

ECOLE NATIONALE DE MEDECINE VETERINAIRE DE SIDI THABET

ANNEE : 2016

N°...../16



**CONTRIBUTION A L'ETUDE DESCRIPTIVE ET EVALUATIVE DE
L'EFFICACITE DE LA VACCINATION CONTRE LA MALADIE DE
NEWCASTLE DANS LES ELEVAGES AVICOLES DU
GOUVERNORAT DE SFAX**

THESE

Pour l'obtention du

DOCTORAT EN MEDECINE VETERINAIRE

Présentée et soutenue publiquement, le 23 janvier 2016

Par

Hend TOUMIA

Membres du jury :

PRESIDENT : Professeur Mohamed AOUINA

ASSESEUR : Professeur Abdelhak BEN YOUNES

RAPPORTEUR : Professeur M'hamed BENZARTI

MEMBRE INVITE : Docteur Abdeljelil GHRAM

REMERCIEMENTS

A notre Président de jury

Monsieur le Professeur Mohamed AOUINA

Qui nous a fait l'honneur et le grand privilège d'accepter la présidence du jury de notre thèse.

Veillez trouver ici l'expression de notre sincère gratitude et notre profond respect.

A notre Maître et juge

Monsieur le Professeur Abdelhak BEN YOUNES

Qui nous a fait l'honneur de siéger parmi les membres de jury et le privilège d'accepter de juger notre travail.

Veillez trouvez ici l'expression de notre sincère reconnaissance et notre grand respect.

A notre Directeur de Thèse

Monsieur le Professeur M'hamed BENZARTI

Qui par ses précieux conseils, sa compétence, sa disponibilité et son implication nous a guidé tout au long de ce travail.

Veillez trouvez ici l'expression de notre profonde gratitude et notre grand respect.

A Monsieur le Docteur Abdeljelil GHRAM

Qui nous a bien accueillis au sein de laboratoire et nous a aidé par ses précieux conseils.

Veillez trouvez ici l'expression de nos plus vifs remerciements et notre profond respect.

Je tiens à remercier tous les vétérinaires de l'arrondissement de la PA de Sfax, en particulier

Docteur Kamel BRADII (Chef d'arrondissement), **Docteur Hadj KACEM** et surtout **Docteur Adel SOUISSI** qui m'a aidé dans la réalisation de ce travail durant la phase de terrain.

Qu'ils reçoivent ici ma gratitude et ma reconnaissance.

Je remercie également tous les chercheurs et le personnel du Service de Microbiologie
Vétérinaire de l'institut Pasteur de Tunis, en particulier

Docteur Jihène NSIRI, Docteur Imen LARBI et Madame Faten AMOUNA

pour leur aide précieuse et leur accueil chaleureux.

Tous nos sincères remerciements à

Docteur Wafa BEN HAMMOUDA, Docteur Imen OUERTANI et Docteur Médiha Khamassi

Pour leur aide et leur disponibilité.

DEDICACES

Je dédie ce travail :

A la mémoire de mes grands-parents Mohamed Lazhar et Teber

Qui ont été toujours dans mon esprit et dans mon cœur,
que Dieu, le miséricordieux, vous accueille dans son éternel paradis.

A mes chers parents Mohamed Lamine et Hedia

Vous m'avez soutenu et encouragé et sans qui je ne serais pas où j'en suis aujourd'hui.
Autant de phrases et d'expressions aussi éloquentes soit-elles ne sauraient exprimer ma
gratitude et ma reconnaissance.

A mon frère Zied, ma sœur Imen, mon beau-frère Sami et à ma nièce Yasmine

Je ne pourrais jamais exprimer l'amour que j'ai pour vous.
Que Dieu vous comble de santé, de bonheur et de réussite.

A ma grande famille

Pour tous ces agréables moments que nous avons partagés, je vous remercie de tout mon
cœur.

A mes amis, mes anciens camarades de lycée et de l'ENMV

J'ai de la chance de vous connaître et je tiens à vous remercier pour votre soutien
inestimable, votre présence et le bonheur que vous m'avez donné.

TABLE DES MATIERES	PAGE
INTRODUCTION	1
PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE	
1. GENERALITES SUR LA MALADIE DE NEWCASTLE	3
1.1. Définition	3
1.2. Synonymie	3
1.3. Historique	3
1.4. Importance	4
2. AGENT CAUSAL	4
2.1. Classification	4
2.2. Morphologie et structure	5
2.3. Protéines	6
2.4. Résistance du virus	6
2.5. Caractères biologiques	6
2.5.1. Culture	6
2.5.2. Activité d'hémagglutination et de neuraminidase	7
2.6. Pouvoir pathogène	7
2.6.1. Classification basée sur les signes cliniques	7
2.6.2. Tests de pathogénicité	8
2.6.3. Bases moléculaires de la virulence virale	8
2.7. Pouvoir antigène et immunogène	9
2.7.1. Pouvoir antigène	9
2.7.2. Pouvoir immunogène	10
2.8. Variation génétique	10

3. PATHOGENIE	12
3.1. Dynamique de l'infection	12
3.2. Réponse immunitaire	12
4. ETUDE CLINIQUE ET LESIONNELLE	14
4.1. Symptômes	14
4.1.1. Formes cliniques	14
4.1.2. Chez le poulet	15
4.1.2.1. Souches vélogènes	15
4.1.2.2. Souches mésogènes	16
4.1.2.3. Souches lentogènes	16
4.2. Lésions	16
4.2.1. Lésions macroscopiques	16
4.2.2. Lésions microscopiques	17
5. EPIDEMIOLOGIE	18
5.1. Epidémiologie descriptive	18
5.1.1. Incidence et distribution géographique	18
5.1.2. Morbidité et mortalité	19
5.2. Epidémiologie analytique	19
5.2.1. Sources de virus et matières virulentes	19
5.2.2. Transmission	20
5.2.2.1. Transmission horizontale	20
5.2.2.2. Transmission verticale	21
5.2.3. Propagation	22
5.2.4. Réceptivité	22
5.2.4.1. Facteurs intrinsèques	22

5.2.4.2. Facteurs extrinsèques	23
5.3. Epidémiologie synthétique	23
6. DIAGNOSTIC	24
6.1. Diagnostic épidémio-clinique	24
6.2. Diagnostic différentiel	24
6.3. Diagnostic expérimental	25
6.3.1. Prélèvements	25
6.3.2. Virologie	25
6.3.2.1. Isolement du virus	25
6.3.2.2. Identification du virus	26
6.3.2.3. Détermination de la virulence des souches	27
6.3.3. Sérologie	28
7. LUTTE	29
7.1. Traitement	29
7.2. Prophylaxie	29
7.2.1. Prophylaxie sanitaire	29
7.2.2. Prophylaxie médicale	32
7.2.2.1. Types de vaccins	32
7.2.2.2. Modes d'administration	33
7.2.2.3. Programme de vaccination	35
8. TRANSMISSION A L'HOMME	39

PARTIE EXPERIMENTALE

1. MATERIELS ET METHODES	42
1.1. Présentation de la région de Sfax	42
1.2. Enquête épidémiologique	42
1.3. Investigation sur le terrain	43
1.3.1. Questionnaire	43
1.3.2. Prélèvements sanguins	44
1.4. Analyse des échantillons au laboratoire	44
1.4.1. Principe du test ELISA indirect	44
1.4.2. Matériels et réactifs	45
1.4.3. Mode opératoire	45
1.4.4. Calcul des résultats	47
1.4.5. Contrôle des résultats du test	48
1.4.6. Interprétation des résultats	48
1.5. Evaluation du niveau de biosécurité	49
1.6. Analyse statistique	50
2. RESULTATS	51
2.1. Analyse du questionnaire	51
2.1.1. Biosécurité	51
2.1.1.1. Facteurs de risque d'introduction de l'agent	51
2.1.1.2. Évaluation du niveau de biosécurité	56
2.1.2. Vaccination	58
2.1.2.1. Programme vaccinal	58
2.1.2.2. Conduite de la vaccination	60
2.1.3. Situation sanitaire des élevages	62

2.2. Etude sérologique	65
2.2.1. Résultats généraux	65
2.2.2. Représentations des résultats sériques en fonction de l'âge	66
2.2.3. Résultats en fonction du programme de vaccination	69
2.2.4. Résultats selon l'état de santé	72
3. DISCUSSION	74
3.1. Méthode	74
3.2. Analyse du questionnaire	75
3.2.1. Conduite de la vaccination	75
3.2.2. Biosécurité	76
3.3. Etude sérologique	77
3.3.1. Résultats sérologiques des élevages de poulets de chair	77
3.3.2. Résultats sérologiques des élevages de poules pondeuses	78
CONCLUSION	80
ANNEXES	
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	

LISTE DES FIGURES

PAGE

Figure 1 :	Virus de la maladie de Newcastle	5
Figure 2 :	Carte géographique de Sfax	42
Figure 3 :	Illustration du principe de l'ELISA indirect	45
Figure 4 :	Plaque ELISA	46
Figure 5 :	Niveau de biosécurité dans les élevages de poulets de chair	57
Figure 6 :	Niveau de biosécurité dans les élevages de poules pondeuses	57
Figure 7 :	Répartition des titres moyens et des coefficients de variations dans les lots âgés entre 3-4 semaines	66
Figure 8 :	Répartition des titres moyens et des coefficients de variation dans les lots âgés entre 5-8 semaines	67
Figure 9 :	Répartition des titres moyens et des coefficients de variations dans les lots âgés entre 16-42 semaines	68
Figure 10 :	Répartition des titres moyens et des coefficients de variation entre les lots âgés entre 53-84 semaines	68
Figure 11 :	Poulets de chair présentant de la diarrhée (EC12)	Annexe 4
Figure 12 :	Poulet de chair avec une paralysie des pattes (EC17)	Annexe 4

LISTE DES TABLEAUX

PAGE

Tableau 1 :	Relation phylogénétique entre les propriétés moléculaires du NDV et les paramètres pathologiques et écologiques	11
Tableau 2 :	Systèmes d'administration des vaccins utilisés en aviculture : principaux avantages et désavantages	36
Tableau 3 :	Programme de vaccination des Poulets de Chair	39
Tableau 4 :	Programme de vaccination des Poules Pondeuses	40
Tableau 5 :	Répartition des élevages selon les délégations	43
Tableau 6 :	Evaluation du coefficient de variation	49
Tableau 7 :	Zone d'implantation des élevages	52
Tableau 8 :	Facteurs de risque au niveau de l'accès des élevages	53
Tableau 9 :	Facteurs de risques à l'intérieur de l'élevage et à l'entrée des bâtiments	55
Tableau 10 :	Facteurs de risque à l'intérieur des bâtiments	56
Tableau 11 :	Relation entre niveau de biosécurité et état de santé des élevages de poulets de chair	57
Tableau 12 :	Application du programme vaccinal	58
Tableau 13 :	Répartition du nombre d'élevage de poulets de chair et le nombre de rappels vaccinaux	58
Tableau 14 :	Répartition du nombre d'élevages de poules pondeuses et le nombre de rappels vaccinaux avant entrée en ponte	59
Tableau 15 :	Nombre des élevages des poules pondeuses en fonction des types de vaccins utilisés	59
Tableau 16 :	Nombre d'élevages de poulets de chair en fonction des types de vaccins utilisés	60
Tableau 17 :	Respect des étapes recommandées lors de vaccination dans l'eau de boisson	61

Tableau 18 :	Répartition du nombre d'élevages selon le type de matériel de nébulisation	61
Tableau 19 :	Catégories d'élevages en fonction leurs situations sanitaires	62
Tableau 20 :	Signes cliniques des élevages visités	63
Tableau 21 :	Relation entre l'administration du vaccin par l'eau de boisson et l'état de santé des EC	64
Tableau 22 :	Relation entre le nombre d'administration et l'état de santé des élevages de poulets de chair	64
Tableau 23 :	Nombre d'élevages et de sérums testés	65
Tableau 24 :	Titres sériques obtenus dans les différents élevages visités	65
Tableau 25 :	Répartition du nombre d'élevage en fonction des titres moyens, des coefficients de variation et du nombre de rappel vaccinal	69
Tableau 26 :	Répartition des titres moyens vaccinaux en fonction du nombre de rappels vaccinaux et de l'intervalle entre le moment de prélèvement sanguin et la dernière vaccination	70
Tableau 27 :	Relation entre la voie d'administration des rappels vaccinaux au niveau de la ferme et les résultats sérologiques des élevages de poulets de chair	70
Tableau 28 :	Répartition du nombre d'élevages en fonction des titres moyens et du nombre des vaccinations avant entrée en ponte	71
Tableau 29 :	Relation entre la conduite de la vaccination et le statut sérologique des lots âgés de moins de 40 semaines	72
Tableau 30 :	Nombre d'élevages en fonction de l'état sanitaire des lots de poulets de chair et des titres moyens	73
Tableau 31 :	Nombre d'élevages en fonction de l'état sanitaire des lots des poules pondeuses et des titres moyens	73

LISTE DES ABREVIATIONS

ADN : Acide désoxyribonucléique

APMV : Paramyxovirus aviaire

APMV-1 : Paramyxovirus aviaire type 1

ARN : Acide ribonucléique

ARNm : acide ribonucléique messenger

CV : coefficient de variation

EC : Elevage de poulets de chair

ELISA : Enzyme-linked immunosorbent assay

EP : Elevage de poules pondeuses

F : protéine de fusion

HA : hémagglutinine

HB-1 : Hitchner B1

HN : hémagglutinine-neuraminidase

ICPI : indice de pathogénicité intracérébrale

Ig : Immunoglobuline

IHA : Inhibition de l'hémagglutination

IRVT : Institut de Recherches Vétérinaires de Tunis

IVPI : indice de pathogénicité intraveineuse

L : ARN polymérase-ARN dépendant

M : protéine de matrice

MABs : anticorps monoclonaux

NA : neuraminidase

NC : Sérum de contrôle normal

ND : Maladie de Newcastle

NDV : Virus de la maladie de Newcastle

NP : nucléoprotéine

OIE : Organisation mondiale de la santé animale

P : phosphoprotéine

PC : Sérum de contrôle positif

PPMV-1 : Paramyxovirus de pigeon type 1

rRT-PCR : Reverse transcriptase polymerase chain reaction en temps réels

RT-PCR : Reverse transcriptase polymerase chain reaction

LISTE DES ANNEXES

Annexe 1 : Questionnaire

Annexe 2 : Fiche de prélèvement

Annexe 3 : Indicateurs du niveau de biosécurité

Annexe 4 : Figures montrant quelques signes cliniques dans les élevages de poulets de chair visités

Annexe 5 : Tableaux pour l'analyse statistique entre certains facteurs mesures de biosécurité et la situation sanitaire pour les élevages de poulets de chair

Annexe 6 : Résultats du test exact de Fisher

INTRODUCTION

La maladie de Newcastle (ND) est une maladie infectieuse répandue chez les volailles. L'agent causal de cette maladie est nommé le virus de la maladie de Newcastle (NDV) ou paramyxovirus aviaire de type 1. Cette maladie engendre des pertes économiques importantes, elle doit être déclarée à l'organisation mondiale de la santé animale (OIE) (19).

Le paramyxovirus aviaire de type 1 est un virus à ARN, appartenant à la famille *Paramyxoviridae*. Le site de restriction et l'analyse de séquences du gène de fusion du virus ont permis de classer les souches NDV en plusieurs génotypes. Les souches sont aussi classées selon leurs pathogénicités en souches vélogènes, mésogènes et lentogènes (28).

Une épizootie de la maladie de Newcastle est apparue dernièrement en Tunisie durant le deuxième semestre de l'année 2013. Elle s'est propagée rapidement dans les élevages industriels et dans l'aviculture traditionnelle causant des dégâts sur le secteur avicole.

Les souches vélogènes ont été suspectées d'être la cause de cette épizootie. La suspicion a été confirmée par les études de caractérisations moléculaires réalisées au niveau de l'institut Pasteur et de l'Institut de Recherche Vétérinaire de Tunis (IRVT). Le séquençage a été fait à la Faculté de science de Tunis. Les résultats de ces travaux ont montré qu'il y a eu une introduction en Tunisie d'une souche vélogène du génotype VII (12).

Plusieurs études ont révélé que les animaux vaccinés avec un vaccin à virus de génotype II sont bien protégés contre les infections par des virus hétérologues comme les génotypes V, VI, VII et IX. Les auteurs de ces études ont conclu que la circulation du virus entre les fermes est plutôt due à la présence d'une immunité vaccinale faible chez les poulets (19).

Face aux dégâts causés par cette maladie dans le pays et pour élucider les causes de la persistance de la maladie de Newcastle en dépit de la vaccination, une enquête nationale a été réalisée dans plusieurs gouvernorats. L'échantillonnage a eu lieu à Kairouan, Mahdia, Monastir, Nabeul, Sfax, Sousse et Zaghouan.

Notre contribution personnelle rentre dans ce cadre et porte sur la région de Sfax.

Ce travail comporte deux parties :

- Une partie bibliographique qui traite les connaissances fondamentales de base concernant la maladie de Newcastle en approfondissant surtout la prophylaxie médicale.
- Une partie expérimentale qui est consacrée à la réalisation d'une enquête descriptive à visée analytique et évaluative de la pratique de la vaccination et de la qualité de la protection conférée contre la maladie de Newcastle dans la région de Sfax.

PARTIE
BIBLIOGRAPHIQUE

1. GENERALITES SUR LA MALADIE DE NEWCASTLE

1.1. Définition

La maladie de Newcastle est une maladie infectieuse, hautement contagieuse, virulente et inoculable. C'est une maladie virale qui est due à un paramyxovirus. Elle touche les oiseaux, particulièrement les gallinacés.

Elle est caractérisée par des signes cliniques diversifiés. Elle se manifeste généralement par une atteinte de l'état général, des troubles digestifs, respiratoires et nerveux. Les lésions sont principalement hémorragiques et ulcéro-nécrotiques. Les formes graves évoluent rapidement vers la mort (54) (3) (24).

La maladie de Newcastle figure sur la liste des maladies de l'organisation mondiale de la santé animale (OIE) (13).

1.2. Synonymie

La maladie de Newcastle ou Newcastle disease (ND) est aussi nommée pseudo- peste aviaire par opposition à la peste aviaire vraie (ou influenza aviaire). Il y a d'autres appellations telles que pneumoencéphalite aviaire, maladie de Ranikhet, peste aviaire atypique ou paramyxovirose (7) (38) (24).

1.3. Historique

Chez les volailles, les premiers foyers de la maladie ont été signalés en 1926 à Java en Indonésie (Kraneveld, 1926) puis à Newcastle-upon-Tyne en Angleterre (Doyle, 1927), d'où le nom de la maladie de Newcastle (46) (44). Doyle accorda cette appellation afin d'éviter toute confusion avec d'autres maladies.

Il y a eu des travaux indiquant que la ND aurait apparu avant 1926. Halasz (1912) mentionna des épizooties en Europe Centrale rappelant celles de la ND et se caractérisant par des signes nerveux chez les volailles et les pigeons. Macpherson (1956) étudia les revues concernant toutes les mortalités de poulets dans les îles de l'Ouest de l'Ecosse en 1896, il estima que c'était vraisemblablement la ND (13) (6).

Depuis 1926, plusieurs panzooties apparurent chez les volailles qui étaient dues aux souches virulentes du virus ND. La panzootie de 1960 survint à la fin de cette année et put atteindre le monde entier dans les quatre années suivantes. En 1980, une panzootie de ND fut signalée chez les pigeons (*Columba livia*) (22).

La ND a été mentionnée en Tunisie durant l'année 1946. Elle fut nommée « OUBA » par des éleveurs à cause de son caractère fatal (38).

1.4. Importance

Sur le plan économique, la maladie de Newcastle a des graves conséquences. Elle est contagieuse et la létalité est élevée d'où les effets dévastateurs pour le secteur avicole. Il y a aussi un impact négatif sur le commerce à cause de l'établissement des restrictions dans les régions contaminées. En effet, les volailles et spécialement le poulet représentent une source importante de protéines sous forme d'œufs et de viandes, et la ND engendre la diminution de la production de ces sources (27) (6) (23) (3).

Sur le plan hygiénique, c'est une zoonose mineure. Elle provoque chez l'homme une conjonctivite bénigne et spontanément curable (3).

2. AGENT CAUSAL

2.1. Classification

Le virus de la maladie de Newcastle est classé parmi le genre *Avulavirus*, la sous-famille *Paramyxovirinae*, la famille *Paramyxoviridae* et l'ordre *Mononegavirales* (8).

Les membres de la famille *Paramyxoviridae* provoquent des infections chez les hommes et les animaux. Parmi les virus infectant les humains, il y a le virus de la rougeole, le virus ourlien, les virus parainfluenza de type 1 à 4, le virus respiratoire syncytial (RSV) et les virus Nipah et Hendra. Pour les animaux, il y a principalement le virus de la maladie de Newcastle, le virus de la maladie de carrée, le virus Sendai etc. (52) La *Paramyxoviridae* renferme les sous-familles *Paramyxovirinae* et *Pneumovirinae*.

Le genre *Avulavirus* comprend tous les paramyxovirus isolés à partir des espèces aviaires, à l'exception des métapneumovirus aviaires qui sont classés dans le genre

Metapneumovirus et la sous-famille *Pneumovirinae* (27). Les paramyxovirus aviaires (APMV) sont divisés en 12 sérotypes (APMV-1 jusqu'à APMV-12) (45). Ces derniers ont été identifiés par des tests sérologiques et des analyses phylogénétiques.

Le virus de la maladie de Newcastle est appelé NDV ou paramyxovirus aviaire de type 1 (APMV-1) (32) (42). Bien que les termes NDV et APMV-1 sont synonymes, le NDV est plutôt utilisé pour les souches virulents et l'APMV-1 désigne toutes les souches de sérotype 1 (27).

2.2. Morphologie et structure

La famille des *Paramyxoviridae* regroupe des virus caractérisés par une capsid de symétrie hélicoïdale et comportant un ARN monocaténaire non segmenté de polarité négative. Le NDV, qui fait partie du genre *Avulavirus*, est un virus enveloppé. Le virus est illustré dans la figure 1 (7) (21) (55) (50) (18).

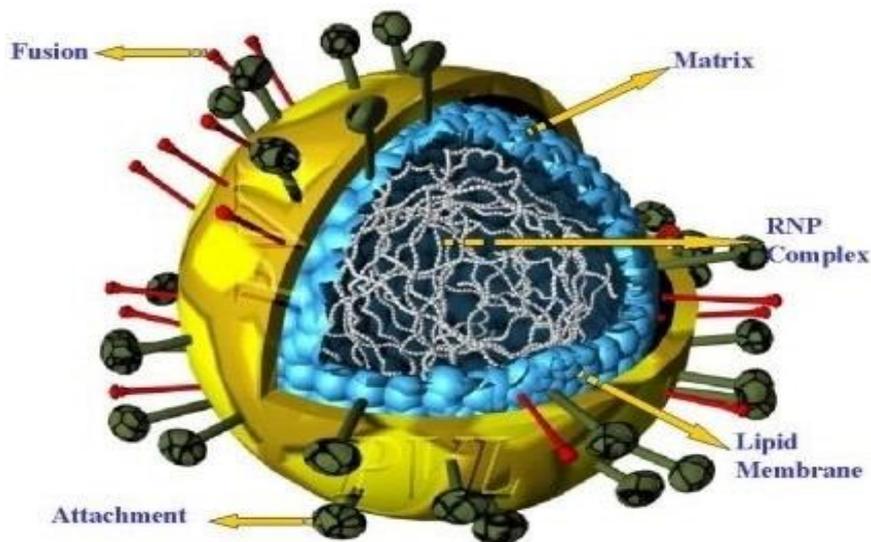


Figure 1 : Virus de la maladie de Newcastle

(<http://lankavet.blogspot.com/2012/12/newcastle-disease-or-ranikhet-disease.html>)

2.3. Protéines

Le gène viral code au moins pour 6 protéines qui sont les suivantes :

- La protéine nucléoprotéine ou NP (23) (48).
- La protéine P
- La protéine L
- La protéine M (23) (21).
- La protéine HN (23) (58) (16).
- La protéine F (58) (4) (45).

Il y a en plus des protéines accessoires V et W (4).

2.4. Résistance du virus

L'APMV-1 peut survivre à la température ambiante pendant une longue période et notamment dans les fèces. Des traitements physiques et chimiques peuvent détruire le pouvoir infectant du virus. Le taux de la destruction dépend des souches du virus, la quantité du virus, la durée de l'exposition à ces traitements, la nature du milieu et l'interaction entre les traitements. L'APMV-1 est inactivé à une température de 56°C pendant 3 heures ou à 60°C pendant 30 minutes et à un pH acide ≤ 2 . Le virus est sensible à l'éther. Il est inactivé par le formol, le phénol, les agents oxydants, la chlorhexidine et l'hypochlorite de sodium (eau de javel) (7) (43) (56).

2.5. Caractères biologiques

2.5.1. Culture

La culture du virus ND est facile et se fait sur divers systèmes (24) :

➤ Œufs de poule embryonné :

Tous les paramyxovirus aviaires peuvent se répliquer dans les œufs de poules embryonnés. Ces derniers sont généralement utilisés pour l'isolement. Ils se caractérisent par leur disponibilité, leur sensibilité à la croissance virale et le titre élevé viral obtenu. La capacité et le délai pour tuer les embryons varient selon les souches et les isolats de NDV. Le titre viral dépend aussi des souches. Ainsi, un titre élevé est obtenu avec les souches causant une mort lente de l'embryon ou des souches ne causant pas de mort (7).

➤ **La culture cellulaire :**

La culture de virus ND peut se faire sur une large gamme de cellules. Il y a par exemple les hépatocytes d'embryons de poulet, les fibroblastes d'embryon de poulet, etc. Un effet cytopathique (ECP) est observé lors de la croissance virale. En effet, la multiplication du virus ND engendre la formation de syncytiums qui sont des grandes cellules plurinucléées formés à partir de plusieurs cellules. Il y a donc une perturbation du tapis cellulaire (13).

2.5.2. Activité d'hémagglutination et de neuraminidase

La protéine virale HN a la capacité de s'attacher aux récepteurs sur la surface des globules rouges ce qui engendre l'agglutination des hématies. Cette propriété d'hémagglutination est utilisée comme un moyen de diagnostic de la maladie de Newcastle. Le virus ND cause l'agglutination des hématies aviaires, amphibiens, reptiliens et de certains mammifères. Les cellules de globules rouges de poule sont généralement utilisées dans les tests d'hémagglutination.

En plus d'hémagglutinine, la molécule HN renferme l'enzyme neuraminidase. Ce dernier provoque l'élution graduel des hématies agglutinées (7).

2.6. Pouvoir pathogène

2.6.1. Classification basée sur les signes cliniques

Les souches de la NDV se caractérisent par une forte variation du pouvoir pathogène. La sévérité de la maladie est différente au sein de la même espèce de volaille (8) (42). Du fait de cette variation des signes cliniques, les souches virales ont été classées en 5 pathotypes :

- les souches vélogènes viscérotropes sont hautement pathogènes. Des lésions intestinales hémorragiques sont fréquemment observées.
- les souches vélogènes neurotropes provoquent une mortalité massive qui est due, le plus souvent, à des signes respiratoires et nerveux.
- les souches mésogènes engendrent une faible mortalité. Elles se caractérisent par des signes respiratoires et occasionnellement par des signes nerveux.

➤ les souches lentogènes ou respiratoires induisent une infection mineure ou infraclinique.

➤ les souches asymptomatiques entérotropes induisent une infection intestinale infraclinique.

Le classement en pathotypes est rarement évident. En effet, il y a une possibilité de chevauchement des infections provoquées par les souches. Il peut y avoir une aggravation des signes cliniques pour les formes les moins virulentes lors d'une infection simultanée par d'autres organismes ou en présence de conditions environnementales défavorables (42).

2.6.2. Tests de pathogénicité

Hanson et Brandly (1955) ont évalué la virulence en déterminant le délai moyen de l'effet léthal des virus sur les embryons de poulet. La mort des embryons survient en moins de 60 heures si les souches sont vélogènes, entre 60 et 90 heures si les souches sont mésogènes et plus de 90 heures si les souches sont lentogènes. Actuellement, cette méthode est considérée comme un test non fiable pour caractériser les isolats de virus ND (13).

D'autres tests comme le délai moyen de l'effet léthal sur les œufs (MDT), l'indice de pathogénicité intraveineuse (IVPI) et l'indice de pathogénicité intracérébrale (ICPI) ont été utilisés pour évaluer le pouvoir pathogène du virus. Actuellement, les tests MDT et IVPI sont considérés comme des méthodes imprécises et le test ICPI comme un test sensible et précis (20). L'OIE recommande le test ICPI pour la détermination in vivo de la virulence virale (7).

2.6.3. Bases moléculaires de la virulence virale

Les bases moléculaires de la virulence sont évaluées à l'aide des techniques de séquençages nucléotidiques. Des études ont montré que certaines protéines jouent un rôle important dans la virulence du virus et le tropisme tissulaire.

Durant la réplication, la protéine F est produite sous la forme de glycoprotéine F0. Pour que les particules virales deviennent infectieuses, la F0 est clivée en polypeptides F1 et F2 en présence des protéases cellulaires de l'hôte. Plusieurs études ont révélé la relation directe entre la virulence de virus ND et la clivabilité de la molécule F0 :

- Pour les souches à faible virulence (lentogène), le clivage de F0 est assuré par certaines protéases qui sont présents uniquement dans l'appareil respiratoire et intestinal. Leurs séquences sont généralement monobasiques avec ¹¹²G/E-K/R-Q-G/E-R¹¹⁶ sur la fraction C-terminale de la protéine F2 et L (leucine) au résidu 117, c'est-à-dire la fraction N-terminale de la protéine F1.

- Pour les souches virulentes (vélogènes et mésogènes), le clivage de F0 est assuré par une ou plusieurs protéases de l'hôte qui sont présentes dans plusieurs cellules et tissus. La séquence ¹¹²R/K-R-Q/K/R-K/R-R¹¹⁶ dans la même région, F (phénylalanine) sur le résidu 117 (42) (16) (13).

La variation de la virulence peut aussi être due à d'autres gènes et protéines viraux. A l'aide de techniques de génétique inverse, il a été démontré que les protéines HN et V peuvent influencer la virulence. L'absence de la protéine V a un impact sur la virulence puisque son rôle est d'inhiber l'apoptose dans les cellules infectées (13). La protéine HN est produite sous la forme de protéine précurseur HNO pour certaines souches virales mais pas pour d'autres (7). En plus, des études sur l'échange de la protéine HN de la souche lentogène par celle de la souche virulente ont été effectuées. Le virus chimérique généré peut atteindre les sites de multiplication des souches virulentes au lieu de se multiplier localement (16).

2.7. Pouvoir antigène et immunogène

2.7.1. Pouvoir antigène

Le pouvoir antigène est attribué à des antigènes nucléoprotéiques qui sont communs à tous les Paramyxovirus aviaires et des antigènes glycoprotéiques de surface qui sont spécifiques (3).

Les souches de virus de la maladie de Newcastle montrent une unicité antigénique malgré la variation de leur pouvoir pathogène (54). Cette unicité est liée à l'appartenance des souches au même sérotype (25). Toutefois, les souches virales présentent des variations mineures entre elles. Les anticorps monoclonaux (MABs) peuvent mettre en évidence ces variations. Par exemple, ils peuvent reconnaître la modification d'un seul acide aminé au

niveau de l'épitope auquel ils sont destinés. Les MABs ont permis de distinguer la variante NDV responsable de la maladie chez le pigeon (17) (7) (38).

Le pouvoir antigène est assez spécifique via les antigènes glycoprotéiques de surface (en particulier HA, spécifique de type). L'APMV-1 peut être différencié des autres paramyxovirus par le test d'inhibition de l'hémagglutination (3) (24) (25).

2.7.2. Pouvoir immunogène

Dans les premiers jours suivant l'infection virale, il y a apparition de l'immunité à médiation cellulaire. Mais, elle n'est pas fortement protectrice à l'inverse de l'immunité humorale. Les anticorps produits sont surtout des anticorps neutralisants et des anticorps inhibant l'hémagglutination (17). Les glycoprotéines F et HN sont les principaux antigènes engendrant une réponse humorale protectrice (49).

2.8. Variation génétique

Des études génétiques ont révélé une grande diversité du virus qui est classé en deux groupes majeurs (classe I et II) selon la longueur du génome et la séquence nucléotide du génome. La classe II est subdivisée en onze génotypes selon les dernières analyses. Le tableau 1 ne mentionne que sept parmi les onze génotypes. Les génotypes V, VI, VII et VIII sont rencontrés par tout dans le monde. Le génotype VII est impliqué dans plusieurs foyers récents comme ceux de Venezuela (18).

Toutes les souches NDV appartiennent au même sérotype (APMV-1). Ces variations génétiques auraient peut être un retentissement sur l'antigénicité et sur l'efficacité des campagnes de vaccination (46).

Tableau 1 : Relation phylogénétique entre les propriétés moléculaires du NDV et les paramètres pathologiques et écologiques (46)

Classe	Longueur du génome	Génotype	Isolement	Réservoir majeur	Pathotype	Pathogénicité pour la volaille
I	15 198			Oiseaux aquatiques	Asymptomatique	Apathogène
II	15 186	I		Oiseaux aquatiques	Asymptomatique	Apathogène
		II	Amérique du Nord	Gallinacés domestiques	Neurotrophe	L, M, V
		III	Asie	Gallinacés domestiques	Viscérotrophe	M, V
		IV	Europe	Gallinacés domestiques	Viscérotrophe	V
	15 192	V	Amérique du Sud	Gallinacés domestiques, cormorans	Viscérotrophe	V
		VI	Asie et Moyen-Orient	Gallinacés domestiques, pigeons	Viscérotrophe	V
		VII	Extrême Orient	Gallinacés domestiques, oies	Viscérotrophe	V
		VIII	Afrique	Gallinacés domestiques	Viscérotrophe	V

L : lentogène ; M : mésogène ; V : vélogène

3. PATHOGENIE

3.1. Dynamique de l'infection

La dynamique de l'infection de l'organisme hôte par le virus ND comprend 4 phases. Ces phases se produisent quelle que soit la virulence de la souche.

Le virus s'introduit dans l'organisme par la voie respiratoire et digestive. Après un temps de latence d'environ 24h, le virus se multiplie localement au niveau de la porte d'entrée.

Le virus est véhiculé vers les tissus lymphoïdes où il y a multiplication virale.

La multiplication du virus se fait dans des tissus cibles selon le tropisme de la souche en cause. Les organes cibles sont essentiellement le tube digestif, l'appareil respiratoire et le système nerveux.

Le virus disparaît du sang et des organes en quelques semaines et d'une manière progressive (25) (38).

3.2. Réponse immunitaire

➤ La réponse immunitaire innée :

Elle est composée par les cellules NK, les granulocytes, les macrophages, les cytokines, etc. *In vitro*, l'infection par le NDV engendre la production de l'oxyde nitrique (NO) et les interférons (IFN- α , IFN- β et IFN- γ) (2).

➤ L'immunité à médiation cellulaire :

L'immunité cellulaire peut être détectée dans les 2 à 3 jours suite à une infection par des souches vaccinales vivantes. En effet, elle confère une protection rapide. Mais, des études récentes ont montré que cette immunité à elle seule ne protège pas contre les NDV virulents (7).

➤ L'immunité à médiation humorale :

Chez les poulets survivants, les anticorps sont détectés vers les 6 à 10 jours post-infection. Généralement, le pic de la réponse est atteint en 3 à 4 semaines et le taux d'anticorps dépend de la souche infectante.

Le virus induit la formation des anticorps inhibant l'hémagglutination, des anticorps neutralisant, précipitant et fixant le complément. Les anticorps, qui sont sécrétés contre les protéines virales de surface HN et F, peuvent neutraliser le NDV en empêchant son attachement à la cellule hôte. Les anticorps inhibant l'hémagglutination sont dirigés contre les protéines HN. Comparés aux anticorps neutralisants, les anticorps IHA sont moins protecteurs. Cependant, ils ont un intérêt dans le diagnostic. Ils demeurent détectable pendant 6 à 7 semaines à la suite d'une primo-infection avec un virus lentogène et jusqu'à un an post-infection après plusieurs immunisations ou chez les oiseaux guéris de la forme virulente (17) (7) (30).

➤ L'immunité locale :

Les immunoglobulines A (IgA) sont détectés au niveau des sécrétions de la voie respiratoire supérieure et du tractus intestinal. Il semble aussi que les IgG peuvent contribuer à l'immunité locale (7) (36). La stimulation des anticorps au niveau des muqueuses permet la diminution de l'excrétion virale et aide à réduire le risque de l'infection virale en cas d'une deuxième infection (36).

➤ L'immunité passive :

Les poules vont transmettre les anticorps dirigés contre le NDV aux descendants via le vitellus. Environ 30% d'IgY (l'équivalent de l'IgG) et 1% d'IgM et d'IgA vont être transférés passivement vers le jaune d'œuf. Chez les poussins d'un jour, le taux d'anticorps est directement relié aux anticorps maternels. Ces derniers doivent être pris en considération lors de la vaccination des poussins (7) (30) (17).

4. ETUDE CLINIQUE ET LESIONNELLE

La période d'incubation de la maladie de Newcastle varie entre 2-15 jours avec une moyenne de 5-6 jours. Elle peut dépasser les 20 jours chez quelques espèces. Aux fins de l'application du code sanitaire pour les animaux terrestres de l'OIE, la période d'incubation est fixée à 21 jours (43).

4.1. Symptômes

La gravité des signes cliniques varie considérablement en fonction de plusieurs facteurs tels que la virulence et le tropisme du virus, l'espèce hôte, l'âge de l'animal, le statut immunitaire, la voie d'exposition, les conditions environnementales et les maladies concomitantes (44) (7). Les signes cliniques dus aux souches hautement virulents peuvent être moins sévère si les volailles ont une immunité efficace contre la ND (13).

4.1.1. Formes cliniques

La maladie de Newcastle s'illustre cliniquement en quatre formes : suraiguë, aiguë, subaiguë et chronique et la forme inapparente (6) (25).

- Les formes suraiguës : se caractérisent par une atteinte générale et mort rapide en 1 à 2 jours avec un taux de mortalité supérieur à 90%.
- Les formes aiguës : il y a au début des signes généraux tels que l'abattement et un plumage ébouriffé. Ensuite, il y a apparition des signes digestifs, respiratoires et nerveux qui peuvent être observés de façon associée ou pas. La maladie évolue soit vers la mort en quelques jours soit vers une longue convalescence. La période de rétablissement est souvent associée avec des chutes de pontes et des séquelles nerveuses tels que la paralysie et le torticolis.
- Les formes subaiguës et chroniques : elles font suite à la forme aiguë. Il y a une aggravation des signes respiratoires, une chute de ponte chez les pondeuses et une possibilité des complications avec d'autres maladies. La diarrhée et la paralysie sont rares.

➤ Les formes inapparentes ou formes asymptomatiques : Elles sont en réalité plus fréquente que l'ont croit et peuvent être retrouvés chez plusieurs espèces, comme les palmipèdes (25).

4.1.2. Chez le poulet

4.1.2.1. Souches vélogènes

Le pathotype vélogène se distingue généralement par la manifestation soudaine des symptômes. Dans certains cas, les oiseaux meurent rapidement avant même que les premiers signes cliniques n'apparaissent. Chez les pondeuses, la baisse de la production d'œufs ou l'arrêt totale de la ponte sont des signes révélateurs de l'infection. Les œufs sont anormaux et ont des coquilles minces et un albumen aqueux (13).

➤ Les souches vélogènes viscérotropes (vVND) :

Elles provoquent une infection aiguë et ont un tropisme gastro-intestinal (13) (27). Les symptômes se caractérisent au début par une faiblesse de l'animal, l'augmentation de la fréquence respiratoire, l'apathie et la prostration (27). Puis, il y a apparition d'œdème autour des yeux et au niveau de la tête.

Chez les oiseaux qui ne sont pas morts au début de l'infection, des signes digestifs et nerveux sont observés. L'animal présente une diarrhée verdâtre, des tremblements musculaires, un torticolis, une paralysie des pattes et des ailes (7).

➤ Les souches vélogènes neurotropes (vNND) :

La maladie chez le poulet débute soudainement avec une détresse respiratoire. Puis après un ou deux jours, il y a apparition des signes neurologiques (7) (27). Les symptômes nerveux sont spectaculaires. Il y a observation d'un torticolis, des tremblements, une parésie, une paralysie, une incoordination des mouvements musculaires, etc. (13) (14) La diarrhée est généralement absente (7).

4.1.2.2. Souches mésogènes

Le pathotype mésogène est généralement responsable de symptômes respiratoires. Les signes nerveux sont peu fréquents. Une diminution nette de la ponte peut être observée durant plusieurs semaines chez les oiseaux adultes (7). Les œufs pondus sont à coquille décolorée ou sans coquille (13). L'infection est souvent compliquée par une surinfection par des virus et des bactéries (14).

4.1.2.3. Souches lentogènes

Généralement, les souches lentogènes sont non pathogènes chez les adultes et l'infection est asymptomatique (13) (27). Les jeunes oiseaux sont plus sensibles et peuvent avoir des symptômes respiratoires sévères. La maladie peut être compliquée par des surinfections par d'autres microorganismes entraînant souvent des mortalités (7). Les pathotypes lentogènes, comme B1 et La Sota, sont utilisés pour la production des vaccins atténués (13).

4.2. Lésions

4.2.1. Lésions macroscopiques

Les lésions macroscopiques ne sont pas pathognomoniques (43). De même que pour les symptômes, les lésions dépendent des pathotypes du virus ND et des autres facteurs cités en début du paragraphe (5). Les lésions macroscopiques peuvent être absentes (13) (7).

Suite à une infection aiguë par le virus ND virulent, les oiseaux morts peuvent présenter seulement des hémorragies diffuses. Ces virus virulents provoquent souvent des lésions hémorragiques au niveau de la muqueuse du proventricule, du cæcum et de l'intestin grêle (13).

Les lésions les plus éminentes se situent au niveau du proventricule d'après certains auteurs, alors que pour d'autres c'est au niveau du duodénum, jéjunum et iléon (22). Des pétéchies et des petites ecchymoses sont observées sur la muqueuse du proventricule, autour des conduits de la zone glandulaire et autour des orifices postérieurs et antérieurs.

Parfois, il y a observation des foyers nécrotiques sur le pancréas. La rate, les plaques de Peyer et les amygdales cæcales peuvent avoir des lésions œdémateuses, hémorragiques, nécrotiques et ulcéreuses (13). L'ulcération ou la nécrose des plaques de Peyer favorisent la suspicion de la ND, même si ces lésions ne sont pas spécifiques (43).

Les lésions macroscopiques au niveau du système nerveux central sont généralement peu présentes même chez les oiseaux ayant des symptômes nerveux (22).

Lors d'une atteinte de l'appareil respiratoire, il y a une hémorragie de la muqueuse et une congestion de la trachée et des poumons et parfois il y a un œdème pulmonaire. Une aérosacculite est constaté même avec les souches de faible virulence. Lors d'une infection bactérienne secondaire, il y a en plus un épaissement des sacs aériens avec exsudats catarrhaux et caséux (13) (43).

Les ovaires sont œdémateux, hémorragiques ou dégénérés. Chez les pondeuses infectées par les virus vélogènes, il y a le plus souvent une péritonite avec une ponte abdominale et les follicules ovariens sont dégénératifs. Des lésions d'hémorragies peuvent être observées sur les autres organes de reproduction (13) (7).

4.2.2. Lésions microscopiques

Au niveau du système nerveux central, une encéphalomyélite non purulente est observée. Elle est accompagnée par une dégénérescence neuronale, une prolifération des cellules gliales, une infiltration lymphocytaire périvasculaire, une hypertrophie des cellules endothéliales et de la nécrose. Ces lésions sont repérées le plus souvent au niveau du cervelet, le mésencéphale, le tronc cérébral, la moelle épinière et rarement dans le cerveau (7) (39).

La congestion, l'œdème et l'hémorragie peuvent être observés au niveau des vaisseaux sanguins. Il peut y avoir une dégénérescence hydropique de la media, une hyalinisation des capillaires et des artérioles, développement de thrombose hyaline dans les petits vaisseaux et nécrose des cellules endothéliales des vaisseaux (7) (14). Une étude (14) suggère que les vaisseaux, situés dans la région de l'infection primaire, présentent un certain degré d'hyalinose probablement due à une exsudation intense des protéines.

Le système lymphoïde subit des dégâts mais généralement ce sont des changements régressifs. Une destruction des lymphocytes est remarquée au niveau de la rate et de thymus, plus précisément dans la zone corticale et dans les centres germinatifs. Il y a une dégénérescence des lymphocytes dans la zone médullaire de la bourse de Fabricius. Les souches virulentes sont responsables de nécrose des tissus lymphoïdes ; alors que les souches moins virulentes provoquent moins de nécrose (7) (26) (39).

Au niveau du tractus intestinal, il y a de l'hémorragie et de la nécrose des tissus lymphoïdes ; les autres lésions observées sont associées aux modifications dans le système vasculaire (7). Concernant le pancréas, il peut y avoir une infiltration cellulaire (39).

Au niveau des voies respiratoires supérieures, les cellules ciliées peuvent perdre les cils au bout de 2 jours post-infection. Ceci est surtout rencontré lors suite à une exposition aux aérosols contaminés. L'inflammation des voies respiratoires semble disparaître au bout de 6 jours post-infection (7). En général, l'atteinte du poumon est rarement mise en évidence (14).

Les lésions au niveau de l'appareil reproducteur femelle sont très variables. Il y a une atrésie des follicules avec une infiltration des cellules inflammatoires et formation d'agrégats lymphoïdes. Ces agrégats se trouvent aussi au niveau de l'oviducte. L'altération fonctionnelle se trouve principalement au niveau de l'utérus ou la partie de l'oviducte responsable de la formation de la coquille (7). Des tests in vivo chez les poules pondeuses ont révélés une nécrose des cellules épithéliales et une accumulation des débris cellulaires dans la lumière de l'utérus (13).

5. EPIDEMIOLOGIE

5.1. Epidémiologie descriptive

5.1.1. Incidence et distribution géographique

La maladie de Newcastle est comptée parmi les maladies infectieuses les plus importantes chez les volailles. Elle est rencontrée par tout dans le monde (20). Mais, la véritable distribution géographique est un peu difficile à évaluer vue l'usage répandue de vaccins NDV commercialisées chez les volailles.

Généralement, le NDV virulent est soit enzootique soit attribué à des épizooties régulières dans la majeure partie de l'Afrique, de l'Asie, de l'Amérique centrale et dans certaines régions d'Amérique du Sud. Et même dans des régions développées, telles que l'Ouest de l'Europe, le virus virulent est responsable des épizooties périodiques (13).

Les souches lentogènes et mésogènes ont aussi une distribution mondiale. Quoique, les souches mésogènes sont moins fréquentes (55).

5.1.2. Morbidité et mortalité

La mortalité et la morbidité sont en rapport avec l'immunité des oiseaux et la virulence du virus ND. Chez les volailles domestiques et non vaccinés, la morbidité est élevée et la mortalité peut atteindre un taux de 100%. Chez les volailles vaccinées, des taux bas de morbidité et de mortalité sont constatés (56).

5.2. Epidémiologie analytique

5.2.1. Sources de virus et matières virulentes

Les matières virulentes sont représentées par les sécrétions respiratoires, la salive, les matières fécales et la carcasse (43) (56). Chez les oiseaux infectés, le virus ND est excrété durant la période de l'incubation, durant les phases cliniques de la maladie et pendant une période limitée de la convalescence. Les psittacidés peuvent excréter le virus d'une manière intermittente et pendant plus d'un an (43). Alors que les gallinacés infectés excrètent le virus pendant 1 à 2 semaines (55).

Les oiseaux malades sont la source principale de l'infection. Il y a aussi les porteurs latents et les survivants de l'infection qui agissent comme des réservoirs de la maladie. En plus, Il y a une possibilité que les oiseaux vaccinés et infectés par des souches virulentes aient une infection bénigne ou inapparente. Et par conséquent, ils deviennent excréteurs du virus (11).

Plusieurs espèces aviaires domestiques et sauvages peuvent être affectées par la maladie de Newcastle. L'infection naturelle ou expérimentale a été prouvée chez plus que 241 espèces appartenant à 27 des 50 ordres d'oiseaux (7).

Tous les types de volailles commerciales sont infectés par les souches virulentes NDV. Mais, les signes cliniques sont variables en fonction des espèces (13). La maladie se manifeste le plus souvent chez les gallinacés. Alors qu'elle est exceptionnelle chez les canards et les oies. Ces derniers peuvent jouer le rôle de réservoir de souches virales pathogènes pour les autres espèces (17).

Chez les pigeons la maladie de Newcastle est appelée paramyxovirose du pigeon. La souche en cause est dénommée paramyxovirus de type 1 du pigeon (PPMV-1) et présente certaines différences antigéniques par rapport à l'APMV-1 (13) (24).

Chez les oiseaux d'eau migrateurs sauvages et d'autres oiseaux aquatiques, des souches NDV sont fréquemment isolés. La plupart de ces isolats se caractérisent par la faible virulence pour les poulets (22) (13). Parfois, les souches sont virulentes et engendrent une mortalité chez les oiseaux. C'était le cas en Amérique du Nord dans l'année 1990 où il y a eu une épizootie chez les cormorans à double crêtes (*Phalacrocorax auritus*). En général, les oiseaux sauvages sont considérés comme des réservoirs. Et par conséquent, ils peuvent être responsables de l'introduction de la maladie de Newcastle chez les volailles.

Les oiseaux de volière et de compagnie peuvent être infectés par les souches virulentes du ND. Donc, ces oiseaux et surtout les psittacidés jouent un rôle important dans l'introduction du virus dans la région (13).

Le virus ND est hébergé par certains mammifères comme l'homme, les rongeurs, le chat et le chien (25).

5.2.2. Transmission

5.2.2.1. Transmission horizontale

➤ Contamination directe :

La transmission du virus se fait par contact direct avec les sécrétions des oiseaux infectés. Elle est assurée surtout par ingestion et/ou par inhalation du virus (43).

Il y a une corrélation entre l'excrétion du virus et le lieu de son multiplication chez l'oiseau infecté. En cas d'une affection respiratoire, le virus est disséminé dans des aérosols de mucus et la transmission aux oiseaux réceptifs se fait par inhalation. En cas d'une

affection intestinale, le virus est excrété dans les matières fécales et la transmission se fait par ingestion de ces fèces directement ou indirectement à travers la nourriture ou l'eau contaminée. Le virus peut être aussi transmis par inhalation de petites particules contaminantes produites à partir des matières fécales sèches.

Au sein d'un bâtiment d'un élevage intensif, le virus excrété par voie respiratoire est transmis plus rapidement que le virus excrété dans les matières fécales (13). La transmission par inhalation dépend de la température de l'environnement, de l'humidité et de la charge du virus dans l'aérosol (27). Donc, les facteurs environnementaux dans les locaux peuvent jouer un rôle dans la transmission directe de l'agent (13).

➤ Contamination indirecte :

La transmission indirecte du virus se fait à travers la nourriture, l'eau, les équipements, les locaux, les vêtements, les bottes, les plateaux à œufs, etc. Le rôle des mouches dans la transmission mécanique est incertain (43).

Les mammifères (homme, rongeurs...) infectés jouent le rôle de vecteur passif et peuvent excréter le virus pendant quelques jours (1).

5.2.2.2. Transmission verticale

La transmission verticale du virus ND n'est pas claire et est l'objet de plusieurs controverses. Elle est difficile à évaluer vue que la coquille de l'œuf peut se contaminer à partir des fèces. Et, l'infection par le virus se produit lors de la fissure, la casse ou l'éclosion de l'œuf (7) (25).

Il y a un arrêt de ponte chez les oiseaux infectés par les virus virulents. Lors d'une infection naturelle des poules pondeuses, il a été rapporté que l'embryon infecté meurt durant l'incubation. Mais, le processus de transmission entre la poule et l'embryon n'est pas encore compréhensible. Certaines études signalent la présence du vaccin La Sota dans les organes reproducteurs après vaccination (7) et l'isolement du virus vaccinal à partir d'œufs pondus par des oiseaux infectés (13).

5.2.3. Propagation

L'introduction de la maladie de Newcastle dans un pays ou dans une région indemne se fait parfois par les oiseaux sauvages qui jouent un rôle dans l'introduction initiale chez les volailles domestiques que se soit par contact direct ou indirect.

La propagation entre les élevages avicoles est effectuée suivant plusieurs modes. La dissémination est surtout en relation avec l'intervention humaine, tels que la circulation des personnes et des équipements, la circulation des produits avicoles, l'équipe de vaccination qui n'a pas respecté les règles de biosécurité, le déplacement des oiseaux infectés, etc. (13) Les marchés d'oiseaux vivants participent à la persistance et la propagation du virus (27). Il y a aussi la propagation dans l'air du virus. Mais, ce mode de transmission n'est pas considéré comme facteur important. Et selon une étude, le virus a été détecté à 64m sous le vent par rapport au site d'infection mais il n'a pas été détecté à 165m sous le vent (13).

5.2.4. Réceptivité

5.2.4.1. Facteurs intrinsèques

➤ L'espèce :

Les espèces aviaires présentent une sensibilité variable (23). Le poulet est l'espèce le plus sensible, le dindon et le pigeon sont également sensibles face à l'infection. Alors que le canard est généralement considéré comme une espèce réceptive mais non sensible. Les oiseaux aquatiques sont les plus résistants (49) (55) (24).

➤ La race :

La réceptivité est variable selon les races. Donc, la sélection des races peut aider à obtenir des oiseaux résistants à la maladie (38).

➤ L'âge :

La maladie est observée à tous les âges (13). Toutefois chez les jeunes oiseaux, elle est généralement aiguë et les signes cliniques sont plus sévères que chez les adultes (14).

➤ Le sexe :

L'infection par le virus ND et l'évolution de la maladie ne dépendent pas du sexe de l'animal (38).

5.2.4.2. Facteurs extrinsèques

Plusieurs facteurs extrinsèques favorisent l'apparition de la maladie de Newcastle dans l'élevage. La mauvaise conception des bâtiments comme l'aération insuffisante et le nettoyage et la désinfection difficile sont considérés parmi les facteurs prédisposants. Un élevage surpeuplé avec un manque d'hygiène favorise l'introduction et la propagation du virus. Une vaccination mal conduite donne des animaux non protégés contre l'infection (54).

5.3. Epidémiologie synthétique

Dans plusieurs pays, la maladie de Newcastle est enzootique chez les volailles et les pigeons voyageurs (13). Les souches vélogènes ou mésogènes provoquent des pertes importantes dans un élevage d'oiseaux sensibles.

L'introduction du virus dans les élevages indemnes se fait à partir des oiseaux sauvages ou par le commerce d'oiseaux infectés ou de produits d'origine aviaire tels que les carcasses contaminés et les œufs souillés (24). La maladie peut se propager aussi à travers les activités humaines (13).

En région indemne, la maladie survient sous forme épizootique dans les élevages de poules et sa propagation est rapide. La mortalité est élevée et peut atteindre 80% ou plus. Ensuite, la maladie peut persister dans la région et devient sous forme enzootique.

En milieu vacciné, la maladie apparaît chez des oiseaux non ou insuffisamment protégés. Elle a un aspect moins contagieux par rapport au milieu indemne (24).

6. DIAGNOSTIC

6.1. Diagnostic épidémiologique-clinique

La maladie de Newcastle est rencontrée tout au long de l'année chez les volailles de tout âge (54). Elle est suspectée surtout lors d'un taux élevé de mortalité et de morbidité au sein de l'élevage de volaille (55).

En général, les signes cliniques et les lésions ne sont pas pathognomoniques. Cependant, l'hémorragie et la nécrose des tissus lymphoïdes peuvent contribuer à la suspicion des souches vélogènes viscérotropes. Une chute de la production des œufs peut être le seul symptôme observé chez les pondeuses à cause des plusieurs vaccinations administrées lors de leur cycle de production. Les oiseaux infectés par les souches neurotropes présentent des signes neurologiques tels que le torticolis, l'ataxie et la paralysie des pattes et des ailes (30).

6.2. Diagnostic différentiel

Les symptômes et les lésions observés lors de la maladie de Newcastle ne sont pas spécifiques. En effet, ils peuvent être rencontrés lors de plusieurs autres maladies (22).

Parmi les maladies virales, il y a l'influenza aviaire hautement pathogène, la laryngotrachéite (forme aiguë), la variole aviaire (forme diphtérique), la bronchite infectieuse, la bursite infectieuse (souches très virulentes), la maladie de Pacheco du perroquet et les infections de certains psittacidés par les paramyxovirus aviaires de types 3 et 5.

Parmi les maladies bactériennes, il y a le choléra des volailles, l'ornithose (chez les psittacidés et les pigeons), la salmonellose (chez le pigeon) et d'autres infections septicémiques (*Escherichia coli*, *Erysipelothrix rhusiopathiae*).

L'empoisonnement aigu et les erreurs de gestion (privation d'eau, d'air et de nourriture) sont aussi des suspicions à considérer (13).

6.3. Diagnostic expérimental

Le diagnostic clinique est difficile à cause de la variabilité des symptômes et lésions d'où l'importance du diagnostic de laboratoire (25).

6.3.1. Prélèvements

- Pour le diagnostic virologique :

Chez les oiseaux vivants, les écouillons trachéaux et cloacaux sont d'excellentes sources de virus (22). Pour les oiseaux morts, les prélèvements à réaliser sont des écouillons oro-nasaux et des échantillons prélevés à partir du poumon, reins, l'intestin (y compris le contenu), les amygdales caecales, la rate, le cerveau, le foie et le cœur. Les échantillons de cerveau et des intestins sont recueillis séparément des autres (42). Les prélèvements sont effectués chez au moins cinq oiseaux. Ils doivent être conservés sous régime du froid dans un emballage parfaitement étanche et doivent être acheminés rapidement vers le laboratoire. Sinon, ils doivent être congelés en cas de transport tardif.

- Pour le diagnostic sérologique :

Il faut collecter des prélèvements sanguins d'au moins vingt à trente par troupeau de volaille. Le sérum doit être conservé sous régime du froid à 4°C si les tests sérologiques se feront dans les 2 à 3 jours après la collecte. Sinon, il est conservé à -20°C (17).

6.3.2. Virologie

Afin d'établir un diagnostic définitif de la ND, il faut passer par les étapes d'isolement et d'identification du virus (22).

6.3.2.1. Isolement du virus

L'isolement est effectué sur des œufs de poule embryonnés ou sur culture cellulaire. Certaines souches d'APMV-1 ont une faible croissance sur la culture cellulaire et un titre viral élevé sur les œufs embryonnés. Mais, l'isolement de quelques souches de PPMV-1 et

d'APMV-1 comme la souche Ulster apathogène se fait dans le foie du poulet et les cellules rénales du poulet (42).

➤ Les cultures cellulaires :

En général, la culture cellulaire donne un titre viral faible. Par conséquent, il faut faire l'isolement sur œufs de poule embryonnés avant de passer à la caractérisation du virus (13). Les virus vélogènes et mésogènes sont capables de former de plage de lyse dans les cellules d'embryons de poussins alors que les virus lentogènes nécessitent la trypsine ou diéthylaminoéthyl-dextran (13) (49). Néanmoins, certaines souches de paramyxovirus de type 1 (PPMV-1) du pigeon sont isolées facilement sur les hépatocytes d'embryons de poulet et difficilement sur les œufs de poule embryonnés (13).

➤ Les œufs de poule embryonnés :

Ils sont obtenus à partir d'élevage exempt d'organismes pathogènes spécifiques. Les œufs doivent être incubés pendant 9-11 jours à 37°C avant utilisation. Les matières fécales ou les suspensions tissulaires sont centrifugées et les surnageants sont inoculés dans la cavité allantoïque des œufs. Après l'inoculation, les œufs sont incubés à 35-37°C durant 4-7 jours. Le test d'activité hémagglutinante (HA) du liquide allantoïdien est réalisé sur les œufs contenant des embryons morts et tous les œufs restant jusqu'à la fin de l'incubation (7) (42).

6.3.2.2. Identification du virus

➤ Le test d'inhibition d'hémagglutination :

Le test IHA est réalisé sur les liquides allantoïques qui ont révélé une activité hémagglutinante. En effet, les autres sérotypes de paramyxovirus aviaires, les sous-types d'Influenza de type A ou un liquide non stérile contenant une hémagglutinine bactérienne ont aussi une activité hémagglutinante d'où l'identification par le test IHA. La méthode consiste à ajouter un antisérum spécifique à l'isolat. Si ce dernier est homologue à l'antisérum, l'activité hémagglutinante du virus est inhibée. Le test est utilisé pour prouver que le virus en cause est le NDV. Mais, il ne permet pas la différenciation entre la souche

virulente et avirulente. Ce test est effectué dans un laboratoire bien équipé ou dans un laboratoire national ou international de référence (13) (42) (22).

➤ Le diagnostic moléculaire :

Actuellement, l'utilisation des techniques moléculaires est de plus en plus courante (14). Puisque le virus ND possède un génome à ARN, le RT-PCR (Reverse Transcriptase Polymerase Chain Reaction) est la technique moléculaire utilisée. Elle permet la détection, l'identification et la caractérisation du NDV. Le génome ARN est transcrit par une transcriptase inverse en une copie ADN (5). Puis, il y a une amplification de la copie ADN par le PCR sert à identifier le NDV (7). Le problème majeur de la technique est le procédé de post-amplification qui nécessite beaucoup de prudence. Et en cas d'inattention, il peut y avoir une contamination du laboratoire et des prélèvements (42).

La technique RT-PCR en temps réel (rRT-PCR) permet d'éviter la manipulation de post-amplification et donc de diminuer le risque de contamination (14). La technique rRT-PCR est basée sur des sondes d'hydrolyse (TaqMan) fluorogènes ou des molécules fluorescentes. Ceci permet de mesurer la fluorescence à la fin de chaque étape d'élongation de la PCR et donc de donner des résultats en temps réel (7) (13). La quantité de fluorescence détectée est proportionnelle au nombre de copie ADN (27).

6.3.2.3. Détermination de la virulence des souches

La virulence des souches est déterminée par ICPI ou le séquençage.

▪ **L'indice de pathogénicité intracérébrale (ICPI) :**

Un liquide allantoïque infectieux frais est injecté par voie intracérébrale chez 10 poussins issus d'œufs provenant d'un élevage indemne d'organismes pathogènes spécifiques. L'âge des poussins doit être entre 24 h et 40 h au moment de l'inoculation. Ils sont examinés tous les 24 h pendant 8 jours. À chaque observation, un score est donné comme suit : 0 si le poussin est normal, 1 s'il est malade et 2 s'il est mort. Pour les poussins morts, une note de 2 est donnée lors de chacune des observations restantes.

L'indice de pathogénicité intracérébrale est le score moyen obtenu par poussin et par observation pendant les 8 jours. Les virus les plus virulents donnent des indices qui approchent le score maximal de 2,0 alors que les souches lentogènes donnent des valeurs proches de 0,0 (42).

▪ **Définition selon l'OIE :**

L'organisation mondiale de la santé animale (OIE) définit la déclaration des foyers de la maladie de Newcastle comme suit :

« La maladie de Newcastle est une maladie infectieuse des oiseaux, due à un paramyxovirus aviaire de sérotype 1 (APMV-1) présentant l'un des critères de virulence ci-après :

*a) Le virus possède un indice de pathogénicité intracérébrale (ICPI) d'au moins 0.7 pour les poussins (*Gallus gallus*) d'un jour.*

ou

b) Il a été démontré (directement ou par déduction) que le virus possède de multiples acides aminés basiques dans la fraction C-terminale de protéine F2, et une phénylalanine au niveau du résidu 117, c'est-à-dire de la fraction N-terminale de la protéine F1. Le terme « multiples acides aminés basiques » se réfère à la présence d'au moins trois acides aminés correspondant à l'arginine ou à la lysine entre les résidus 113 et 116. En l'absence de démonstration des multiples acides aminés basiques caractéristiques décrits ci-dessus, il convient de caractériser le virus isolé en déterminant son indice de pathogénicité intracérébrale » (42)

6.3.3. Sérologie

L'évaluation de la réponse immunitaire suite à une infection ou à une vaccination se fait surtout en détectant les anticorps par des tests sérologiques. Généralement, un titre d'anticorps élevé est observé lors d'une infection récente (27). Parmi les tests sérologiques, il y a la technique de la neutralisation, la méthode immuno-enzymatique (ELISA) et le test de l'inhibition de l'hémagglutination (IHA) (42).

➤ Le test de l'inhibition de l'hémagglutination (IHA) :

Le principe du test se base sur la relation entre le virus et l'antisérum spécifique. En effet, le virus a le pouvoir d'agglutiner les érythrocytes. Mais en présence d'un antisérum spécifique, il y a fixation de ces anticorps sur les déterminants antigéniques responsables de l'hémagglutination. Ainsi, la réaction d'hémagglutination est inhibée (22) (13). Le test IHA est plutôt utilisé pour détecter les anticorps dirigés contre APMV-1 (42).

➤ Le test immuno-enzymatique (ELISA) :

La technique ELISA repose sur le principe de la reconnaissance des anticorps anti-NDV (22). Les tests ELISA qui peuvent être utilisés pour détecter les anticorps sont les techniques indirectes, sandwich et bloquantes ou compétitives avec anticorps monoclonaux. La technique est utilisée pour évaluer le taux d'anticorps requis après vaccination. Le test ELISA est caractérisé par une sensibilité et une spécificité élevée.

Ce test peut mesurer les anticorps dirigés contre plusieurs antigènes alors que l'IHA détecte les anticorps dirigés contre la protéine HN. En comparant les lots de volaille, les résultats obtenus avec le test ELISA sont bien corrélés avec ceux du test IHA (42).

7. LUTTE

7.1. Traitement

Il n'existe pas de traitement spécifique de la maladie de Newcastle. Le traitement est plutôt symptomatique (3).

7.2. Prophylaxie

7.2.1. Prophylaxie sanitaire

Les mesures sanitaires visent à éviter l'introduction du virus dans un milieu indemne ou de le faire disparaître du milieu infecté (54).

- Stratégies de surveillance nationale :

Les restrictions sur les échanges des produits avicoles et des oiseaux vivants varient selon les pays et en fonction des paramètres autorisés par le code sanitaire pour les animaux terrestres de l'OIE (7) (22). Les oiseaux importés doivent subir un examen virologique et/ou sérologique (25).

- Prévention et contrôle au niveau de l'exploitation avicole :

Les mesures de biosécurité empêchent l'introduction et la dissémination d'agents infectieux dans la chaîne de la production avicole (41).

Les employés doivent prendre une douche juste avant l'entrée aux bâtiments et avoir des vêtements consacrés uniquement au travail. Il faut que les personnels évitent le contact avec des oiseaux dont le statut sanitaire est inconnu.

Les voitures entrant à l'élevage et les équipements doivent être systématiquement désinfectés.

Il vaut mieux avoir des volailles avec le même âge « all in all out » et réaliser un vide sanitaire de 15 jours minimums avant le repeuplement. Il faut faire un nettoyage et une désinfection rigoureuse surtout entre les bandes. Les carcasses doivent être éliminées d'une manière appropriée.

Il faut lutter contre les parasites, les insectes et les rats (43) (54). Il faut régulièrement nettoyer les abords des bâtiments car il y a un risque que les poussières et les fientes contaminés accèdent à des niches écologiques où il peut y avoir multiplication de l'agent pathogène (37).

La prophylaxie sanitaire est appuyée par une bonne conception des bâtiments qui doit être selon les normes d'élevages aviaires (54). La distance entre deux exploitations avicoles doit être au minimum de 500 mètres (37).

- Des mesures de contrôle lors d'un foyer ou suspicion clinique :

La déclaration de la suspicion de la maladie de Newcastle est obligatoire (41). Il faut isoler tous les volailles malades. Les volailles morts ou malades ne doivent pas être transportés hors du foyer. Les animaux morts doivent être enfouis ou incinérés (22). S'il y a une endémie circonscrite l'abattage total des oiseaux avec destruction des cadavres et des œufs est conseillé. La litière doit être détruite (incinération à la chaux vive). Il est nécessaire de réaliser un nettoyage rigoureux et une désinfection des bâtiments et du matériel (25).

- Les procédures de décontamination :

La stratégie de décontamination est formée par les étapes suivantes : l'évaluation de l'exploitation, la désinfection préliminaire, le nettoyage initial et la désinfection totale.

Afin d'obtenir à la fin une décontamination efficace de l'élevage, il faut évaluer correctement les zones contaminés et connaître les caractéristiques du virus.

La désinfection préliminaire est réalisée juste après confirmation de la maladie. Le but est d'éliminer la quantité et la répartition du virus. Toutes les zones contaminées doivent être soumise à cette désinfection.

Le nettoyage initial est effectué après abattage et élimination des animaux. Tout d'abord le nettoyage se fait à sec, sans eau ni désinfectant. Il faut éliminer les matières contaminés et les objets dont la désinfection est difficile. Puis, il est essentiel de gratter et frotter les surfaces et de les asperger d'eau et de détergent. Car, la matière organique inhibe généralement l'activité virucide des désinfectants.

La désinfection totale a pour but l'inactivation de tous les agents infectieux. Il faut nettoyer et désinfecter tous les matériels y compris les équipements portables, tels que les mangeoires, qui sont décontaminés à l'intérieur du bâtiment. Une deuxième désinfection est nécessaire après 14 jours de la première (13).

Parmi les désinfectants utilisés en aviculture, il y a :

- Le formol : c'est un excellent désinfectant et agit contre les virus, les bactéries et les champignons. Son usage se fait à travers la fumigation, le chauffage du paraformaldéhyde ou la pulvérisation.

- Hypochlorite de sodium (eau de javel) : elle est virucide et bactéricide.

- La soude caustique : elle est utilisée à raison de 8 g/litre d'eau. Il faut faire attention lors de son application car elle est dangereuse pour le manipulateur et corrosive pour le matériel métallique (38).

- Hydroxyde de calcium : il est utilisé à une concentration de 3% et appliqué sur le sol et les murs (13).

7.2.2. Prophylaxie médicale

La vaccination vise à stimuler l'immunité contre l'infection et contre la réplication du virus ND. Ainsi, il y a prévention des signes cliniques et de la mortalité chez les volailles. Toutefois, la réplication et l'excrétion virale peuvent quand même avoir lieu (1) (46) (7).

Le protocole de vaccination diffère selon le statut endémique et la perspective d'émergence de la ND ou selon la situation géographique.

En milieu indemne, la vaccination a pour objectif la protection maximale contre une éventuelle infection par le virus. Pour certains pays indemnes, la vaccination est obligatoire. Dans d'autres, il n'y a que les volailles à vie longue (pondeuses et reproductrices) qui sont vaccinés. Certains ne vaccinent pas et n'acceptent aucune forme d'introduction du NDV.

En milieu infecté, la vaccination est nécessaire et son but est de diminuer la pression de l'infection. Elle est effectuée chez les volailles, les pigeons et les oiseaux en captivité (24) (46).

7.2.2.1. Types de vaccins

• Les vaccins à virus vivants :

Ils sont obtenus à partir des souches asymptomatiques entérotropes (V4, Ulster 2C), des souches lentogènes (Hitchner-B1, La Sota, F) et certaines souches mésogènes (Roakin, Mukteswar et Komarov) (22). Ces souches sont obtenues par culture sur œufs de poules embryonnés exempts d'organisme pathogène spécifique (25).

Il est donné ci-dessous quelques caractéristiques pour certains vaccins :

- La souche Hitchner-B1 (HB1) : elle est généralement utilisée en primovaccination. Les réactions vaccinales sont éphémères.

- La souche La Sota : Elle est utilisée en rappel vaccinal. Les effets secondaires sont généralement des troubles respiratoires sans conséquence chez les animaux sains (25).

- Le clone 30 : il est dérivé de la souche La Sota. La réaction vaccinale est plus inoffensive par rapport à la souche La Sota tout en restant immunogène (25) (24).

• **Les vaccins à virus inactivé :**

Le vaccin est obtenu d'abord en réalisant la croissance du virus dans les œufs, puis en traitant le liquide allantoïque infecté par un agent inactivant comme le formaldéhyde ou betapropiolactone. Le virus inactivé est associé avec un adjuvant huileux afin d'avoir un vaccin plus immunogène (22). Les souches les plus utilisées pour ce type de vaccin sont les souches vélogènes. Ils permettent aux oiseaux d'avoir une immunité élevée et durable (25).

• **Les vaccins recombinants :**

Ces vaccins sont obtenus en insérant les gènes codant pour les protéines de surface (gène F et/ou gène HN) du NDV dans des vecteurs. Il y a par exemple l'insertion du gène de fusion dans l'herpèsvirus du dindon afin d'obtenir un vaccin protégeant contre le NDV virulent (22). Ces vaccins ont un avenir prometteur (25). Cependant, le coût élevé des vaccins recombinants limite leur utilisation dans les industries avicoles (49).

7.2.2.2. Modes d'administration

Le vaccin doit être correctement administré, une mauvaise application peut engendrer l'échec de campagne de vaccination. La méthode de vaccination est choisie selon le type de production, l'espèce aviaire, la taille du poulailler, la longueur du cycle de production, le statut sanitaire général, l'immunité maternelle, les vaccins à appliquer et le coût des vaccins (46).

• **Les vaccins à virus vivant :**

Ils sont administrés dans l'eau de boisson, par pulvérisation ou par instillation intranasale ou conjonctivale. Certaines souches mésogènes sont administrées par inoculation intradermique dans la membrane alaire (43).

- La voie oculaire : le collyre est une méthode de vaccination individuelle et permet d'avoir un titre d'anticorps uniforme pour tout l'élevage. Cette voie est la plus efficace pour les vaccins à virus vivant lentogène (22).

- Le trempage du bec : il se fait jusqu'aux narines chez le poussin d'un jour. C'est une méthode efficace mais lourde (25).

- L'eau de boisson : cette méthode de vaccination est plus facile mais produit une immunité inférieure. L'utilisation de l'eau de boisson comme voie d'administration de vaccin nécessite plusieurs recommandations. Avant l'administration, l'eau est retirée pendant 1-2 heures. L'eau doit être fraîche et propre (22). Des composants chimiques présents dans l'eau de robinet comme le chlore peuvent réduire considérablement la concentration du vaccin (33).

- La nébulisation : La dilution du vaccin se fait dans une eau peu minéralisée et dépourvu d'antiseptique. La pulvérisation se fait par un nébulisateur électrique ou manuel. La réponse immunitaire est précoce et uniforme (25).

• **Les vaccins à virus inactivés :**

L'administration du vaccin à virus inactivé s'effectue par injection intramusculaire ou sous-cutanée dans le poitrail ou dans la patte. Le vaccin inactivé provoque une réponse immunitaire uniforme et élevée. Il est plus efficace chez les volailles précédemment vaccinées par un vaccin vivant (25) (22). Le vaccin à virus inactivé est utilisé chez les reproducteurs et les pondeuses lors de transfert des bâtiments d'élevage aux bâtiments de ponte. Pour les pays où la maladie de Newcastle est endémique, le vaccin peut être administré chez les poussins et les dindonneaux au couvoir et/ou en élevage. Les inconvénients de cette méthode est la lourdeur et le stress des volailles (25).

7.2.2.3. Programme de vaccination

- **La réponse immunitaire :**

La durée de l'immunité varie en fonction du type de vaccin utilisé. Chez les oiseaux de plus de 4 semaines et qui sont correctement vaccinés, l'immunité suite à la vaccination par HB1 et par La Sota dure respectivement 6 à 8 semaines et 8 à 10 semaines. Les oiseaux vaccinés par un vaccin inactivé huileux sont protégés pendant 8 à 12 mois (25).

Les vaccins inactivés sont administrés par injection et induisent principalement une immunité systémique. Les vaccins vivants sont administrés par ingestion ou par inhalation et induisent une immunité locale et systémique.

Les vaccins lentogènes administrés en eau de boisson n'induisent pas toujours une réponse immunitaire suffisamment élevée et par conséquent la protection n'est pas efficace pour tout le groupe d'oiseaux. L'administration de ces vaccins par la voie intraoculaire ou intranasale produit une immunité plus prononcée et plus uniforme. L'injection du vaccin inactivé induit une réponse immunitaire supérieure que celle obtenue par des doses répétées de virus lentogène administré en eau de boisson (61).

La protection contre la maladie de Newcastle est souvent associée à la présence des titres élevés des anticorps sériques, alors que plusieurs études ont montré que ces anticorps ne sont pas directement corrélés à la résistance des poulets exposés expérimentalement à la ND. So Takada et kida ont montré que l'immunité locale joue un rôle important dans la protection des oiseaux et dans la limitation de la réplication primaire au niveau de la porte d'entrée du virus et de l'excrétion virale. L'immunité cellulaire est essentielle pour la clairance du virus et elle est plus précoce et plus forte avec un vaccin atténué qu'avec un vaccin inactivé (47).

Tableau 2 : Systèmes d'administration des vaccins utilisés en aviculture : principaux avantages et désavantages (46)

Lieu	Types de vaccins	Mode de vaccination	Avantages	Limites
Couvoir	Vivant	Spray (chambre de nébulisation)	<ul style="list-style-type: none"> - Faible coût - Immunité mucoale - Vaccination de masse 	<ul style="list-style-type: none"> - Réaction respiratoire possible - Taille des gouttelettes
Ferme	Vivant	Spray (nébulisateur manuel)	<ul style="list-style-type: none"> - Faible coût - Immunité mucoale - Application de masse - Stress réduit 	<ul style="list-style-type: none"> - Réaction respiratoire possible - Taille des gouttelettes - Variabilité possible du dosage
		Eau de boisson	<ul style="list-style-type: none"> - Facilité d'administration - Main d'œuvre réduite - Vaccination de masse 	<ul style="list-style-type: none"> - Distribution inégale - Volailles stressés par la privation d'eau - Qualité d'eau variable (chlore)
		Oculo/nasal, intranasal, oculaire	<ul style="list-style-type: none"> - Immunité humorale et locale uniforme - Contrôle de la dose 	<ul style="list-style-type: none"> - Manipulation individuelle
	Atténué	Sous-cutané, intramusculaire	<ul style="list-style-type: none"> - Niveau uniforme d'immunité - Faible niveau de réactions secondaires générales 	<ul style="list-style-type: none"> - Manipulation individuelle - Coûts - Stress des animaux - Dommages possibles au niveau des muscles et vertèbres - Contrôle sanitaire régulier de l'équipement

• **Surveillance de la réponse immunitaire :**

La surveillance de la réponse immunitaire induite par la vaccination permet de lutter avec succès contre la maladie de Newcastle (61). L'inhibition de l'hémagglutination (IHA) et le test ELISA sont les deux méthodes utilisées pour mesurer les titres d'anticorps. Le test IHA est le plus fréquemment utilisé (9).

Pour déterminer la réponse immunitaire, il faut prélever 25 à 30 échantillons de sérum après 2 à 3 semaines de la vaccination (61). En effet, la réponse immunitaire ne se développe pas immédiatement après l'administration du vaccin et nécessite une à deux semaines pour qu'elle soit complète (9).

• **Niveau de protection nécessaire :**

Le niveau de protection nécessaire varie selon la virulence du virus sauvage. En effet, une protection suffisante, contre une souche virale relativement bénigne, peut être obtenue à la suite d'administration de vaccin de type B1 dans l'eau de boisson, alors que des titres d'anticorps plus élevés sont nécessaires lors d'infection par des souches plus sévères. Ces titres peuvent être obtenus à la suite d'une administration individuelle des vaccins lentogènes (intraoculaire, intra-nasale ou aérosols), des vaccins tués ou des vaccins mésogènes (61).

• **Choix du programme vaccinal :**

Le programme vaccinal doit être adapté à la situation sanitaire et à d'autres facteurs tels que la disponibilité du vaccin, le niveau d'anticorps maternels chez les jeunes volailles, le type et la taille de l'élevage, le coût de la vaccination (46) (7), l'état immunitaire des oiseaux et les modes d'administrations des vaccins (61).

La vaccination peut se faire dès le premier jour par voie oculonasale ou par aérosol, en milieu infecté ou si le risque est majeur (25). Si le risque est faible, la vaccination peut être retardée jusqu'à la disparition des anticorps d'origine maternelle (61).

Chez le poussin d'un jour, la disparition des anticorps maternels prend 14 à 21 jours. Il est recommandé donc de réaliser une primovaccination à 21 jours (25). Dans l'étude

Anebo et al, ils ont trouvé que les titres d'anticorps étaient protecteurs jusqu'à l'âge de 18 jours chez les animaux vaccinés et non vaccinés.

Le choix de programme vaccinal chez les poulets de chair peut être difficile vu que la durée d'élevage est courte et la présence d'anticorps maternels jusqu'à 21 jours. Les reproducteurs et poules pondeuses ont une durée de vie d'élevage longue et plusieurs rappels vaccinaux sont nécessaires.

• **L'échec de la vaccination :**

L'apparition de la maladie de Newcastle dans des lots vaccinés est plutôt attribuée à une immunité post-vaccinale faible. L'échec de vaccination est souvent dû à plusieurs causes, tels qu'une mauvaise qualité du vaccin, une mauvaise pratique de vaccination, présence d'infection concomitante avec des agents pathogènes immunosuppresseurs et présence des titres d'anticorps maternels élevés (19). Le stress de chaleur et la privation d'eau peuvent être considérés comme des facteurs d'échec de vaccination puisqu'ils induisent la production du stéroïde et par conséquent une immunosuppression.

La mauvaise qualité du vaccin est un problème rencontré dans les pays sous-développés. Ce défaut de qualité peut être dû à l'absence d'un lieu de stockage, à l'application d'un vaccin expiré, à une mauvaise application du vaccin et à un transport du vaccin inadéquat. La mauvaise qualité de l'eau peut altérer aussi le vaccin (40).

En général, la variation antigénique entre la souche vaccinale et la souche virale circulante n'est pas considérée comme une cause d'échec de vaccination. En effet, la comparaison du vaccin à virus vivant présentant une souche adaptée avec un vaccin à virus vivant classique a montré que ce dernier protège contre la ND. La diminution de l'excrétion virale est un sujet de controverse. L'excrétion virale est réduite avec un vaccin à virus vivant classique selon l'étude de Dortmans et al ; alors que d'autres études ont montré que ces vaccins actuels ne diminuent pas l'excrétion virale (19).

• **Programme de vaccination en Tunisie :**

Le programme de vaccination est élaboré par la commission nationale de pathologie aviaire, présenté dans les tableaux 3 et 4. Ce programme est recommandé par la direction générale de la santé animale en Tunisie (38).

8. TRANSMISSION A L'HOMME

Les humains peuvent avoir une conjonctivite suite à l'infection par le virus ND ; cette conjonctivite guérit rapidement. Dans certains cas, il peut y avoir de la fièvre et des maux de tête. Il y a peu d'évidence de transmission entre les humains, alors que la transmission de l'homme aux oiseaux existe bien (10).

Tableau 3 : Programme de vaccination des Poulets de Chair

Age en semaine	Age en jour	Type de vaccin	Administration
1*	1-5	Newcastle-Bronchite (HB1-H120) Vivant bivalent	Nébulisation Instillation oculaire ou Trempage du bec
		Newcastle-Bronchite** (HB1 et H120) Vivant monovalent	Nébulisation Instillation oculaire ou Trempage du bec
4	22-24	Newcastle/ Vivant/ Monovalent apathogène OU La Sota OU Cloné	Nébulisation
⌘ 5-6	30-37	Newcastle/ Vivant/ Monovalent apathogène OU La Sota OU Cloné	Nébulisation

* Possibilité d'introduction de vaccin Newcastle-inactivé

**A administrer séparément à deux jours d'intervalle au minimum

⌘ Vaccination recommandée pour les poulets de chair abattus après 56 jours d'âge

Tableau 4 : Programme de vaccination des Poules Pondeuses

Age en semaines	Age en jours	Type de Vaccin	Administration
1	1-3	Newcastle-Bronchite (HB1-H120) Vivant bivalent	Nébulisation Instillation oculaire ou Trempage du bec
		Newcastle-Bronchite ** (HB1 et H120) Vivant monovalent	
2-3	17-19	Newcastle/Vivant/Monovalent apathogène OU La Sota OU Cloné	Nébulisation ou Trempage du bec
5-6	35-42	Newcastle/Vivant/Monovalent apathogène OU La Sota OU Cloné	Nébulisation ou Trempage du bec
12-14	84	Newcastle/Vivant/Monovalent apathogène OU La Sota OU Cloné	Nébulisation ou Trempage du bec
16-18	112-126	Newcastle inactivé OU Newcastle-Bronchite-Gumboro	Sous-cutanée ou Intramusculaire
35-40	245-280	Newcastle inactivé	Sous-cutanée ou Intramusculaire
50-55*	350-385	Newcastle/Vivant/Monovalent apathogène OU La Sota OU Cloné	Eau de boisson

* Rappel Newcastle 4-6 semaines après, si prolongation de la période de ponte

**A administrer séparément à deux jours d'intervalle au minimum

PARTIE
EXPERIMENTALE

✓ **Objectif :**

L'objectif de notre partie expérimentale est de décrire la pratique de la vaccination contre la maladie de Newcastle dans les élevages de poulets de chair et de poules pondeuses pour évaluer sérologiquement la qualité de protection conféré au regard de cette pratique et au regard des facteurs de biosécurité appliqués.

✓ **Type d'enquête :**

Une enquête descriptive à visée analytique a été réalisée dans 40 élevages avicoles (19 poules pondeuses et 21 poulets de chair) du 28 octobre 2013 jusqu'au 14 février 2014 et a eu lieu dans 6 délégations dans le gouvernorat de Sfax (Sfax Sud, Sakiet Eddaïer, Sakiet Ezzit, Bira Ali Ben Khalifa, Mahrès et Thyna).

1. MATERIELS ET METHODES

1.1. Présentation de la région de Sfax

Le gouvernorat de Sfax est situé dans le Centre Est de la Tunisie. La superficie est de 7545 Km², soit 4,6% de la superficie du pays. Il est délimité par la mer Méditerranée à l'est, le gouvernorat de Gabès au sud, le gouvernorat de Mahdia au nord et les gouvernorats de Kairouan, Sidi Bouzid à l'ouest. Le gouvernorat comporte 16 délégations (Figure 2) (57).



Figure 2 : Carte géographique de Sfax

(http://www.investintunisia.tn/site/fr/article.php?id_article=251)

1.2. Enquête épidémiologique

✓ *Choix de la population cible :*

Le nombre de sociétés visitées est de 19 élevages poules pondeuses parmi 150 et 21 élevages poulets de chairs parmi 110, répartis selon les délégations dans le tableau 5. Chaque élevage est visité une seule fois. L'agrément des élevages visités n'est pas pris en considération lors de la visite.

Les élevages visités ont été choisis selon la connaissance du vétérinaire étatique de la localisation des élevages aviaires dans le gouvernorat de Sfax. Le choix des élevages de poules pondeuses est raisonné sans connaissance de leur statut au préalable et est effectué dans un rayon autour de Sfax ville. Le choix des élevages de poulets de chair est raisonné sauf pour 5 élevages où nous avons été appelés à cause des problèmes de mortalité.

Tableau 5 : Répartition des élevages selon les délégations

Délégation	Spéculation	
	EP	EC
Sfax Sud	10	7
Sakiet Eddaïer	2	3
Sakiet Ezzit	6	2
Bir Ali Ben Khalifa	-	6
Mahrès	1	2
Thyna	-	1
Total	19	21

EP : élevage poules pondeuses ; EC : élevages poulets de chair

1.3. Investigation sur le terrain

1.3.1. Questionnaire

Le formulaire utilisé est élaboré par la direction générale des services vétérinaires de la Tunisie dans le cadre de l'enquête nationale sur la maladie de Newcastle (Voir Annexe 1). Une fiche de prélèvement est envoyée au laboratoire avec les échantillons (Annexe2).

Les questions sont classées en plusieurs thèmes :

- l'identification de l'exploitation
- l'identification des animaux présents
- la conduite sanitaire
- les facteurs de risque (biosécurité)
- la conduite de la vaccination

Les questions sont posées aux personnels présents lors de la visite. Il y a eu parfois recours au téléphone pour compléter les informations recueillies auprès des responsables qui ne détiennent pas la totalité des informations requises. Pour la plupart des élevages visités, il y a eu un défaut de disponibilité du cahier d'élevage ou du fichier informatisé contenant le suivi de chaque bâtiment.

1.3.2. Prélèvements sanguins

Pour chaque bâtiment, 20 échantillons de sang sont prélevés sur des tubes secs de manière stérile. Des aiguilles différentes sont utilisées pour chaque animal. Ainsi, le risque de propagation de maladies infectieuses est minimisé.

Le prélèvement sanguin est effectué au niveau de la veine alaire. Cet acte a nécessité un aide pour la contention de l'aile de l'animal. D'abord, l'aiguille est introduite au niveau de la veine alaire ; puis l'autre bout de l'aiguille est inséré dans le tube sous vide. Pour avoir une quantité suffisante du sérum, il faut au moins remplir le 1/3 du tube.

La chaîne froide est respectée lors de l'acheminement des échantillons vers le laboratoire où il y a centrifugation des prélèvements sanguins. Les sérums obtenus sont séparés du caillot sanguin et récupérés dans des tubes ; puis ils sont congelés à -18°C. Ceci va permettre leur conservation et leur utilisation par la suite.

1.4. Analyse des échantillons au laboratoire

Les échantillons sont analysés à l'Institut Pasteur. L'ELISA indirect est le test utilisé pour analyser les échantillons.

1.4.1. Principe du test ELISA indirect

L'ELISA (Enzyme Linked Immunosorbent Assay) indirect est une technique immuno-enzymatique qui a pour but la détection des anticorps présents dans l'échantillon. Le kit utilisé est le ProFLOK® PLUS NDV ELISA (laboratoire SYNBIOTICS). Ce kit permet l'évaluation du statut immunitaire dans l'élevage.

Le sérum préalablement dilué est ajouté à la plaque ELISA dont les puits sont tapissés par l'antigène NDV. Les anticorps spécifiques NDV vont se lier aux antigènes, d'où la formation d'un complexe anticorps-antigènes. Un anticorps anti-Ig de poulet conjugué à la peroxydase est additionné. Cet anticorps va se fixer sur le complexe. Puis, un substrat contenant du chromogène est ajouté (Figure 3). Cette réaction est révélée par la formation d'une couleur bleu-vert due à la dégradation du substrat par l'enzyme.

La lecture de la plaque ELISA se fait à l'aide d'un spectrophotomètre à 405-410 nm.

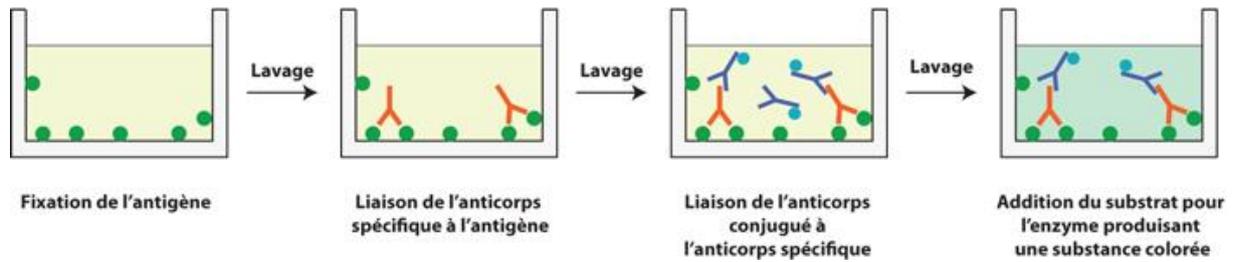


Figure 3 : Illustration du principe de l'ELISA indirect
(http://bioutils.unige.ch/experiences/exp_elisa.php)

1.4.2. Matériels et réactifs

Les matériels nécessaires sont :

- Une plaque de dilution à 96 puits
- Micropipettes et des cônes jaunes
- Une machine de lavage de la plaque
- Un spectrophotomètre à 405 nm

Les réactifs requis pour effectuer le test ELISA :

- Une plaque ELISA à antigène NDV fixé et à 96 puits
- Le témoin positif et négatif
- Une solution de dilution
- Une solution d'anticorps anti-IgG de poulet conjugué à la peroxydase
- Le substrat
- Une solution d'arrêt
- Une solution de lavage

1.4.3. Mode opératoire

Un protocole de dépôt est choisi pour faciliter le travail et l'identification ultérieure de l'échantillon. Pour cela, le sérum est déposé de haut vers le bas puis en allant de gauche vers la droite (c'est-à-dire de A1 vers I1 puis de A2 vers I2, etc.) tout en évitant les puits contenant les sérums de contrôle. La plaque ELISA est illustrée dans la figure 4.

La procédure du test ELISA est divisée en 4 étapes :

➤ **La 1^{ère} étape :**

La préparation de la plaque de dilution de sérum est effectuée en premier lieu. 5 μ l du sérum et 250 μ l de la solution de dilution sont mis dans chaque puits. Les puits des sérums de contrôle restent vides. A partir de cette plaque de dilution il y a une possibilité de réaliser 4 autres plaques ELISA NDV.

Puis, les sérums de contrôle positif (PC) et normal (NC) sont dilués séparément dans 2 tubes. 6 μ l du sérum de contrôle est ajouté à 300 μ l de la solution de dilution.

Ensuite, 50 μ l de la solution de dilution est ajoutée à tous les puits de la plaque NDV y compris les puits de sérum de contrôle. Puis avec une pipette, 50 μ l est prélevé de chaque puits de la plaque de dilution et est mis dans les puits de la plaque NDV en suivant la même distribution de la 1^{ère} plaque. 50 μ l du PC et 50 μ l du NC sont ajoutés aux puits destinés comme le montre la figure 4. A la fin, chaque puits contient 100 μ l. La plaque NDV est incubée à la température ambiante pendant 30min.

Le 1^{er} lavage est réalisé manuellement ou par la machine de lavage. Dans les deux cas, la solution de lavage concentré est diluée dans 380 ml d'eau distillé. Puis, 300 μ l de cette solution est ajoutée dans chaque puits avec un arrêt de 3 min après la fin de l'opération. Le liquide est ensuite enlevé. Le lavage est répété 3 fois.

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
A												
B			PC	NC	PC							
C												
D												
E												
F												
G								NC	PC	NC		
H												
I												

PC: sérum de contrôle positif ; NC : sérum de contrôle normal

Figure 4 : Plaque ELISA

➤ **La 2^{ème} étape :**

100 µl du conjugué est dilué dans 10 ml de solution Buffer. Et avec une pipette à 12 canaux, 100 µl de cette solution diluée est distribué dans chaque puits. La plaque est incubée à la température ambiante pendant 30 min.

Un 2^{ème} lavage est effectué comme précédemment 3 fois avec un arrêt de 3 min. Ainsi, le conjugué non lié est éliminé par le lavage.

➤ **La 3^{ème} étape :**

100 µl du substrat est distribué dans chaque puits. La plaque est incubée à la température ambiante pendant 15 min. le substrat, en présence de peroxydase, change du transparent vers une couleur bleu vert.

➤ **La 4^{ème} étape :**

2 ml de la solution Stop concentré est diluée dans 8 ml d'eau distillé. Puis, 100 µl de cette solution Stop diluée est distribué dans chaque puits. Comme son nom l'indique, cette solution est utilisée pour stopper la réaction.

Il y a lecture de la plaque sur spectrophotomètre à 405 nm.

1.4.4. Calcul des résultats

Le titre d'anticorps pour chaque échantillon est calculé en utilisant les formules suivantes :

❖ Le calcul de Sp :

$$Sp = \frac{DO(\text{échantillon}) - DO(\text{NC}_m)}{CPC}$$

Sachant que :

- ✓ DO échantillon: est la densité optique de l'échantillon obtenue dans chaque puits.
- ✓ CPC : est la différence entre PC_m et NC_m; CPC= PC_m-NC_m

- ✓ PC_m : est la moyenne des densités optiques du sérum de contrôle positif obtenues dans les puits B3, B5 et G9.

$$PC_m = \frac{DO(B3) + DO(B5) + DO(G9)}{3}$$

- ✓ NC_m : est la moyenne des densités optiques du sérum de contrôle normal obtenues dans les puits B4, G8 et G10.

$$NC_m = \frac{DO(B4) + DO(G8) + DO(G10)}{3}$$

- ❖ Le calcul du titre d'anticorps :

$$\log_{10} \text{ titre} = (1.464 \times \log_{10} Sp) + 3.74$$

$$\text{Titre} = \text{Antilog of } \log_{10} \text{ titre}$$

1.4.5. Contrôle des résultats du test

Les résultats sont validés lorsque la densité optique du témoin négatif est inférieure à 0,250 et la valeur de CPC est comprise entre 0,250 et 0,900.

Les échantillons, avec une valeur $Sp \leq 0,150$ et par conséquent un titre ≤ 342 , obtiendront un titre d'anticorps NDV égal à 0 et ils sont considérés comme un résultat négatif.

1.4.6. Interprétation des résultats

Un titre qui est égal à 0 signifie que l'échantillon contient un taux d'anticorps NDV extrêmement faible ou minime par rapport aux sérums du contrôle positif et normal du kit ELISA NDV.

Un titre qui est supérieur à 0 indique que l'échantillon contient un taux d'anticorps détectable et significatif comparant aux sérums du contrôle positif et normal du kit ELISA NDV.

Le coefficient de variation qui correspond au rapport entre l'écart type et la moyenne permet d'évaluer l'homogénéité du lot (Tableau 6).

Tableau 6 : Evaluation du coefficient de variation

CV	Interprétation
< 30%	Lot homogène (excellent)
30 à 50%	Lot intermédiaire (bon)
> 50%	Lot hétérogène (mauvais)

Source : Suivi sérologique de la vaccination contre les principales viroses aviaires dans les élevages de reproducteurs en Tunisie (15).

L'interprétation des résultats des échantillons d'un bâtiment d'élevage prend en considération :

- Le titre moyen
- Le coefficient de variation
- Le protocole vaccinal
- Les signes cliniques
- La mortalité
- La morbidité
- Le gain corporel du lot ou son uniformité

1.5. Evaluation du niveau de biosécurité

Nous avons essayé d'évaluer le niveau de biosécurité de chaque élevage visité à partir des données collectées par le questionnaire afin de pouvoir comparer statistiquement nos résultats. Nous avons élaboré des indicateurs pour attribuer un score (Annexe 3) en se basant sur deux études, Martindah et al. (2014) (34) et Susilowati et al. (2011) (51) traitant ce point.

L'évaluation est effectuée pour quelques mesures de biosécurité. En effet, les données sont incomplètes pour pouvoir évaluer toutes les mesures, car c'est un essai qui a été réalisé après l'achèvement de l'investigation sur le terrain.

L'attribution des scores a été effectuée comme suit :

- Evaluation des indicateurs : un score est attribué à chaque indicateur en allant de 1 à 3. Certains indicateurs ont une gamme de score plus large, par exemple 1A dont le niveau bas a un score de 1, le niveau moyen a un score de 2 à 3 et le niveau élevé a un score de 4.

- Evaluation des élevages : le score de chaque élevage est calculé en additionnant le score de chaque indicateur (51).

1.6. Analyse statistique

Afin de comparer la situation sanitaire des élevages de poulets de chair avec les mesures de biosécurité, le test statistique utilisé est le test exact de Fisher vu que l'effectif est inférieur à cinq.

		Situation sanitaire		Total
		malade	Non malade	
Mesures de biosécurités	+	a	b	a+b
	-	c	d	c+d
Total		a+c	b+d	a+b+c+d (=n)

$$p = \frac{(a+b)!(c+d)!(a+c)!(b+d)!}{a!b!c!d!n!}$$

Le symbole « ! » indique la factorielle.

Le résultat est considéré comme significatif si p est inférieur ou égale à 0.05.

2. RESULTATS

2.1. Analyse du questionnaire

Le dépouillement de l'enquête nous a permis de relever des constats concernant la biosécurité, le statut sanitaire et la conduite vaccinale des élevages visités.

2.1.1. Biosécurité

2.1.1.1. Facteurs de risque d'introduction de l'agent

La biosécurité est évaluée en prenant en compte plusieurs facteurs de risque présents à l'extérieur de l'élevage, au niveau de l'accès à l'élevage, à l'intérieur de l'élevage et à l'intérieur des bâtiments. Le facteur de risque existe lorsque la mesure de biosécurité correspondante n'est pas appliquée. La plupart de ces facteurs sont évalués par l'observation. Les autres facteurs sont collectés par interrogatoire à partir des déclarations du personnel de l'élevage (tels que le personnel possédant des oiseaux fermiers et le nettoyage et la désinfection).

L'analyse du questionnaire et de la fiche de prélèvement ont permis de relever les données suivantes :

❖ L'extérieur de l'élevage :

Le tableau 7 présente les facteurs de risque au niveau de l'environnement des fermes. La distance séparant l'élevage visité des fermes avoisinantes est inférieure à 500 mètres pour 38% des élevages de poulets de chair et 32% des élevages de poules pondeuses. Dans certains cas, c'est la faute du propriétaire de l'élevage avoisinant qui a implanté son exploitation sans autorisation. Par ailleurs, il n'existe pas de zone humide à proximité des élevages visités.

Tableau 7 : Zone d'implantation des élevages

Zone d'implantation des élevages		Nombre d'élevages	
		Poulets de chair	Poules pondeuses
Elevage avoisinant	> 500m	13 (62%)	13 (68%)
	< 500 m	8 (38%)	6 (32%)
Absence de zone humide près de l'élevage	Oui	21 (100%)	19 (100%)
	Non	0	0

❖ **La gestion de l'accès à l'élevage** : (Tableau 8)

100% des élevages de poules pondeuses et 71% des élevages de poulets de chair disposent d'une clôture bien sécurisante et d'une porte d'entrée fermée.

19% des élevages de poulets de chair et 26% des élevages de poules pondeuses appliquent des mesures pour les voitures (accès interdit aux voitures ou présence de désinfectant dans le rotoluve).

Les employés sont vêtus d'une tenue de travail dans 24% d'élevages de poulets de chair et 16% d'élevages de poules pondeuses.

Le personnel déclare avoir des oiseaux fermiers dans 19% des élevages de poulets de chair.

Il y a uniquement 11% d'élevages de poules pondeuses où ils nous ont fourni des tenues (une combinaison jetable avec des pédisacs), mais dans aucun élevage ils nous ont demandé de prendre une douche et/ou de désinfecter les mains.

Tableau 8 : Facteurs de risque au niveau de l'accès des élevages

A l'entrée de la ferme		Nombre d'élevages	
		Poules de chair	Poules pondeuses
Clôture bien sécurisante et porte d'entrée fermée	Oui	15 (71%)	19 (100%)
	Non	6 (29%)	0
Mesures pour les véhicules	Oui	4 (19%)	5 (26%)
	Non	17 (81%)	14 (74%)
Tenues pour le personnel	Oui	5 (24%)	3 (16%)
	Non	16 (76%)	16 (84%)
Fournir des tenues pour les visiteurs	Oui	0	2 (11%)
	Non	21 (100%)	17 (89%)
Personnel ne possédant pas des oiseaux fermiers	Oui	17 (81%)	19 (100%)
	Non	4 (19%)	0

❖ **A l'intérieur de l'élevage et à l'entrée des bâtiments** : (Tableau 9)

Il y a un mélange avec un autre type de volaille dans 2 élevages de poulets de chair. L'élevage de poulets de chair numéro 1 et numéro 10 contiennent respectivement un lot d'oiseaux fermiers et un lot de dindes de chair.

Les abords des bâtiments ne sont pas entretenus dans 38% des élevages de poulets de chair et 37% des élevages de poules pondeuses.

Il y a une bonne gestion des cadavres dans tous les élevages de poules pondeuses et dans 95% des élevages de poulets de chair.

Il y a 14% d'élevage de poulets de chair et 5% d'élevage de poules pondeuses où il y a utilisation du désinfectant dans le pédiluve.

Les oiseaux sauvages ne peuvent pas accéder à l'intérieur des bâtiments dans tous les élevages visités.

Les élevages de poulets de chair et de poules pondeuses, présentant un risque moyen d'introduction de rongeurs dans les bâtiments, respectivement de l'ordre de 10% et de 21%. Dans ces élevages, il existe certaines mesures de prévention comme l'absence de végétation, l'absence de déchets à l'intérieur de l'élevage et au niveau des bâtiments, les abords des bâtiments sont en béton et sont bien entretenus et la présence d'appâts raticides.

❖ **A l'intérieur des bâtiments** : (Tableau 10)

Dans 24% des élevages de poulets de chair, les lots d'oiseaux sont logés dans des serres.

Pour les élevages de poulets de chair, il y a 90% qui ont une bonne gestion des déchets et nettoient et désinfectent les bâtiments d'une manière régulière. La gestion de la litière est de 95%.

Tous les élevages de poules pondeuses ont une bonne gestion de la litière et effectuent le nettoyage et la désinfection d'une manière régulière. Pour la gestion des déchets dans ces fermes, elle est de 84%.

Tableau 9 : Facteurs de risques à l'intérieur de l'élevage et à l'entrée des bâtiments

A l'intérieur de l'élevage et à l'entrée des bâtiments		Nombre d'élevages	
		Poulets de chair	Poules pondeuses
Absence de mélange avec un autre type de volaille	Oui	19 (90%)	19 (100%)
	Non	2 (10%)	0
Entretien des abords des bâtiments	Oui	13 (62%)	12 (63%)
	Non	8 (38%)	7 (37%)
Pédiluve + désinfectant	Oui	3 (14%)	1 (5%)
	Non	18 (86%)	18 (95%)
Mesures contre les rongeurs	Oui	2 (10%)	4 (21%)
	Non	19 (90%)	15 (79%)
Absence de contact des oiseaux sauvages avec les volailles	Oui	21 (100%)	19 (100%)
	Non	0	0
Gestion des cadavres	Oui	20 (95%)	19 (100%)
	Non	1 (5%)	0

Tableau 10 : Facteurs de risque à l'intérieur des bâtiments

A l'intérieur des bâtiments		Nombre d'élevages	
		Poulets de chair	Poules pondeuses
Gestion de la litière	Oui	20 (95%)	19 (100%)
	Non	1 (5%)	0
Gestion des déchets	Oui	19 (90%)	16 (84%)
	Non	2 (10%)	3 (16%)
Nettoyage et désinfection	Oui	19 (90%)	19 (100%)
	Non	2 (10%)	0

2.1.1.2. Évaluation du niveau de biosécurité

Nous considérons que les élevages ayant un score compris entre 0% et 33,33% ont un niveau de biosécurité bas, les élevages ayant un score compris entre 33,33% et 66,66% ont un niveau moyen et les élevages ayant un score compris entre 66,66% et 100% ont un niveau de biosécurité élevé.

L'essai d'évaluation a révélé que 81% des élevages de poulets de chair ont un niveau moyen de biosécurité et 19% ont un niveau élevé ; et que 84% des élevages de poules pondeuses ont un niveau moyen et 16% ont un niveau élevé. Nous remarquons l'absence d'un niveau bas pour les deux types de spéculation (Figures 5 et 6).

Le tableau 11 montre la relation entre le niveau de biosécurité et l'état sanitaire des élevages de poulets de chair. En effet, il y a 3 lots malades qui ont un niveau de biosécurité élevé et 1 lot cliniquement sains qui a un niveau de biosécurité élevé.

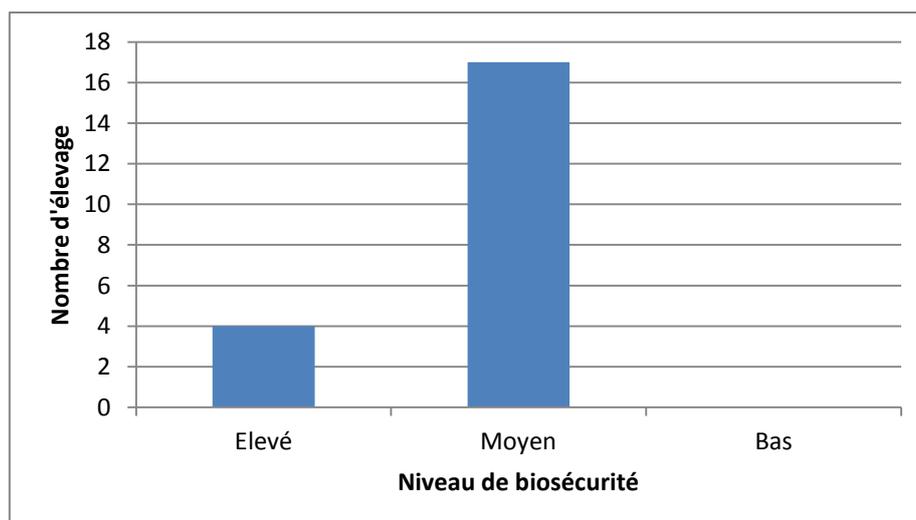


Figure 5 : Niveau de biosécurité dans les élevages de poulets de chair

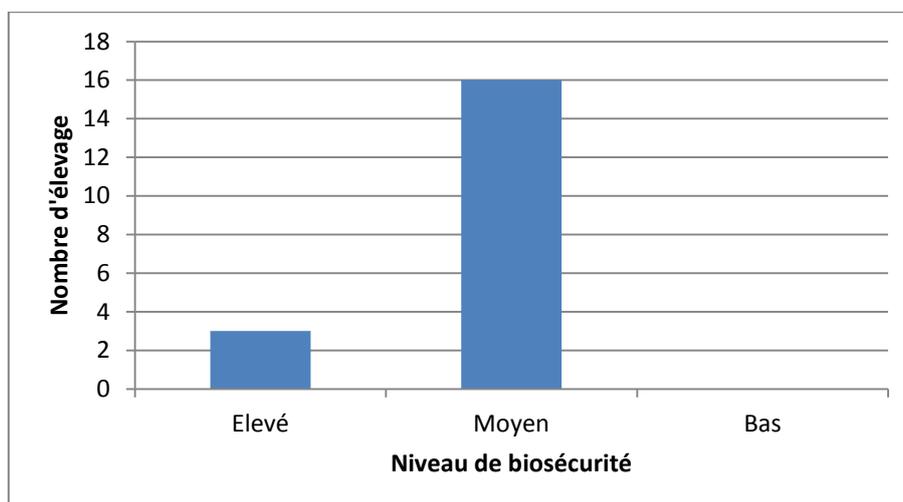


Figure 6 : Niveau de biosécurité dans les élevages de poules pondeuses

Tableau 11 : Relation entre niveau de biosécurité et état de santé des élevages de poulets de chair

Niveau de biosécurité	Lots malades	Lots cliniquement sains
Elevé	3	1
Moyen	4	13
Bas	0	0
Total	7	14

2.1.2. Vaccination

2.1.2.1. Programme vaccinal

❖ Application du programme vaccinal :

L'enquête a révélé que tous les éleveurs aussi bien de poulets de chair que de poules pondeuses appliquent un programme vaccinal au niveau de leurs fermes à l'exception d'un seul élevage de poulets de chair comme le montre le tableau 12. En effet, les poulets de cet élevage (EC5) ont reçu uniquement le vaccin au couvoir et n'ont pas subi de rappel vaccinal à 3 semaines d'âge car l'éleveur a déclaré qu'il ne veut pas vacciner son cheptel.

Tableau 12 : Application du programme vaccinal

Spéculation	Application du programme vaccinal		Total
	Oui	Non	
Poulets de chair	20	1	21
Poules pondeuses	19	0	19

❖ Evaluation du programme vaccinal :

Les deux tableaux suivants (13 et 14) montrent le nombre d'élevages de poulets de chair et de poules pondeuses qui ont reçu une primo-vaccination avec un ou plusieurs rappels vaccinaux. Pour les élevages de poules pondeuses, les informations relatives au programme vaccinal utilisé ont concerné la période avant l'entrée en ponte (1-16 semaines).

Tableau 13 : Répartition du nombre d'élevage de poulets de chair et le nombre de rappels vaccinaux

Age (semaines)	Primo-vaccination	Rappel vaccinal			
		Aucun rappel	1 rappel	2 rappels	3 rappels
Nombre d'élevages (%)	21 (100%)	1 (5%)	6 (29%)	11 (52%)	3 (14%)

Tableau 14 : Répartition du nombre d'élevages de poules pondeuses et le nombre de rappels vaccinaux avant entrée en ponte

Age (semaines)	Primo-vaccination	Rappel vaccinal	
		4 rappels	5 rappels
Nombre d'élevages (%)	19 (100%)	6 (32%)	13 (68%)

Les tableaux 15 et 16 ci-dessous montrent les types de vaccins utilisés en primo-vaccination et en rappels. Tous les oiseaux ont été vaccinés avec un vaccin à virus vivant (HB1) en primo-vaccination au couvoir, alors que les rappels de vaccination ont été effectués au niveau de la ferme et diffèrent d'un élevage à un autre. Nous remarquons que la vaccination dans l'eau de boisson est la plus utilisée par rapport à la nébulisation, pour l'administration des vaccins à virus vivants.

Tableau 15 : Nombre des élevages des poules pondeuses en fonction des types de vaccins utilisés

Vaccination	Type de vaccin	Nombre d'élevages des poules pondeuses (%)
Primo-vaccination (au couvoir)	Vaccin à virus vivant (HB1)	19 (100%)
	Association des vaccins à virus vivant lentogène (La Sota Cloné), apathogène et un vaccin à virus inactivé	9 (47%)
Rappel vaccinal (à la ferme)	Association des vaccins à virus vivant apathogène et un vaccin à virus inactivé	8 (42%)
	Association des vaccins à virus vivant apathogène	2 (11%)

Tableau 16 : Nombre d'élevages de poulets de chair en fonction des types de vaccins utilisés

Vaccination	Type de vaccin	Nombre d'élevages des poulets de chair (%)
Primo-vaccination	Vaccin à virus vivant (HB1)	21 (100%)
	Association de vaccin vivant apathogène et lentogène	6 (28,6%)
	vaccin vivant apathogène	6 (28,6%)
Rappel vaccinal	vaccin vivant lentogène	4 (19%)
	Association de vaccin vivant apathogène et vaccin inactivé	2 (9,5%)
	Association de vaccin vivant lentogène et vaccin inactivé	2 (9,5%)

2.1.2.2. Conduite de la vaccination

❖ Gestion des vaccins :

Pour les élevages de poules pondeuses, l'approvisionnement en vaccins se fait à travers le vétérinaire (74% des élevages) ou de la pharmacie (26% des élevages).

Pour les élevages de poulets de chair, l'éleveur s'approvisionne en vaccins à partir de la pharmacie (42,9%), du vétérinaire (28,5%) ou de la coopérative avicole (28,6%).

La chaîne de froid est respectée par tous les éleveurs lors du transport des vaccins à partir du point de vente et lors de leur conservation au niveau de la ferme.

Le vaccin est administré aux animaux par les ingénieurs, les techniciens, les éleveurs et/ou les ouvriers. Ainsi, dans les élevages de poules pondeuses, la vaccination est effectuée dans 32% des élevages par le technicien et l'ouvrier et dans 21% des cas uniquement par le technicien. Dans les élevages de poulets de chair, la vaccination est réalisée par l'éleveur dans 52% des élevages ou par l'ingénieur dans 14% des élevages.

Selon le questionnaire, 95% des vaccinoteurs des élevages de poules pondeuses et 86% de ceux des élevages de poulets de chair, ont reçu une formation.

❖ **Voies d'administration des vaccins :****- Eau de boisson :**

Le tableau 17 présente le pourcentage des élevages dans lesquels les étapes recommandées pour une administration du vaccin dans l'eau de boisson. Ainsi, il est important de remarquer l'absence de nettoyage des canalisations après la distribution d'antibiotiques ou de vitamines dans 52,6% des élevages de poulets de chair. Pour les poules pondeuses, ces étapes sont globalement respectées.

L'ensemble du personnel interrogé déclare que l'assoiffement des volailles se déroule le matin pendant 2 heures et que la quantité d'eau utilisée est fonction de l'âge du lot.

- Nébulisation :

Selon les programmes de vaccination utilisés dans les élevages visités, la nébulisation est pratiquée dans 32% d'EP et dans 29% d'EC. Le tableau 18 montre le type de matériel utilisé. La quantité d'eau est utilisée en fonction de l'âge des lots.

Tableau 17 : Respect des étapes recommandées lors de vaccination dans l'eau de boisson

Spéculation	Nombre d'élevages	Nettoyage des canalisations (%)	Propreté et bon fonctionnement d'abreuvoirs ou de pipettes (%)	Assoiffement avant vaccination (%)	Vidange du circuit avant vaccination (%)	Utilisation de neutralisant chloré (%)
Poulets de chair	19	9 (47,4%)	12 (63,2%)	19 (100%)	14 (73,7%)	18 (94,7%)
Poules pondeuses	18	17 (94,4%)	18 (100%)	18 (100%)	18 (100%)	18 (100%)

Tableau 18 : Répartition du nombre d'élevages selon le type de matériel de nébulisation

Spéculation	Nombre d'élevages	Matériel	
		Birchmeier	Pompe classique
Poulets de chair	6	4	2
Poules pondeuses	6	6	-

2.1.3. Situation sanitaire des élevages

Les élevages peuvent être classés en deux catégories en fonction de leurs situations sanitaires (Tableau 19) :

- Les lots cliniquement sains : se caractérisent par l'absence de signes cliniques lors de la visite.

- Les lots malades : se caractérisent par la présence des signes cliniques sans prendre en compte l'étiologie de ces problèmes sanitaires (35).

Tableau 19 : Catégories d'élevages en fonction leurs situations sanitaires

	Lots cliniquement sains	Lots malades	Total
Nombre d'élevages de poulets de chair (%)	14 (67%)	7 (33%)	21 (100%)
Nombre d'élevage de poules pondeuses (%)	18 (95%)	1 (5%)	19 (100%)

Les élevages ayant une mortalité sont de l'ordre de 33% dans les élevages de poulets de chair et de 5% dans les élevages de poules pondeuses (Tableau 19).

Les signes cliniques majeurs (Tableau 20) observés dans les élevages de poulets de chair sont les suivants :

- Abattement des animaux
- Des signes digestifs : diarrhée verdâtre (figure 11 Annexe 3)
- Des difficultés respiratoires
- Des signes nerveux : parésie, paralysie des pattes (figure 12 Annexe 3), des tremblements musculaires.
- Mortalité

Pour les poules pondeuses, un seul éleveur a déclaré avoir une chute de ponte de 7%, les autres éleveurs ont déclaré qu'ils n'ont pas eu des problèmes au niveau de la production des œufs.

Etant donné que les signes cliniques cités ci-dessus peuvent indiquer une forme aiguë ou une forme subaiguë ou chronique de la maladie de Newcastle, nous considérons que ces lots malades sont suspectés d'être infectés par le virus ND.

Tableau 20 : Signes cliniques des élevages visités

Spéculation	Signes cliniques	Les élevages	Age lors de la visite	Début du problème	Taux de mortalité
PC	Nerveux, respiratoires et digestifs	EC ₅	26 j	23 j	12%
		EC ₆	21 j	14 j	10%
		EC ₁₂	33 j	22 j	10%
	Respiratoires et digestifs	EC ₁₉	24 j	1 ^{ère} sem	2%
		Digestifs	EC ₃	26 j	23 j
	EC ₁₁		35 j	30 j	5%
	EC ₁₇		21 j	19 j	2%
PP	Chute de ponte de 7%	EP ₁₂	33 sem	30 sem	5%

EC : élevage poulets de chair ; EP : élevage poules pondeuses

❖ **Relation entre la situation sanitaire des élevages de poulets de chair et la conduite de la vaccination :**

Nous constatons que 50% des élevages de poulets de chair, ayant réalisé des rappels vaccinaux au niveau de la ferme, utilisent uniquement l'eau de boisson comme voie d'administration.

Donc, nous avons recherché s'il y a une relation entre l'administration du vaccin en eau de boisson et l'état sanitaire des élevages de poulets de chair. Nous remarquons que 4/6 des lots malades et que 6/14 des lots cliniquement sains n'ont reçu le rappel vaccinal qu'à travers l'eau de boisson (Tableau 21).

Tableau 21 : Relation entre l'administration du vaccin par l'eau de boisson et l'état de santé des EC

Voie d'administration	Lots malades	Lots cliniquement sains
Eau de boisson uniquement	4	6
Total des élevages	6	14

Le nombre de rappels vaccinaux au niveau des fermes de poulets de chair est compris entre 0 rappel et 3 rappels. Nous avons essayé de rechercher s'il y a une relation entre le nombre d'administration du vaccin et l'état sanitaire des élevages de poulets de chair. Le tableau 22 révèle que pour les lots ayant reçu une primovaccination avec au plus un rappel, il y a 3/7 lots malades et 4/7 lots cliniquement sains ; alors que pour les lots ayant reçu au moins 2 rappels, il y a 4/14 lots malades et 10/14 lots cliniquement sains.

Tableau 22 : Relation entre le nombre d'administration et l'état de santé des élevages de poulets de chair

Nombre d'administration	Lots malades	Lots cliniquement sains	Total
Primovaccination + au plus 1 rappel	3	4	7
Au moins 2 rappels	4	10	14
Total	7	14	21

2.2. Etude sérologique

2.2.1. Résultats généraux

L'étude sérologique est réalisée en utilisant un kit ELISA qui permet la détection des taux d'anticorps avant et après la vaccination contre la maladie de Newcastle. Le tableau 23 montre le nombre de sérums testés pour chaque spéculation. Les titres sériques obtenus peuvent être classés théoriquement en 3 catégories. Les titres inférieurs à 3000 sont des titres non protecteurs. Les titres compris entre 3000 et 10000 sont des titres protecteurs et les titres supérieurs à 10000 sont des titres élevés. Le tableau 24 montre qu'il y a absence de titre moyen élevé pour les élevages de poulets de chair et qu'il n'y a aucun élevage de poules pondeuses avec un titre moyen non protecteur.

Tableau 23 : Nombre d'élevages et de sérums testés

Spéculation	Taille de la population	Nombre d'élevages visités	Nombre de prélèvements sanguins	Nombre de sérums testés
Poulets de chair	110	21	420	295
Poules pondeuses	150	19	380	249
Total	260	40	800	544

Tableau 24 : Titres sériques obtenus dans les différents élevages visités

Spéculation	Nombre d'élevage (%)			Total
	T < 3000	3000 < T < 10000	T > 10000	
Poulets de chair	9 (42,9%)	12 (57,1%)	0	21 (100%)
Poules pondeuses	0	5 (26%)	14 (74%)	19 (100%)

T : Titre moyen

2.2.2. Représentations des résultats sériques en fonction de l'âge

❖ Poulets de chair :

La figure 7 et la figure 8 illustrent les titres moyens et les coefficients de variation obtenus respectivement dans 9 élevages (43%) ayant un âge compris entre 2 à 4 semaines et dans 12 élevages (57%) ayant un âge compris entre 5 à 8 semaines.

Pour la tranche d'âge entre 3 à 4 semaines, il y a 7 élevages qui ont des titres moyens non protecteurs avec des réponses hétérogènes et 2 élevages qui ont des titres moyens protecteurs avec des réponses hétérogènes.

Pour la tranche d'âge entre 5 à 8 semaines, il y a 8 élevages qui ont des titres moyens protecteurs avec des réponses hétérogènes, 2 élevages qui ont des titres moyens protecteurs avec des réponses intermédiaires et 2 élevages qui ont des titres moyens non protecteurs avec des réponses hétérogènes. Par rapport à la première tranche d'âge, il y a augmentation des lots qui ont des titres moyens protecteurs.

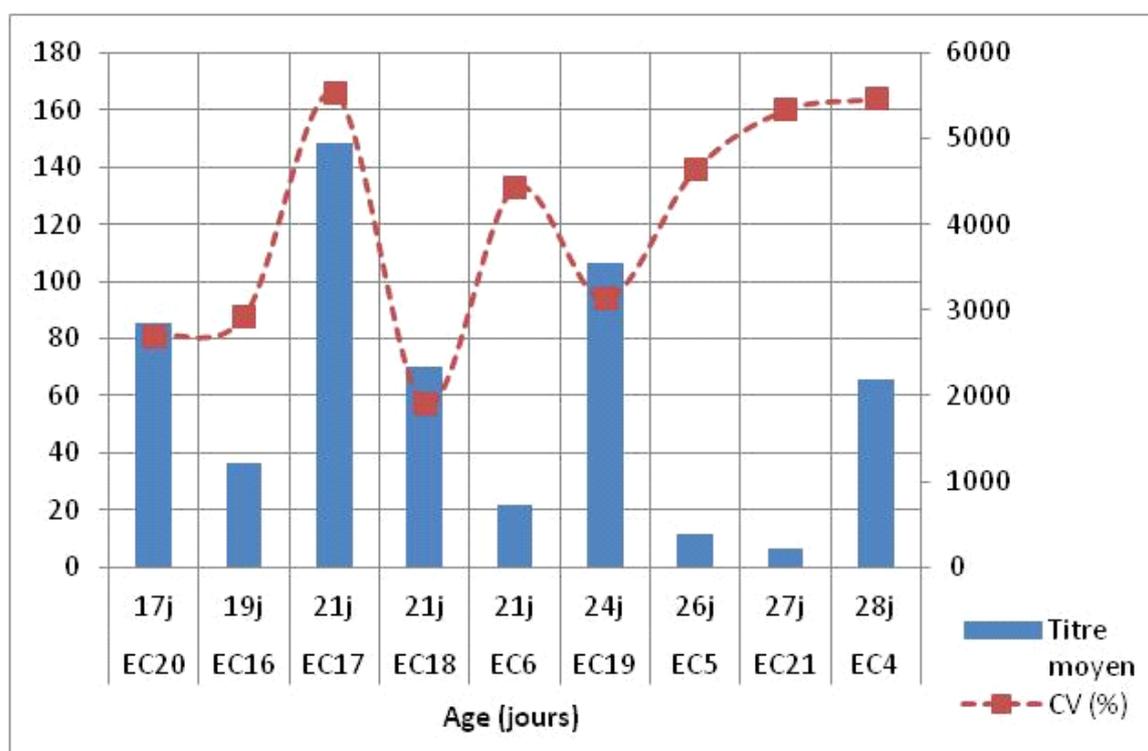


Figure 7 : Répartition des titres moyens et des coefficients de variations dans les lots âges entre 3-4 semaines

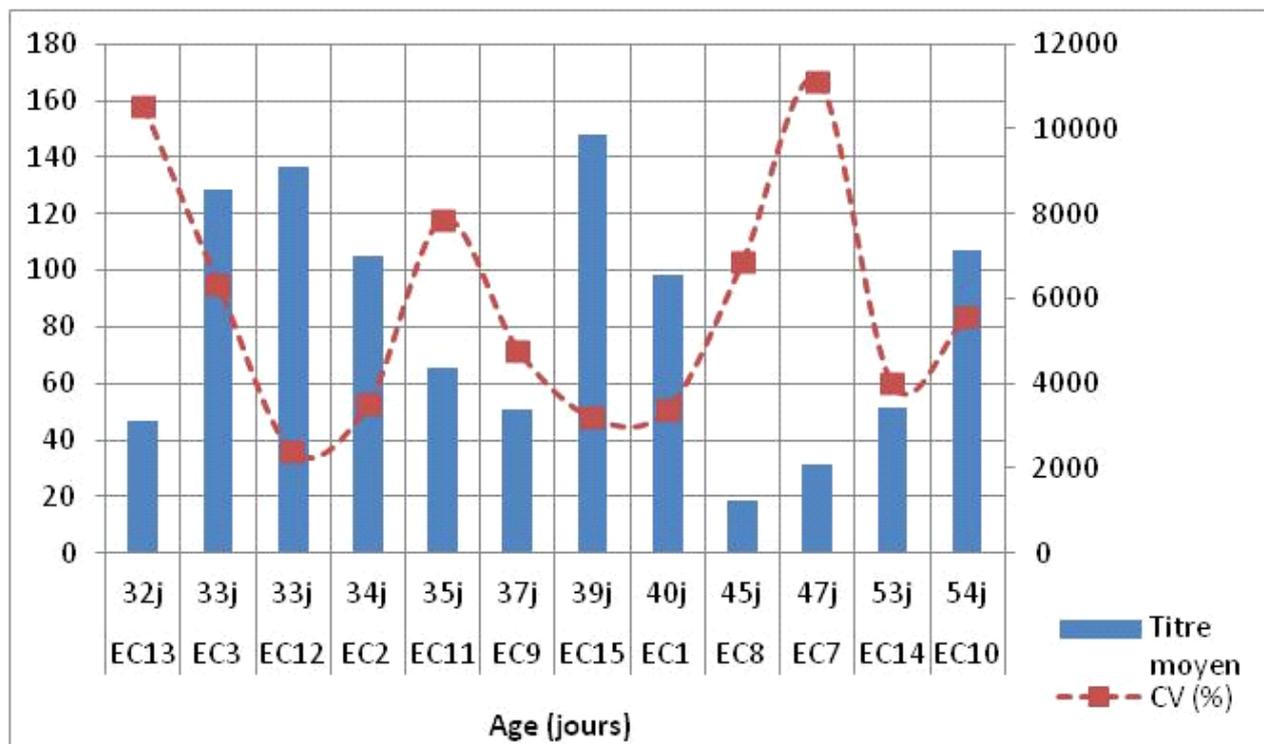


Figure 8 : Répartition des titres moyens et des coefficients de variation dans les lots âgés entre 5-8 semaines

❖ **Poules pondeuses :**

Les lots visités ayant un âge compris entre 16 à 42 semaines et entre 53 à 84 semaines sont respectivement au nombre de 8 (42%) et 11 (58%). Les titres moyens et les coefficients de variation sont illustrés dans les figures 9 et 10. Les lots visités ont tous des titres moyens supérieurs au seuil de protection.

De 16 à 27 semaines, les lots présentent des titres proches qui sont respectivement de l'ordre de 11931, 13143, 13532 et 13074. La qualité de la réponse à la vaccination est intermédiaire pour l'EP11, l'EP19 et l'EP 17 ; et elle est homogène pour l'EP18.

Les lots de l'EP1, l'EP4, l'EP8 et l'EP3 ont respectivement des titres moyens de 3300, de 15098, de 8898 et de 10304 et se caractérisent par des réponses hétérogènes.

Les titres moyens les plus élevés sont observés dans l'EP12, l'EP2 et l'EP9 avec des réponses homogènes.

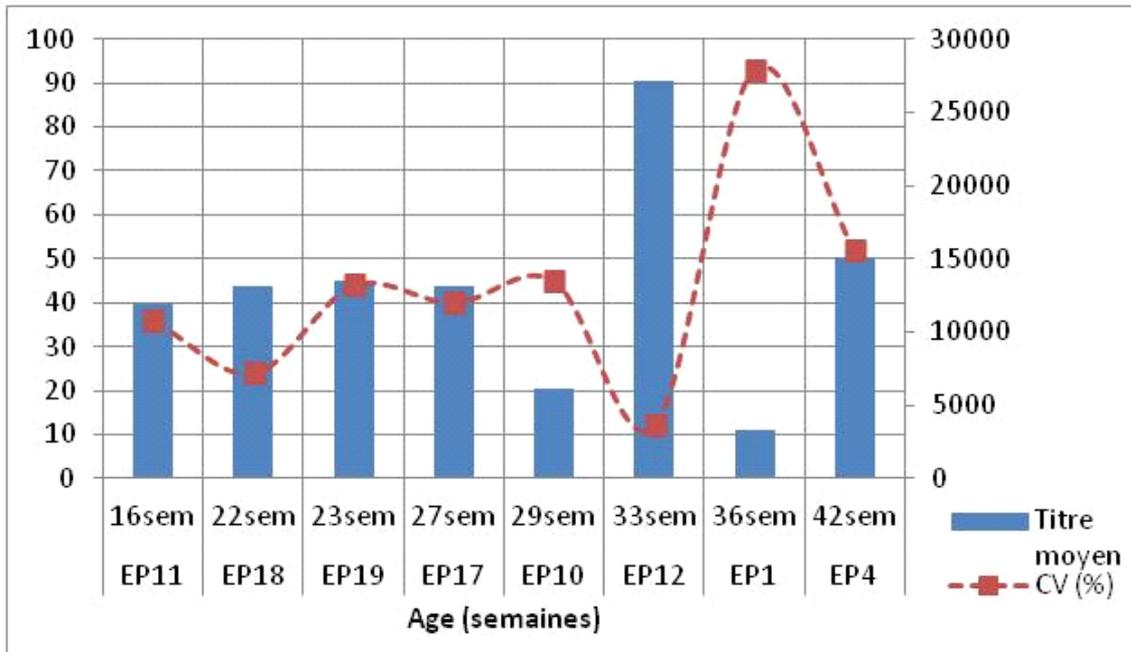


Figure 9 : Répartition des titres moyens et des coefficients de variations dans les lots âgés entre 16-42 semaines

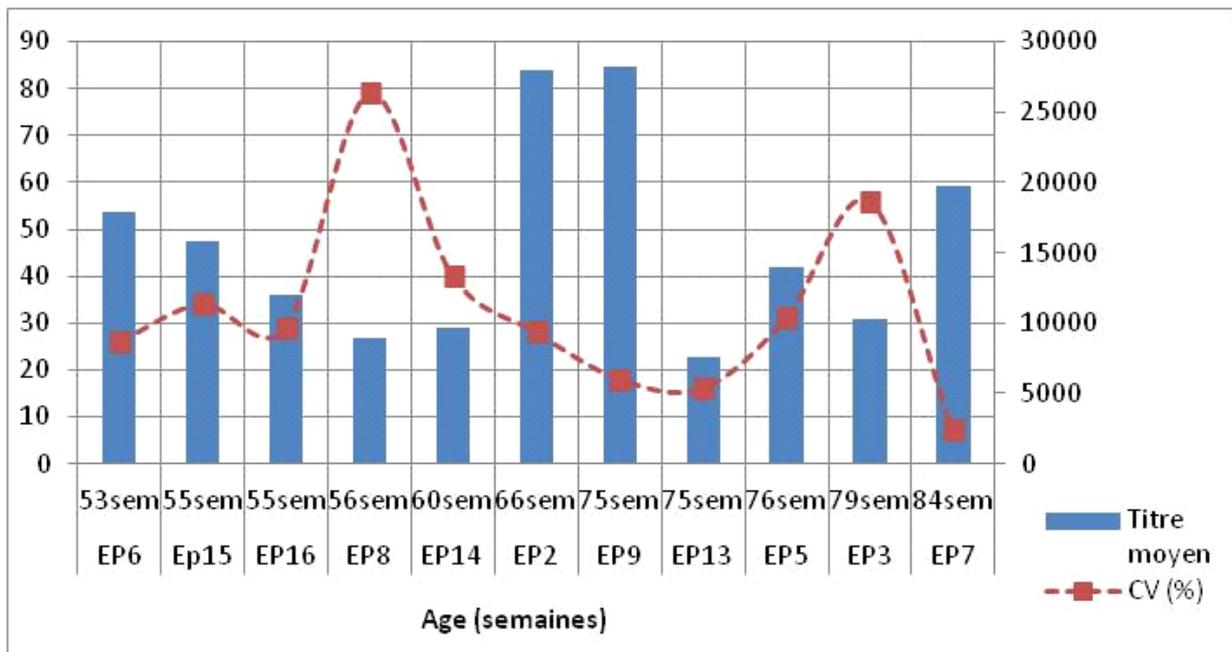


Figure 10 : Répartition des titres moyens et des coefficients de variation entre les lots âgés entre 53-84 semaines

2.2.3. Résultats en fonction du programme de vaccination

❖ Poulets de chair :

Il existe des titres moyens inférieurs au seuil de protection dans les lots ayant reçu 0 rappel vaccinal, 1 rappel vaccinal et 2 rappels vaccinaux (Tableau 25). La qualité de la réponse vaccinale est mauvaise pour 90.5% des lots et elle est bonne pour 9,5% des lots.

L'intervalle entre le moment de prélèvement sanguin et la dernière vaccination varie entre 0 à 25 jours. Cet intervalle est divisé en des tranches (Tableau 26) afin de mieux illustrer les résultats sérologiques des lots de poulets de chair. Des titres moyens non protecteurs sont observés dans 6 élevages pour la tranche entre 0 à 5 jours, dans 2 élevages pour la tranche entre 15 à 22 jours et dans 1 élevage dans la tranche de 25 jours.

Par ailleurs, nous constatons que parmi les lots ayant reçu le rappel vaccinal au niveau de la ferme, il y a 55% qui ont eu le vaccin uniquement en eau de boisson (Tableau 27). Parmi ces derniers, il y a 55% qui ont un titre moyen non protecteur, 45% qui ont un titre moyen protecteur avec des réponses hétérogènes et absence de lots ayant un titre moyen protecteur avec des réponses intermédiaires. Parmi les lots ayant reçu le vaccin par nébulisation ou par plusieurs voies d'administration, il y a 22% des lots qui ont un titre moyen non protecteur, 56% qui ont un titre moyen protecteur avec des réponses hétérogènes et 22% qui ont un titre moyen protecteur avec des réponses intermédiaires.

Tableau 25 : Répartition du nombre d'élevage en fonction des titres moyens, des coefficients de variation et du nombre de rappel vaccinal

	Titre moyen (CV%)		
	0-3000 (> 50%)	3000-10000	
		(> 50%)	(30% < T < 50%)
Vaccinés sans rappel	1	-	-
Vaccinés avec 1 rappel	4	2	-
Vaccinés avec 2 rappels	4	6	1
Vaccinés avec 3 rappels	-	2	1
Total	9	10	2
(Pourcentage)	(42,9%)	(47,6%)	(9,5%)

Tableau 26 : Répartition des titres moyens vaccinaux en fonction du nombre de rappels vaccinaux et de l'intervalle entre le moment de prélèvement sanguin et la dernière vaccination

Intervalle entre la dernière vaccination et le moment de prélèvement sanguin	Nombre de rappel vaccinal			
	0 rappel	1 rappel	2 rappels	3 rappels
0 j-5 j	-	(214-4937)* 5**	(2183-4381)* 3**	(3537)* 1**
6 j-14 j	-	-	(3118-9851)* 5**	(9084)* 1**
15 j-22 j	-	(3397)* 1**	(1250-7130)* 3**	(3414)* 1**
25 j	(381)* 1**	-	-	-

* (titre moyen minimum-titre moyen maximum) ; ** nombre d'élevages

Tableau 27 : Relation entre la voie d'administration des rappels vaccinaux au niveau de la ferme et les résultats sérologiques des élevages de poulets de chair

		Titre moyen non protecteur	Titre moyen protecteur avec des réponses hétérogènes	Titre moyen protecteur avec des réponses intermédiaires	Nombre d'élevage
Voie d'administration des rappels vaccinaux	Uniquement eau de boisson	6	5	0	11 (55%)
	Plusieurs voies d'administration ou uniquement nébulisation	2	5	2	9 (45%)
Total		8	10	2	20 (100%)

❖ **Poules pondeuses :**

74% des lots de poules pondeuses visités ont des titres moyens élevés avec 86% de ces derniers ont une réponse homogène ou intermédiaire ; 26% des lots ont des titres moyens protecteurs avec 60% de ces derniers ont une réponse homogène ou intermédiaire (Tableau 28).

La qualité de la réponse vaccinale est mauvaise dans 4 élevages : 2 élevages ont des titres moyens protecteurs avec des réponses hétérogènes vaccinés respectivement avec 5 rappels et 4 rappels avant l'entrée en ponte et 2 élevages ont des titres moyens élevés avec des réponses hétérogènes vaccinés avec 5 rappels (Tableau 28).

Nous avons essayé de rechercher l'existence d'une éventuelle relation entre la conduite de la vaccination et le statut sérologique des lots âgés de moins de 40 semaines (Tableau 29). Le choix de l'âge a été choisi jusqu'à 40 semaines vu qu'on a recueilli le programme vaccinal jusqu'à l'entrée en ponte et nous n'avons pas d'informations précises s'il y a eu d'autres rappels vaccinaux pour les lots plus âgés. De toutes les manières, nous avons constaté que la voie d'administration et le type de vaccins diffèrent d'un élevage à un autre ; ce qui rend difficile l'établissement d'une relation entre la conduite de la vaccination et le statut immunitaire des lots.

Tableau 28 : Répartition du nombre d'élevages en fonction des titres moyens et du nombre des vaccinations avant entrée en ponte

		Titre moyen protecteur		Titre moyen élevé		Nombre d'élevages
		Réponse hétérogène	Réponse intermédiaire ou homogène	Réponse hétérogène	Réponse intermédiaire ou homogène	
Nombre d'administrations vaccinaux	PV +4 rappels	1	0	0	5	6
	PV+5 rappels	1	3	2	7	13
Total		2	3	2	12	19

PV : primovaccination

Tableau 29 : Relation entre la conduite de la vaccination et le statut sérologique des lots âgés de moins de 40 semaines

		Nombre d'élevages	Nombre de rappels	Types de vaccins utilisés en rappels	Modes d'administrations
Titre moyen protecteur	CV > 50%	1	4 rappels	v.v.inactivé + v.v.apathogène	Injection+ EB+ EB+Neb
	CV < 50%	1	5 rappels	v.v.inactivé + v.v.apathogène+ v.v.lentogène	Injection+ Neb+ EB+ EB+ EB
Titre moyen élevé	CV > 50%	0	-	-	-
	CV < 50%	5	4 rappels (2 élevages)	1 élevage : v.v.apathogène+ v.v.lentogène	EB
				1 élevage : v.v.apathogène	EB+ EB+ EB +Neb
			5 rappels (3 élevages)	2 élevages : v.v.inactivé + v.v.apathogène	Injection + EB
				1 élevage : v.v.inactivé + v.v.apathogène+ v.v.lentogène	Injection + EB

v.v. : vaccin à virus ; EB : eau de boisson ; Neb : nébulisation

2.2.4. Résultats selon l'état de santé

❖ Poulets de chair :

Le tableau 30 montre la relation entre l'état sanitaire des lots et les titres d'anticorps moyens obtenus.

Pour les lots malades, il y a 2 élevages avec des titres moyens non protecteurs avec des réponses hétérogènes, 4 élevages (EC17, EC19, l'EC3 et l'EC11) avec des titres moyens protecteurs avec des réponses hétérogènes et 1 élevage (EC12) avec un titre moyen protecteur et une réponse intermédiaire.

L'EC17, EC19, l'EC3 et l'EC11 ont respectivement des titres individuels non protecteurs de l'ordre de 73%, 67%, 40% et 60% et des titres individuels élevés de l'ordre de 13%, 7%, 50% et 10%.

Tableau 30 : Nombre d'élevages en fonction de l'état sanitaire des lots de poulets de chair et des titres moyens

	Titre moyen		Total
	0-3000	3000-10000	
Lots cliniquement sains	7	7	14
Lots malades	2	5	7
Total	9	12	21

❖ **Poules pondeuses :**

Il y a un seul lot malade dans les élevages de poules pondeuses visités (Tableau 31). L'EP12 a un titre moyen de 27141 avec une réponse homogène. Ce lot est parmi l'un des trois lots qui ont des titres moyens les plus élevés de l'ensemble des élevages visités.

Tableau 31 : Nombre d'élevages en fonction de l'état sanitaire des lots des poules pondeuses et des titres moyens

	Titre moyen		Total
	3000-10000	> 10000	
Lots cliniquement sains	5	13	18
Lots malades	-	1	1
Total	5	14	19

Nous avons étudiés la relation entre la situation sanitaire (présence ou absence de malades) des élevages de poulets de chair et quelques mesures de biosécurité comme la présence de désinfectant dans le pédiluve, l'hygiène des véhicules et la tenue des personnels (Annexe 5). Le test exact de Fisher est utilisé pour comparer ces deux facteurs. Le résultat des analyses a révélé une relation statistique non significative entre ces mesures de biosécurité et la situation sanitaire (Annexe 6) ; le faible effectif de notre étude peut être la cause de cette absence de relation.

3. DISCUSSION

3.1. Méthode

Ce travail rentre dans le cadre d'une enquête nationale ayant pour finalité d'évaluer la pratique de la vaccination contre la maladie de Newcastle sur le terrain tunisien. Cette enquête a été envisagée à la suite d'un constat de mortalité de poulets de chair dans certaines régions de la Tunisie ; la maladie suspectée est la ND.

Les objectifs spécifiques de ce travail sont : (i) Décrire le statut vaccinal des troupeaux, (ii) évaluer sérologiquement le niveau de protection vaccinal et (iii) de la description faire ressortir les facteurs de risques d'apparition de la maladie malgré la vaccination.

Les élevages cibles de l'enquête ont été choisis d'une façon raisonnée pour représenter deux types d'élevage différents, (EC et EP) : poulets de chair surtout pour analyser les facteurs de risque d'apparition de la maladie malgré vaccination (donc pour représenter les élevages à problèmes sanitaires) et poules pondeuses pour évaluer sérologiquement la protection. Une seule visite pour chaque élevage a été réalisée. Les résultats obtenus ont permis de fournir des informations, par le biais du questionnaire utilisé, sur la biosécurité, sur la conduite de la pratique de la vaccination et sur le statut vaccinal des élevages.

Quelques difficultés ont été rencontrées pour accéder au cahier de l'élevage, ce qui nous a obligés de communiquer par téléphone aux éleveurs absents le jour de la visite pour compléter nos informations.

Le test de laboratoire utilisé pour évaluer le niveau de protection est un test sérologique mesurant les anticorps qui est l'ELISA indirect ; c'est un test sensible et précis. Il permet de détecter tous les types d'anticorps par rapport au test d'inhibition d'hémagglutination qui ne détecte que les anticorps hémagglutinants (53). Il faut remarquer cependant, que pour interpréter les résultats, il faut prendre en compte le fait que cette technique ne permet pas de distinguer entre les anticorps post vaccinaux des anticorps post-infectieux.

3.2. Analyse du questionnaire

Deux facteurs de risque ont été recherchés : la conduite de la vaccination et les facteurs de biosécurité.

3.2.1. Conduite de la vaccination

Nous constatons qu'il y a une grande variabilité dans l'application du programme de vaccination pour les élevages de poulets de chair et poules pondeuses. En effet, le type de vaccin, la voie d'administration, le nombre d'administration et l'âge de vaccination diffèrent d'un élevage à un autre.

D'après les déclarations des personnes interrogées, la chaîne froide est respectée dans tous les élevages visités ; donc nous pouvons considérer que la qualité du vaccin peut ne pas être parmi les causes d'échec de vaccination.

Nous remarquons que l'eau de boisson est la voie d'administration la plus utilisée au niveau des fermes ; presque la totalité des élevages de poules pondeuses et la plupart des élevages de poulets de chairs respectent les étapes recommandées avant la vaccination en eau de boisson (notamment un bon assoiffement).

Par ailleurs, les lots de poulets de chair, ayant reçu le rappel vaccinal en eau de boisson, ont soit un titre moyen non protecteur, soit un titre moyen protecteur avec des réponses non hétérogènes. De plus, nous pouvons constater que le pourcentage des lots des poulets de chairs malades qui ont reçu le vaccin uniquement en eau de boisson est supérieur à ceux des lots cliniquement sains. Ceci peut nous indiquer que la voie d'administration en eau de boisson n'est pas bien maîtrisée par le vaccinateur et contredit les résultats du questionnaire.

En comparant le nombre d'administration du vaccin pour les élevages de poulets de chair, nous notons qu'il y a une augmentation des lots cliniquement sains et une diminution des lots malades lors de l'augmentation du nombre de rappel vaccinal. Nous pouvons déduire que le nombre d'administration du vaccin est un facteur influant de l'état sanitaire.

3.2.2. Biosécurité

Les facteurs de risques se situent surtout au niveau de l'accès des élevages et à l'intérieur de l'élevage. Les principaux facteurs de risques décelés par le questionnaire sont l'absence de tenues pour le personnel (76% EC, 84% EP), l'absence de tenues pour les visiteurs (100% EC, 89% EP), l'absence de mesures pour les véhicules (81% EC, 74%EP), l'absence du désinfectant dans le pédiluve (86% EC, 95% EP) et l'absence de mesures contre les rongeurs (90% EC, 79%EP). Nous notons l'absence de contact direct des lots avec les oiseaux sauvages. Nous pouvons déduire que les facteurs de risques sont plutôt liés à l'activité humaine.

De plus, nous avons essayé d'évaluer le niveau de biosécurité des élevages visités. Cet essai a révélé que les élevages de poules pondeuses et de poulets de chair ont respectivement un niveau moyen de biosécurité de 84% et 81%, un niveau élevé de 16% et 19% et nous notons l'absence du niveau bas. Pour cette évaluation, certains facteurs ne sont pas pris en considération à cause d'un manque d'information, puisque ce point n'était pas prévu lors de l'élaboration de l'enquête. Malgré que cet essai soit réalisé à partir des données incomplètes, nos résultats sont similaires à ceux de l'étude de Karma R. (2008) qui a trouvé que la majorité de l'aviculture industrielle en Tunisie est formée par les secteurs 1 et 2 sachant que le secteur 1 a un niveau de biosécurité élevé et le secteur 2 a un niveau de biosécurité moyen à élevé ; selon la classification des systèmes d'avicultures de la FAO (Organisations des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture) (31).

La recherche d'une éventuelle relation entre le niveau de biosécurité et l'état sanitaire des élevages de poulets de chair a révélé qu'il n'existe pas d'influence entre ces deux paramètres puisque le nombre des lots malades ayant un niveau de biosécurité élevé est supérieur à celui des lots cliniquement sains. Nous pouvons déduire que la suspicion de la maladie de Newcastle est plutôt due à une défaillance dans la conduite de la vaccination. En effet, la maladie de Newcastle a été observée dans des élevages vaccinés et plusieurs auteurs ont déduit que la présence des poules ayant une faible réponse immunitaire est l'une des causes de la circulation de l'infection (48).

Au bilan d'après nos résultats et après l'analyse de la relation entre problème de santé et la conduite de la vaccination, il ressort que les indicateurs de suspicion de la

maladie de NC sont surtout rattachés à la conduite de la vaccination et beaucoup moins aux conditions de biosécurité.

3.3. Etude sérologique

L'étude sérologique a été réalisée dans 21 élevages de poulets de chair et 19 élevages de poules pondeuses dans le but d'évaluer la pratique de la vaccination et le statut vaccinal ; cependant le protocole utilisé présente certaines limites comme le kit ELISA indirect utilisé ne permet pas de distinguer entre les anticorps post-vaccination et les anticorps post-infection. Donc en milieu contaminé, certains résultats sont difficiles à différencier entre le passage viral et la dernière vaccination.

D'autre part il faut noter que dans 24% d'élevages de poulets de chair, les lots ont reçus une seule administration vaccinale au niveau de la ferme avec un délai entre le moment de prélèvement sanguin et le rappel vaccinal de 0 à 5 jours ; sachant que l'immunité ne se développe pas immédiatement après la vaccination et nécessite une à deux semaines pour obtenir une réponse immunitaire complète (9).

3.3.1. Résultats sérologiques des élevages de poulets de chair

Si en absence de symptômes

Les titres moyens non protecteurs sont surtout observés dans la tranche d'âge de 3 à 4 semaines ; alors que la plupart des lots ayant un âge compris entre 5 à 8 semaines ont des titres moyens protecteurs. Des résultats similaires sont observés dans l'étude de Numan et al. (2005) qui a été réalisée à Faisalabad-Pakistan. Utilisant le même outil de mesure (recherche des anticorps dans le sérum), Ils ont trouvé, dans les élevages commerciaux de poulets de chair, en absence de symptômes bien sûr, que le taux de protection est faible. En effet, les poulets âgés de 3-5 semaines ont des titres anticorps non protecteurs alors que les poulets âgés de 5-7 semaines ont des titres anticorps plus élevés que le premier groupe (40). Au Bangladesh, Hossain et al. (2010) ont trouvé des résultats différents ; les poulets âgés de 3-4 semaines ont des titres anticorps intermédiaires alors que ceux âgés de 5-6 semaines ont des titres anticorps faibles par rapport à l'autre groupe (28).

Toutefois, la présence de 47,6% des lots ayant un titre moyen protecteur avec des réponses hétérogènes et 42,9% des lots ayant un titre moyen non protecteur révèlent une

réponse immunitaire humorale non satisfaisante et un échec de vaccination. Numan et al. (2005) ont mentionné plusieurs causes d'échec de vaccination. Le faible niveau de protection est lié à une mauvaise qualité de la vaccination, du vaccin, à des maladies immunosuppressives, à un programme vaccinal ou une technique de vaccination inadaptée, à une faute lors d'application, à une température ambiante élevée engendrant un stress, à la présence des anticorps maternels,... etc (40).

Les lots cliniquement malades qui présentent des titres individuels élevés et des titres individuels faibles indiquent probablement un passage viral du virus ND. En effet, Jalob et al. (2011) ont trouvé dans le groupe 3 (des poulets de chair âgés entre 20-30 jours et ayant reçu 3 vaccinations) une gamme large de titres d'anticorps. Ils ont déduit que la variation des titres (en allant des titres faibles aux titres plus élevés) peut être due à une infection naturelle qui donne des titres plus élevés que la vaccination (29).

3.3.2. Résultats sérologiques des élevages de poules pondeuses

A part un seul élevage, l'absence d'indicateurs de maladie dans les élevages de poules pondeuses visités facilite l'interprétation de la mesure d'anticorps comme reflet de la protection.

Nous notons qu'il n'existe pas de lots de poules pondeuses présentant un titre moyen non protecteurs ; les lots ont soit un titre moyen protecteur (74%) ou élevé (26%). Nous constatons aussi que 86% des lots qui ont un titre moyen élevé et 60% des lots qui ont un titre moyen protecteur présentent une bonne ou une excellente réponse vaccinale. Ceci nous amène à déduire que le statut vaccinal des élevages de poules pondeuses est plutôt satisfaisant.

Des résultats similaires sont observés dans l'étude de Numan et al. (2005), le taux de protection est jugé satisfaisant pour les différents groupes d'âge. Au Bangladesh, Hossain et al. (2010) ont trouvé des résultats similaires. En effet, la majorité de la population de poules pondeuses testées a des titres d'anticorps protecteurs à part quelques poules qui présentent des titres faibles.

Nous avons essayé de rechercher s'il y a une éventuelle défaillance dans la conduite de la vaccination des lots présentant des réponses hétérogènes. Néanmoins, nous n'avons

pas pu relever des distinctions par rapport aux autres élevages ; quoique pour tous les élevages visités, le programme vaccinal appliqué n'est pas conforme au programme recommandé par le CNPA (Commission nationale de pathologie aviaire). En général, nous pouvons considérer que la conduite de la vaccination est plutôt maîtrisée dans les élevages de poules pondeuses vu qu'il y a 15 parmi 19 élevages ayant une bonne ou une excellente réponse vaccinale.

Nous notons que le seul élevage de poules pondeuses cliniquement malade présente un titre moyen très élevé. Puisque l'infection naturelle donne des titres plus élevés que la vaccination, nous pensons qu'il y a peut être un passage viral. Pour les lots qui ne présentent pas de signes cliniques lors de la visite, le titre moyen élevé peut être le résultat d'une vaccination récente, d'une incubation ou d'une maladie subclinique. De toutes les manières, nous pouvons considérer que les lots présentant un titre moyen élevé avec une bonne ou une excellente réponse vaccinale et en absence de signes cliniques sont des lots protégés.

CONCLUSION

Notre étude a révélé des défaillances dans l'application des mesures de biosécurité dans les deux types de spéculations au niveau de l'accès et à l'intérieur des élevages. Les facteurs de risques sont plutôt en rapport avec les activités humaines, d'où l'importance de sensibiliser les éleveurs et le personnel sur les bénéfices que procurent les mesures de biosécurité.

Néanmoins, notre étude a révélé que la suspicion de la maladie de Newcastle est surtout liée à un défaut de la conduite de la vaccination plutôt qu'à un défaut dans l'application des mesures de biosécurité.

Chez les poulets de chair, il y a une protection sérologique non satisfaisante contre la maladie de Newcastle dans les élevages visités. La plupart des élevages ont des titres moyens non protecteurs ou des titres moyens protecteurs avec des réponses hétérogènes révélant un échec de vaccination et une mauvaise conduite vaccinale. En effet, nous avons pu démontrer qu'il y a un défaut de maîtrise de l'administration du vaccin dans l'eau de boisson dans certains élevages.

Chez les poules pondeuses, la réponse immunitaire humorale est plutôt satisfaisante et la conduite de la vaccination est maîtrisée dans la plupart des élevages.

Il est nécessaire d'associer la vaccination et la biosécurité comme des moyens préventifs contre la maladie de Newcastle. En effet, pour avoir une protection suffisante il faut combiner l'intérêt d'une bonne réponse immunitaire et la minimisation des risques de contamination des effectifs.

Des enquêtes analytiques plus poussées sont nécessaires pour mieux préciser les causes d'échecs de vaccination contre la maladie de Newcastle.

ANNEXES

Annexe1 : Questionnaire

Identification de l'exploitation :

Nom de l'éleveur :
Adresse l'élevage :
N° d'agrément: Nb de bâtiments.....

Identification des animaux présents :

Souche : Origine : âge /bâtiment.....
Effectif de démarrage : date de mise en place.....

Conduite sanitaire :

Effectif présent (jour de la visite)/ bâtiment:
Date du dernier audit :

Analyses effectuées : Autocontrôle Problèmes sanitaires Aliments/eau
Résultats : Favorables Défavorables (préciser)
Age lors du problème : Sem Taux morbidité :% Taux mortalité :%

Index de Consommation :

Traitements effectués : antibiotiques anticoccidiens anthelminthiques Vitamines

Facteurs de risque (Biosécurité) : *(Mettre une croix si le facteur de risque existe)*

Rotoluves Pédiluves Tenue/Habillement
Entretien des abords du bâtiment Pollution de l'environnement
Risque de contamination : Nuisibles Gestion des déchets
Maîtrise des opérations de Nettoyage et Désinfection Gestion des cadavres Gestion de la litière

Conduite de la vaccination :

D'où l'éleveur s'approvisionne en vaccins ?.....
Comment l'éleveur transporte le vaccin à partir du point de vente ?.....
Comment l'éleveur conserve le vaccin et à quelle température ?.....
Qui pratique la vaccination (l'éleveur ou l'ouvrier) ?.....
Est-ce qu'il a suivi une formation adéquate ? Oui Non

Programme de vaccination contre NC :

Primo vaccination : âge : type de vaccins
Voie d'administration : nébulisation eau de boisson Autres : ..
Rappel de la vaccination : âge : type de vaccins
Voie d'administration : nébulisation eau de boisson Autres : ..

Si Eau de boisson :

Est-ce que l'éleveur pratique régulièrement un détartrage et un nettoyage des canalisations surtout après
traitements antibiotiques ou vitaminiques ? Oui Non
Est-ce que le vaccinateur contrôle la propreté et le bon fonctionnement de chaque abreuvoir ou pipette
Oui Non
Est-ce qu'il assoiffe les volailles avant la distribution de la solution vaccinale ? Si oui pendant combien
d'heures et à quel moment de la journée ?.....

Est-ce qu'il pratique une vidange complète de l'ensemble du circuit d'eau ?.....

Quelle est la quantité d'eau utilisée pour 1000 poulets ?.....

Est-ce que le vaccinateur utilise un neutralisant de chlore ? Si oui quel type et à quelle quantité ?
.....

Si nébulisation : 200
Quel est le type de matériel ?

Pression utilisée... .. /bars

Quantité d'eau utilisée litres/1000 doses

Type de l'eau utilisé.

Suivi post vaccinal (Effets post vaccinaux) :

Troubles digestifs Troubles nerveux Troubles respiratoires

Autres (préciser) :

Date : Nom et prénom du vétérinaire (1):

Responsable d'élevage présent (2):

Signatures (1) (2)



Annexe 2 : Fiche de prélèvement

Renseignement généraux : Délégation : Imada :

Code de l'élevage :

Nom de l'éleveur : Tél/Fax :

Nom du vétérinaire traitant privé/salarié : Tél/Fax :

Origine des animaux : Espèce : Nombre de Bâtiments :

Bâtiment : Etat des bâtiments : Date de mise en place :

Des oiseaux sauvages ont-ils des contacts avec les volailles : oui..... non.....

Existe-il des élevages avoisinants ? Oui.... Non.... Si oui à quelle distance..... Espèces(s) élevée(s).....

Existe-il des zones humides près de l'élevage ? Oui.... Non.... Si oui à quelle distance :

Personnel possédant des oiseaux fermiers ? Oui..... Non..... Si oui espèce(s).....

Antécédents pathologiques :

Maladie	Age	Taux de mortalité
ND		
BI		
Gumboro		
Autres...		

Symptômes observés : Nerveux..... Respiratoire..... Digestifs.....

Programme de vaccination :

Vaccination	Age	Date	Voie d'administration
ND			
BI			
Gumboro			
Autres			

Prélèvements effectués :

Ecouillons trachéaux : ... Nombre :

Ecouillons cloacaux : ... Nombre :

Sang total : ... Nombre :

Annexe 3 : Indicateurs d'évaluation du niveau de biosécurité

Indicateurs		Niveau de biosécurité		
		Bas	Moyen	Elevé
1. Niveau de biosécurité à l'entrée de l'élevage	1A. Clôture bien sécurisante et porte d'entrée fermée	Absence de clôture sécurisante et de serrure au niveau de la porte	(2 notations entre les options bas et élevé)	Présence de clôture sécurisante et de serrure au niveau de la porte
	1B. Mesures pour les véhicules	Les véhicules entrent dans l'élevage sans contrôle	Présence de rotoluve avec désinfectant. (2 notations entre les options bas et élevé)	Accès interdit aux voitures ou lavage de toutes les voitures entrant à la ferme
	1C. Mesures pour le personnel	Le personnel ne respecte pas les mesures de biosécurité	Il y a quelques mesures respectées (présence de tenues)	Ils prennent une douche, changent leurs vêtements, utilisent un désinfectant avant l'entrée au bâtiment
	1D. Mesures pour les visiteurs	Les visiteurs peuvent entrer dans les bâtiments directement sans aucune mesure	Le changement de vêtement est demandé à l'entrée	Un système de désinfection complet (prendre une douche et changement des vêtements)
2. Niveau de biosécurité à l'entrée des bâtiments	2A. Pédiluve + désinfectant	Non	Quelques pédiluves contiennent un désinfectant	Tous les pédiluves contiennent un désinfectant
	2B. Mesures contre les rongeurs	Aucune mesure ou des mesures non efficaces	Quelques mesures efficaces comme appâts pour les rats, les végétations sont coupées, absence de déchets, un terrain bâti	Une stratégie de lutte appliquée d'une manière régulière et absence de pollution
	2C. Oiseaux sauvages peuvent accéder à l'intérieur des bâtiments	Oui, parfois	-	non
3(i). La sensibilité du lot des poules pondeuses	3(i) A. Le même âge au niveau des bâtiments	non	-	oui
	3(i) B. La vaccination (en particulier contre ND)	non	-	oui
3(ii). La sensibilité du lot de poulets de chair	3(ii) A. Le même âge au niveau des bâtiments	non	-	oui
	3(ii) B. Le nettoyage et désinfection	non	Oui	Oui (plus d'une fois par semaine)

Annexe 4 : Figures montrant quelques signes cliniques dans les élevages de poulets de chair



Figure 11 : Poulets de chair présentant de la diarrhée (EC12)



Figure 12 : Poulet de chair avec une paralysie des pattes (EC17)

Annexe 5 : Tableaux pour l'analyse statistique entre certains facteurs de biosécurité et la situation sanitaire pour les élevages de poulets de chair

1. Pédiluve avec désinfectant vs situation sanitaire

		Situation sanitaire		Total
		Malade	Non malade	
Pédiluve + désinfectant	+	2	1	3
	-	5	13	18
Total		7	14	21

2. Hygiènes des véhicules vs situation sanitaire

		Situation sanitaire		Total
		Malade	Non malade	
Hygiènes des véhicules	+	3	1	4
	-	4	13	17
Total		7	14	21

3. Tenues des personnels vs situation sanitaire

		Situation sanitaire		Total
		Malade	Non malade	
Tenues des personnels	+	3	2	5
	-	4	12	16
Total		7	14	21

Annexe 6 : Résultats du test exact de Fisher

Variables	P	OR	IC
Pédiluve+ désinfectant	0.24	4.75	[0.2-328.895]
Hygiène des véhicules	0.08	8.53	[0.5-547]
Tenues des personnels	0.2	4.14	[0.3-67.56]

OR: Odds Ratio ; IC : intervalle de confiance

REFERENCES

BIBLIOGRAPHIQUES

1. **Agence canadienne d'inspection des aliments (2014).** Aperçu de la maladie de Newcastle. Disponible sur : <http://www.inspection.gc.ca/animaux/animaux-terrestres/maladies/declaration-obligatoire/mn/plan-specifiquement-lie-aux-risques/aperçu-de-la-maladie-de-newcastle/fra/1392661256688/1392661309738>.
2. **Ahmed K.A., Saxena V.K., Ara A., Singh K.B., Sundaresan N.R., Saxena M., Rasool T.J. (2007).** Immune response to Newcastle disease virus in chicken lines divergently selected for cutaneous hypersensitivity. *Int. J. Immun*, **34**, 445-455.
3. **Akakpo A.J. (2013).** La maladie de Newcastle (MNC). Disponible sur : http://www.onvc.org/wp-content/uploads/2013/09/La_Maladie_de_Newcastle.pdf.
4. **Alamares J.G. (2008).** Mechanism of the interferon antagonistic activity of the V Protein and characterization of a putative virulence-specific antibody to the attachment protein: a dissertation. Doctor of Philosophy. University of Massachusetts.
5. **Aldous E.W. Alexander D.J. (2001).** Detection and differentiation of Newcastle disease virus (avian paramyxovirus type 1). *Avian Pathol.*, **30**, 117-128.
6. **Alexander D.J. (2001).** Newcastle disease. *Br. Poult. Sc.*, **42**, 5-22.
7. **Alexander D.J., Senne D.A. (2008).** Newcastle disease, other avian paramyxoviruses and pneumovirus infections, p75-98. *In*: Saif M. et al. (ed), *Diseases of poultry*, 12th ed. Blackwell Publishing, Ames, IA.
8. **Alexander D.J. (2011).** Newcastle disease in the European Union 2000-2009. *Avian Pathol.*, **40**(06), 547-558.
9. **Anebo Z.G., Teklemichael K., Bacha B., Habte T., Hunde A. (2014).** Evaluation of the newcastle disease antibody level after vaccination regimes in chickens in Debrezeit Agricultural Research Center, Ethiopia. *J. Vet. Med. Anim. Health*, **6**, 7-12.
10. **Ashraf A., Shah M.S. (2014).** Newcastle Disease: Present status and future challenges for developing countries. *Afr. J. Microbiol. Res.*, **8**, 411-416.
11. **Awan M.A., Otte M.J., James A.D. (1994).** The epidemiology of Newcastle disease in rural poultry: a review. *Avian Pathol.*, **23**, 405-423.
12. **Ben Hamida T., Jaoua H. (2013).** Maladie de Newcastle : A propos de la récente épizootie. *Bul. Vét.*, **30**, 10.

- 13. Capua I., Alexander D.J. (2013).** Influenza aviaire et maladie de Newcastle : un manuel de diagnostic de terrain et de laboratoire. Springer-verlag France, Paris.
- 14. Cattoli G., Susta L., Terregino C., Brown C. (2011).** Newcastle disease: a review of field recognition and current methods of laboratory detection. *J. Vet. Diagn. Inves.*, **23**(4), 637-656.
- 15. Cherif A., Bouslama A., Chakroun C., Turki I., Kaboudi K., Bouzouaia M. (2010).** Suivi sérologique de la vaccination contre les principales viroses aviaires dans les élevages de reproducteurs en Tunisie. *Rev. Élev. Méd. Vét. Pays Trop.*, **63**, 5-11.
- 16. Cornax I., Diel D.G., Rue C.A., Estevez C., Yu Q., Miller P.J., Afonso C.L. (2013).** Newcastle disease virus fusion and haemagglutinin-neuraminidase proteins contribute to its macrophage host range. *J. Gen. Virol.*, **94**, 1189-1194.
- 17. Diallo A. et al. (2010).** Guide pratique de diagnostic et de gestion des épizooties. France Romanetti, SARL SEMACOM.
- 18. Diel D.G. et al. (2011).** Complete Genome and clinopathological characterization of a virulent NDV isolate from South America. *J. Clin. Microbiol.*, **50**(2), 378-387.
- 19. Dortmans J.C.F.M., Peeters B.P.H., Koch G. (2012).** Newcastle disease virus outbreaks: Vaccine mismatch or inadequate application? *Vet. Microbiol.*, **160**, 17-22.
- 20. Dortmans J.C.F.M., Koch G., Rottier P.J.M., Peeters B.P.H. (2011).** Virulence of Newcastle disease virus: what is known so far? *Vet. Res.*, **42**, 122.
- 21. Dortmans J.C.F.M., Koch G., Rottier P.J.M., Peeters B.P.H. (2010).** The viral replication complex is associated with the virulence of Newcastle Disease Virus. *J. Virol.*, **84**, 10113-10120.
- 22. Food and Agriculture organization of the united Nation. (2004).** A technology review: Newcastle disease; with special emphasis on its effect on village chickens. Disponible sur : <ftp://ftp.fao.org/docrep/fao/006/y5162e/y5162e00.pdf>.
- 23. Ganar K., Das M., Sinha S., Kumar S. (2014).** Newcastle disease virus: Current status and our understanding. *Virus Res.*, **184**, 71-81.

- 24. Ganiere J.P. (2008).** Maladie de Newcastle (Newcastle disease). Disponible sur : http://france3-regions.francetvinfo.fr/alpes/sites/regions_france3/files/assets/documents/envnewcastle1.pdf.
- 25. Guérin J.C., Balloy D., Villate D. (2011).** Maladie des volailles. France Agricole 25 rue Ginoux 75015 Paris.
- 26. Harrison L., Brown C., Afonso C., Zhang J., Susta L. (2011).** Early occurrence of apoptosis in lymphoid tissues from chicken infected with strains of Newcastle disease virus of varying virulence. *J. Comp. Path.*, **145**, 327-335.
- 27. Hines N.L., Miller C.L. (2012).** Avian Paramyxovirus Serotype-1: A review of disease distribution, clinical symptoms, and laboratory diagnostics. *Veterinary Medicine International*, Article ID 708216, 17 pages.
- 28. Hossain K.M.M., Ali Md Y., Yamato I. (2010).** Antibody Levels against Newcastle Disease Virus in Chickens in Rajshahi and Surrounding Districts of Bangladesh. *Int. J. Biol.*, **2**, 102-106.
- 29. Jalob Z.Kh., Taha M.D., Jumaa M.M, Najim D.A., Salman A.A. (2011).** Immune response against Newcastle Disease Virus (NDV) In broiler chickens. *Al-Anbar J. Vet. Sci.*, **4**, 82-87.
- 30. Kapczynski D.R., Afonso C.L., Miller P.J. (2013).** Immune responses of poultry to Newcastle disease. *Devel. Comp. Immunol.*, **41**, 447-453.
- 31. Karma R. (2008).** Revue du secteur avicole. Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture.
- 32. Kim S.H., Subbiah M., Samuel A.S., Collins P.L., Samal S.K. (2011).** Roles of the fusion and hemagglutinin-neuraminidase proteins in replication, tropism, and pathogenicity of Avian Paramyxoviruses. *J. Virol.*, **85**, 8582-8596.
- 33. Lancaster J.E. (1981).** The control of Newcastle disease. *World's Poul. Sc. J.*, **37**(02), 84-96.
- 34. Martindah E., Ilham N., Basuno E. (2014).** Biosecurity Level of Poultry Production Cluster (PPC) in West Java, Indonesia. *Int. J. Poult. Sc.*, **13**, 408-415.
- 35. M'BAO B. (1994).** Séro-épidémiologie de maladies infectieuses majeures des poulets de chair (maladie de Gumboro, maladie de Newcastle, Bronchite infectieuse et

Mycomplasmoses) dans la région de Dakar. Thèse Doct. Vét. Université Cheikh Anta Diop de Dakar.

36. **Miller P.J. et al. (2013).** Effects of Newcastle disease virus vaccine antibodies on the shedding and transmission of challenge viruses. *Develop. Comp. Immunol.*, **41**, 505-513.
37. **Ministère de l'Agriculture, des Ressources Hydrauliques et de la Pêche (2010).** Direction générale des services vétérinaires. Services des maladies aviaires et petits animaux. Manuel de procédures de l'inspection sanitaire vétérinaire de la filière avicole.
38. **Morched A. (1995).** Evaluation de l'efficacité de la vaccination contre la maladie de Newcastle dans la région de Sfax. Thèse Doct. Méd. Vét. Sidi Thabet.
39. **Nakamura K., Ohtsu N., Nakamura T., Yamamoto Y., Yamada M., Mase M., Imai K. (2008).** Pathologic and immunohistochemical studies of Newcastle Disease (ND) in broiler chickens vaccinated with ND: severe nonpurulent encephalitis and necrotizing pancreatitis. *Vet. Pathol.*, **45**, 928-933.
40. **Numan M., Zahoor M.A., Khan A.Z., Siddique M. (2005).** Serologic status of Newcastle disease in broilers and layers in Faisalabad and Surrounding Districts. *Pakistan Vet. J.*, **25**, 55-58.
41. **OIE** Code sanitaire pour les animaux terrestres. Disponible sur http://www.oie.int/index.php?id=169&L=1&htmfile=chapitre_nd.htm#article_nd.22.
42. **OIE** Terrestrial Manual (Last update May 2012). Chapter 2.3.14. Newcastle Disease. Disponible sur : http://www.oie.int/fileadmin/Home/fr/Health_standards/tahm/2.03.14_NEWCASTLE_DIS.pdf.
43. **OIE.** (last update April 2013). Newcastle Disease. Disponible sur : [http://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Animal Health in the World/docs/pdf/Disease_cards/NEWCASTLE_DISEASE.pdf](http://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Animal_Health_in_the_World/docs/pdf/Disease_cards/NEWCASTLE_DISEASE.pdf).
44. **Perttula L. (2009).** Epidemiology and characterization of Newcastle Disease in smallholder poultry in Mozambique. Licence en médecine vétérinaire. Faculté de médecine vétérinaire et de sciences animales, Suède.
45. **Pestka D., Stenzel T., Koncicki A. (2014).** Occurrence, characteristics and control of pigeon paramyxovirus type 1 in pigeons. *Polish J. Vet. Sc.*, **17**, 379-384.

- 46. Rauw F., Gardin Y., Berg T., Lambrecht B. (2009).** La vaccination contre la maladie de Newcastle chez le poulet (*Gallus gallus*). *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.*, **13**, 587-596.
- 47. Rauw F., Gardinb Y., Palyac V., Borma S., Gonzea M., Lemairea S., Berga T., Lambrecht B. (2009).** Humoral, cell-mediated and mucosal immunity induced by oculo-nasal vaccination of one-day-old SPF and conventional layer chicks with two different live Newcastle disease vaccines. *Vaccine*, **27**, 3631-3642.
- 48. Rout S.N., Samal S.K. (2008).** The large polymerase protein is associated with the virulence of Newcastle Disease Virus. *J. Virol.*, **82**, 7828-7836.
- 49. Seal B.S., King D.J., Sellers H.S. (2000).** The avian response to Newcastle disease virus. *Develop. Comp. Immunol.*, **24**, 257-268.
- 50. Solomon P. (2011).** Molecular characterisation of Newcastle disease viruses from live birds markets in Nigeria. Master of Science. University of Pretoria.
- 51. Susilowati S.H., Iqbal M., Patrick I., Jubb T. (2011).** Factors influencing the adoption of biosecurity activities on broiler and layer farms in Indonesia. 55th Annual Australian Agricultural and Resource Economics Society National Conference Melbourne, Feb 8th to 11th.
- 52. Swanson K., Wen X., Leser G.P., Paterson R.G., Robert A., Lamb R.A., Jardetzky T.S. (2010).** Structure of the Newcastle disease virus F protein in the post-fusion conformation. *Virology*, **402**, 372-379.
- 53. Tabidi M.H., Makkawi A., Mahasin E., Ali A.S. (2004).** Comparative evaluation of haemagglutination inhibition test and enzyme-linked immunosorbent assay for detection of antibodies against Newcastle disease vaccine in broiler chicks. *Int. J. Poult. Sc.*, **3**, 668-670.
- 54. Tchamdja E. (2001).** Evaluation de la protection vaccinale contre la maladie de Gumboro et la maladie de Newcastle chez les poulets de chair et les poules pondeuses des élevages semi-industriels de la région de Dakar : détermination expérimentale du meilleur protocole de vaccination. Thèse Doct. Vét. Université Cheikh Anta Diop, Dakar.

- 55. The Center for Food Security and Public Health. (2008).** Newcastle disease: Avian Paramyxovirus-1 Infection, Goose Paramyxovirus Infection. [en ligne] http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/pdfs/newcastle_disease.pdf.
- 56. United States Department of Agriculture (2013).** Newcastle disease standard operating procedures: 1. Overview of etiology and ecology. Disponible sur : http://www.aphis.usda.gov/animal_health/emergency_management/downloads/sop/sop_nd_e-e.pdf
- 57. Wikipedia.** Sfax. Disponible sur: http://fr.wikipedia.org/wiki/Gouvernorat_de_Sfax.
- 58. Yusoff K., Tan W.S. (2001).** Newcastle disease virus: macromolecules and opportunities. *Avian Pathol.*, **30**, 439-455.

ECOLE NATIONALE DE MEDECINE VETERINAIRE DE SIDI-THABET

THESE DE DOCTORAT EN MEDECINE VETERINAIRE

TITRE : Contribution à l'étude descriptive et évaluative de l'efficacité de la vaccination contre la maladie de Newcastle dans les élevages avicoles du gouvernorat de Sfax

NOM ET PRENOM : Hend TOUMIA

DIRECTEUR DE THESE : Professeur M'hamed BENZARTI/ Docteur Abdeljelil GHRAM

CHAIR : Maladies contagieuses, épidémiologie et zoonose

DATE DE SOUTENANCE : 23-01-2016

MOTES CLES : Maladie de Newcastle, Sfax, Elevages de poulets de chair, Elevages de poules pondeuses, Etudes sérologiques, Biosécurité.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES : 58

RESUME :

Dans le gouvernorat de Sfax, une enquête descriptive à visée analytique de la pratique de la vaccination et évaluative de la protection conférée contre la maladie de Newcastle en utilisant l'outil sérologique a été réalisé sur 21 élevages de poulets de chair et 19 élevages de poules pondeuses.

Pour les élevages de poulets de chair, l'étude sérologique a révélé la présence de 43% des lots ayant un titre moyen non protecteur dans 48% des lots la réponse sérologique témoigne d'une circulation virale.

Pour les élevages de poules pondeuses, 26% des lots ont un titre moyen élevé et 74% ont un titre moyen protecteur, parmi ces derniers 86% ont une bonne ou une excellente réponse vaccinale.

L'enquête descriptive a révélé qu'il y a un non respect des mesures de biosécurité et que la suspicion de la maladie de Newcastle est plutôt rattachée à une défaillance au niveau de la conduite de la vaccination.

NATIONAL SCHOOL OF VETERINARY MEDECINE SIDI-THABET

THESIS IN VETERINARY MEDECINE

TITLE: Contribution to a descriptive and evaluative survey of the efficacy of vaccination against Newcastle disease in poultry industry in Sfax

LASTE NAME AND FIRST NAME: Hend TOUMIA

THESIS DIRECTOR: Professor M'hamed BENZARTI/ Doctor Abdeljelil GHRAM

CHAIR: Contagious disease, epidemiology and zoonosis

DEFENS DATE: 23-01-2016

KEY WORD: Newcastle disease, Sfax, Broiler flocks, Layer flocks, Serological survey, Biosecurity

BIBLIOGRAPGIC REFERENCE: 58

ABSTRACT:

In Sfax governorate, the descriptive and analytic study of the use of vaccination and assessment protection conferred against the Newcastle disease was carried out on 21 broiler flocks and 19 layer flocks.

For broiler flocks, a serological survey revealed that 43% have a non-protective mean titre and a high individual titre on the farms with a health issue indicating a viral circulation.

For layer flocks, 26% have a high mean titre and 74% have a protective mean titre, among them 86% have a good or an excellent vaccination response.

The descriptive study revealed that there is no respect for biosecurity measures and that the suspicion of Newcastle disease is connected to a default on practice of vaccination.

المدرسة الوطنية للطب البيطري بسيدي ثابت

أطروحة دكتوراه في الطب البيطري

العنوان : المساهمة في دراسة وصفية وتقييميه لنجاعة التلقيح ضد مرض نيوكاسل في مزارع تربية الدواجن بمنطقة صفاقس

الاسم و اللقب : هند تومية

الأستاذ المشرف : الأستاذ محمد بنزرتي/ الدكتور عبد الجليل غرام

المنبر: الأمراض المعدية، علم الأوبئة والأمراض الحيوانية المصدر

تاريخ تقديم الأطروحة: 2016

الكلمات الأساسية : مرض نيوكاسل، صفاقس، مداجن دجاج اللحم، مداجن دجاج البيض، دراسة الأمصال، الأمن البيولوجي

عدد المراجع : 58

الملخص:

في ولاية صفاقس، تم إجراء دراسة وصفية وتحليلية لعملية ممارسة التلقيح وتقييميه لعملية الحماية ضد مرض نيوكاسل وذلك باستخدام دراسة الأمصال على عينة متكونة من 21 مدجنة دجاج لحم و 19 مدجنة دجاج بيض.

وقد بينت دراسة الأمصال بالنسبة لمداجن اللحم أنّ معدل عيار الأجسام المضادة غير واقية لدى 43% من المداجن وأنّ عيار الأجسام المضادة الفردية مرتفعة في المداجن المتواجد بها مشاكل صحية.

أمّا بالنسبة لمداجن البيض فإن معدل عيار الأجسام المضادة مرتفعة لدى 26% و واقية لدى 74% من المداجن أغلبهم لهم استجابة حسنة للقاح.

أظهرت الدراسة غياب احترام الأمن البيولوجي وإخلال في عملية التلقيح.