macedo Couto, R., Preis, I. S., Braga, J. F. V., Brasil, B. S., Drummond, M. G., da Silva Martins, N. R., and Ecco, R. (2015). Molecular characterization of infectious laryngotracheitis virus in naturally infected egg layer chickens in a multi-age flock in Brazil. *Archives of virology*, 160(1): 241-252.

Drouin P et Amande G., 2000. La prise en compte de la maîtrise sanitaire au niveau du bâtiment avicole. *Science et techniques avicoles hors-série* Septembre 2000 : 29-37.

Dufour-Zavala, L. (2008). Epizootiology of infectious laryngotracheitis and presentation of an industry control program. *Avian diseases*, 52(1): 1-7.

E

Ebrahimi M.M., Pourbakhsh S.A., Shahsavandi, S., Momayez, R. and Gholami, M.R., 2003. Isolation and Identification of Infectious Laryngotracheitis Virus from Commercial Flocks of Iran Using Various Techniques, *Arch. Razi Ins.* 56, (2003), 11-22.

Elson H.A., Gleadthorpe A., Vale, M. ET Mansfield U.K., 2011. Housing and husbandry of laying hens : past, present and future. *Lohmann Information*, 46(2), pp.16-24.

Eric N. Gingerich and Sherrill Davison., 2005. Current practices to control infectious Laryngotracheitis in the U.S., *Northeastern Conference on Avian Diseases*, (2005), 37-39.

Eva Nagy., 1992. Detection of Infectious Laryngotracheitis Virus Infected Cells with Cloned DNA Probes, Can J Vet RES; 56, (1992), 34-40.

F

Fahey, K. J., T. J. Bagust, and J. J. York., 1983. Laryngotracheitis herpesvirus infection in the chicken: The role of humoral antibody in immunity to a graded challenge infection, Avian Pathol 12, (1983), 505-514.

Fulton, R. M., Schrader, D. L., and Will, M. (2000). Effect of route of vaccination on the prevention of infectious laryngotracheitis in commercial egg-laying chickens. Avian diseases, 44(1): 8-16.

G

Galea F., Feschel E., Rouillière H., 2003. Effets d'un changement de programme lumineux sur les performances de ponte de deux souches de pondeuses. 5^{ème} JDRA, Tours, 26 et 27 mars 2003.

García, M. (2017). Current and future vaccines and vaccination strategies against infectious laryngotracheitis (ILT) respiratory disease of poultry. Veterinary microbiology, 206(7): 157-162.

García, M., and Spatz, S. (2020). Infectious laryngotracheitis. In: Swayne, D.E., Boulianne, M., Logue, C.M., McDougald, L.R., Nair, V. and Suarez, D.L. editors. *Diseases of Poultry*. 14th ed. John Wiley and Sons, Inc., Ames. p 189-209.

Garrido, A., Barrionuevo, M., Jara, I. S., Sandoval, P., Alfonso, P., and Barrera, M. (2016). Serologic and molecular Survey of avian infectious Laryngotracheitis in Ecuador. *Ecuador es calidad: Revista Científica Ecuatoriana*, 3(1): 7-15.

Garritty, C. (2008). ILT Vaccination—Challenging the Dogma. University of Georgia, Department of Population Health, College of Veterinary Medicine 1–5.

Godoy, A., Icard, A., Martinez, M., Mashchenko, A., García, M., and El-Attrache, J. (2013). Detection of infectious laryngotracheitis virus antibodies by glycoprotein-specific ELISAs in chickens vaccinated with viral vector vaccines. *Avian diseases*, 57(2s1): 432-436.

Gomes B, 2008. Planification, mise en oeuvre et gestion des mesures de protection de la santé animale contre la Laryngotrachéite infectieuse aviaire dans la région de Bastos, Jaboticabal, Sao Paulo, Brésil, (2008).

Gowthaman, V., Kumar, S., Koul, M., Dave, U., Murthy, T. G. K., Munisami P., Tiwari, R., Karthik K., Dhama K., Michalak I., and Joshi, S. K. (2020). Infectious

Laryngotracheitis: Etiology, Epidemiology, Pathobiology, and Advances in Diagnosis and Control—A Comprehensive Review. *Veterinary Quarterly*, 40(1): 140- 161.

Guerin J.L., et Molette C., 2007. Filière poules pondeuses. [pdf] Toulouse : Avicampus. Disponible sur: [Consulté 10 Aout 2016].

Guy, J. S., Barnes, H. J., and Smith, L. (1991). Increased virulence of modified-live infectious laryngotracheitis vaccine virus following bird-to-bird passage. *Avian diseases*, 35(2): 348-355.

Gerald Ollis, 2008. Infectious laryngotracheitis in poultry, Agri-Facts, (2008).

Guy, J. S., H. J. Barnes, and L.G. Smith., 1992. Rapid diagnosis of infectious laryngotracheitis using a monoclonal antibody-based immunoperoxidase procedure, *Avian Pathol* 21, (1992), 77-86.

Guy JS, 2003. Laryngotracheitis, In *Diseases of poultry*, 11th Ed. (Y.M. Saif with H.J. Barnes, A.M. Fadly, J.R. Glisson, L.R. McDougald and D.E. Swayne, eds). Iowa State University Press, Ames. (2003).

Guy, J. S. and Garcia, M., 2008. Laryngotracheitis In: Saif, Y. M., Fadly, A. M., Glisson, J. R., McDougald, L.R., Nolan, L.K., Swayne, D. E. (Eds.), *Diseases of Poultry*, 11th ed. Iowa State University Press, Ames, Iowa, (2008), 137-152.

H

Hanson, L.E and Bagust T.J.,1991. Laryngotracheitis In: *Diseases of Poultry*, 9th ed, B.W. Calnek, ed. Iowa State University Press, Ames, Iowa. (1991), 485-495.

Harlander, 2015.

Heier, B.T., Tharaldsen, J., 2004. The surveillance and control programmes for infectious laryngotracheitis (ILT) and avian rhinotracheitis (ART) in poultry flocks in Norway. In: Mørk T. and Hellberg H. (Eds.), *Surveillance and control programmes for terrestrial and aquatic animals in Norway*, National Veterinary Institute, Oslo, Norway, Annual report (2004), 113-117.

Hervé C ,2006. Sortez vos poules pondeuses de la noirceur.

Hidalgo, H. (2003). Infectious laryngotracheitis: A Review. *Brazilian Journal of Poultry Science.*, 5(3): 157-168.

Hilbink F, Th. Smit and H. Yadin., 1981. Drinking Water Vaccination against Infectious Laryngotracheitis, Can. J. comp. Med. 45, (1981), 120- 123.

Hinshaw W. R., 1931. A survey of infectious laryngotracheitis of Fowls, Calif Agric Exp Stn Bull 520, (1931).

Hitchner, S. B., 1969. Virus concentration as a limiting factor in immunity response to laryngotracheitis vaccines, J Am Vet Med Assoc 154, (1969), 1425.

Hitchner S. B et al., 1977. A fluorescent-antibody study of the pathogenesis of infectious laryngotracheitis, Avian Dis. 21, (1977).

Hughes, C. S., Gaskell, R. M., Jones, R. C., Bradbury, J. M., and Jordan, F. T. W. (1989). Effects of certain stress factors on the re-excretion of infectious laryngotracheitis virus from latently infected carrier birds. *Research in veterinary science*, 46(2) : 274-276.

HY-Line, 2006. Guide d'élevage de la poule pondeuse à œufs bruns, institut de sélection animale, pp5-9.

Hy-line Brown., 2011. Guide des performances. 1ère édition. Site : www.Hyline.com.

I

ISA., 2005. Guide d'élevage pondeuse, p 5, 17, 19, 20, 23.

ISA., 2010. Facteurs influençant le poids de l'œuf. A Hendrix Genetics Company. 12p.

ITAVI, 2009. Guide d'élevage aviculture fermière : quelques repères pour les éleveurs professionnels commercialisant en circuits courts. 1^{ère} édition. Paris. 31p.

I.T.E.L.V. 2002. Les facteurs d'ambiance dans les bâtiments d'élevage avicoles. 14P

I.T.E.L.V. 2002. Guide d'élevage de la poulette démarrée. 16p.

J

Jackwood, M. W., and de Wit, S. (2020). Infectious bronchitis. In: Swayne, D.E., Boulianne, M., Logue, C.M., McDougald, L.R., Nair, V. and Suarez, D.L. editors. *Diseases of Poultry*. 14th ed. John Wiley and Sons, Inc., Ames. p 167-188.

Jahan, M. S., Khan, M. F. R., Nazir, K. N. H., Amin, M. M., and Rahman, M. B.

(2012). Sero-surveillance of infectious laryngotracheitis in layer birds in

Bangladesh. *Microbes and Health*, 1(2): 38-40.

James S. Guy and Trevor J. Bagust, 2008. Laryngotracheitis in: SAIF, Y.M. Diseases

of Poultry, 12th Edition. Ames, Iowa : Blackwell Publishing Ltd, (2008), 121-134.

Johnson, Y.J.; Colby, M.M.; Tablante, N.L., 2004. Application of commercial and

backyard poultry geographic information system databases for the identification of risk factors

for clinical infectious laryngotracheitis in a cluster of cases on the Delmarva Peninsula,

International Journal of Poultry Science, v. 3, n.3, (2004).

Joly P., Loiselete J., 2005. Niveaux énergétiques des aliments pour pondeuses : influences

sur les performances et le comportement. 6^{ème} JRA, S'Malo, 30 et 31 mars 2005. ISA -5, rue

Buffon 22000 Saint Briec. Site : WWW.isapoultry.com.

Jordan, F. T. W., 1963. Further observations of the epidemiology of

infectious laryngotracheitis of poultry, *J Comp Pathol* 73, (1963), 253-264.

Julie L. Creelan, Viola M. Calvert, David A. Graham and Samuel J. McCullough., 2006.

Rapid detection and characterization from field cases of infectious laryngotracheitis virus by

real-time polymerase chain reaction and restriction fragment length polymorphism,

Avian Pathology: 35(2), (2006), 173-179.

K

Kaboudi, K., Nciri, J., Amara, A., Laarbi, I., Moalla, N., Bouzouaia, M., and Ghram, A.

(2016). Histopathological and molecular diagnosis of infectious laryngotracheitis in Tunisia-

First Report. *International Journal of Livestock Research*, 6(10): 34-45.

Keam L., York J.J., Sheppard M. & Fahey K.J., 1991. Detection of

infectious laryngotracheitis virus in chickens using a non-radioactive DNA probe, *Avian Dis.*

35, (1991), 257-262.

Kernohan, G., 1931. Infectious laryngotracheitis in fowls, *J Am Vet Med Assoc* 78,

(1931), 196, 202.

Khelifi F, Oualite L, 2016. En vue de l'obtention de diplôme de docteur vétérinaire. Suivi

d'élevage de la poule pondeuse dans la région de Haizer wilaya de Bouira.

Kirkpatrick, N.C. et al., 2006. Differentiation of infectious laryngotracheitis virus isolates by fragment length polymorphic analysis of polymerase chain reaction products amplified from multiple genes. *Avian Diseases*, v. 50, n. 1, (2006).

Kirkpatrick, N. C., Mahmoudian, A., Colson, C. A., Devlin, J. M., and Noormohammadi, A. H. (2006). Relationship between mortality, clinical signs and tracheal pathology in infectious laryngotracheitis. *Avian Pathology*, 35(6): 449-453.

Kouba M., Joly P., et Baron F., 2010. Elevage des poules pondeuses. In : F. Nau, C. Guérin-Dubiard, F. Baron, J L. Thapon, eds. 2010. Science et technologie de l'oeuf. Paris : Tec et Doc Lavoisier. pp.75-142.

L

Larbier M., Leclercq B., 1992. Nutrition et alimentation des volailles. Edition INRA. Paris. 335p.

Lemenec M., 1987. La maîtrise de l'ambiance dans les bâtiments d'élevage avicole bulletin d'information N°1, p-8

Leong, V. Y., Glisson, J. R., Resurreccion, R. S., and Cheng, I. N. (1994). Infectious laryngotracheitis virus in commercial hens: a serological study based on enzyme-linked immunosorbent assay. *Avian diseases*, 38(2): 304-307.

Linares, J. A., A. A. Bickford, G. L. Cooper, B. R. Charlton, and P. R. Woolcock., 1994. An outbreak of infectious laryngotracheitis in California broilers, *Avian Dis* 38, (1994), 188-192.

M

Magouz, A., Medhat, S., Abou Asa, S., and Desouky, A. (2018). Detection of infectious laryngotracheitis virus (Gallid herpesvirus-1) from clinically infected chickens in Egypt by different diagnostic methods. *Iranian journal of veterinary research*, 19(3): 194–201.

May H. G et al., 1925. Tracheo-laryngotracheitis in poultry, *J Am Vet Med Assoc* 67 (1925).

Messili, N, 2018. En vue de l'obtention de diplôme de docteur vétérinaire. Suivi d'élevage des poulettes futures pondeuses au niveau de AVIARIB-BOUIRA-AIN BESSEM ;

McGeoch, D. J., Dolan, A., and Ralph, A. C., 2000. Toward a comprehensive phylogeny for mammalian and avian herpesviruses, *J. Virol.* 74, (2000), 10401-10406.

McGeoch, D. J., Rixon, F. J., and Davison, A. J., 2006. Topics in herpesvirus genomics and evolution, *Virus Res.* 117, (2006), 90-104.

Menendez, K. R., García, M., Spatz, S., and Tablante, N. L. (2014). Molecular epidemiology of infectious laryngotracheitis: a review. *Avian pathology: journal of the W.V.P.A.*, 43(2): 108–117.

Meluzzi A., Sirri F., Tallarico N., Franchini A., 2001. Effect of different vegetable lipid sources on the fatty acid composition of egg yolk and on hen performance. *Arch Geflügelk* 65: 207-213.

Messaï CR, Salhi O, Khelef D, Lounas A, Mohamed-Cherif A, Kaidi R, Aït-Oudhia K (2019). Serological, clinical, and risk factors of the Newcastle disease on broilers flocks in Algeria, *Veterinary World*, 12(7): 938-944.

MSD SANTE ANIMALE. (2014). Bonnes pratiques de vaccination en poulettes – Nébulation, eau de boisson et injection. Support de formation.

Munuswamy, P., Mariappan, A. K., Dhama, K., and Reddy, M. R. (2019). Avian Infectious Laryngotracheitis. In *Recent Advances in Animal Virology*, Springer Singapore, p 71-97.

MyongGuk Han, Sun Joong Kim., 2001. Analysis of Korean strains of ILV by nucleotide sequences and RFLP, *Veterinary microbiology* 83, (2001), 321-331.

O

Oldoni, I., Rodríguez-Avila, A., Riblet, S., and García, M., 2008. Characterization of infectious laryngotracheitis virus (ILTV) isolates from commercial poultry by polymerase chain reaction and restriction fragment length polymorphism (PCR-RFLP), *Avian Dis.* 52, (2008), 59-63.

P

Parra, S. H. S., Nuñez, L. F. N., and Ferreira, A. J. P. (2016). Epidemiology of avian infectious laryngotracheitis with special focus to South America: an update. *Brazilian Journal of Poultry Science*, 18(4): 551-562.

Purcell, D. A. and J. B. McFerran., 1969. Influence of method of infection on the pathogenesis of infectious laryngotracheitis, *J Comp Path* 79, (1969), 285-291.

Purcell, D. A. and P. G. Surman., 1974. Aerosol administration of the SA-2 vaccine strain of infectious laryngotracheitis virus, *Aust Vet J* 50, (1974), 419-420.

Pyrzak R, Snapir N, Goodman G, Perek M, 1987. The effect of light wavelength on the production and quality of eggs of the domestichen. *Theriogenology*28(6): 947-960.

R

Rahman, M., Uddin, K., Hassan, Z., Rahman, M., Ali, Z., Rahman, L., Akter, M.R., and Rahman, M. (2018). Seroprevalence study of infectious laryngotracheitis virus antibody of commercial layer in Gazipur Districts of Bangladesh. *Asian Journal of Medical and Biological Research*, 4(1):1-6.

Réne B., 2006. La sélection avicole. Toulouse.32p.

Robertson, G. M. and J. R. Egerton., 1981. Replication of infectious laryngotracheitis virus in chickens following vaccination, *Aust Vet J* 57, (1981), 119-123.

Rodríguez-Avila, A., Oldoni, I., Riblet, S., and García, M. (2007). Replication and transmission of live attenuated infectious laryngotracheitis virus (ILTV) vaccines. *Avian diseases*, 51(4): 905-911.

Roizman, B., 1982. The family Herpesviridae: General description, taxonomy and classification. In B. Roizman (ed.). *The herpesviruses*, vol. 1. Plenum Press: New York, (1982), 1-23.

S

Saepullo M, 2004. Molecular characterization of infectious laryngotracheitis virus (ILTV) isolates from outbreak cases. *JITV* 9(1), (2004).

Salhi, O., Khelef, D., Messai, C. R., Lounas, A., Mohamed-Cherif, A., Kaidi, R., Ait-Oudhia, K. (2018.) Serological Survey of Dominant Viral Diseases (Newcastle Disease (ND), Infectious Bronchitis (IB) and Infectious Bursal Disease (IBD)), in Broilers Flocks in Northern Algeria. *Bulletin of University of Agricultural Sciences and Veterinary Medicine Cluj-Napoca. Veterinary Medicine*, 75(2) : 155-162.

Salhi, O., Messai, C. R., Ait-Oudhia, K., Lounas, A., Abdelli, A., Kaidi, R., & Khelef, D. (2020). Epidemiological, Serological, Clinical and Risk Factors of Infectious Bursal Disease (IBD), In Broilers Flocks in Algeria. *Agricultura*, 113 (1-2).

Sauveur, B.1988. Reproduction des volailles et production d'œufs. Edition Paris: I.N.R.A.449p.

Seddon H R, 2007. The occurrence of ILT in fowls in New South Wales, Australian Veterinary Journal, v.11, (1935).

Sherrilldavison., 2009. Laryngotrachéite. In « maladies respiratoires des volailles » Pr. J Brugère-Picoux et al, (2009), 14-15.

Shan-Chia, 2010. Improved Detection and Control of Infectious Laryngotracheitis Virus on Poultry Farms. Auburn University. Alabama. (2010).

SMITH A. J., 1973. Some effect of high environmental temperature on the, Productivity of laying hens. 259-271. Review Trop. Animal Hith prod ·5

Sonaiya E.B et Swan S.E.J., 2004. Production en aviculture familiale. Organisation des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture, Rome, 2004. ISSN 1810-1127.140p

T

Tablante.N.L and C. Hodgson,2009. An Unusual Outbreak of Infectious Laryngotracheitis in an Urban Backyard Flock in Maryland, Proceedings of the 81th Northeastern Conference on Avian Diseases- Granville, PA, USA, (2009).

Tadese, T., Potter, A. E., Fitzgerald, S., and Reed, W. M. (2007). Concurrent infection in chickens with fowlpox virus and infectious laryngotracheitis virus as detected by immunohistochemistry and a multiplex polymerase chain reaction technique. Avian diseases, 51(3): 719-724.

Tesfaye, A., Sahle, M., Kassa, T., Garoma, A., Koran, T., Dima, C., Guyassa, C., Guta, S., Sori, T., Tadesse, F., Hilu, H.(2019). Infectious Laryngotracheitis Virus in Commercial and Backyard Chicken Production Systems in Central and South Ethiopia (First report) ILT in Ethiopian Poultry Production, *Journal of Applied Poultry Research*, 28(4): 1324-1329.

Tripathy, D. N. and L. E. Hanson., 1989. Laryngotracheitis. In H. G. Purchase, L. H. Arp, C. H. Domermuth, and J. E. Pearson, (eds.). A Laboratory Manual for the Isolation and Identification of Avian Pathogens, 3rd ed. American Association of Avian Pathologists: Kennett Square, PA, (1989), 85-88.

U

Uddin MI, Sen AB, Islam MS, Das S, Sultana N, Ripa RN, Kashem A, Kamaruddin KM (2014). Seroepidemiology of infectious laryngotracheitis (ILT) in the commercial layer farms of Chittagong district, Bangladesh. *Adv. Anim. Vet. Sci*, 2(6): 316–320

V

VanderKop, M. A., 1993. Infectious laryngotracheitis in commercial broiler chickens, Can Vet J 34, (1993), 185.

W

Watrach, A. M., L. E. Hanson, and M. A. Watrach., 1963. The structure of infectious laryngotracheitis virus, Virology 21, (1963), 601-608.

Williams, R. A., Bennett, M., Bradbury, J.M., Gaskell, R. M., Jones, R. C., and Jordan, F. T. W., 1992. Demonstration of sites of latency of infectious laryngotracheitis virus using the polymerase chain reaction, J. Gen. Virol. 73, (1992), 2415-2430.

Williams, RA, Savage CE, and Jones RC., 1994. A comparison of direct electron microscopy, virus isolation, and a DNA amplification method for the detection of avian infectious laryngotracheitis virus in field material, Avian Pathol. 23, (1994), 709-720.

Winterfield, R. W. and I. G. So., 1968. Susceptibility of turkeys to infectious laryngotracheitis, Avian Dis 12, (1968), 191-202.

Y

Yamada, S., K. Matsuo, T. Fukuda, and Y. Uchinuno. 1980. Susceptibility of ducks to the virus of infectious laryngotracheitis.

York J.J. & Fahey K.J., 1988. Diagnosis of infectious laryngotracheitis using a monoclonal antibody ELISA, Avian Pathol., 17, (1988), 173-182.

York, J. J. and K. J. Fahey., 1990. Humoral and cell-mediated immune responses to the glycoproteins of infectious laryngotracheitis herpesvirus, Arch Virol 115, (1990), 289-297.

Z

Zavala, G. (2011). The old and new landscapes of infectious laryngotracheitis. Poultry Informed Professional, University of Georgia, Department of Population Health, College of Veterinary Medicine: 2-7.

Résumé: Le travail a pour objectif de faire une enquête épidémiologique et sérologique sur la maladie de la Laryngotrachéite Infectieuse (LTI) en élevages de poule pondeuse ainsi l'évaluation des facteurs de risque associés à cette pathologie.

1728 prélèvements sanguins ont été effectués à partir de la veine alaire dans 48 élevages de poules pondeuses en utilisant le test immuno-enzymatique indirect (ELISA) à l'aide d'un kit IDvet®.

Nos résultats montrent une séroprévalence de 56,25%. Les signes cliniques et les lésions macroscopiques observés à l'autopsie de LTI étaient des signes respiratoires, une trachéite hémorragique, une sinusite, une conjonctivite, une chute de ponte, une altération de la qualité de la coquille et une faible mortalité. Le score sérologique montre un effet significatif des facteurs de risque, lorsque la vaccination n'a pas été appliquée, les sujets étaient significativement plus séropositifs de 54 % (OR = 1,54, p = 0,01) par rapport aux sujets vaccinés. Par conséquent, les élevages ayant une mauvaise hygiène étaient plus séropositifs de 68 % (OR = 1,68, p = 0,002) par rapport à ceux ayant une bonne hygiène. Autrement, les élevages dont la chute de ponte varie entre 10-30 % étaient significativement plus séropositifs à 42 % (OR = 1,42, p = 0,04) que ceux dont la chute de ponte était plus de 30 %.

Cette enquête sérologique a révélé des anticorps anti-VILT signifiant la circulation de ce virus dans les élevages de poules pondeuses en Algérie. Un protocole de vaccination correct, des mesures de biosécurité strictes, un diagnostic rapide sont nécessaires pour contrôler et minimiser la maladie dans les élevages de poules pondeuses.

Mots-clés : Laryngotrachéite infectieuse, ELISA, Enquête, Séro-épidémiologique, poules pondeuses.

Abstract: The work aimed at studying the epidemiological, serological and clinical factors, as well as the risk factors of the Infectious Laryngotracheitis (ILT) on layer hens' flocks in Algeria.

1728 sampled from 48-layer hen's poultry house. We took blood samples from each bird at the level of the wing vein area where an indirect enzyme-linked immunosorbent assay was done using an IDvet® kit.

The flocks showed 56.25% of seroprevalence. Observed clinic signs and gross lesions at autopsy of the ILT were respiratory signs, hemorrhagic tracheitis, sinusitis, conjunctivitis, Egg drop, affected shell quality and low mortality. The scores show the effect of risk factors. When the vaccination was not applied, flocks were significantly more seropositive by 54% (OR = 1.54, p = 0.01) compared to vaccinated flocks. Therefore, flocks with poor hygiene were more seropositive by 68% (OR = 1.68, p = 0.002) compared to those with good hygiene. At least, flocks with decreased egg production between 10-30% were significantly more seropositive by 42% (OR = 1.42, p = 0.04) than those with declined egg production superior to 30%.

The serological survey revealed anti-VILT antibodies signifying the circulation of this virus in layers hens farms in Algeria. A correct vaccination protocol, strict biosecurity measures, rapid diagnosis are necessary to control and eradicate the disease from layers farms.

Keywords: Infectious Laryngotracheitis, ELISA, survey, sero-epidemiological, layer hens.

المخلص: الهدف من العمل هو إجراء تحقيق وبائي ومصلّي لمرض التهاب الحنجرة والحنجرة المعدية (ITL) في مزارع الدجاج البياض وتقييم عوامل الخطر المرتبطة بهذا المرض.

تم أخذ 1728 عينة دم من وريد الجناح في 48 مزرعة دجاج بياض باستخدام مقايصة الممتز المناعي غير المباشر المرتبط بالإنزيم (ELISA) باستخدام مجموعة IDvet®.

تظهر نتائجنا معدل انتشار مصلّي بنسبة 56.25%. العلامات السريرية والأفات الجسمية التي لوحظت في تشريح الجثة LTI كانت علامات تنفسية، التهاب القصبات النزفية، التهاب الجيوب الأنفية، التهاب الملتحمة، انخفاض في إنتاج البيض، تغير جودة القشرة، وانخفاض معدل الوفيات. تظهر النتيجة المصلية تأثيراً كبيراً لعوامل الخطر، عندما لم يتم تطبيق التطعيم، كان الأشخاص أكثر إيجابية مصلّاً بنسبة 54 % (OR = 1.54، p = 0.01) مقارنة بالمواضيع الملقحة. لذلك، كانت القطعان ذات النظافة السيئة أكثر إيجابية مصلّاً بنسبة 68% (نسبة الأرجحية = 1.68، p = 0.002) مقارنة بتلك التي تتمتع بنظافة جيدة. وبخلاف ذلك، كانت المزارع التي لديها انخفاض في وضع ما بين 10-30% أكثر إيجابية مصلّاً عند 42% (نسبة الأرجحية = 1.42، p = 0.04) من تلك التي بها انخفاض أكثر من 30%.

كشف هذا التحقيق المصلّي عن وجود أجسام مضادة لـ VILT تدل على انتشار الفيروس في مزارع الدجاج البياض في الجزائر. إن بروتوكول التطعيم الصحيح، وإجراءات الأمن الحيوي الصارمة، والتشخيص السريع ضرورية للسيطرة على المرض وتقليله في قطعان الدجاج البياض.

الكلمات المفتاحية: التهاب الحنجرة والحنجرة المعدية، ELISA، التحقيق، الوبائيات المصلّي، الدجاج البياض.