



Institut des Sciences
Vétérinaires- Blida

Université Saad
Dahlab-Blida 1-



Projet de fin d'études en vue de l'obtention du
Diplôme de Master complémentaire

**Méthodes de vaccinations utilisées dans deux élevages aviaires
dans la région d'Alger**

Présenté par
TOUADI Lilya

Devant le jury :

Président(e) :	BAAZIZE-AMMI D.	MCA	ISV Blida
Examineur :	KHALED H.	MCA	ISV Blida
Promoteur :	AKLOUL K.	MCB	ISV Blida

Année : 2021-2022

Remerciements

Je tiens tout d'abord à remercier Dieu le tout puissant et miséricordieux, qui m'a donné la force et la patience d'accomplir ce modeste travail.

Je tiens à exprimer mes profonds remerciements à mon promoteur **Dr.Akloul** pour m'avoir encadré. Je le remercie également pour ses conseils et ses orientations, qu'il trouve ici l'expression de ma sincère gratitude.

Je tiens à exprimer mes profonds remerciements A Madame la présidente du jury **Dr.Baazize-Ammi D.** et à l'examineur **Dr.Khaled H.** pour m'avoir fait l'honneur de juger ce travail, qu'ils trouvent ici l'expression de mon profond respect.

Mes remerciements vont aux enseignants de l'Institut des Sciences Vétérinaires de Blida.

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail à mes très chers parents qui m'ont soutenu et encouragé tout au long de ce travail. Aucun hommage ne pourrait être à la hauteur de l'amour dont ils ne cessent de me combler, Que dieu leur procure bonne santé et longue vie.

A mes très chères sœurs Sonia et Sara, qui ont partagé avec moi tous les moments d'émotions lors de la réalisation de ce travail. Elles m'ont chaleureusement supporté et encouragé tout au long de mon parcours.

A mes oncles et mes tantes et à toute ma famille

A tous mes amis qui m'ont aidé et soutenu

A tous mes enseignants

Et à tous ceux à qui ma réussite tient à cœur.

RESUME

Le respect des techniques de vaccination préconisées est la base de la réussite d'une bonne vaccination en aviculture.

L'objectif de cette enquête est de récolter des informations sur les méthodes de vaccinations utilisées dans deux élevages (un élevage de chaque filière : poulets de chair et poules pondeuses), à travers de nombreuses visites sur le terrain. Une comparaison entre les méthodes de vaccination utilisées sur le terrain et celle préconisé par la Direction des Services Vétérinaires a été réalisé.

Le programme national n'est pas respecté dans ces deux élevages. Les principaux résultats obtenus montrent qu'il existe une différence entre les méthodes employées par les éleveurs et les méthodes préconisées par la DSV, notamment dans les consignes d'âges.

Mots- clés : Méthode de vaccination, protocole, poulet de chair, poule pondeuse

ملخص

إن احترام تقنيات التطعيم الموصى بها هو أساس التطعيم الناجح في تربية الدواجن
الهدف من هذا المسح هو جمع المعلومات عن طرق التحصين المستخدمة في مزرعتين (مزرعة واحدة من كل قطاع: دجاج
اللاحم والدجاج البياض) ، من خلال زيارات ميدانية عديدة. تم إجراء مقارنة بين طرق التلقيح المستخدمة في الميدان وتلك
التي أوصت بها مديرية الخدمات البيطرية
لا يتم احترام البرنامج الوطني في هاتين المزرعتين. تظهر النتائج الرئيسية التي تم الحصول عليها أن هناك فرقا بين الطرق
المستخدمة من قبل المربين والطرق الموصى بها من قبل مديرية الخدمات البيطرية
، لا سيما في تعليمات العمر

الكلمات المفتاحية: طريقة التطعيم ، البروتوكول ، دجاج التسمين ، دجاجة بياض

ABSTRACT

The respect of the recommended vaccination techniques is the basis of a successful vaccination in poultry farming.

The objective of this survey is to collect information on the vaccination methods used on two farms (one farm from each sector: broilers and layers), through numerous field visits. A comparison between the vaccination methods used in the field and those recommended by the Direction of veterinary service was carried out. The main results obtained are that there is a difference between the methods used by the farmers and the methods recommended by the DSVs as well as a difference in the age instructions, which led to the conclusion that the national programme is not respected, at least in these two farms.

Keywords: Vaccination method, protocol, broiler chicken, laying hen

TABLE DES MATIERES

-Remerciements	
-Dédicaces	
-Liste des tableaux	
-Listes des figures	
-Liste des abréviations	
-Introduction générale.....	1

Chapitre 1 : Différents types d'élevages en Algérie

1. Elevage des poulets de chair	
1.1. Introduction.....	2
1.2. Différentes races de poulet de chair utilisées en Algérie.....	2
1.2.1. Cobb500.....	2
1.2.2. Efficiency.....	2
1.2.3. Arbor.....	2
1.3. Logement et habitat.....	3
1.3.1. Localisation.....	3
1.3.2. Orientation.....	3
1.3.3. Distance entre bâtiments.....	3
1.3.4. Conception du bâtiment.....	3
1.3.5. Sol.....	3
1.3.6. Litière.....	3
1.3.7. Toiture.....	4
1.3.8. Poulet de chair en cage.....	4
1.4. Facteurs d'ambiance.....	4
1.4.1. Contrôle de la Lumière.....	4
1.4.2. Contrôle de température.....	4
1.4.3. Ventilation.....	4
1.4.4. Densité.....	5
1.5. Alimentation.....	5
1.6. Abreuvement.....	5
1.7. Abattage du poulet de chair.....	5

2. **Elevage des poules pondeuses**

2.1. Introduction.....	6
2.2. Différentes souches de poule pondeuse utilisées en Algérie.....	6
2.2.1. LOHMANN Brown.....	6
2.2.2. LOHMANN Tradition.....	6
2.2.3. Souches ISA.....	7
2.2.4. TETRA SL.....	7
2.2.5. Hy-Line Brown.....	7
2.3. Mode d'élevage	7
2.4. Logement et habitat.....	7
2.4.1. Bâtiment d'élevage.....	7
2.4.1.1. Localisation.....	7
2.4.1.2. Mur.....	8
2.4.1.3. Toiture.....	8
2.4.2. Type d'installation des animaux au sol.....	8
2.4.3. Installation des animaux en cage.....	8
2.5. Facteurs d'ambiance.....	9
2.5.1. Contrôle de la température.....	9
2.5.2. Contrôle de la lumière.....	9
2.5.3. Ventilation.....	10
2.6. Abreuvement.....	10
2.7. Alimentation.....	10
2.7.1. Alimentation premier âge.....	10
2.7.2. Alimentation des poulettes.....	10
2.7.3. Alimentation des pondeuses.....	10
2.8. Production des œufs.....	11

Chapitre II : Immunologie aviaire

1. Introduction	12
2. Organes du système immunitaire	12
2.1. Système lymphoïde primaire	12
2.1.1. Bourse de Fabricius	12

2.1.2. Thymus.....	13
2.1.3. Moelle osseuse.....	14
2.2. Système lymphoïde secondaire.....	14
2.2.1. La rate.....	14
2.2.2. Nodules lymphatiques.....	15
3. Cellules immunitaires.....	15
3.1. Lymphocytes T et B	15
3.2. Granulocytes.....	16
3.2.1. Hétérophile.....	16
3.2.2. Eosinophile.....	17
3.2.3. Basophile.....	17
3.3. Thrombocytes.....	17
3.4. Mastocytes.....	17
3.5. Cellules NK.....	17
4. Immunoglobulines.....	18
4.1. Immunoglobuline M	18
4.2. Immunoglobuline A.....	18
4.3. Immunoglobuline G et Y.....	18
5. Immunité d'origine maternelle.....	18

Chapitre III : Vaccins utilisés en aviculture

1. Introduction.....	20
2. Différents types de vaccins	20
2.1. Vaccins vivants modifiés	20
2.2. Vaccins inactivés	20
2.3. Vaccin vectorisé.....	20
3. Vaccins utilisés contre les maladies infectieuses aviaires.....	21
3.1. Vaccin contre la Bronchite infectieuse.....	21
3.2. Vaccin contre la maladie de Newcastle.....	21
3.3. Vaccin contre la maladie de Marek.....	21
3.4. Vaccin contre la maladie de Gumboro.....	22
3.5. Vaccin contre la Variole aviaire.....	22
3.6. Vaccin contre les mycoplasmes.....	22

3.7. Vaccin contre les Colibacilloses.....	23
4. Techniques de vaccination utilisées contre les maladies aviaires.....	23
4.1. Vaccination par eau de boisson.....	23
4.2. Vaccination par nébulisation.....	23
4.3. Vaccination par injection	24
4.4. Vaccination par Transfixion alaire	24
4.5. Vaccination par goutte oculaire	25
4.6. Vaccination in ovo	26
Partie expérimentale	
1.Objectif.....	27
-Période et lieux d'études.....	27
2.Matériel et méthodes.....	27
3. Résultats et discussion.....	29
5.Conclusion.....	40
Références bibliographiques.....	41
Annexes	45

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Tableau résumant les visites pour l'élevage de poulets de chair.....	28
Tableau 2 : Tableau résumant les visites pour l'élevage des poules pondeuses.....	28
Tableau 3 : Tableau comparatif entre les méthodes préconisées par la DSV et les méthodes utilisées dans l'élevage de poulet de chair.....	31
Tableau 4 : Tableau comparatif entre les techniques préconisées par la DSV et les techniques utilisées dans l'élevage des poules pondeuses.....	38

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Bon accès à l'eau.....	5
Figure 2 : Évaluation de la production des œufs de consommation en Algérie.....	6
Figure 3 : Modèles de comportement du troupeau pouvant signaler un inconfort lié à des problèmes de ventilation et de température.....	9
Figure4 : Bourse de Fabricius du poulet.....	13
Figure 5 : Thymus du poulet.....	14
Figure 6 : Localisation anatomique de la rate.....	15
Figure 7 : Formation des lymphocytes B et T.....	16
Figure 8 : Hétérophile du poulet	16
Figure 9 : Monocytes du poulet.....	17
Figure 10 : Vaccination par nébulisation	23
Figure 11 : Vaccination par injection intramusculaire dans le bréchet.....	24
Figure 12 : Vaccination par transfixion de la membrane alaire.....	25
Figure 13 : Vaccination par goutte oculaire.....	25
Figure 14 : Vaccination in ovo.....	26
Figure 15 : Serres d'élevage du poulet de chair.....	29
Figure 16 : Poulet de chair (Cobb 500) âgé de 30 jours.....	30
Figure17 : Bâtiment d'élevage des poules pondeuses.....	33
Figure 18 : L'intérieur du bâtiment d'élevage des poules pondeuses.....	34
Figure 19 : Nébuliseur utilisé pour la vaccination des poules pondeuses	35
Figure20 : Vaccins inactivé utilisés à la 18 ^{ème} semaines par injection	37

LISTE DES ABREVIATIONS

BI : Bronchite infectieuse

C° : Degré Celsius

Ca : Calcium

Cellules NK : Cellules naturel killer

Cl : Chlore

Cm: Centimètre

Cm²: Centimètre carré

DSA : Direction des Services Agricoles

DSV : Direction des Services Vétérinaires

EDS : Egg Drop Syndrome (Syndrome de chute de ponte)

IgA : immunoglobuline A

IgG : immunoglobuline G

IgM : immunoglobuline M

IgY : immunoglobuline Y

ITAVI :Institut Technique de l'Aviculture

ITELV : Institut Technique des Elevages

K : Potassium

LTI:Laryngotrachéite infectieuse

Lux : Unité d'éclairement lumineux

MG : Mycoplasma gallisepticum

MN: Maladie de Newcastle

MP:Métapneumovirose du poulet

Na : Sodium

nm : nanomètre

P : Phosphore

pH : potentiel hydrogène

INTRODUCTION

La vaccination en aviculture est couramment utilisée pour prévenir et maîtriser les maladies infectieuses qui affectent les volailles. Leur utilisation dans les élevages vise à prévenir ou à limiter l'émergence d'infection clinique, ce qui favorise une meilleure productivité des élevages. (Marangon et Busani, 2007).

Les vaccins tiennent une place très importante parmi les outils de prévention en aviculture, la gamme de ces derniers est ainsi très large (Guérin et *al.*, 2011).

Le système d'administration des vaccins influence donc le niveau de protection obtenu. L'application incorrecte du vaccin est considérée comme une des raisons les plus communes d'échec de campagne de vaccination. Le choix de la méthode de vaccination dépend du lieu (couver ou ferme), du type de production, de l'espèce aviaire, de la taille du poulailler, de la longueur du cycle de production, du statut sanitaire général, de l'immunité maternelle, des vaccins à appliquer et des coûts (Maragon, 2007).

Différentes méthodes de vaccination sont utilisées pour administrer les vaccins : eau de boisson, nébulisation, injections, transfixion alaire, *in ovo*. L'administration optimale d'un vaccin est le seul moyen de stimuler la fonction immunitaire chez les volailles, et la protection requise contre les différentes maladies (Lemiere et Fritts, 1992).

Appliquer une bonne méthode de vaccination est importante à la réussite de la vaccination et c'est principalement pour cette raison qu'on a voulu mettre la lumière à travers cette étude sur un problème très fréquent dans notre pays qui est le non-respect des techniques de vaccination préconisées pour chaque maladie.

Notre enquête a pour but de récolter des informations sur les méthodes de vaccination utilisées sur le terrain, afin de faire une comparaison avec le protocole de la Direction des Services Vétérinaires.

Partie bibliographique

Chapitre 1 :

**Description des différents
élevages aviaires en Algérie**

Chapitre 1

Description des différents élevages aviaires en Algérie

1.Élevage des poulets de chairs

1.1 Introduction

En Algérie, la filière avicole « Chair » a connu depuis 1980 un développement notable soutenu par une politique publique incitative. Cette dynamique a été toutefois contrariée par la mise en œuvre du programme d'ajustement structurel qui ont affecté négativement la croissance de la production avicole(Ferrah,2001).

La filière avicole algérienne continue à souffrir des problèmes de performance des élevages notamment au niveau des paramètres tels que la mortalité et l'allongement du cycle de production par manque de maîtrise de l'alimentation et de la prophylaxie(Kaci et Cheriet, 2013).La conception et la réalisation d'un élevage de poulets de chair doivent être réfléchies, car la réussite est subordonnée à un bon habitat, une bonne alimentation, un abreuvement correct et une bonne protection sanitaire et médicale (Katunda,2006).

1.2. Différentes races de poulet de chair utilisées en Algérie

1.2.1. Cobb500

La constance de Cobb pour la génétique du poulet de chair a été la source d'incroyables progrès dans les facteurs économiques tels que l'indice de conversion, la croissance et la qualité du muscle, tout en produisant une génétique poulet de chair avec des fonctions cardiovasculaires améliorées, un meilleur squelette et une plus grande homogénéité corporelle (Anonyme 1,2019).

1.2.2. Efficiency

Officiellement lancé en Algérie en 2019. Son utilisation apporte de réelles bénéfices, une production élevée de poussins et un poulet de chair sain avec une croissance rapide associé à un haut rendement en viande (Anonyme 2,2020).

1.2.3. Arbor

La souche Arbor acres est destinée pour la production de chair. Elle est réputée pour sa croissance rapide. En effet, à 70ème jour d'âge, le poids d'un mâle atteint 5 381 g et celui d'une femelle 4 363 g(Anonyme 3,2012).

1.3. Logement et habitat

1.3.1. Localisation

L'implantation nécessite de tenir compte des possibilités d'approvisionner le bâtiment en eau et en énergie (Leroy et *al.*,2003).

Le poulailler doit être construit à un endroit où il peut profiter de caractéristiques topographiques qui favorisent la circulation de l'air et à distance des constructions (Smith,1992).

1.3.2. Orientation

L'exposition du poulailler a une grande importance, car, quoique rustiques pour la plupart, les races gallines sont assez sensibles aux influences atmosphériques. L'exposition au levant ou au sud est la plus recommandable ; encore faut-il avoir soin de le mettre à l'abri des vents et le disposer de telle sorte qu'il reçoive le soleil aussi longtemps que possible (Larbaletier,2013).

1.3.3. Distance entre les bâtiments

Les bâtiments rapprochés augmentent le risque de contamination. La distance entre deux poulaillers ne devrait pas être inférieure à vingt mètres (Koyabizo,2009).

1.3.4. Conception du bâtiment

Parmi de nombreux mode d'élevage existant, la claustration au sol reste le système le mieux adapté et le plus économique. Les qualités requises pour la construction d'un bâtiment d'élevage peuvent être résumées comme suit : Les constructions économiques et rationnelles, locaux d'un entretien aisé et d'un nettoyage facile, le bâtiment doit être conforme aux normes d'élevage relatives à la densité d'occupation, à l'ambiance climatique et à l'hygiène(Lutondo,2012).

1.3.5 Sol

Il constitue le lieu sur lequel vivent les animaux. C'est pourquoi il doit être sain, sec, isolant et facile à désinfecter (Itavi,1998).

1.3.6. Litière

Une humidité excessive de la litière peut augmenter la charge environnementale des agents pathogènes entériques (Martin,1992).

1.3.7. Toiture

Elle doit protéger les volailles de la pluie, mais aussi du soleil. Dans les zones méditerranéennes, il est préférable d'avoir un toit isolé, pour éviter des rayonnements excessifs sur les animaux (Itavi, 2009).

1.3.8. Poulets de chair en cages

Cette méthode de production n'est pas recommandée à cause de ses effets sur la qualité de la carcasse : jusqu'à 83 % des carcasses peuvent présenter des ampoules du bréchet. En outre, les oiseaux risquent de se briser les pattes dans les cages (Smith, 1992).

1.4. Facteurs d'ambiance

1.4.1. Contrôle de la lumière

Les oiseaux ont une vision très développée : c'est leur sens prédominant. La perception de l'environnement par la volaille influence ses déplacements, sa prise alimentaire et par conséquent sa production. De plus, les oiseaux ne perçoivent pas la lumière comme nous et sont plus. Un éclairage suffisant du bâtiment stimule la consommation alimentaire au démarrage (si > 10 lux), limite les anomalies oculaires et les problèmes locomoteurs (ITAVI, 2022).

1.4.2. Contrôle de la température

La température idéale pour les poulets de chair en période de post-couvaison se situe entre 20 et 25°C. Les recherches menées jusqu'ici suggèrent que chaque écart d'un degré par rapport à la température optimale peut entraîner, à huit semaines, une diminution du poids corporel de l'ordre de 20 g environ. Chaque augmentation d'un degré est probablement associée à une baisse de la consommation alimentaire cumulée d'environ 50 g par oiseau (Smith, 1992).

1.4.3. Ventilation Une aération uniforme est idéale pour améliorer les performances du troupeau. Une mauvaise ventilation peut favoriser un excès d'humidité de la litière et accroître l'exposition des poulets à des agents pathogènes entériques. Une mauvaise ventilation peut aussi provoquer un niveau excessif d'ammoniac préjudiciable à la santé et au bien-être des animaux et du personnel (Martin, 1992).

1.4.4. Densité

La densité de peuplement est de 10 poulets/ m² (NOURI, 2002). Une densité plus élevée du poulet de chair risque de faire apparaître certaines pathologies tel que le picage (Laouer, 1987).

1.5. Alimentation :

Les deux besoins majeurs que les volailles et donc les poulets de chair doivent trouver dans leur alimentation sont leurs besoins en énergies et en protéines, les volailles ont ensuite besoin de minéraux, il s'agit essentiellement du calcium (Ca), du phosphore (P) mais aussi des oligo-éléments et du sel (Na Cl, K). Enfin, des nutriments essentiels comme les vitamines et la choline qui sont inclus dans l'aliment à une teneur souvent proche de 1% (Huart, 2004).

1.6. Abreuvement

Mafwila (2008) recommande d'assurer un abreuvement correct propre au poulet de chair (figure 1). La consommation d'eau représente deux fois celle de l'aliment. En période chaude, elle peut cependant atteindre quatre fois la consommation de celle de l'aliment.



Figure 1 : Bon accès à l'eau (Guérin *et al.*, 2011).

1.7. Abattage du poulet de chair

L'abattage des volailles est une opération qui permet d'obtenir des carcasses d'animaux, des abats (cœur, foie, gésier) et des cous qui peuvent être commercialisés en l'état ou destinés à une transformation ultérieure (Jouve, 1996).

La durée d'élevage du poulet de chair normative en Algérie se situe aux environs de 52 jours à 56 jours, à l'ITELV, cette dernière est réduite à 49 jours tout en améliorant les différents paramètres zootechniques (ITELV,2018).

2-Elevage des poules pondeuses

2.1. Introduction Les ovoproduits représentent une partie très importante de l'alimentation humaine dans le monde, fournissant un apport nutritionnel complet en protéines et en énergie ainsi que des vitamines et des oligo-éléments (Gingerich,1992).

En Algérie, la production des œufs de consommation couvre largement les besoins de la population (figure 2) (6,6 milliards d'unités produites en 2017 soit un ratio de plus de 156 œufs/habitant/an)(Belaid-Gater et al.,2019).

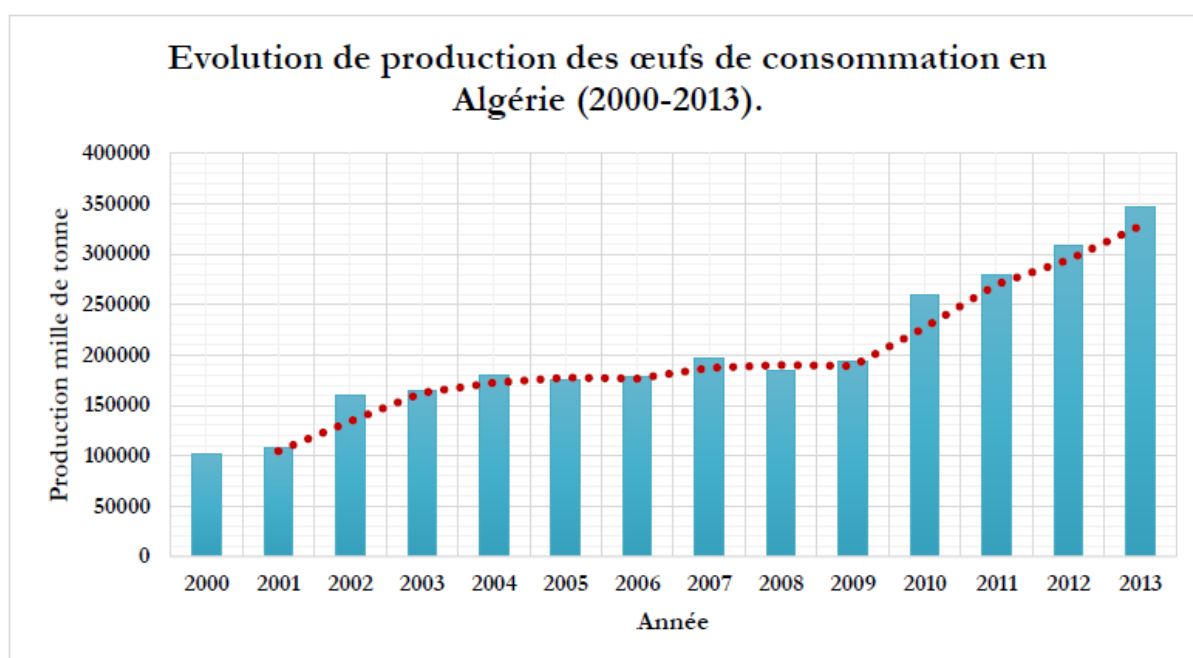


Figure 2 : Évaluation de la production des œufs de consommation en Algérie (F.A.O,2018).

2.2. Différentes souches de poules pondeuses utilisées en Algérie

2.2.1. Lohmann Brown

Poule à plumage roux (œufs à coquille rousse). Très bien connue pour ses performances de production ainsi que la qualité de ses œufs (Anonyme 4,2010).

2.2.2. Lohmann Tradition

C'est une nouvelle lignée de pondeuses à œufs bruns avec une production de gros calibres dès le début de ponte. Cette souche a été sélectionnée principalement pour les élevages alternatifs (Anonyme 5,2010).

2.2.3. Souches ISA

La souche de poule pondeuse ISA est reconnue par son indice de consommation très faible et un calibre d'œuf intéressant (Anonyme 6, 2011).

2.2.4. TETRA-SL

La TETRA est une poule pondeuse au plumage roux, élevée en cages ou en systèmes alternatifs, les lignées sont sélectionnées pour leur viabilité, leur productivité et leur bonne persistance de ponte, ainsi qu'une qualité supérieure interne et externe de l'œuf (Anonyme 7,2018).

2.2.5. Hy-Line Brown

C'est la pondeuse d'œufs bruns la plus équilibrée au monde. Elle produit plus de 467 œufs bruns à 100 semaines et atteint très tôt un pic de ponte élevé avec un poids d'œuf optimal (Anonyme 8,2020).

2.3. Mode d'élevage

L'expression « mode d'élevage » désigne le type de logement des poules. Il peut s'agir :

- De cages placées dans un bâtiment muni ou non de fenêtres.
- D'un élevage « au sol » (habituellement litière et caillebotis) à l'intérieur d'un bâtiment.
- D'un élevage « au sol en liberté », faisant appel à un bâtiment ouvert sur un parcours extérieur important (Sauveur, 1988).

2.4. Logement et habitat

2.4. 1.. Bâtiment d'élevage

Le bâtiment avicole doit être considéré comme un système complexe, alimenté en air, eau et aliments (Guérin *et al.*, 2011).

2.4.1.1. Localisation

L'emplacement est loin d'être à négliger. On choisira un terrain sec avec un sol qui facilite l'évacuation des eaux de pluie (Larbaletier, 2013).

2.4.1.2. Mur

Sauveur (1988) recommande l'utilisation de murs comprenant deux revêtements d'aluminium ou bien de la tôle galvanisée de 0,5 mm d'épaisseur. Les parois internes doivent être lisses pour permettre une bonne désinfection.

2.4.1.3. Toiture

Elle onsitue une protection contre le soleil, le vent et la pluie, il faut donc faire un toit à double pente et y installer des gouttières pour que les eaux soient évacuées (Alloui,2005).

2.4.2. Types d'installation des animaux au sol

Le logement au sol des poules pondeuses d'œufs de consommation est devenu rare. Deux types de logement peuvent être distingués en première approximation, celui sur litière intégrale et celui faisant appel à un ensemble litière-caillebotis.

Dans les systèmes mixtes litière-caillebotis, la litière occupe de 25 à 75 % de la surface au sol ; la surface restante correspond aux fosses à déjections surmontées d'un lattis.

Les poules logées au sol doivent disposer de nids assez nombreux et confortables pour ne pas être contraintes de pondre sur la litière. Il est également bénéfique d'offrir aux poulettes, pendant leur phase d'élevage, des perchoirs sur lesquels elles s'entraînent à grimper (Sauveur,1988).

2.4.3. Installation des animaux en cage

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

La cage aménagée doit permettre aux poules d'avoir une surface minimale de 750cm² par poule, dont 600 cm² de surface utilisable (la zone nids étant considérée comme surface non utilisable, elles doivent être équipées de perchoirs d'une longueur de 15cm /poule (Guérin *et al*,2011)

Dimension des cages

Généralement, les espaces préconisés se présentent comme suit :

- Surface : 450 cm²/ poule,
- Hauteur : 40 cm sur 65% de la surface,

- Mangeoires : 9,5 - 10,5 cm par poule,
- 2 pipettes au moins par cage (Sauveur, 1988).

2.5. Facteurs d'ambiance

2.5.1. Température

La résistance des poules aux températures basses est beaucoup plus grande que celle aux températures élevées et bien qu'elle ait fait l'objet de nombreuses études par le passé, elle ne présente plus guère qu'un intérêt historique ; les basses températures entraînant une importante surconsommation d'aliment apparaissent aujourd'hui comme une erreur économique à éviter. L'animal jeune est beaucoup plus dépendant de la température extérieure que l'adulte (Sauveur,1988).

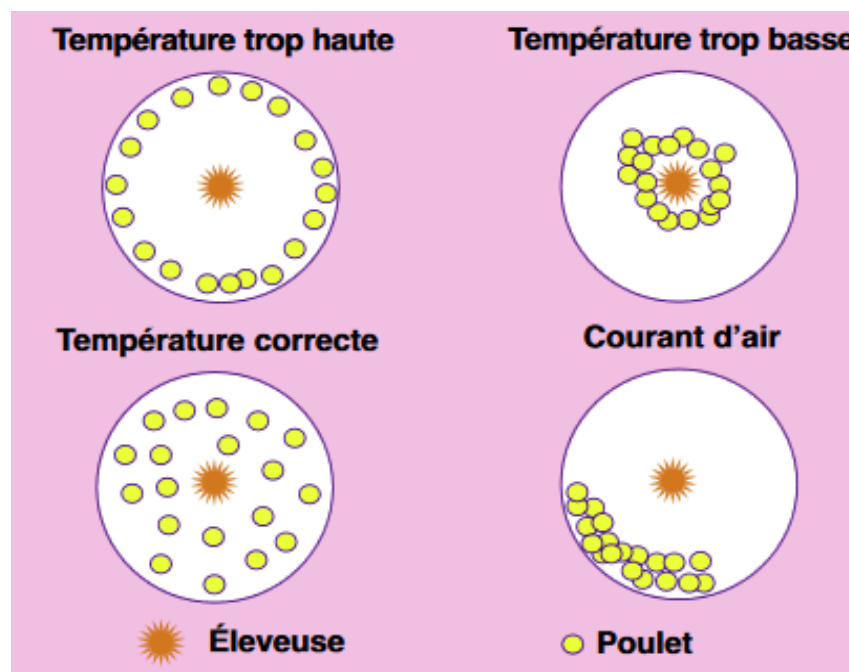


Figure 3 : Modèles de comportement du troupeau pouvant signaler un inconfort lié à des problèmes de ventilation et de température (Martin,1992).

2.5.2. Contrôle de la lumière

Les volailles femelles sont très sensibles à la durée d'éclairement et surtout à sa variation. Pendant la phase de croissance (3 à 18 semaines), la durée d'éclairement qui est appliquée à la poulette est faible (8 heures en général) et ne doit pas être augmentée afin d'éviter une maturité sexuelle trop précoce, qui compromettrait toute sa carrière.

Au cours de la vie d'une pondeuse ou d'une reproductrice, la règle est que la durée d'éclairement ne doit jamais augmenter en période de croissance ni diminuer en période de ponte (Guérin *et al.*,2011).

2.5.4. Ventilation

La ventilation doit permettre un renouvellement de l'aire suffisamment rapide mais sans courant d'air, elle doit également permettre le maintien d'une température constante. La ventilation peut être statique ou dynamique (Koyabizo,2009).

2.6. Abreuvement

L'eau est le nutriment le plus important en élevage avicole. Un contrôle de la consommation d'eau est essentiel. Si un animal ne boit pas, il ne mangera pas et ne pourra pas produire(Isa,2009).

2.7. Alimentation

2.7.1. Alimentation premier âge

Les avis sont très partagés au sujet du meilleur régime alimentaire à appliquer aux poussins durant les premiers jours de leur existence.

En ce qui concerne la période de jeûne, on préconise 24, 36, 48, 52 et jusqu'à 72h de diète après ou avant le premier repas. Les opinions diffèrent également quant à la composition des premiers repas que certains limitent à la chapelure ou à un mélange de grains finement concassés ; d'autres à une pâtée sèche diversement composée ; d'autres enfin préfèrent un régime mixte comportant ces deux éléments associés et même parfois de la pâtée humide en supplément. Enfin, les formules de pâtée et de mélange de grains sont innombrables (Hequin ,1963 ;lemvt,1991).

2.7.2. Alimentation des poulettes

L'objectif est d'amener les poulettes à maturité pour un coût alimentaire limité. Selon son âge, la poulette reçoit un aliment « démarrage » (0 à 6 semaines) puis un aliment « croissance » (7 à 20/23 semaines). La distribution (quantité/forme de présentation) et la composition nutritionnelle (concentration énergétique et protéique) de l'aliment doivent être raisonnées de façon à induire une augmentation de la quantité ingérée et préparer le tractus digestif de la future poule pondeuse (Bordeaux,2015).

2.7.3. Alimentation des pondeuses

Les aliments pour les pondeuses sont le plus souvent formulés sur la base de prise alimentaire quotidienne. En début de ponte, les exigences en matière d'apport nutritionnel quotidien sont

relativement élevées en raison du taux important de production des œufs, de l'augmentation du poids de l'œuf et du poids corporel, plus tard les besoins en nutriment des oiseaux plus âgés seront moindres en raison du déclin de la production des œufs (Gingerich,1992).

2.8. Production des œufs

Pour la production d'œufs de consommation, la présence des coqs parmi les pondeuses est inutile, pour la reproduction il faut compter 1 coq pour 10 poules. L'éclairage intervient sur la consommation d'aliment, donc sur la ponte, la durée de l'éclairage qui leur est accordée doit être plus longue que celle du jour. On considère qu'un minimum de 14 heures d'éclairage est nécessaire pour obtenir une production maximale(Lutondo,2012).

Chapitre 2 :

Immunologie aviaire

Chapitre 2 : Immunologie aviaire

1. Introduction

Le système immunitaire des oiseaux se distingue de celui des mammifères par la présence d'une bourse de Fabricius et par l'absence de ganglions lymphatiques anatomiquement individualisés. Hormis ces particularités anatomiques, il est fort semblable à celui des mammifères (Silim et Rekik, 1990).

Le système immunitaire englobe le système lymphatique et hématologique. Tous l'organisme est drainé par un système lymphatique qui véhicule la lymphe parallèle au système sanguin veineux qui véhicule le sang. On ne peut parler de système lymphopoiétique sans évoquer le système hématopoiétique car les deux vont de pair d'où l'appellation de système hématolymphopoiétique, ce dernier est représenté par des organes et tissus lymphoïdes (Lezzar, 2017).

2. Organes du système immunitaire

Les organes du système lymphoïde sont classés en organes lymphoïdes primaires ou centraux et organes lymphoïdes secondaires. Chez les oiseaux les organes lymphoïdes primaires sont la bourse de Fabricius et le thymus ou les lymphocytes B et T (LB et LT) se différencient et arrivent à maturation. Les lymphocytes matures quittent les organes lymphoïdes primaires et vont envahir les organes lymphoïdes secondaires qui représentent les sites principaux des réactions immunitaires induites par les antigènes. Les organes et les tissus lymphoïdes périphériques sont caractérisés par des agrégats de lymphocytes et des cellules présentatrices d'antigènes qui sont dispersés dans tout l'organisme, ils comprennent également la rate, la moelle osseuse et la glande de Harder (Silim et Abbassi, 1992).

2.1. Système lymphoïde primaire

2.1.1. Bourse de Fabricius

Située au-dessus du cloaque, elle se présente comme un petit sac plein de replis à l'intérieur qui s'ouvre dans le cloaque (figure 4) (Guérin et *al.*, 2011). La bourse de Fabricius est d'apparition très précoce c'est-à-dire du 3^{ème} au 5^{ème} jour d'incubation, elle est infiltrée par un grand nombre de cellules souches basophiles, du 7^{ème} au 8^{ème} jour de la vie embryonnaire. Le processus de différenciation commence, dès l'entrée de ces cellules souches dans l'organisme, au cours de leurs développement ces cellules passent par trois stades de maturation : prébursal,

bursal et postbursal. Pendant l'incubation, le transit des prélymphocytes B vers la bourse de Fabricius est indispensable pour achever leur différenciation. En effet la bourse de Fabricius élabore un tripeptide appelé bursine qui stimule des systèmes cyclasiques intracellulaires et induit la différenciation des lymphocytes B (Silim et Rekik,1990).

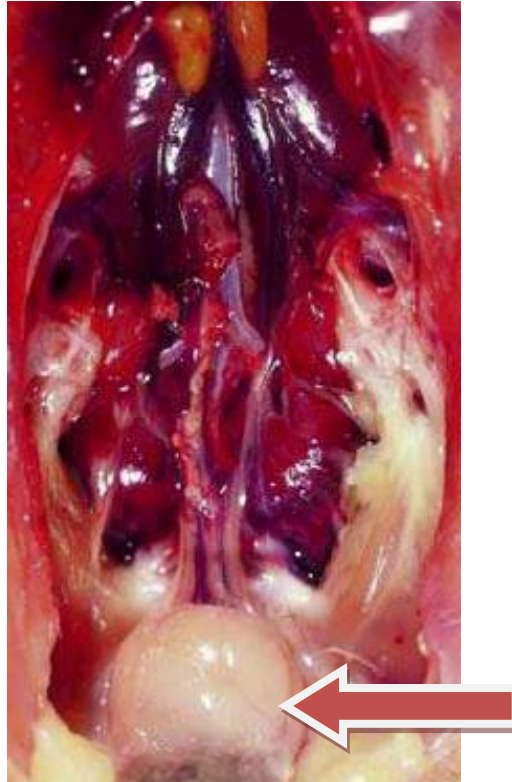


Figure4 : Bourse de Fabricius du poulet (Shivaprasad,1992)

2.1.2. Thymus

Le thymus joue un rôle essentiel dans l'élaboration des mécanismes de défense immunitaire. C'est l'organe lymphoïde central responsable de la formation des lymphocytes T (Heinen et *al.*,1990).

Il est composé de 12 à 18 lobes, séparés et répartis systématiquement à côté des vaisseaux jugulaires. Chaque lobe se divise en lobule qui, eux même, sont divisés en médullaire et cortex. La taille microscopique des lobes est similaire à celle des mammifères. Certaines différences existent cependant : contrairement au thymus des mammifères, celui des oiseaux agit comme organe lymphoïde périphérique. En effet, environ 7% des lymphocytes présents dans le thymus après éclosion sont des cellules B. De plus après immunisation on y observe des centres germinatifs et quelques cellules productrices d'anticorps. Le thymus des oiseaux, comme celui des mammifères agit également comme glande endocrine. Le thymus se modifie avec l'âge, il

s'entoure progressivement de graisse et finit par involuer lentement à partir de la 20^{ème} à la 23^{ème} semaine (Silim et Rekik,1990).



Figure 5 : Thymus du poulet (Shivaprasad,1992)

2.1.3. Moelle osseuse

Outre son rôle essentiel de synthèse des cellules souches, elle a un rôle lymphoïde tardif chez les oiseaux, après colonisation par les cellules souches lymphoblastiques (Guérin et *al.*,2011).

2.2. Système lymphoïde secondaire

2.2.1. Rate

C'est un organe de couleur rouge cerise de forme sphérique (poule), situé à la face médiale de l'estomac et bien logé dans le creux qui sépare le proventricule du gésier (figure 6).

Le parenchyme de la rate est entouré d'une capsule fibreuse.

La rate joue un rôle dans la granulopoïèse et l'érythropoïèse, elle assure la production d'immunoglobuline, la phagocytose des éléments étrangers dans le sang, l'élimination des cellules sanguines dans vieilles et normales (surtout les hématies), et le stockage des plaquettes qui seront libérées dans la circulation en cas de besoin (Lezzar,2017).

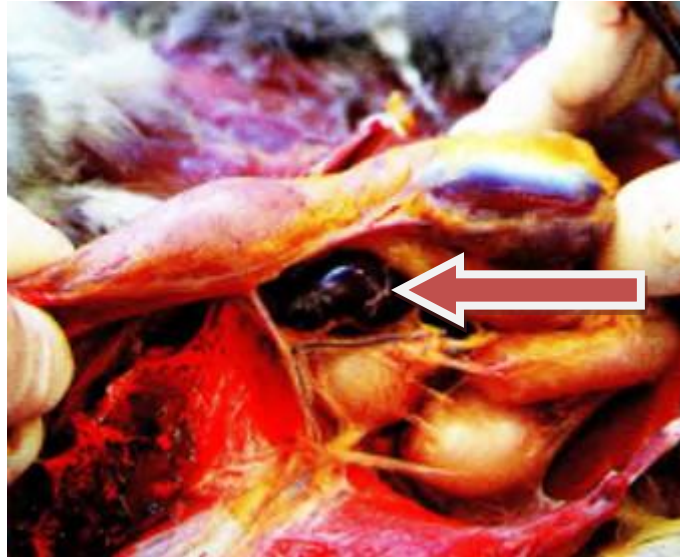


Figure 6 : Localisation anatomique de la rate (Guérin et *al.*,2011)

2.2.2. Nodules Lymphatiques

Les oiseaux ne possèdent pas de ganglions lymphatiques anatomiquement individualisés, ils sont par contre pourvus d'un grand nombre de nodules ou amas lymphatiques. Ces amas sont souvent disséminés le long des gros vaisseaux sanguins ou dans de nombreux organes. Ils apparaissent vers le début de vie embryonnaire et prennent de l'ampleur en réponse à une stimulation antigénique locale (Silim et Rekik,1990).

3.Cellules immunitaires

3.1. Lymphocytes T et B

Les lymphocytes B et T naissent dans la moelle osseuse à partir de cellules souches : les lymphoblastes. Les lymphocytes migrent dans la bourse de Fabricius où ils se différencient en lymphocytes B. La bourse de Fabricius est le siège de la maturation des lymphocytes. Ils se répartissent alors dans les différents foyers lymphoïdes (amygdales cæcales, glande de Harder...). Les lymphocytes B sont dits « burso-dépendants » car ils proviennent de la bourse de Fabricius. Ils sont responsables des réactions immunitaires humorales spécifiques (production d'anticorps). La production des lymphocytes B est rapide dès l'éclosion. Les cellules souches de la lignée lymphoïde peuvent également migrer dans le thymus et deviennent dans ce cas des lymphocytes T. Ils se répartissent alors dans tout l'organisme et peuvent y persister des années (Figure 7) (Guérin et *al.*,2011).

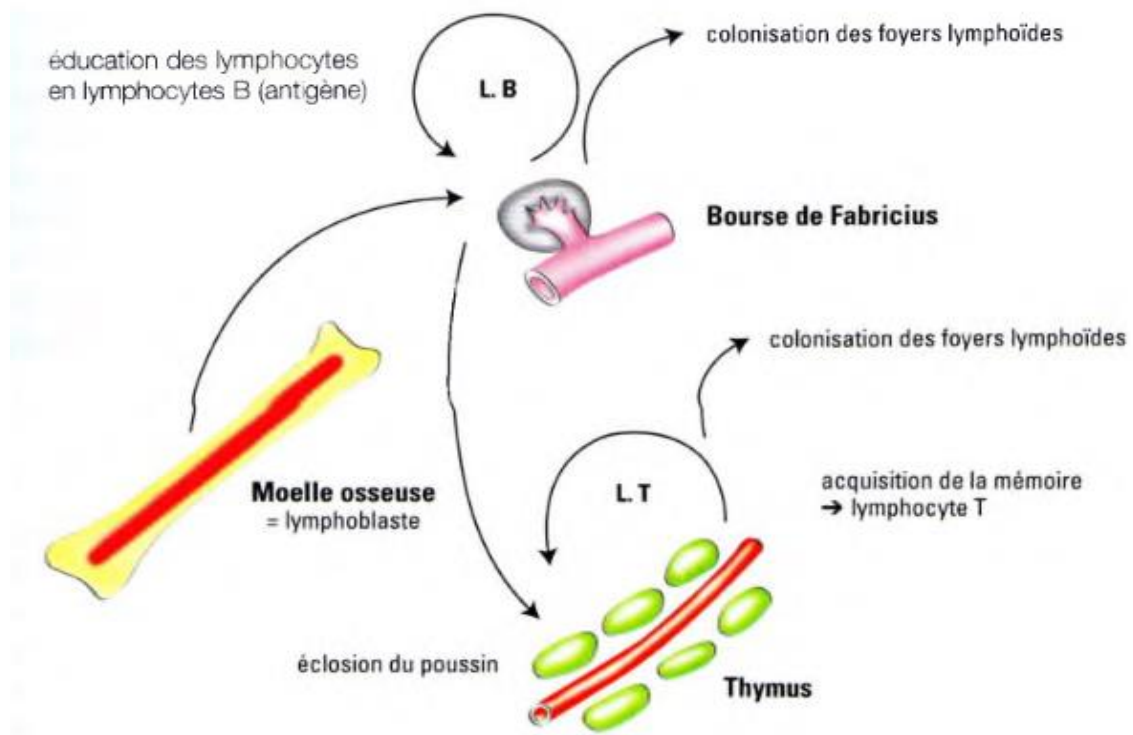


Figure 7 : Formation des lymphocytes B et T (Guérin et al.,2011)

3.2. Granulocytes

3.2.1. Hétérophiles

Les hétérophiles du poulet sont considérés comme les équivalents des neutrophiles des mammifères et leur rôle principal est similaire, à savoir une protection par la phagocytose des micro-organismes invasifs comme les bactéries. Ils présentent des noyaux multilobés avec deux ou trois lobes, et des lysosomes granuleux qui sont vivement colorés par l'éosine (figure 8) (Silim et Abbassi,1992).

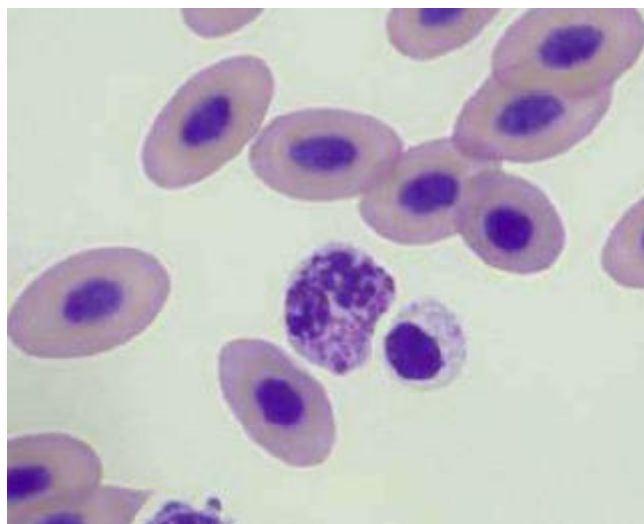


Figure 8 : Hétérophile du poulet (Bedard,1992)

3.2.2. Eosinophiles

Leur noyau présente souvent deux lobes et leur cytoplasme contient de nombreux lysosomes. Ils phagocytent les complexes Antigène-Anticorps et inactivent l'histamine. En comparaison de leur activité chez les mammifères, leur action dans la défense antiparasitaire est mal connue. Les granulocytes éosinophiles naissent dans la moelle osseuse et ne vivent que 4 à 5 jours (Guérin et *al.*,2011).

3.2.3. Basophiles

Les basophiles des oiseaux sont caractérisés par un pouvoir phagocytaire très faible et n'ont pas de taux significatifs d'enzymes bactéricides et lysosomales (Silim et Abbassi,1992). Ils jouent un rôle dans l'inflammation et l'hypersensibilité(Silim et Rekik,1990).

3.3. Thrombocytes

Les thrombocytes aviaires sont des cellules mononuclées dont la fonction dans la coagulation du sang est identique à celle des plaquettes chez les mammifères. Ils présentent une forme sphérique ou elliptique et une taille plus petite que celle des lymphocytes aviaires (Silim et Abbassi,1992).

3.4. Mastocytes

Ils sont riches en médiateurs des réactions inflammatoires et hypersensibilité, et ils participent à la réponse immune antiparasitaire (figure 9) (Silim et Rekik,1990).

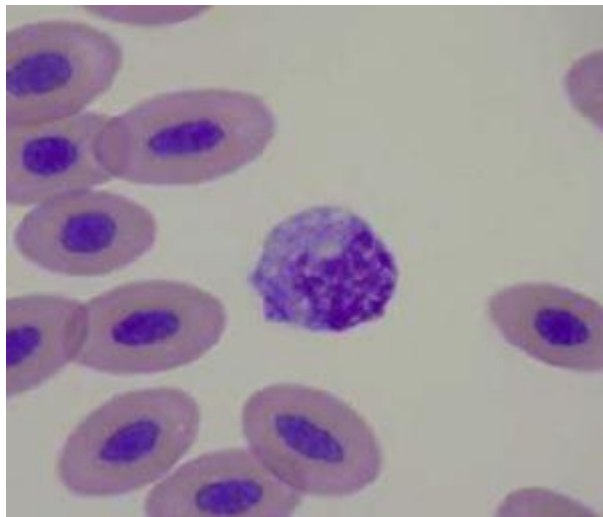


Figure 9 : Monocytes du poulet (Bedard,1992)

3.5. Cellules NK

Comme chez les rongeurs, l'activité des cellules NK (Naturel Killer)chez les oiseaux varie en fonction de l'âge ; elle est faible pendant les premières semaines de la vie et augmente ensuite

progressivement. Ces cellules sont surtout retrouvées dans la rate et elles ne sont ni phagocytaires ni auto adhérentes. Les cellules NK du poulet ne possèdent pas d'antigène de surface détectable par les anticorps monoclonaux qui reconnaissent les cellules T ou B. l'alpha-holoprotéine inhibe l'activité des cellules NK chez la caille. Chez le poulet, il semble que l'interférent et l'IL-2 n'exercent aucun effet sur ces cellules (Silim et Rekik,1990).

4.Immunoglobulines

4.1. Immunoglobuline M

Elles apparaissent rapidement après une sollicitation antigénique, en 2 à 3 jours, et constituent la première barrière de défense immunitaire hum orale en cas de septicémie, optimale dès 8 jours. Les IgM (immunoglobuline M)sont présentes dès les 3^{ème}au 7^{ème} jour de vie du poussin dans la rate et les tissus lymphoïdes. Elles sont composées d'un assemblage de 5 molécules (pentamère) de PM de 900 000 (Guérin et al.,2011).

4.2. Immunoglobuline A

Elles possèdent une structure similaire à celle des IgA(immunoglobuline A)des mammifères ; elles sont abondantes dans les sécrétions et les liquides biologiques et existe sous les deux formes monomérique et polymérique (Silim et Rekik,1990).

4.3. Immunoglobuline G et Y

On parle souvent d'IgG(immunoglobuline G)chez les mammifères et d'IgY(immunoglobuline Y)chez les oiseaux : ce sont les seules immunoglobulines retrouvées dans le jaune (vitellus), assurant une protection passive du poussin dès l'éclosion. Elles apparaissent de façon active dès 5-15 jours de vie du jeune oiseau et correspondent à la réponse immunitaire générale ou « systémique ». Elles sont composées d'une seule molécule de poids moléculaire (PM) de 180 000 (Guérin *et al.*, 2011).

5.Immunité d'origine maternelle

Les anticorps maternels se composent surtout de IgG, ces dernières traversent facilement l'épithélium de l'ovaire et s'accumulent dans le vitellus. Ils contribuent à la protection du poussin, durant les trois premières semaines d'âge. Leurs demi vie de dépasse guère 4 à 6 jours. Le taux d'anticorps maternels chez le poussin d'un jour n'atteint pas celui des anticorps sériques de la poule cela même en cas d'hyper immunisation des reproductrices. La

transmission des anticorps vitellins est importante dans la prévention de plusieurs maladies comme c'est le cas pour la maladie de Gumboro(Silim et Rekik,1990).

Chapitre 3 :

Vaccins utilisés en aviculture

Chapitre 3 : Vaccins utilisés en aviculture

1.Introduction

Le principe de la vaccination est de mettre volontairement l'animal au contact de l'agent infectieux, après l'avoir rendu inoffensif par divers traitements, tout en lui conservant ses caractéristiques antigéniques pour qu'il soit reconnu par les cellules immunitaires. L'agent infectieux préparé est le principal constituant du virus (Colin,2002).

Lorsqu'elle est envisageable, la vaccination est sans conteste le moyen le plus économique de prévenir et de contrôler les maladies infectieuses voire les éradiquer (Vallat,2007).

2.Différents types de vaccins

2.1. Vaccins vivants modifiés

Ils sont préparés à partir de l'agent infectieux, dont le pouvoir pathogène a été atténué par divers traitements ayant entraîné sa mutation. L'agent atténué reste vivant et va donc se multiplier. Ce phénomène amplifie d'autant la réaction immunitaire et confère aux vaccins vivants un fort pouvoir immunogène, parfois contrebalancé par un pouvoir pathogène résiduel. Chez un animal capable de répondre pleinement à la vaccination, ce type de vaccin permet en général d'obtenir une protection efficace en une seule injection (Colin,2002).

2.2. Vaccins inactivés

Les principes actifs des vaccins inactivés sont obtenus à partir de souches virales ou bactériennes choisies pour la qualité de leur équipement antigénique et multipliées de telle sorte qu'elles conservent ces propriétés. Virus, bactéries et toxines sont inactivés par l'action d'agents, soit physique (Chaleur, rayonnement ultra-violet ou ionisant, ...), soit chimique (formaldéhyde, phénol, éthylèneimine,...), soit par l'action conjuguée de deux ou plusieurs agents. En dépit de l'utilisation de puissants adjuvants de l'immunité, le pouvoir immunogène des vaccins inactivés demeure en général plus faible que celui des vaccins vivants et nécessite donc une administration répétée (Pastoret *et al.*,1990).

2.3. Vaccins vectorisés

Ces approches plus traditionnelles se révèlent toutefois assez longues à développer. Depuis les années 60-70, les avancées biotechnologiques majeures permettent le développement d'un nouveau type de vaccins, les vaccins à vecteur viral. Ces vaccins, au contraire des vaccins vivants atténués ou des vaccins inactivés, ne contiennent pas l'agent infectieux capable de

transmettre la maladie. A la place, ils utilisent un autre virus complètement inoffensif et capable de se répliquer dans le corps. Celui-ci est qualifié de vecteur viral, car il contient un code génétique de l'agent infectieux qui permettra, une fois véhiculé dans la cellule, de fabriquer les antigènes qui seront reconnus par le système immunitaire (Petitgas,2021).

3-Vaccins utilisés contre les maladies infectieuses aviaires

3.1. Vaccin contre la Bronchite infectieuse

La vaccination est très efficace, malgré l'apparition de souche variantes de virus qui peuvent provoquer des échecs.

–Vaccins à virus vivants : ils sont préparés à partir du type Massachussetts. La souche H120, très atténuée, peut être utilisée chez le poussin d'un jour sans risque de provoquer des troubles respiratoires, alors que la souche H52, moins atténuée, ne doit pas être utilisée avant l'âge de 10 semaines. Elle est réservée aux rappels.

–Vaccin à virus inactivés : vaccination des pondeuses au moment du transfert en poulailler de ponte, à 18-19 semaines (Fontaine,1987).

3.2. Vaccin contre la maladie de Newcastle

- Vaccins à virus vivants : Différentes souches de virus, peu ou non pathogènes sont utilisées : apathogènes(VG/GA ou PHY LMV42) ou lentogènes (Hitchner B1 ou La Sota ou Clone 30).Les souches sont classées selon le degré d'avidité et de tropisme :

-La souche Hitchner b1 : peut provoquer d'éphémères réactions vaccinales.

-La souche La Sota : est moins atténuée et peut entraîner des troubles respiratoires.

-Le Clone 30 de la souche La Sota : est plus inoffensif et tout autant immunogène.

-La souche VG/GA : est une souche entérotrope, administrée dans l'eau de boisson ou en nébulisation.

- Vaccins à virus inactivés : Les souches vélogènes sont les plus utilisées pour ces vaccins inactivés. Ils confèrent une immunité élevée et durable(Guérin *et al.*,2011).

3.3. Vaccin contre la maladie de Marek

On vaccine le poussin d'un jour, par voie parentérale, avec un vaccin à virus vivant. Le vaccin peut être préparé avec une souche de virus Herpès du poulet, spontanément apathogène ou atténué par passage, ou avec le virus Herpès de la dinde, dépourvu de pouvoir pathogène (Fontaine,1987).

3.4. Vaccin contre la maladie de Gumboro

Le programme de prophylaxie médicale des poulets varie de l'absence de vaccination à une ou plusieurs vaccinations pendant la vie de l'oiseau. Le taux des anticorps vitellins diminue sensiblement à la fin de la deuxième semaine de vie. La virulence des vaccins vivants atténués de la maladie de Gumboro est variable. Les vaccins modérés ne provoquent pas de lésions appréciables de la bourse de Fabricius mais leur pouvoir immunogène est faible par comparaison avec les vaccins intermédiaires et chauds. Ces vaccins intermédiaires et chauds présentent un degré de virulence supérieur et, bien qu'ils aient un bon pouvoir immunogène, ils peuvent provoquer des lésions de la BF et une immunosuppression (Jackwood, 1992).

3.5. Vaccin contre la variole aviaire

La vaccination est vivement conseillée dans les zones d'endémie. On utilise des vaccins à virus vivants, qui sont inoculés par voie intradermique, transfixion de la membrane alaire. La poule est vaccinée soit avec une souche de virus pigeon, qui donne une protection courte, mais n'est pas pathogène, soit avec une souche de virus poule, qui protège plus longtemps, mais peut donner des réactions vaccinales (Fontaine, 1987).

Les oiseaux vaccinés sont examinés au bout de sept à dix jours pour savoir si le vaccin a pris soit par apparition de petite trace semblables à celle de la variole au point de vaccination, soit par un œdème et rougeur des follicules scarifiés (Gordon, 1979).

3.6. Vaccin contre les Mycoplasmes

Deux types de vaccin peuvent être utilisés :

-Vaccins inactivés : ils ne protègent pas l'appareil respiratoire mais protègent l'ovaire dans le cadre d'une prévention des chutes de pontes.

-Vaccins vivant : Les premiers datent des années 1970, il s'agissait de vaccins vivants MG (*Mycoplasma gallisepticum*) qui présentaient un pouvoir pathogène résiduel. Dans les années 1980 ont été développés les premiers vaccins thermosensibles, les souches de ces vaccins ne peuvent pas se multiplier à des températures élevées dans les organes profonds mais se multiplient bien aux températures plus faible de l'appareil respiratoire supérieur. Ils apportent une protection de l'appareil respiratoire profond sans pouvoir pathogène résiduel (Guérin *et al.*, 2011).

3.7. Vaccin contre les colibacilloses

Différents vaccins sont disponibles dans le commerce, mais peu se sont avérés très efficaces sur le terrain. Les vaccins inactivés spécifiques à certains sérotypes, tels que O2 : K1 et O78 : K80, sont efficaces et leurs utilisations chez les reproductrices a permis de protéger passivement la descendance contre les souches homologues. Les vaccins vivants ou recombinants sont également efficaces contre les souches spécifiques. En Europe, l'immunité maternelle peut être obtenue par la vaccination des poulets de chair avec un vaccin commercial contenant l'antigène fimbrial F11 (PapA) et l'antigène flagellaire (FT). Des vaccins moléculaires, par exemple, l'immunisation des poulets avec la protéine de surface Iss communes aux APEC, pourraient fournir une protection croisée entre les différents sérotypes (Nolan *et al.*,1992).

4.Méthodes de vaccination utilisées contre les maladies aviaires

4.1. Vaccination par eau de boisson

La distribution d'un vaccin dans l'eau de boisson est l'une des méthodes les plus répandues de vaccination de masse de grands cheptels avicoles ; elle est strictement recommandée pour des vaccins vivants tels ceux de la maladie de Gumboro ou de l'encéphalomyélite, et possible pour un large éventail de vaccins vivants respiratoires, comme ceux de la laryngotrachéite infectieuse, de la maladie de Newcastle, de la bronchite infectieuse, et du Métapneumovirus aviaire (Lemiere et Fritts,1992).

4.2. Vaccination par nébulisation

La vaccination par nébulisation a pour but de stimuler l'immunité locale au niveau des voies respiratoires, en même temps que l'immunité générale pour protéger contre des maladies comme la bronchite infectieuse, la maladie de Newcastle, et la métapneumovirose du poulet. Le matériel de nébulisation doit être réservé à cet usage et ne contenir aucune trace de désinfectant. Il peut s'agir de pulvérisateur manuel à pression constante ou d'appareil électriques qui peuvent aussi être utilisés (figure 10) (Guérin *et al.*,2011).



Figure 10 : Vaccination par nébulisation (Mérial,1992)

4.3. Vaccination par injection

Cette technique consiste en l'injection du vaccin en intramusculaire au niveau des muscles du bréchet (figure 11) ou de la cuisse, ou en sous-cutanée au niveau du cou (cas des vaccins bactériens en adjuvant huileux) (Figure 11). Les vaccins à injecter sont soit remis en suspension dans leur diluant avant d'être injecter (vaccins vivants), soit prêt à l'emploi (vaccins inactivés) (Fedravet,2022).



Figure 11 : Vaccination par injection intramusculaire dans le bréchet (Guérin et al.,2011).

4.4. Vaccination par Transfixion alaire

La vaccination par ponction de la membrane alaire est la méthode de choix pour l'administration de vaccins contre la variole aviaire (figure 12). Un applicateur double à deux

aiguilles permet de s'assurer que le vaccin est injecté dans la peau lors de la pénétration par l'aiguille, autrement dit par transfixion (Lemiere et Fritts,1992).



Figure 12: Vaccination par transfixion de la membrane alaire (Mérial,1992)

4.5. Vaccination par goutte oculaire

La vaccination dite « goutte dans l'œil » (figure 13) est utilisée principalement pour la vaccination LTI (Laryngotrachéite infectieuse) (Guérin et al.,2011). Cette technique de vaccination très précise permet de développer une immunité locale et générale, grâce à la glande de Harder qui est située juste en arrière de la troisième paupière (Fedravet,2022).



Figure 13 : Vaccination par goutte oculaire (Mérial,1992)

4.6. Vaccination in ovo

La vaccination in ovo (figure 14) est pratiquée juste avant que les œufs ne soient transférés sur les plateaux d'éclosoir, 17 à 18 jours après la mise à l'incubation. C'est une méthode largement utilisée dans le monde, en particulier pour la vaccination des poulets de chair, et dans une certaine mesure, des pondeuses et des reproducteurs. Elle concerne les vaccins contre la maladie de Marek à sérotypes 1, 2 ou 3 (Lemiere et Fritts, 1992).



Figure 14: Vaccination in ovo (Mérial, 1992)

Partie expérimentale

PARTIE EXPERIMENTALE

1.Objectif

L'objectif de cette étude est de faire une comparaison entre les méthodes de vaccination utilisées sur le terrain dans différents élevages aviaires et les méthodes préconisées par la Direction des Services Vétérinaires, le but est de savoir si ces élevages respectent réellement le protocole national de vaccination.

Période et lieu d'étude

L'enquête a été réalisée sur une période de six mois (Janvier à Mai 2022). L'étude a ciblé deux élevages privés (poulet de chair et de poule pondeuse) situés dans la région centre de l'Algérie plus précisément dans la wilaya d'Alger.

2.Matériel et méthode

2.1. Matériel

- Un élevage de chaque filière (poulets de chair et poules pondeuses) qui sont des élevages dont l'effectif était de 12000 poulets élevés au sol pour les poulets de chairs, ainsi que 20000 poules élevées en batterie pour les poules pondeuses, ces deux élevages sont des élevages privés situés à Alger.
- Registres d'élevage (répertorient les traitements et les vaccins administrés ainsi que les pathologies qui sont apparues dans ces élevages)
- Tableaux du protocole de vaccination de la DSV(annexes 1, 2 et 3)

2. 2. Méthode

- Différentes visites périodiques ont été effectuées.
- Les visites ont été faites pendant les jours de vaccination.
- Les tableaux de la DSV ont servi à faire une comparaison entre les méthodes de vaccination utilisées sur le terrain et celle préconisées par la DSV.
- la chronologie des visites est résumée dans le tableau suivant :

Tableau 1 : tableau résumant les visites pour l'élevage de poulets de chair

Date de la visite	
03/03/2022	- Contrôle de litière, de la luminosité et de la température avant l'arrivée des poussins, suivi de l'administration du vaccin dans les cartons
14/03/2022	-Vaccin à j11, suivi d'une vérification de l'état de croissance des poussins
21/03/2022	-Un problème d'entérite hémorragique est survenu et a causé une mortalité de 4-5 sujets/jours/bâtiment - administration d'un traitement
24/03/2022	-Arrêt du traitement suivi du vaccin de j21
31/03/2022	-Administration du vaccin (J28) -Apparition d'une affection respiratoire, entraînant l'administration un traitement

Tableau 2 : tableau résumant les visites pour l'élevage des poules pondeuses.

Date de la visite	
18/01/2022	-Mise en place -Injection du premier vaccin -Prise des photos du bâtiment d'élevage
01/02/2022	-Suivi zootechnique (Prise de poids et vérification de l'intensité lumineuse) -Administration du vaccin (J14)
07/02/2022	-Suivi zootechnique (Prise de poids et vérification de l'intensité lumineuse) -Administration du vaccin (J21)
14/02/2022	-Suivi zootechnique (Prise de poids et vérification de l'intensité lumineuse) -Administration du vaccin (J1)
08/03/2022	-Administration du vaccin (J50)
19/05/2022	-Administration du vaccin (18eme semaine) -Traitement préventif contre les affections respiratoires

3. Résultats et discussion

3.1. Elevages des poulets de chair

Description de l'élevage

-Le type d'élevage visité est un élevage en serre avec un sol cimenté (figure 15).



Figure 15 : Serres d'élevage du poulet de chair (Photo personnelle, 2022)

- Le jour de la mise en place (03/03/2022), l'effectif des poulets de chair dans cet élevage était de 12000 poulets repartis sur 3 serres contenant 4000 poulets chacune.
- La souche utilisée dans cet élevage est la souche Cobb 500 (figure 16).
- Alimentation par trois phases (démarrage/ croissance/ finition).
- Ventilation automatique avec thermostat.
- A connu un épisode d'affection respiratoire et d'entérite hémorragique qui ont rendu l'effectif de 2 %.
- Abattage à 49 jours d'âge.



Figure 16 : Poulets de chair (Cobb 500) âgé de 30 jours
(Photopersonnelle,2022).

Protocole vaccinal et méthode

A j1 d'âge, un vaccin contre la maladie de Newcastle et de la bronchite infectieuse a été administré par nébulisation.

L'administration à 1 jour consiste en la vaccination simultanée de petits groupes de poussins, qui reçoivent le vaccin dans leur caisse de transport. En général, des tunnels de pulvérisation sont utilisés à cette fin. Un volume contrôlé avec constance et précision, administré à chaque caisse de poussins, permet leur exposition homogène au vaccin. Le but est de couvrir les oiseaux de liquide, ainsi le vaccin est administré directement sur les yeux et les narines, et les gouttelettes qui brillent à la surface de leur duvet les incite à se picorer les uns des autres, ainsi que sur la surface de la caisse de transport. C'est pourquoi la taille des particules importe peu dans ce cas, et les gouttelettes sont plus grossières que pour une pulvérisation en poulailler, et est en général comprise entre 100 et 800 microns (Guérin et *al.*,2011).

A j11 d'âge, l'élevage à a été vacciné contre la Bronchite infectieuse par eau de boisson et en ajoutant 10 litres d'eau à chaque flacon qui contient 1000 doses soit 40 litres d'eau pour 4

flacons, tout en enlevant toute source d'eau aux poussins 1h avant la distribution afin de garantir le succès de la vaccination.

A j 14 a eu lieu la vaccination contre la maladie de Gumboro, elle a été administré par eau de boisson avec une augmentation cette fois de la quantité d'eau qui est de 15 litres par flacon.

Cette technique est strictement recommandée pour des vaccins vivants(Lemiere et Fritts,1992).

A 21 jours d'âge un vaccin contre la maladie de Newcastle et la bronchite infectieuse a été administré par eau de boisson avec une augmentation de la quantité d'eau (20 litres par flacon).

Un dernier vaccin a été administré également par eau de boisson à j 28 contre la maladie de Newcastle.

Il faut assoiffer les animaux (1H30) avant la distribution de la solution vaccinale.

Beaucoup de paramètres sont à considérer pour cette méthode telle que la qualité de l'eau (en particulier les traces de désinfectant, d'ions métalliques, de détergent) et la dureté de l'eau qui auront un impact négatif sur le vaccin. Le volume d'eau et le temps d'administration, le type et le nombre d'abreuvoirs requis pour un certain nombre de volailles sont à prendre en compte pour bien préparer la procédure de vaccination dans un bâtiment (Lemiere et Fritts,1992). Cependant ces paramètres ne sont pas pris en considération dans cet élevage.

Pour la méthode d'eau de boisson on peut contrôler la prise vaccinale en ajoutant un colorant, on considère que la vaccination est réussie si 95% des animaux ont la langue bleu (Guérin et *al.*,2011). Dans cet élevage le contrôle n'a pas été réalisé.

Comparaison avec le protocole de la DSV

Le protocole de vaccination préconisé par la DSV (tableaux 3 et 4) est censé être une orientation officielle pour les éleveurs pour la prévention des pathologies aviaires dominantes en Algérie, sa mise à jour doit être continue. Le dernier protocole en notre possession date de décembre 2016.

Tableau 3 : Tableau comparatif entre les méthodes préconisées par la DSV et les méthodes utilisées dans l'élevage de poulet de chair :

Maladie	Technique de vaccination préconisé par la DSV	Maladie	Technique de vaccination utilisée dans l'élevage
- Bronchite infectieuse (J1) - Newcastle(J1)	- Nébulisation - Nébulisation	- Bronchite infectieuse (J1) - Newcastle (J1)	- Nébulisation - Nébulisation
- Newcastle(J7)	- Nébulisation	-Bronchite infectieuse (J11)	- Eau de boisson
- Bronchite infectieuse (J12)	- Nébulisation	-Gumboro (J14)	- Eau de boisson
- Gumboro(J16-J18)	- Eau de boisson	- Bronchite infectieuse(J21) - Newcastle(J21)	- Eau de boisson
- Bronchite infectieuse - Newcastle(J25-J28)	- Nébulisation - Nébulisation	-Newcastle (J28)	- Nébulisation

A 1j d'âge la vaccination contre la Bronchite infectieuse et la maladie de Newcastle n'a pas été réalisée au niveau du couvoir mais dans le bâtiment d'élevage. Le vaccin contre la souche Hb1 de la maladie de Newcastle n'a pas été administré à j7 mais l'a été à j21 par eau de boisson et non pas par nébulisation.

Le vaccin variant contre la bronchite infectieuse a été administré avec un jour d'avance également dans l'eau de boisson et non pas par nébulisation.

Le vaccin contre la maladie de Gumboro a été administré avec 2 jours d'avance, aucun vaccin n'est programmé par la DSV à j21.

Le vaccin contre la Bronchite infectieuse (mass) et Newcastle (vivant atténué) qui ont été administrés à j21 auraient dû l'être entre j25 et j28 d'après la DSV.

Alors certes la technique d'administration par eau de boisson a pour avantage d'être facile à administrer avec une main-d'œuvre qui est réduite mais elle a plusieurs inconvénients, parmi les aspects critiques, on compte le risque d'inactivation du virus vaccinal, la perte du titre

vaccinal, la nécessité de vacciner à pleine dose tous les oiseaux et l'inégalité de la distribution (Lemiere et Fritts,1992).

L'éleveur a préféré administré les vaccins par eau de boisson pour des raisons financières. L'utilisation d'un nébuliseur nécessiterait l'intervention d'un vétérinaire ce qui engendrerait un cout en plus.

3.2. Elevage des poules pondeuses :

Description de l'élevage

-L'élevage des poules pondeuses est un élevage privé situé à Alger.

- L'effectif le jour de la mise en place (18 janvier2022)était de 20000 poules.

-Elevage en cage.

-Ventilation automatique.

-Alimentation par trois phases (démarrage/ préponde/ ponte).

-Un traitement contre les affections respiratoires a été administré à titre préventif.



Figure17 : Bâtiment d'élevage des poules pondeuses (photo personnelle,2022)

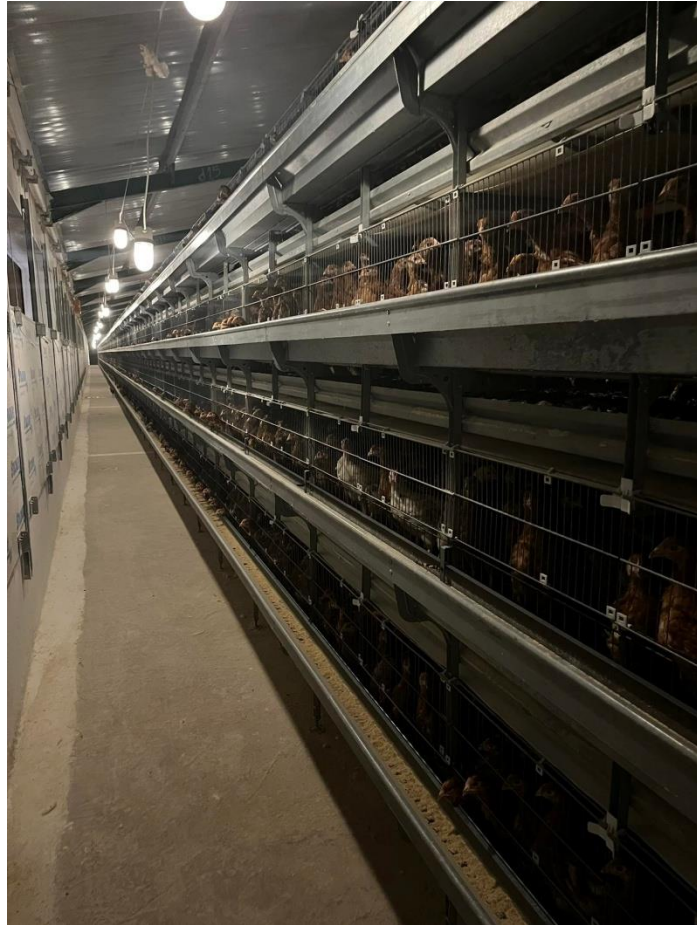


Figure 18 : L'intérieur du bâtiment d'élevage des poules pondeuses
(Photo personnelle,2022)

Protocole vaccinal et méthode

Lors de la première visite à 1 jour d'âge les poules ont reçu par injection sous cutanée un vaccin vivant contre la maladie de Marek (Rispens) et un vaccin vectorisé contre la maladie de Gumboro.

C'est la méthode la plus répandue pour administrer le vaccin de la maladie de Marek à l'âge d'un jour, à l'aide de robots vaccinateurs(Lemiere et Fritts,1992).

A 7 jours d'âge a été administré un vaccin bivalent contre la maladie Newcastle et la Bronchite infectieuse. Cette vaccination a été faite par la technique de nébulisation. Pour les poulettes en cage, des chariots avec une buse par étage sont utilisés.

Il faut savoir que plus les gouttelettes sont fines, plus l'hygrométrie est basse, plus la température est élevée, plus la distance appareil-oiseau est grande, et plus les gouttelettes diminuent de taille. La diminution de taille des gouttelettes est préjudiciable à la survie des virus vaccinaux vivants. Des gouttelettes trop fines pénètrent également trop profondément

dans l'appareil respiratoire et peuvent être à l'origine d'éventuelles réactions vaccinales et d'une moins bonne induction d'immunité locale (Guérin et al.,2011).

Les volailles doivent être calmes Les radiants sont éteints et la ventilation arrêtée pour éviter la dispersion et la dessiccation des gouttelettes. L'opérateur qui nébulise se déplace calmement en dirigeant le jet en direction de la tête des oiseaux Deux passages au minimum sont nécessaires.

Les radiants et la ventilation ne seront remis en fonctionnement que 5 à 10 minutes après la fin de la nébulisation.



Figure 19 : Nébuliseur utilisé pour la vaccination des poules pondeuses
(Photo personnelle, 2022)

Un vaccin contre un variant de la Bronchite infectieuse est également administré par eau de boisson au j14 et j28.

A j21, un vaccin vivant atténué contre la maladie de Newcastle est donné aux poules par eau de boisson.

A j45,età cause de l'épidémie de Grippe aviaire qui frappe notre pays, le vétérinaire préconise l'administration d'un vaccin inactivé H9N2 bivalent contre la Grippe aviaire et la maladie de Newcastle par injection.

A 50 jours d'âge le vaccin contre le Syndrome de la grosse tête, qui est un vaccin vivant atténué est administré par eau de boisson.

A J60 un vaccin bivalent contre la Variole est administré par transfixion alaire.

Cette méthode est réservée à la vaccination contre la variole aviaire, elle s'applique sur la membrane alaire à l'aide d'une double aiguille cannelée. Il faut respecter le temps d'utilisation de la préparation vaccinale (moins d'une heure). Une vaccination est considérée satisfaisante quand au moins 90% des sujets présentent des pustules au niveau des points d'injection 7 à 10 jours post-vaccination (Fedravet,2022), et ceci a été vérifié dans l'élevage.

Au 68^{ème} jour un autre vaccin variant contre la Bronchite infectieuse est administré par nébulisation cette fois.

Un rappel avec un vaccin vivant atténué (SHS) est administré à J75 contre le Syndrome de la grosse tête, suivi d'un autre vaccin vivant à J80 contre la maladie de Newcastle ; tous deux sont administrés par la technique de nébulisation.

A J88 le vaccin contre l'encéphalomyélite qui est un vaccin vivant atténué est administré par nébulisation.

A la 17^{ème} semaine à j109 un autre vaccin inactivé contre la Grippe aviaire H9 est injecté aux poules.

A la 18^{ème} semaine deux vaccins inactivés sont administré par la technique d'injection intramusculaire (figure 20), le premier ND-IB-EDS-ART est un vaccin contre quatre maladies (Newcastle, Bronchite infectieuse, syndrome de chute de ponte, syndrome de la grosse tête), le deuxième vaccin est quant à lui un vaccin monovalent contre la maladie de Gumboro.

Cette méthode de vaccination est la plus communément choisie pour vacciner sur le terrain en utilisant des vaccins inactivés et formulés avec des adjuvants, généralement multivalents, c'est-à-dire contenant plusieurs souches de différents agents pathogènes. Le procédé est manuel et l'injection s'effectue avec un pistolet (Lemiere et Fritts,1992).



Figure20: Vaccins inactivés utilisés à la 18^{ème} semaine par injection
(Photo personnelle,2022)

Comparaison avec le protocole de la DSV

La comparaison qui a été faite entre les méthodes de vaccination préconisées par le programme national et celle utilisées dans ces élevages est résumé dans le tableau 4.

Tableau 4 : Tableau comparatif entre les techniques préconisées par la DSV et les techniques utilisées dans l'élevage des poules pondeuses :

Nom de la maladie	Technique de vaccination préconisée par la DSV	Nom de la maladie	Technique de vaccination utilisée dans l'élevage
-Marek - Gumboro -Bronchite infectieuse - Newcastle	- Injectable - Injectable - Nébulisation - Nébulisation	-Marek - Gumboro	- Injectable - Injectable
-Newcastle	- Nébulisation	-Bronchite infectieuse - Newcastle	- Nébulisation - Nébulisation
-Bronchite infectieuse	-Nébulisation	-Bronchite infectieuse	-Eau de boisson
-Newcastle	- Nébulisation	-Newcastle	-Eau de boisson
-Bronchite infectieuse	- Nébulisation	-Syndrome de la grosse tête	-Eau de boisson
-Bronchite infectieuse	- Nébulisation	-Variole aviaire	-Transfixion alaire
-Newcastle	- Nébulisation	-Bronchite infectieuse	- Nébulisation
-Syndrome de la grosse tête	- Nébulisation	-Syndrome de la grosse tête(rappel)	- Nébulisation
-Variole aviaire -Newcastle et Bronchite infectieuse	-Transfixion alaire - Injectable	-Newcastle	- Nébulisation
-Newcastle -Syndrome de la grosse tête -Syndrome de la chute de ponte (EDS) -Bronchite infectieuse	-Injectable	-Newcastle -Syndrome de la grosse tête -Syndrome de la chute de ponte (EDS) -Bronchite infectieuse -Gumboro	-Injectable

Le protocole de la DSV n'est donc pas respecté, à j1 la vaccination contre la maladie de Marek et Gumboro a effectivement été faite par injection, ce qui n'est pas le cas de la bronchite infectieuse et de la maladie Newcastle qui ont été administrés 7 jours plus tard, la vaccination contre la maladie de Newcastle ne sera donc pas faite à j7.

A j14, à j21 et j28 et j50 les vaccins aurait dû être réalisés par nébulisation. Cette technique a pour avantage de procurer une immunité mucoale(Guérin et *al.*,2011).Ainsi qu'une application de masse a faible cout, cependant il y'a un risque de réactions respiratoire mais elle n'en demeure pas moins la meilleure méthode de vaccination en masse (Rauwet *al.*, 2009).

À j45 un vaccin contre la Grippe aviaire y a été rajouté suivi d'un rappel à la 17^{ème} semaine d'âge cela serait dû à la situation actuelle du pays et à l'épidémie qui sévit actuellement.

Le vaccin contre le syndrome de la grosse tête a effectivement été administré au cours de la 8^{ème} semaine par eau de boisson et non pas par nébulisation comme le préconise la DSV. Pendant la 9^{ème} semaine le vaccin bivalent administré comprend un vaccin contre la laryngotrachéite infectieuse qui n'est pas mentionné par la DSV. Le vaccin variant contre la bronchite infectieuse est administré avec une semaine de retard. La DSV ne mentionne aucun rappel contre la Syndrome de la grosse tête ni aucun vaccin contre l'encéphalomyélite pour les poules pondeuses. Le vaccin quadrivalent ND-BI-EDS-ART aurait dû être administré deux semaines avant, le vaccin inactivé contre la maladie de Gumboro n'est pas mentionné dans le protocole de la DSV.

CONCLUSION

Le non-respect des consignes d'âge et des méthodes de vaccination préconisé pour chaque maladie peut être la cause de sérieux problèmes en élevages avicoles.

Notre enquête a permis de confirmé que ces problèmes sont effectivement présents dans notre pays, du moins dans les deux élevages visités (poulets de chair et poules pondeuses).

Ceci peut avoir des conséquences graves telle que les échecs vaccinaux et l'émergence de certaines maladies, et c'est pour cette raison qu'une surveillance stricte devrait être effectué dans les élevages par la DSV, afin d'éviter tous les risques que ces actions pourraient engendrer.

Références bibliographiques

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Aloui,N** ; 2005.Cours de zootechnie aviaire.Universite El hadj Lakhder departement vétérinaire,Université deBatna.
- Anonyme 1** ;2019. Performances et recommandations nutritionnelles .www.Cobb-vantress.com (consulté le 24 Avril 2022).
- Anonyme 2** ; 2020.HUBBARD EFFICIENCY PLUS : La Nouvelle Référence de l'Efficacité 2020.
<https://www.hubbardbreeders.com/fr/conventionnel/femelle-efficiency-plus/>(Consulté le 25 Avril 2022).
- Anonyme 3** ;2012.Objectif et performance poulet de chair , p2.http://biblio.univ-antananarivo.mg/pdfs/raharimisaHarisonVH_AGRO_ING_14.pdf (Consulté le 04 Avril 2022).
- Anonyme 4** ;2010 «Pondeuse Guide d'elevage .»
p2.https://www.sotavi.com.tn/fileadmin/pdf/guide-elevage/guide_pf_lohmann.pdf(Consulté le 05 Mai 2022).
- Anonyme 5** ;2010 pondeuse guide d'élevage [Revue],p2.<https://www.avicultureaumaroc.com/guideelevationLohTraditionFR.pdf> (Consulté le 04 Avril 2022).
- Anonyme 6** ; 2011. Guide d"élevage général des pondeuses commerciales.www.ISApoultry.com (Consulté le 15 Mars 2022).
- Anonyme 7** ;2018. Guide de gestion des pondeuses. p2.<http://www.babolnatetra.com/wp-content/uploads/2019/12/tetra-sl-fr.pdf>(Consulté le 15 Mars 2022).
- Anonyme 8** ;2020. Hy-Line Brown , www.hyline.com/french/souches/brown Consulté le 05 Mai 2022.
- Belaid-Gater,N; Kadi Si Ammar ; Mouhous, A ; Tahir,L, Hamadache** ; 2019. Efficacité alimentaire des poules pondeuses dans un élevage industriel de production des œufs de consommation en algerie. ITAVI, p535.
- Bordeaux, C ; Roinsard, A ; Juin, H** ; 2015. Alimentation des volailles en agriculture biologique. ITAB,Paris, p 16.

Brugère-Picoux, J ; Vaillancourt, J ; Shivaprasad, HL ; Martin ; Kaleta ; Gingerich, E ; Nolan ; Miles ; Jackwood ; Silim ; Abbassi ; Bedard et al ;1992. Manuel des pathologies aviaires. AFAS, Maison Alfort, 8-575

Cheriet, F ; Kaci, A ; 2013. Analyse de compétitivité de la filière de viande de volaille en Algérie: tentative d'explication d'une déstructuration chronique. New mediterranean, p16.

Colin, M ;2002. Maladies infectieuses et vaccination. Guide pratique ASV, p 44.

FAO ; 2018. Base des données statistiques sur les élevages primaires. [En ligne]: <http://www.fao.org/faostat/fr/#data/QL> (Consulté le: 23/03/2022).

Fedravet ;2022. Technique de vaccination chez les volailles. <https://fedravet.com/Techniques-de-vaccination-chez-les-volailles/> (Consulté le 15/06/2022).

Ferrah, A ; 2001. La conduite des élevages de poulet de chair en Algérie: Sous équipement chronique. Revue Africaine Agriculture, N°292, p38-39.

Fontaine, M ; 1987. Vade-Mecum du vétérinaire. VIGOT, Paris, p1398-1427.

Gordon, R.F ;1979. Pathologie des volailles, Maloine s.a, p109.

Guérin, J ; Balloy, D ; Villate, D ;2011. Maladie des volailles 3ème édition. France Agricole, Paris, p51-538.

Hequin ;1963. Cours théorique et pratique de l'agriculture professionnelle et utilitaire. Ministère de l'agriculture, Bruxelles, p158.

Huart, A ; 2014. Alimentation: les besoins du poulet de chair. ECO CONGO, p 2.

IEMVT (Institut d'Élevage et de Médecine Vétérinaire des pays tropicaux) ;1991. Manuel d'Aviculture en zone tropicale. Ministère français de la coopération et du développement, Paris, p186.

ISA ; 2009. Guide d'élevage général des pondeuses commerciales. ISA, p 36.

ITAVI ; 2022. J'optimise l'éclairage de mes bâtiments en élevages de poulets de chair. Fiche technique de lumière, p1.

ITAVI ; 1998. La gestion technique des bâtiments avicoles. sciences et techniques avicoles, p10.

ITAVI ;2009. Quelques repères pour les éleveurs professionnels commercialisant en circuits courts. Guide d'élevage aviculture fermière, p11.

ITELV ;2018.Elevage de poulets de chair [Article].INSTITUT TECHNIQUE DES ELEVAGES.<http://www.itelv.dz/index.php/publication/espace-avicole/send/7-espace-avicole/28-espace-avicole-n1-phases-dlevages.html>(Consulté le 10 février 2022).

Jouve, J ;1996. La qualité microbiologique des aliments maitrise et critère. CNERNA-CNRS, p563.

Katunda,L.W ;2006. Cours de zootechnie,G3 Faculté des sciences agronomique Université du Bandundu.

Kouba, M ; Joly,P ; Baron,F ;2010. Elevage des poules pondeuses. Paris: Science et technologie de l'œuf.

Koyabizo, Y ;2009. Le poule,l'aviculture et le développement.L'Harmattan, Paris, p34-69.

Labraletier, A ;2013. La bible de l'éleveur de poule. Retour des traditions, p4.

Laouer,H ;1987. Analyse des pertes du poulet de chair au centre avicole de Tazoult Mém d'ing. INESA,Batna.

Leroy,P ; Thewis,A ; Huart,A ;2003.Troupeau et culture des tropiques[Livre].Dossier special volailles. centre agronomique et vétérinaire tropicale de Kinshasa.

Lezzar, N ;2017.Manuel d'autopsie et de pathologie aviaires. Université des freres Mentouri constantine,p29-88.

Lutondo, B ;2012. Guide pratique et scientifique pour l'élevage des poules pondeuses et des poulets de chair. L'Harmattan,Paris,p42-45.

Mafwila,J ; 2008.Cours de biotechnologie animale. Faculté des sciences agronomiques,Unikin , p2.

Nouri, M ;2002. Poulet de chair[Prospectus]. ITE, p 15.

Parent,R ; Legrand, D ; 1996. Aviculture semi-industrielle en climat subtropical. guide pratique,Paris,p120.

Pastoret, P ; Lombard,M ; Schudel,A.A ; Maragon,S ; Busani,L ;Vallat,Bernard ;2007. vaccination animal Partie 1: développement, production et utilisations des vaccins.OIE, p12-272.

Pastoret, P ; Govaerts,A ; Bazin,H ;Silim ;Rekik; Heinen ;1990. Immunologie animale. Flammarion Médecine-Sciences, Paris, p459-700.

Petitgas, C ;2021. «Le développement de nouveaux vaccins.» Site internet frcneurodon.org.

Rauw, F ; Gardin,Y; Van den Berg,T; Lambrecht,B ;2009. La vaccination contre la maladie de Newcastle chez le poulet (Gallus gallus). Biotechnologie, Agronomie, Société et Environnement/Biotechnology, Agronomy, Society and Environment, 2009.Site internet «<https://popups.uliege.be/1780-4507/index.php?id=4758>» (Consulté le 30 mars 2022).

Sauveur, B ;1988. Reproduction des volailles et production d'oeufs. INRA, Paris, p270-322.

Smith, A .J ;1992. L'élevage de la volaille,Tome 2. Maisonneuve et Larose,Paris, 1992.

Annexes

Protocole de vaccination de la DSV (MADRP-DSV 2016)

Elevage de poulet de chair :

Annexe 1 : Protocole de vaccination de la DSV pour le poulet de chair
(DSV, 2016)

AGE(jours)	Maladie	Type de vaccin	Mode d'administration
J1 (au couvoir)	- Bronchite infectieuse - Newcastle	- vaccin vivant (mass) - vaccin vivant atténué	- Nébulisation - Nébulisation
J7	- Newcastle	- vaccin vivant atténué	- Nébulisation
J12	- Bronchite infectieuse	- variant	- Nébulisation
J16-J18	- Gumboro	- intermédiaire (+)	- Eau de boisson
J25-J28	- Bronchite infectieuse - Newcastle	- mass - vaccin vivant atténué	- Nébulisation - Nébulisation

Elevages des poulettes démarrées :
1^{er} Protocole avec Gumboro vectorisé

**Annexe 2 : 1^{er} protocole de vaccination de la DSV pour les poulettes démarrées
(DSV, 2016).**

AGE(jours)	Maladie	Type de vaccin	Mode d'administration
J1 (au couvoir)	-Marek - Gumboro -Bronchite infectieuse - Newcastle	-vaccin vivant(Rispens) -vaccin vectorisé --vaccin vivant -vaccin vivant atténué	- Injectable - Injectable - Nébulisation - Nébulisation
J7	-Newcastle	-vaccin vivant atténué	- Nébulisation
J14	-Bronchite infectieuse	- variant + mass	-Nébulisation
J21	-Newcastle	- vaccin vivant atténué	- Nébulisation
J28	-Bronchite infectieuse	- vaccin vivant atténué (mass seul)	- Nébulisation
6 ^{ème} semaine	-Bronchite infectieuse	-vaccin vivant atténué (variant)	- Nébulisation
7 ^{ème} semaine	-Newcastle	- vaccin vivant atténué	- Nébulisation
8 ^{ème} semaine	-Syndrome de la grosse tête	- vaccin vivant atténué	- Nébulisation
9 ^{ème} semaine	-Variole aviaire -Newcastle et Bronchite infectieuse	- vaccin vivant atténué - vaccin inactivé	-Transfixion alaire - Injectable
16 ^{ème} semaine	-Newcastle -Syndrome de la grosse tête -Syndrome de la chute de ponte (EDS) -Bronchite infectieuse	- vaccin inactivé - vaccin inactivé - vaccin inactivé - variant + mass	-Injectable

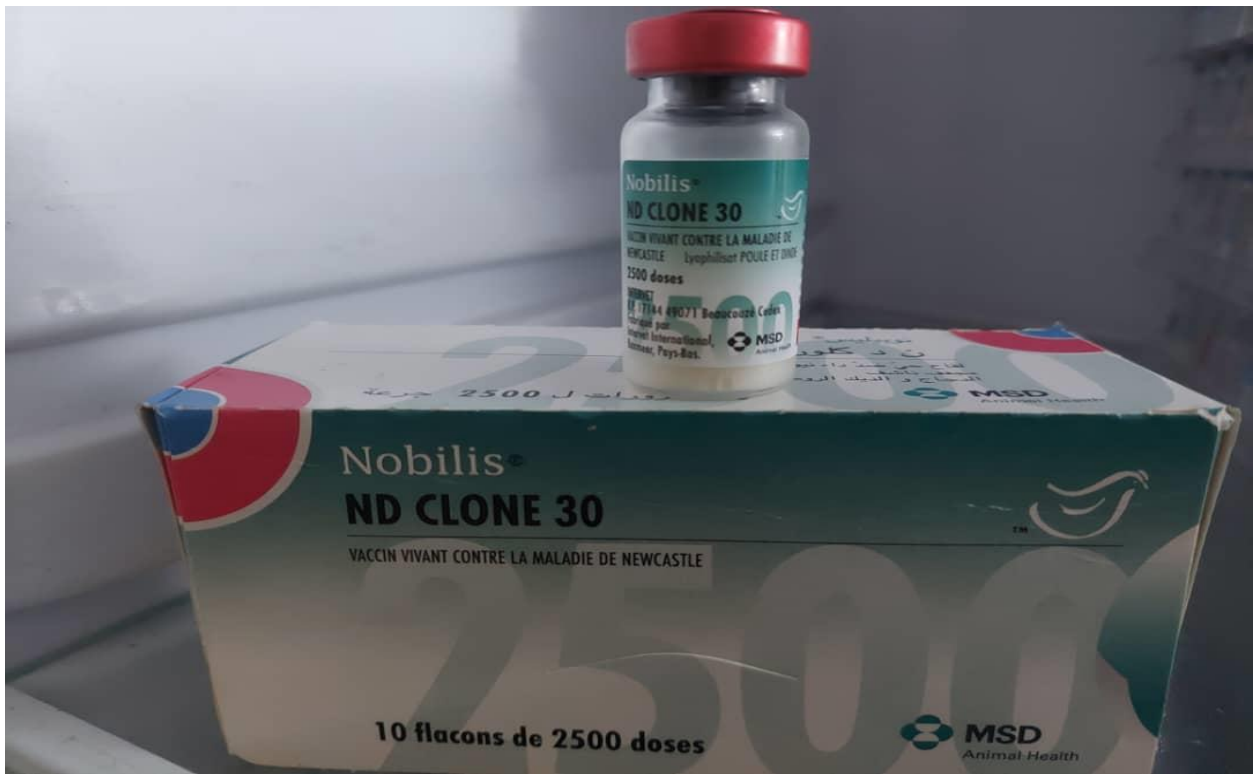
2^{ème} Protocole avec Newcastle vectorisé

Annexe 3 :2^{ème} protocole de la vaccination de la DSV pour les poulettes démarrées (DSV, 2016)

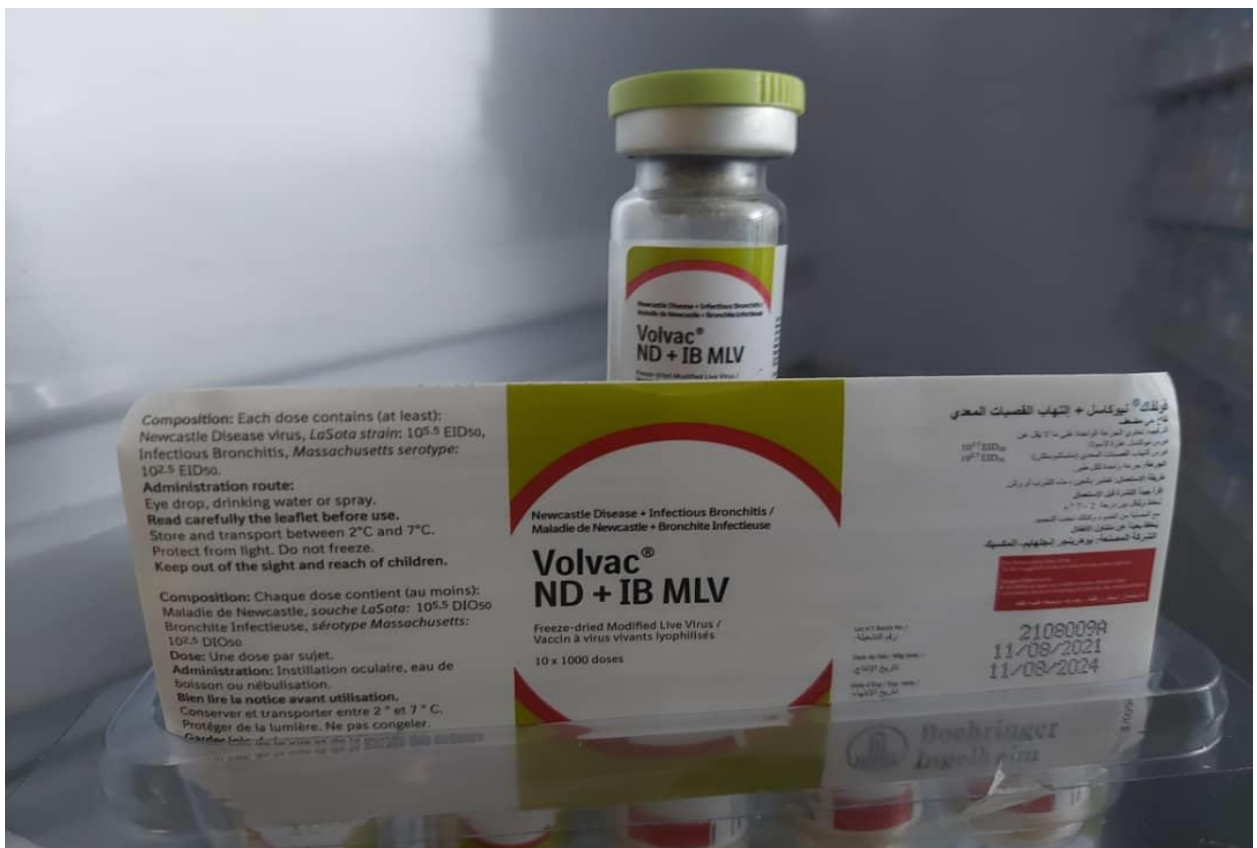
AGE	Maladie	Type de vaccin	Mode d'administration
J1 (au couvoir)	-Marek -Newcastle -Bronchite infectieuse -Gumboro	-vaccin vivant(Rispens) -vaccin vectorisé (HVT Newcastle) -vaccin vivant (mass) -vaccin vivant atténué	- Injectable - Injectable - Nébulisation - Nébulisation
J7	-Newcastle	-vaccin vivant	- Nébulisation
J12	-Bronchite infectieuse	- variant + mass	- Nébulisation
J18	-Gumboro	- vaccin vivant intermédiaire +	- eau de boisson
J28	-Newcastle	- vaccin vivant	- Nébulisation
6 ^{ème} semaine	-Bronchite infectieuse	-vaccin vivant atténué (variant+mass)	- Nébulisation
7 ^{ème} semaine	-Syndrome de la grosse tête	- vaccin vivant	- Nébulisation
8 ^{ème} semaine	-Variole aviaire	- vaccin vivant	- Transfixion alaire
10 ^{ème} semaine	-Bronchite infectieuse	- vaccin vivant atténué (mass)	- Nébulisation
16 ^{ème} semaine	-Newcastle -Syndrome de la grosse tête -Syndrome de la chute de ponte (EDS) -Bronchite infectieuse	- vaccin inactivé - vaccin inactivé - vaccin inactivé - vaccin inactivé Mass+variant	-Injectable



Annexe 4 : Vaccin contre la grippe aviaire



Annexe 5 : Vaccin contre la maladie de Newcastle



Annexe 6 : Vaccin contre la maladie de Newcastle et de la Bronchite infectieuse