

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

People's Democratic Republic of Algeria

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministry of Higher Education and Scientific Research



معهد العلوم البيطرية

Institute of Veterinary  
Sciences

جامعة البليدة 1

University Blida 1



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

Thème : Etude de la qualité bactériologique et immunologique du poussin d'un  
jour dans la région centre d'Algérie.

Présenté par :

- ROUABHI Mohamed Abdelouahabe
- SABOUR Nasreddine

Devant le jury :

Président :	Pr. BOUMAHDHI Zoubida	Pr.	ISV - BLIDA
Examineur :	Dr SALHI Omar	M.C.A	ISV-BLIDA
Promoteur	Dr LOUNAS Aziz	M.C.A	ISV BLIDA

Année universitaire : 2022 / 2023



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

People's Democratic Republic of Algeria

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministry of Higher Education and Scientific Research



معهد العلوم البيطرية

Institute of Veterinary  
Sciences

جامعة البليدة 1

University Blida 1



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

Thème : Etude de la qualité bactériologique et immunologique du poussin d'un  
jour dans la région centre d'Algérie.

Présenté par :

- ROUABHI Mohamed Abdelouahabe
- SABOUR Nasreddine

Devant le jury :

Président :	Pr. BOUMAHDHI Zoubida	Pr.	ISV - BLIDA
Examineur :	Dr SALHI Omar	M.C.A	ISV-BLIDA
Promoteur	Dr LOUNAS Aziz	M.C.A	ISV BLIDA

Année universitaire : 2022 / 2023

# **Remerciements :**

*Avant tout, nous remercions dieu tout puissant de nous avoir aidés et de nous avoir donné la foi et la force pour achever ce modeste travail.*

*Nous exprimons notre profonde gratitude à notre promoteur Dr LOUNAS ABDELAZIZ, de nous avoir encadrés avec sa cordialité franche et coutumière, on le remercié pour sa patience et sa gentillesse, pour ses conseils et ces orientations claires qui nous ont guidés dans la réalisation de ce travail. Chaleureux remerciement.*

*Nous remercions :*

*Pr **BOUMAHDI MERAD Z** De nous avoir fait l'honneur de présider notre travail.*

*Dr **SALHI O** D'avoir accepté d'évaluer et d'examiner notre manuscrit.*

*Nous saisissons cette occasion pour exprimer notre profonde gratitude à l'ensemble des enseignants de l'institut des sciences vétérinaires de Blida.*

*Nous adressons nos sincères remerciements à tous ceux qui ont participé de près ou de loin dans la réalisation de ce travail.*

# **DEDICACES**

*Je dédie ce modeste travail et ma profonde gratitude à ma Mère et mon père pour l'éducation qu'ils m'ont prodigué*

*Pour tous sacrifices, leur amour, leur tendresse, leur soutien et leurs prières tout au long de mes études,*

*A mon frère **SIFOU** pour son encouragement permanent, et son soutien moral,*

*A toute ma faille pour leur soutien tout au long de mon parcours universitaire,*

*A mon binôme **Nasreddine** et toute sa famille.*

*A tous mes amis : **Les deux Ghanou , Zinou, Kastali, Mahmoud, Zaoui, Farruk, Yassin , Chiekh, Khaled , Abdelbarie, Abdelraouf, Redoinne, Akram, Habibou, Abdeslem, Fettah, Reedha , Marmouz....***

*Mes formateurs et tout le personnel de l'institut des sciences vétérinaires Blida*

*A toute la promo vétérinaire*

*A tous ceux qui m'ont aidé dans mon travail de thèse pour leurs conseils, leurs temps et leur contribution*

*Que ce travail soit l'accomplissement de vos vœux tant allégués, et le fruit de votre soutien infaillible.*

*Merci d'être toujours là pour moi.*

*Waheb.....*

# **DEDICACES**

*Après tant d'effort, et de travail nous sommes enfin arrivés à la fin...  
mais ceci grâce aux proches.*

*Aux êtres les plus chères au monde qui ont sacrifié pour m'offrir  
un climat idéal du travail et de m'apporter leurs soutien et  
encouragements depuis toujours : mes chers parents : **Mohamed** et  
**Fatima**, merci pour tout.*

*À mes chers frères **Kamel, Faysal, Abdeslam, Abderazak,**  
**Abdelkader,***

*À mes sœurs et tout la famille **Sabour** de pré et loin.*

*Aux enfants de mes sœurs et mes frères.*

*À mon binôme **Waheb** et sa famille.*

*À mon cher promoteur **Abdelaziz LOUNAS.***

*Tous mes amis et collègues et surtout : **Habib, Yassin, Raouf,**  
**Radhoine, Akram, les Sabra CH\_KH, Abdeslam, Fatah, Abdel Bari,**  
**Ridha, Marmouz, Noufel, Zaki, Zaoui, Dhayfe....***

*A Toute la promo vétérinaire **2023**, et tous les étudiants de  
l'institut vétérinaire Blida.*

*Nasreddine.....*

## **Résumé :**

Il semble que la production de poulets dans le centre de l'Algérie (Alger, Bouira, Boumerdes, Blida) est en développement progressif. Cependant, cette progression est freinée par plusieurs obstacles liés à la qualité bactériologique et immunologique. L'objectif de l'étude était de minimiser les risques de propagation de maladies virales et bactériennes, ainsi que d'assurer une bonne protection des poussins dès leur naissance, car leur statut sanitaire peut avoir un impact sur toute la durée de l'élevage.

Les résultats de l'étude montrent que le taux de transmission des anticorps contre l'IBDV (infectious bursal disease virus) est très bon dans 65% des élevages analysés, et bon dans le reste des élevages.

En ce qui concerne la qualité bactériologique, les poussins analysés dans les différents élevages présentent une contamination à 30.77% par des entérobactéries, les staphylocoques sont présents dans 62% des élevages analysés.

Il n'y a pas de présence totale de salmonelles ni d'aspergillose détectée dans les poussins analysés.

En ce qui concerne les tests d'antibiogramme, les bactéries montrent une résistance à la plupart des antibiotiques, à l'exception de C, CN et RD qui donnent de bons résultats. Le test AML/AC donne des résultats moyens, tandis que les autres antibiotiques donnent des résultats faibles en termes d'efficacité.

**Mots clés : centre d'Algérie, poussin d'un jour, bactériologique, immunologique, anticorps.**

## ملخص

يبدو أن إنتاج الدواجن في وسط الجزائر (الجزائر العاصمة، بويرة، بومرداس، البليدة) يشهد تطورًا تدريجيًا. ومع ذلك، يتعرض هذا التقدم لعدة عقبات تتعلق بالجودة البكتيريولوجية والمناعية. كان هدفنا هو تقليل مخاطر انتشار الأمراض الفيروسية والبكتيرية وضمان حماية جيدة لصغار الدجاج منذ ولادتهم، حيث يمكن أن يؤثر وضعهم الصحي على مدى فترة التربية بأكملها.

تشير النتائج إلى أن معدل انتقال الأجسام المضادة ضد فيروس الإنفلونزا المعوية المعدي ممتاز في 65% من المزارع المحللة، وجيد في باقي المزارع.

فيما يتعلق بالجودة البكتيريولوجية، يُظهر صغار الدجاج المحللة في المزارع المختلفة تلوًا بنسبة 100% بإشريكية القولونية، بالإضافة إلى ذلك يتواجد العنقوديات في 62% من المزارع المحللة و بنسبة 30.77% بالنسبة للبكتيريا المعوية.

لم يتم اكتشاف وجود للسالمونيلا أو عدوى الأسبيرجيلوس في صغار الدجاج المحللة.

فيما يتعلق بفحوصات مقاومة البكتيريا للمضادات الحيوية، تظهر المستجبات مقاومة لمعظم المضادات الحيوية، باستثناء ريفامبيسين و كلورامفينيكول و الجنتاميسين التي تعطي نتائج جيدة، أموكسيسيلينو حمض كلافولانيك يعطي نتائج متوسطة، في حين تعطي المضادات الحيوية الأخرى نتائج ضعيفة من حيث الفعالية.

**كلمات مفتاحية :** وسط الجزائر، الأجسام المضادة، صغار الدجاج، البكتيريولوجية، المناعية.

**L'abstract :**

It appears that chicken production in central Algeria (Algiers, Bouira, Boumerdes, and Blida) is gradually developing. However, several obstacles related to bacteriological and immunological quality hinder this progress. The objective of the study was to minimize the risks of viral and bacterial disease spread, as well as to ensure proper protection of chicks from birth, as their health status can affect the entire duration of the rearing process.

The results of the study show that the rate of antibody transmission against infectious bursal disease virus (IBDV) is very good in 65% of the analyzed farms, and good in the remaining farms.

Regarding bacteriological quality, the chicks analyzed in different farms show a contamination rate of 30.77% by enterobacteria, while staphylococci are present in 62% of the analyzed farms.

There is no presence of salmonella or aspergillosis detected in the analyzed chicks.

Regarding antibiotic susceptibility testing, bacteria show resistance to most antibiotics, except for C, CN, and RD, which yield good results. The AML/AC test shows average results, while the other antibiotics show weak efficacy.

**Keywords:** central Algeria, day-old Chick, bacteriological, immunological, antibodies.

## Sommaire :

**Introduction :** .....1

## Partie bibliographique

### Chapitre I : Bâtiment et conduite d'élevages avicoles

<b>1. Bâtiment avicole</b> .....	<b>4</b>
1.1 Intérêt de bâtiment d'élevage avicole : .....	4
1.2 Caractéristiques du bâtiment : .....	4
1.3 Type des bâtiments : .....	4
1.3.1 Poulailers obscurs: .....	4
1.3.2 Poulailers clairs : .....	5
1.4 L'implantation du bâtiment : .....	6
1.5 Les dimensions du bâtiment : .....	7
1.4.1 Surface et densité : .....	7
1.4.2 Largeur : .....	7
1.4.3 Longueur : .....	7
1.4.4 Hauteur : .....	7
1.4.5 Distance entre les bâtiments : .....	8
<b>2. Les facteurs d'ambiance:</b> .....	<b>8</b>
2.1 La température: .....	8
2.1.1 Les effets des températures extrêmes et de brusques variations : .....	8
2.2 Humidité relative ou hygrométrie : .....	8
2.3 La ventilation : .....	9
2.4 La densité d'élevage : .....	10
2.5 La litière: .....	10
2.6 L'éclairage: .....	11
<b>3. Conduite de l'élevage du poulet de chair :</b> .....	<b>11</b>
3.1 Préparation de la poussinière : .....	11
3.2 Mise en place des Poussins: .....	12
3.3 Equipements de l'élevage: .....	13
3.3.1 Matériel d'alimentation: .....	13

3.3.2	Matériel d'abreuvement: .....	15
3.3.3	Matériel de chauffage:.....	16
3.4	Contrôle des facteurs d'ambiance : .....	17
3.4.1	La température ambiante :.....	17
3.4.2	La ventilation: .....	18
3.5	Hygiène et prophylaxie: .....	19
3.5.1	Vide sanitaire et désinfection: .....	20
3.5.2	Hygiène en cours d'élevage: .....	20

## **Chapitre II : Les contaminations des poussins d'un jour.**

<b>1. Les Maladies virales :</b> .....	24
<b>1.2 La bursite infectieuse :</b> ..... ;.....	24
1.2.1 Définition :..... ; .....	24
1.2.2 Importance de l'immunité passive :.....	24
1.2.3 Interférence de l'immunité passive avec l'immunisation active :.....	24
1.2.4 Symptômes :..... ;.....	24
1.2.5 Lésions :.....	25
1.2.6 Facteurs de contamination : .....	26
1.2.7 Sources de contamination :.....	26
1.2.8 Modes de transmission : .....	26
1.2.9 Prophylaxie :..... ;.....	26
<b>1.3 L'anémie infectieuse :</b> .....	27
1.3.1 Définition :.....	27
1.3.2 Symptômes :.....	27
1.3.3 Lésions :.....	27
1.3.4 Facteurs de contamination : .....	28
1.3.5 Sources de contamination :..... ;.....	28
1.3.6 Modes de transmission : .....	28
1.3.7 Prophylaxie :..... ;.....	29
<b>1.4 Maladie de Marek</b> .....	29
1.4.1 Définition :.....	29
1.4.2 Symptômes :.....	29

1.4.3	Lésions :.....	30
1.4.4	Facteurs de contamination :.....	31
1.4.5	Sources de contamination :.....	31
1.4.6	Modes de transmission :.....	31
1.4.7	Prophylaxie :.....	32
<b>1.5</b>	<b>Maladie de Newcastle :.....</b>	<b>32</b>
1.5.1	Définition :.....	32
1.5.2	Symptômes :.....	32
1.5.3	Lésions :.....	33
1.5.4	Facteurs de contamination :.....	34
1.5.5	Sources de contamination :.....	34
1.5.6	Modes de transmission :.....	35
1.5.7	Prophylaxie :.....	35
<b>2.</b>	<b>Les maladies bactériennes :.....</b>	<b>36</b>
2.2.1	Colibacillose :.....	36
2.2.2	Salmonellose :.....	40
2.2.3	Les maladies fongiques :.....	42
2.2.4	Aspergillose :.....	42
	<b>Partie expérimentale :.....</b>	<b>44</b>
<b>1.</b>	<b>Problématique :.....</b>	<b>45</b>
<b>2.</b>	<b>Objectif :.....</b>	<b>45</b>
<b>3.</b>	<b>Matériel et méthodes :.....</b>	<b>46</b>
<b>3.1.</b>	<b>Partie sérologique..... ;.....</b>	<b>46</b>
3.1.1.	Matériel :.....	46
	• Matériel biologique.....	46
	• Matériel de laboratoire.....	46
3.1.2.	Méthodes :.....	48
	• Prélèvement.....	48
	• Méthodes ELISA.....	48
<b>3.2</b>	<b>Partie bactériologique..... ;.....</b>	<b>52</b>
3.2.1	Matériel :..... ;.....	52
	• Matériel biologique :.....	53
	• Matériel de laboratoire :.....	53

3.2.2 Méthodes : .....	54
• Prélèvement.....	54
• Méthodes au laboratoire :.....	55
• Ensemencement.....	55
• L'isolement .....	57
• AntibioGramme.....	58
<b>4.Résultats et discussion :</b> ..... ;	59
<b>4.1 Résultats :</b> .....	59
4.1.1 La qualité immunologique du poussin d'un jour.....	59
4.1.1.1 IBDV :..... ;	59
4.1.1.2 IAFP H9 :.....	62
4.1.2. La qualité bactériologique du poussin d'un jour :.....	62
4.1.2.1 variation de positivé.....	65
4.1.2.1 résultats d'antibiogramme.....	66
<b>4.2 Discussion :</b> ..... ;	69
<b>Conclusion et recommandations :</b> .....	74
<b>Les références :</b> .....	75

## Liste des tableaux :

<b>Tableau 1:</b> le taux d`humidité relatif dans les bâtiments poulets de chair. (Driouche, Hamidi, 2017). .....	9
<b>Tableau 2:</b> exemple de densité au m <sup>2</sup> et de kg/m <sup>2</sup> dans un bâtiment. (Hubbard, 2015). .....	10
<b>Tableau 3:</b> programme lumineux de poulet de chair période de démarrage (Hubbard, 2015). .....	11
<b>Tableau 4 :</b> distribution des assiettes au niveau du bâtiment. ....	14
<b>Tableau 5:</b> normes des températures avec source de chauffages localisée en fonction de l`âge l`oiseau (Alloui, 2001) ; .....	19
<b>Tableau 6:</b> Gamme recommandée pour les paramètres d`ambiance et les taux de ventilation nécessaires pour les garder (HUBBARD, 2015). .....	19
<b>Tableau 7 :</b> Les géloses utilisées dans l`isolement. ....	58
<b>Tableau 8 :</b> Résultats des analyses de la maladie de Gumboro du poussin d`un jour des différents élevages. ....	59
<b>Tableau 9 :</b> suivant représente les classes des G.M.T des différents élevages analysés. ....	60
<b>Tableau 10 :</b> CV des GMT des poussins de l`étude (%). .....	61
<b>Tableau 11 :</b> les dates optimales pour la vaccination d`IBDV chez les 17 élevages analysés. ....	62
<b>Tableau 12:</b> Résultats des analyses d`IAFP H9 du poussin d`un jour des différents élevages. ....	62
<b>Tableau 13:</b> Représentation des résultats de la lecture macroscopique après isolement des bactéries. ....	65
<b>Tableau 14:</b> pourcentage des résultats de la lecture macroscopique des colonies bactériennes. ....	65
<b>Tableau 15:</b> Tableau des mesures de sensibilité et résistance pour chaque antibiotique. .	67
<b>Tableau 16:</b> Résultats d`antibiogrammes d`orientation. ....	68
<b>Tableau 17:</b> Pourcentage de sensibilité aux antibiotiques. ....	68

## Liste des figures :

<b>Figure 1:</b> Bâtiment d'élevage avicole pour Poulettes. ....	4
<b>Figure 2:</b> Système de ventilation des bâtiments obscurs. ....	5
<b>Figure 3:</b> Bâtiments à ventilation naturel. ....	6
<b>Figure 4:</b> site trop exposé.....	6
<b>Figure 5:</b> site encaissé à proscrire. ....	7
<b>Figure 6:</b> photo présent les démonstrions de bâtiment. ....	8
<b>Figure 7:</b> démarrage sur une partie du bâtiment. ....	12
<b>Figure 8:</b> Démarrage sur toute la surface du bâtiment.....	12
<b>Figure 9:</b> caractéristique d'une bonne qualité de poussins.....	13
<b>Figure 10:</b> la répartition des poussins en fonction de température ambiante. (AQCMA, 2013).....	14
<b>Figure 11:</b> des assiettes automatiques. ....	15
<b>Figure 12:</b> trémies circulaires.....	15
<b>Figure 13:</b> chaine plat automatique. ....	16
<b>Figure 14:</b> exemple des Abreuvoirs ronds.....	16
<b>Figure 15:</b> pipettes à haut débit et pipettes à faible débit. ....	17
<b>Figure 16 :</b> système de chauffage à l'air pulsé. ....	17
<b>Figure 17:</b> Les chauffages radiant. ....	18
<b>Figure 18:</b> système de chauffage par le sol.....	18
<b>Figure 19 :</b> Forme aiguë de la maladie de Gumboro. Apathie, prostration, anorexie, .....	25
<b>Figure 20:</b> des hémorragies dans les muscles pectoraux et cuisse(intramusculaire), et dans la bourse de Fabricius. ....	25
<b>Figure 21 :</b> lésions observées sur les ailes ("maladie des ailes bleues") et d'hématocrite permettent de noter un faible volume cellulaire .....	27
<b>Figure 22 :</b> atrophie de la bourse de Fabricius et le thymus .....	28
<b>Figure 23 :</b> hémorragies sous-cutanées et intramusculaires .....	28
<b>Figure 24 :</b> Paralysie des pattes et décoloration de l'iris.....	30
<b>Figure 25 :</b> Infiltrations tumorales blanchâtres sur foie. Hypertrophie du plexus sciatique(D).....	30
<b>Figure 26 :</b> œdème de la tête, signe nerveux torticolis et difficulté de respiration. ....	33
<b>Figure 27 :</b> Hémorragies sévères dans la trachée. Hémorragie et des pétéchies dans la muqueuse intestinale. ....	33

<b>Figure 28</b> : hémorragie de muqueuse de proventricule et des amygdales cæcales. ....	34
<b>Figure 29</b> : inflammation de l'ombilic, omphalite et infection du sac vitellin.....	37
<b>Figure 30</b> : Cellulite colibacillaire avec un exsudat sérosanguin à caséux dans le tissu sous-cutané. ....	37
<b>Figure 31</b> : Ovaro-salpingite chez reproducteurs chair. ....	38
<b>Figure 32</b> :Inflammation articulation du jarret. ....	38
<b>Figure 33</b> :Inflammation articulation du jarret. ....	39
<b>Figure34</b> : Le foie et la rate est hypertrophié, avec quelques zones de dégénérescence. ...	39
<b>Figure35</b> : présentent une somnolence, les yeux fermés, les plumes ébouriffées avec diarrhée.....	41
<b>Figure 36</b> : une splénomégalie, Hépatomégalie avec des foyers nécrotiques. Exsudat fibrineux est présent sur le péricarde. ....	41
<b>Figure37</b> : difficultés respiratoires, dyspnée, dépression. ....	43
<b>Figure 38</b> :des nodules caséux dans les poumons.. exsudat fibrineux obstruant la trachée et les bronches. ....	43
<b>Figure39</b> : 20 poussins pour le test ELISA et analyses bactériologiques.....	46
<b>Figure40</b> : matériels nécessaire pour test Elisa. ....	47
<b>Figure41</b> : Méthode de récolte de sang et séparation du sérum.....	48
<b>Figure42</b> : identifie la plaque et numérisation les barrettes. ....	49
<b>Figure 43</b> : étape(1) de pré-dilution.....	49
<b>Figure44</b> : étape deuxième(2) de test Elisa.....	50
<b>Figure45</b> : étape 3, 4.....	50
<b>Figure46</b> : étape 5,6.....	51
<b>Figure47</b> : étape 7,8. ....	51
<b>Figure48</b> : étape 11, 12.....	52
<b>Figure49</b> :10 Poussin pour examen bactériologique.....	52
<b>Figure 50</b> : Matériels nécessaire pour l'examen bactériologique.....	54
<b>Figure 51</b> : les étapes de prélèvements pour examen bactériologique. ....	55
<b>Figure 52</b> : Emplacement de matériels dans le poste de travail. ....	56
<b>Figure 53</b> : Ensemencement de la gélose. ....	57
<b>Figure 54</b> : les résultats obtenus après l'isolement.....	58
<b>Figure 55</b> : Diffusion en milieu gélosé Mueller-Hinton et dépôt des disques d'antibiotique. ....	59
<b>Figure 56</b> : Graphique de variation des résultats G.M.T des analyses IBDv. ....	60

<b>Figure 57</b> : variation des résultats de CV% des titres d'anticorps de la maladie de Gumboro. .....	61
<b>Figure 58</b> : Des colonies d'E. Coli de couleur jaune sur gélose Hektoen. ....	63
<b>Figure 59</b> : Des colonies d'E. Coli de couleur rose foncé sèche, en forme des beignets sur milieu Mac Conkey.....	64
<b>Figure 60</b> : des colonies de Staphylococcus Aureus pigmentées d'une auréole jaune sur Chapman.....	64
<b>Figure 61</b> : Représentation graphique de pourcentage des résultats de la lecture macroscopique des colonies.....	67
<b>Figure 62</b> : Représentation graphique de pourcentage des résultats de la lecture macroscopique des colonies. ....	66
<b>Figure 63</b> : Résultats d'antibiogrammes.....	67
<b>Figure 64</b> : la sensibilité des bactéries isolées envers les différents antibiotiques. ....	69

## Liste des abréviations

**m** : mètres.

**m<sup>2</sup>** : mètre carré.

**Cm** : centimètre.

**ppm** : particule par million.

**s** : seconde

**±** : plus ou moins.

**C°** : Degré Celsius.

**DO<sub>cp</sub>**:densité optique des contrôles positifs.

**DO<sub>cn</sub>**:densité optique des contrôles négatifs.

**h** : heurs.

**Kg** : kilogramme.

**HG** : hygromètre.

**Lux** : unité de mesure de l'éclairement lumineux.

**ml** : millilitre.

**mn** : minute.

**T°** : température.

**m<sup>3</sup>** :mètre cube.

**G.M.T**: Geometric mean titer.

**MAX** : Maximum.

**MIN** : Minimum.

**CV%** : coefficient de variation.

**%** : pourcentage.

**AOM** : Les anticorps d'origine maternel.

**VAIP** : virus de l'anémie infectieuse du poulet.

**S.C** : sous cutané.

**I.M** : intramusculaire.

**J** : jour.

**APEC** : Escherichia coli pathogène aviaire.

**ATB** : antibiotique.

**mm** : millimètre



**Introduction :**

La production de poulet de chair a connu une forte croissance en Algérie ces dernières années. Cependant, cette expansion de la production est confrontée à plusieurs contraintes, notamment les contraintes pathologiques liées aux virus, aux bactéries et aux champignons. Ces contraintes peuvent avoir un impact négatif sur la santé et la productivité des volailles.

Il est recommandé aux éleveurs de travailler en étroite collaboration avec les couvoirs et les vétérinaires spécialisés pour garantir la qualité et la santé des poussins d'un jour. Des programmes de biosécurité appropriés doivent être mis en place pour minimiser les risques de propagation des maladies. Les bonnes pratiques d'élevage, y compris, une gestion du stress et des conditions environnementales optimales, sont également essentielles pour soutenir la santé et la croissance des poulets tout au long de leur cycle d'élevage.

Pour juger de la qualité d'un poussin d'un jour en provenance du couvoir, l'éleveur peut s'appuyer sur des critères visibles (aspect général, absence de malformations, cicatrisation de l'ombilic, vivacité, homogénéité...), et invisibles (sanitaires et immunitaires). Le statut sanitaire d'un poussin d'un jour peut impacter toute la durée de l'élevage.

La qualité immunologique et bactériologique des poussins d'un jour se réfère à leur système immunitaire et à leur capacité à résister aux maladies. Les poussins d'un jour héritent d'une immunité passive de leur mère grâce aux anticorps présents dans le jaune d'œuf. Cette immunité leur offre une certaine protection contre les maladies jusqu'à ce que leur propre système immunitaire se développe. Une mauvaise qualité immunologique peut rendre les poussins plus vulnérables aux infections, ce qui peut entraîner des taux de mortalité élevés et des problèmes de santé à long terme.

La première partie de ce document comporte une étude bibliographique des conditions optimales d'élevage, et différentes maladies qui touchent les poussins. La seconde partie concerne une étude immunologique et bactériologique à partir des prélèvements effectués sur des poussins d'un jour des différents élevages visités dans le centre d'Algérie.

**Partie bibliographique**

**Chapitre I: Bâtiment et  
conduite d'élevages avicoles.**

## Chapitre I : Bâtiment et conduite d'élevages avicoles.

### 1. Bâtiment avicole

#### 1.1. Intérêt du bâtiment d'élevage avicole :

La construction d'un poulailler nécessite une bonne planification avant le début des travaux. Le bâtiment et l'équipement influencent directement l'efficacité de la production avicole et, la rentabilité de l'entreprise. Le confort des poulets doit toujours être l'objectif. (1).

#### 1.2. Caractéristiques du bâtiment :

Le bâtiment doit être conçu de façon à minimiser les flux de circulation, faciliter le nettoyage et la désinfection, et empêcher les oiseaux et rongeurs d'entrer. Une barrière (clôture) est nécessaire pour empêcher les accès non autorisés.

L'espace autour du bâtiment doit être dégagé et plat jusqu'à 15 m pour pouvoir tondre la pelouse rapidement et facilement. Un espace de 1 à 3 mètres de largeur en béton ou graviers, installé directement autour du bâtiment, peut décourager l'entrée des rongeurs et offrir une zone de nettoyage et de stockage des pièces amovibles des équipements comme dans la figure 1 (2).



Figure 1: Bâtiment d'élevage avicole pour Poulettes (28).

#### 1.3. Type des bâtiments :

### 1.3.1. Poulailers obscurs :

La ventilation dynamique, dans les bâtiments à environnement contrôlé ou fermé, représente le système de ventilation des bâtiments d'élevage de poulets de chair le plus plébiscité, en raison de sa capacité à mieux contrôler l'environnement intérieur dans des conditions ambiantes variables. La forme la plus répandue de ventilation dans des bâtiments à environnement contrôlé fonctionne en pression négative. Ces bâtiments sont habituellement construits avec des murs latéraux et des ventilateurs d'extraction robustes, **figure (2)**, ainsi que des entrées d'air automatisées par lesquelles l'air frais est aspiré à l'intérieur du bâtiment **(1)**.



**Figure 2:** Système de ventilation des bâtiments obscurs**(28)**.

### 1.3.2. Poulailers clairs :

La ventilation naturelle se réfère à un bâtiment ouvert comprenant généralement des rideaux (bien que des volets ou des portes puissent également être utilisés) au niveau des murs latéraux, **figure 3**. Dans les bâtiments ouverts, le principe consiste à ouvrir et fermer les rideaux, pour générer des courants de convection (vent ou brise) qui vont faire circuler l'air à l'intérieur du bâtiment. D'un point de vue général, les bâtiments ouverts se gèrent le mieux lorsque les conditions ambiantes sont proches de la température fixée pour le bâtiment.

Les bâtiments à ventilation naturelle requièrent une gestion permanente, 24 heures sur 24, et un contrôle ininterrompu des conditions ambiantes extérieures, (vitesse et direction du vent) et intérieures (température, HR, qualité de l'air et confort des oiseaux). Les rideaux, ou volets latéraux, doivent être réajustés en permanence en fonction des changements de l'environnement (à la fois intérieur et extérieur) **(1)**.



Figure 3: Bâtiments à ventilation naturel(29).

#### 1.4. L'implantation du bâtiment :

Peut impacter fortement les consommations d'énergie de ce dernier. L'effet du vent sur une construction va générer une différence de pression qui va être à l'origine d'une zone plus froide sur le côté opposé au vent. Le choix d'un lieu d'implantation sain, protégé des vents forts mais aéré, sec et bien drainé, permet un meilleur confort thermique tout en limitant l'utilisation du chauffage en période froide et de la ventilation et/ou du refroidissement en période chaude.

La présence de vents trop violents ou au contraire l'absence de vent sur le site d'implantation peut induire un refroidissement ou un réchauffement non maîtrisé du bâtiment d'élevage et ainsi générer des surconsommations d'énergie. Il s'agit d'implanter le bâtiment dans un environnement topographique qui permette de limiter ses besoins en énergie tout en assurant un fonctionnement optimal (3)

- **Colline** : éviter les sites trop exposés ou trop encaissés, dans ce cas en raison d'un risque de vent trop important.

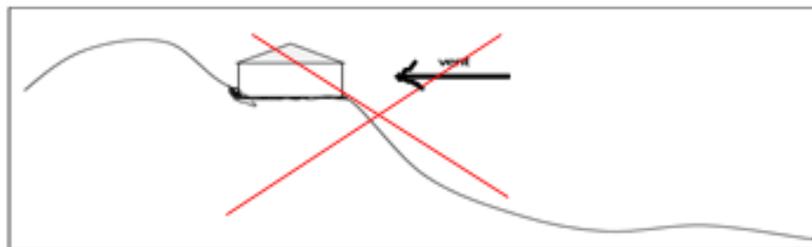


Figure 4: site trop exposé(5).

- **Vallée**: éviter les sites trop encaissés; dans ce cas en raison de risque de trop fortes humidités et/ou températures.



**Figure 5: site encaissé à proscrire(5).****❖ Orientation du bâtiment :**

L'orientation du bâtiment peut être réfléchié selon deux critères, le bon fonctionnement de la ventilation et l'incidence de l'ensoleillement sur le bâtiment. Il n'est pas toujours possible d'obtenir une implantation optimum sur les deux paramètres. L'approche vents dominants doit être privilégiée en bâtiment à ventilation mécanique(4).

- **Par rapport aux vents dominants;** En bâtiments avicoles à ventilation naturelle, il est difficile d'obtenir un renouvellement d'air suffisant uniquement par effet cheminée lorsque la température extérieure est élevée. En effet, la densité des masses d'air intérieures et extérieures étant très proche, le « triage » thermique est faible. Dans ces conditions, l'incidence du vent est souvent indispensable si celui-ci n'est pas trop violent. L'orientation du bâtiment influence la bonne marche de la ventilation.

- **Par rapport au soleil;** La lutte contre les températures élevées est l'une des préoccupations les plus importantes en zone chaude. Pour limiter cette élévation de la température, il est possible de jouer sur l'implantation du bâtiment de façon à ce que le soleil pénètre le moins possible à l'intérieur de la salle d'élevage. Pour optimiser l'orientation du bâtiment par rapport au soleil, il est souhaitable de l'orienter parallèlement à un axe Est Ouest.

**❖ Isolation du bâtiment :**

L'objectif de l'isolation est de rendre les conditions d'ambiance intérieure les plus indépendantes possible des conditions climatiques extérieures. L'utilisation de matériaux très fortement conducteurs de la chaleur (tôles galvanisées...) et non isolés induit un réchauffement de l'air au contact de ces matériaux. Il conviendra donc de veiller à utiliser des matériaux peu conducteurs de chaleur et de s'assurer qu'une isolation correcte le sépare de l'ambiance de la salle d'élevage (4).

**1.5. Les dimensions du bâtiment :****1.5.1. Surface :**

La surface utilisable des bâtiments avicoles pour le poulet de chair de 10 à 15 poulet /m<sup>2</sup> pour l'élevage au sol (5).

**1.5.2. Largeur :**

Liée aux possibilités de bonne ventilation. On construit couramment des poulaillers de 8 m, 12 m ou 15 m de largeur (5).

### 1.5.3. Longueur :

Elle dépend de l'effectif des bandes à loger.

Elle dépend de l'effectif des bandes à loger, 12m de large x 100m de long pour 10.000 poulets et « magasin » (6).

### 1.5.4. Hauteur :

Dépend du système de chauffage. Elle varie de 5 à 6m.

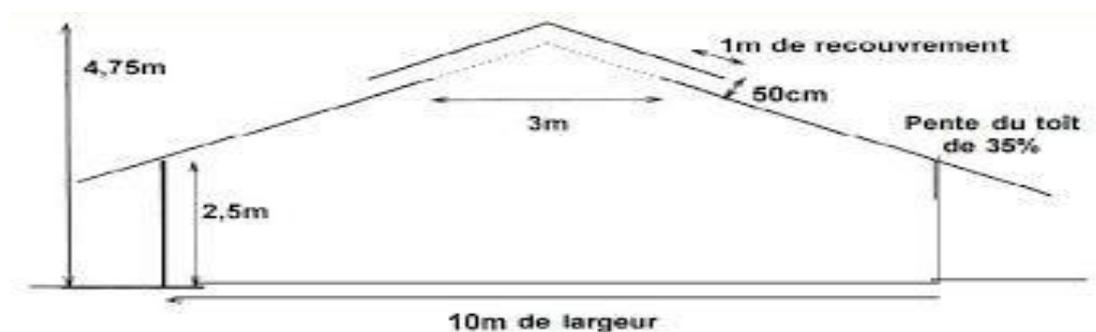


Figure 6: photo présent les démonstrions de bâtiment(1).

### 1.5.5. Distance entre les bâtiments :

La distance entre deux bâtiments ne doit jamais être inférieure à 30 m, pour limiter tout risque de contamination lors d'une maladie contagieuse, plus les bâtiments sont rapprochés plus les risques de contamination sont fréquents (7).

## 2. Les facteurs d'ambiance :

### 2.1. La température :

Le mauvais contrôle de la température peut provoquer une baisse de production, une diminution de la consommation de l'aliment et de l'eau et prédisposant les oiseaux à des infections secondaires. La surveillance continue du comportement des poulets peut réduire un risque excessif de stress thermique. L'attention doit être continue pour assurer une ventilation adéquate pendant les périodes de températures défavorables dans l'environnement (8).

- Température ambiante au démarrage : 32 - 34 °C.

- Baisse régulière et progressive de la température pour atteindre 30 - 31 °C à 7 jours  
**(9).**

## **2.2. Humidité relative ou hygrométrie :**

Humidité (L'hygrométrie) est une donnée importante qui influe sur la zone de neutralité thermique donc participe ou non au confort des animaux. Dans le cas d'une ambiance humide, froide ou chaude, les animaux éprouveront plus grandes difficultés à maintenir stable leur température corporelle. Le taux d'humidité selon les saisons présentes dans les tableau **(1).**

L'hygrométrie conditionne l'humidité des litières et par conséquent le temps de survie des microbes. Hors qu'elle est élevée (supérieure à 70%) il y a moins de libération des particules de poussière donc leur pouvoir pathogène est alors moindre par contre en atmosphère séché (hygrométrie inférieure à 55%), les litières peuvent devenir très pulvérulentes et libérer de nombreuses particules irritantes **(5).**

**Tableau 1:**le taux d'humidité relatif dans les bâtiments poulets de chair**(6).**

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

### 1.1. La ventilation :

La ventilation nécessaire pour assurer le potentiel génétique en fournissant la quantité d'oxygène nécessaire tout en extrayant les produits issus de la croissance et de la combustion de l'environnement.

Une mauvaise ventilation peut favoriser un excès d'humidité de la litière et accroître l'exposition des poulets à des agents pathogènes entériques et des agents pathogènes respiratoires. Une mauvaise ventilation peut aussi provoquer un niveau excessif d'ammoniac préjudiciable à la santé et au bien-être des animaux et du personnel. Le seuil acceptable est d'environ 15 ppm. Au-delà de ce seuil, l'ammoniac provoque des irritations **(8)**.

La ventilation implique une amélioration de l'environnement interne du bâtiment **(6)**. Un air calme se caractérise par une vitesse de 0.10m /s chez une volaille de moins de 4 semaines et par une vitesse de 0.20 à 0.30m/s chez une volaille emplumée au-delà il peut provoquer un rafraîchissement chez l'animale.

L'augmentations de la vitesse d'air (jusqu'à 0.7m/s) en cas d'une température critique est supérieur dans l'élevage permet aux volailles de maintenir leur équilibre thermique en augmentant l'élimination de chaleur par convection **(7)**.

### 1.1. La densité :

Une bonne densité est essentielle pour le succès de la production de poulets de chair en assurant une surface suffisante pour des performances optimales. Une mauvaise densité peut conduire à des problèmes locomoteurs, des griffures, des brûlures et de la mortalité. De plus, la qualité de la litière sera compromise. **(10)**.

**Tableau 2:**exemple de densité au m<sup>2</sup> et de kg/m<sup>2</sup> dans un bâtiment**(9)**.

Poids de l'abattage (kg)	Climat tempéré		Climat et saison chauds	
	Oiseaux/m <sup>2</sup>	Kg/m <sup>2</sup>	Oiseaux/m <sup>2</sup>	Kg/m <sup>2</sup>
1.2	26-28	31.2-33.6	22-24	26.4-28.8
1.4	23-25	32.2-35	18-20	25.2-28.0

1.8	19-21	34.2-37.8	14-16	25.2-28.8
2.2	14-16	30.8-35.2	11-13	24.2-28.6
2.7	12-14	32.8-37.8	9-10	24.3-27
3.2	10-12	32-38.4	8-9	25.6-28.8

### 1.2. La Litière : Une bonne litière doit :

- offrir une bonne capacité d'absorption de l'humidité être biodégradable.
- assurer le confort des oiseaux.
- contenir peu de poussière.
- être exempte de contaminants.

Disponible en permanence auprès d'une source garantissant la biosécurité.

Les sols bétonnés sont lavables et permettent une gestion plus efficace de la biosécurité et de la litière.

Les sols en terre battues sont à éviter. Une litière de qualité médiocre est un facteur déterminant du développement de la dermatite des coussinets plantaires **(2)**.

L'épaisseur de la litière doit être de 15cm en hiver et 10cm en été **(10)**.

### 1.3. L'éclairage :

Les programmes lumineux sont un facteur clé pour obtenir de bonnes performances en poulet de chair et assurer le bien-être du lot. Les programmes lumineux sont spécifiquement étudiés avec des changements à des âges prédéterminés et ont tendance à varier en fonction du poids final envisagé pour la commercialisation des poulets. La recherche indique que les programmes lumineux qui incluent 6 heures continues d'obscurité améliorent le développement du system immunitaire **(10)**.

**Tableau 3:** programme lumineux de poulet de chair période de démarrage **(9)**.

Age (Jours)	Cycles d'obscurité	Heures d'obscurité	Intensité (lux)
0-4	6	6 fois 30 min = 3 h	>50
5	1	4	40
6	1	4	30

## 2. Conduite de l'élevage du poulet de chair :

## 2.1. Préparation de la poussinière :

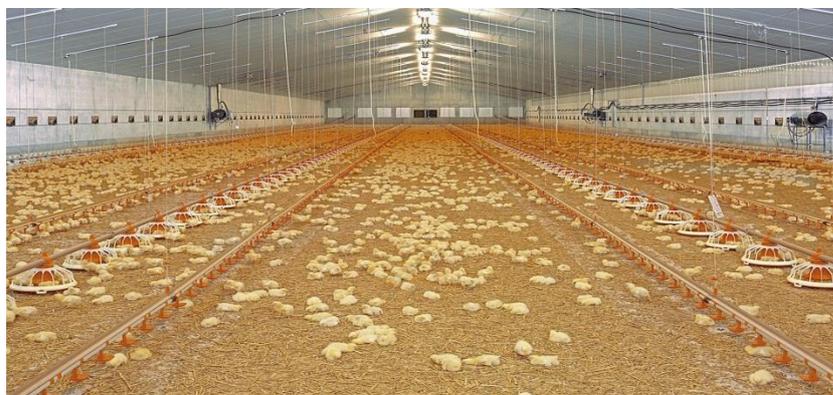
Il y a deux systèmes de contrôle de température prévalent dans les phases de démarrage des poulets de chair :

**Démarrage localisé (chauffage en cloche ou par radiant) ;** Dans les espaces de démarrage localisé, la source de chaleur est délimitée, ce qui permet aux poussins de s'éloigner pour trouver une zone plus fraîche et de choisir la température qui leur convient le mieux.



**Figure 7:** démarrage sur une partie du bâtiment(30).

**Démarrage sur toute la surface du bâtiment ;** Un espace de démarrage qui s'étend sur l'ensemble du bâtiment, ou une partie définie du bâtiment, est chauffé à l'aide d'une source de chaleur directe ou indirecte, dans le but d'obtenir une température homogène sur toute la surface, ou la partie du bâtiment concernée. La source de chaleur est plus étendue et diffuse la chaleur plus largement que dans un espace de démarrage localisé (2).



**Figure 8:** Démarrage sur toute la surface du bâtiment(28).

La préparation du poulailler se fait généralement le jour précédent l'arrivée des poussins. Il est primordial de bien recevoir les poussins, dans un environnement

accueillant pour eux, et en leur prodiguant les soins adéquats. Il est ici considéré que le poulailler et tous les équipements ont déjà été nettoyés et désinfectés, et que le vide sanitaire de 7 à 10 jours sans oiseau a été respecté **(3)**.

## **2.2. Mise en place des Poussins :**

Les couvoirs peuvent avoir un impact énorme sur le succès d'un lot de poulets. La période de l'éclosion jusqu'à l'élevage peut être très stressante. Tous les efforts pour minimiser le stress sont importants pour maintenir le bien-être animal et la bonne qualité du poussin.

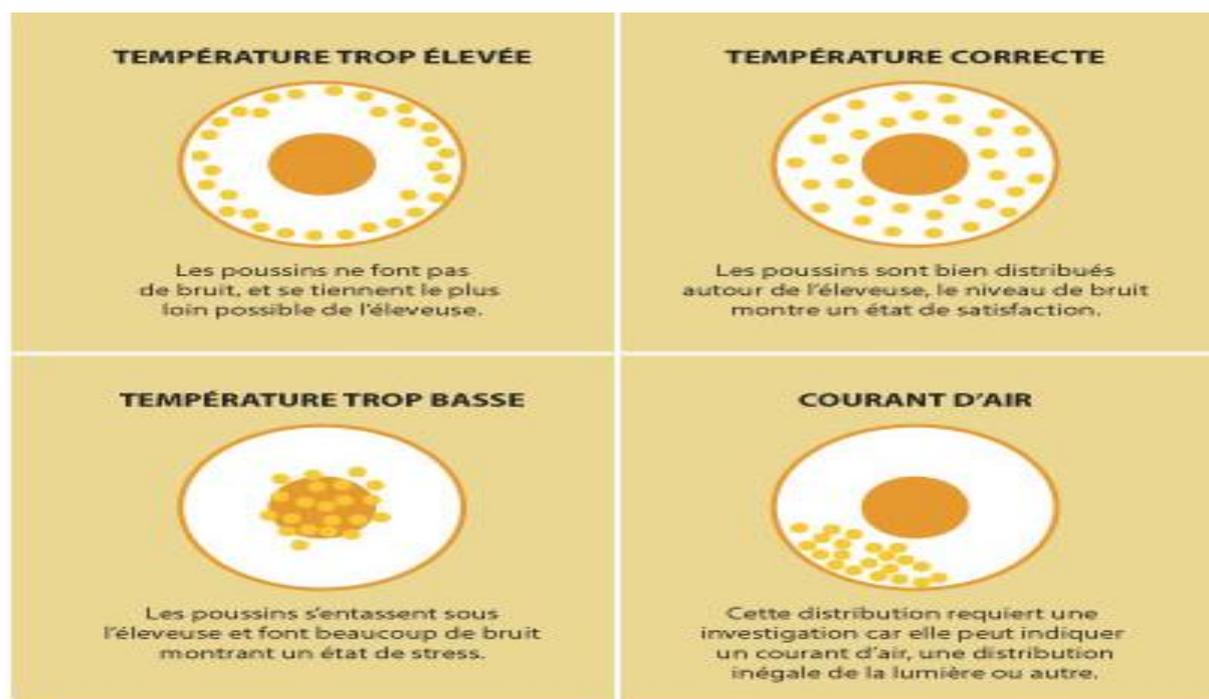
Les caractéristiques d'une bonne qualité de poussins :

- Bien secs, avec un bon duvet.
- Des yeux actifs, ronds et brillants.
- Paraissant actifs et mobiles.
- Les pattes devraient être claires et cireuses au toucher.
- Aucun signe d'articulation irritée ou de blessures.
- Les poussins devraient être exempt de toute déformation (par exemple : doigts crochus, cous tordus, becs croisés).



**Figure 9:**caractéristique d'une bonne qualité de poussins**(32)**.

L'importance de la période de démarrage ne peut être que trop soulignée. Les 14 premiers jours de la vie d'un poussin sont la base pour une bonne performance. Tout effort supplémentaire pendant la période de démarrage sera récompensé dans la performance finale du lot. Contrôler les animaux 2 heures après la mise en place. S'assurer qu'ils sont confortables **(10)**.



**Figure 10:** la répartition des poussins en fonction de température ambiante(10).

### 2.3. Equipements de l'élevage :

#### 3.3.1 Matériel d'alimentation :

La distribution de l'aliment et la proximité des systèmes sont la clé pour obtenir les niveaux de consommation d'aliments requis. Tous les systèmes d'alimentation devraient être réglés pour offrir un volume d'aliment suffisant avec un minimum de gaspillage. (10)

Le matériel doit être adapté à l'âge et à l'espèce. Aux premiers jours du démarrage pour permettre aux poussins de trouver rapidement la nourriture, on utilise des bandes de papier ou des plateaux pour mettre l'aliment à disposition des poussins (11). Il existe plusieurs types de mangeoires :

- **Système automatique à assiettes :**

60-70 animaux par assiette de 33cm de diamètre est la norme

Un système de débordement pour le démarrage des poussins.

**Tableau 4 :** distribution des assiettes au niveau du bâtiment(7).

Largeur du bâtiment	Nombre de lignes d'assiettes
Inferieure a 13 m	2 lignes
13m a 15m	3 lignes
16m a 20m	4 lignes

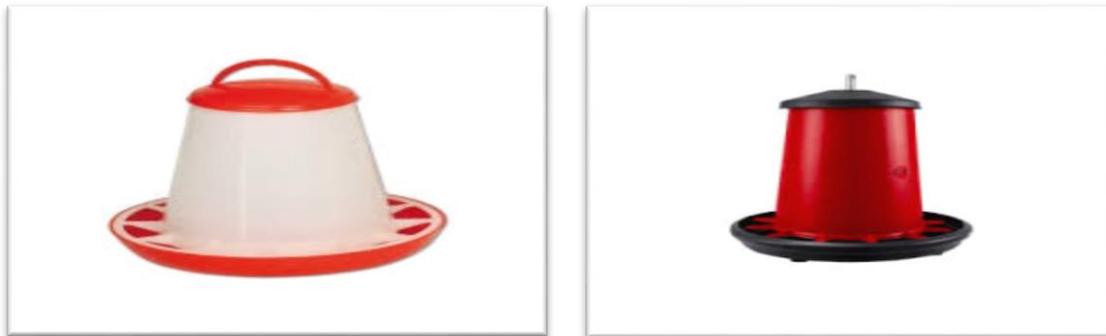
Le système à assiette est la norme car il permet le déplacement dans le bâtiment avec une incidence faible en termes de gaspillage et l'amélioration de l'indice de conversion. Les assiettes devrant être activée à chaque passage dans les bâtiments pour maintenir les assiettes pleines. Si l'animal balance l'assiette pour atteindre l'aliment, c'est qu'elles sont très hautes **(10)**.



**Figure 11:**des assiettes automatiques**(34)**.

- **Mangeoires trémie circulaires :**

Des trémies circulaires, **figure (12)**, pour les animaux adultes permettent une autonomie de 2-7 jours, ces modèles réduisent la perte et les fréquences de la distribution, ils peuvent être sur un système mécanique de distribution de l'aliment (1 trémie de 100 litres pour 120 poulets) **(7)**.



**Figure 12:**trémies circulaires**(35)**.

- **Système plate automatique :**

On devrait fournir un minimum de 2,5 cm de place à table par animal. Lors de l'étude de la place à table, prendre en considération les deux côtés de la chaîne.

Le rebord de la chaîne devrait être au niveau du dos de l'animal.

L'entretien de la chaîne, des coins et la tension de la chaîne sont primordiaux.

La hauteur de l'animal dans la chaîne est ajustée par des lamelles dans la trémie et devrait être contrôlée très fréquemment pour éviter le gaspillage **(10)**.



Figure 13: chaîne plat automatique(28).

### 3.3.2 Matériel d'abreuvement :

Distribuer de l'eau fraîche et propre, avec une pression adéquate, est fondamental pour une bonne production de volailles (10).

- **Abreuvoirs ronds ou coupelles (systèmes ouverts) :**

Ces systèmes ont un coût d'installation inférieur mais entraînent des problèmes tels que, litière humide, des saisies, et des problèmes d'hygiène de l'eau sont plus récurrents. Un nettoyage journalier est nécessaire ce qui, en plus du travail supplémentaire, entraîne un gaspillage d'eau.



Figure 14: exemple des Abreuvoirs ronds (36).

- **Systèmes de pipettes (circuit fermé) :**

Il existe deux types de pipettes généralement utilisés :

- Des pipettes à haut débit de l'ordre de 80 à 90 ml/mn. Elles créent une gouttelette d'eau à l'extrémité de la pipette et sont équipées d'une coupelle pour récupérer tout excès d'eau qui peut couler de la pipette. Généralement 12 animaux par pipettes à haut débit est la norme.
- Des pipettes à faible débit de l'ordre de 50 à 60 ml/mn. De façon générale, elles n'ont pas de coupelles et la pression est ajustée pour maintenir le débit nécessaire pour satisfaire les besoins des animaux. Généralement, la norme est de 10 animaux par pipettes à faible débit.



**Figure 15:** pipettes à haut débit et pipettes à faible débit(37).

### 3.3.3 Matériel de chauffage :

La clé pour obtenir la performance et le bien-être maximum est de s'assurer d'un environnement constant en fonction des besoins des animaux, ceci est tout particulièrement critique pour les jeunes animaux ou il est nécessaire d'avoir une température de la litière et d'ambiance pour assurer une bonne activité et un comportement normal. Les besoins en capacité de chauffage dépendent de la température ambiante, de l'isolation du toit et du niveau d'étanchéité du bâtiment. Les différents systèmes de chauffage disponibles sont **(10)**.

- **Chauffage à air pulsé :**

Ces chauffages doivent être placés là où le mouvement de l'air est suffisamment lent pour assurer le chauffage maximum de celui-ci. Les chauffages à air pulsé ne devraient jamais être placés près des entrées d'air parce qu'il est impossible, pour ces chauffages, de réchauffer l'air qui entre trop vite dans le bâtiment. Des chauffages placés aux entrées d'air seront la source d'une augmentation d'énergie et ainsi des coûts.



**Figure 16 :** système de chauffage à l'air pulsé(38).

- **Radiant :**

Le chauffage radiant est utilisé pour chauffer la litière et le sol. Ce type de système permet aux poussins de trouver leur zone de confort. L'eau et l'aliment doivent être situés au même endroit.



**Figure 17:** Les chauffages radiant(38).

- **Chauffage par le sol :**

Ce système est utilisé avec de l'eau chaude qui circule dans des tuyaux situés dans le sol cimenté du bâtiment. L'échange de chaleur avec le sol chauffe la litière et la zone de démarrage.



**Figure 18:** système de chauffage par le sol(38).

## **2.4. Contrôle des facteurs d'ambiance :**

### **3.4.1 La température ambiante :**

La température de l'air ambiant est le facteur qui a la plus incidence sur les conditions de vie des volailles, ainsi que sur les performances.

**Tableau 5:** normes des températures avec source de chauffages localisée en fonction de l'âge l'oiseau (9) .

Age (jrs)	T° sous chauffage	T° aire de vie
1-3	38	>28
4-7	35	28
8-14	32	28
15-21	29	28
22-28	29	22-28
29-35	29	20-23
36-42	29	18-23
43-49	29	17-21

**3.4.2 La ventilation :**

La gestion de la ventilation doit répondre à 2 objectifs :

- Maintenir les paramètres d'ambiance dans le standard en fonction de l'âge des animaux ;
- Assurer une bonne distribution d'air frais dans le bâtiment de façon homogène en tous points.

**Tableau 6:** Gamme recommandée pour les paramètres d'ambiance et les taux de ventilation nécessaires pour les garder (9).

Paramètres	Gamme	Ventilation souhaitée en m <sup>3</sup> /kg/h	Facteurs affectant le niveau optimal et souhaite de ventilation
Température	34 à 18 °C	0,5 à 6 m <sup>3</sup> /kg/h	Age et emplumement
Humidité	40 à 70%	0,5 à plus de 2 m <sup>3</sup> /kg/h	Conditions climatiques
Vitesse d'air	0,1à 3,5 m/s	0,5 à 6 m <sup>3</sup> /kg/h	Age emplumement et température

Ammoniac (NH <sub>3</sub> )	< 15 ppm	0,5 à 4 m <sup>3</sup> /kg/h	Litière fraîche ou pas, humidité, traitement et T° de litière
Oxygène	> 19,5 %	0,1 m <sup>3</sup> /kg/h	Jamais un facteur limitant
Monoxyde de carbone	<50 ppm		Entretien de la disposition du chauffage à combustion directs
Dioxyde de carbone	<3000ppm (EU)	0,5 à 0,8 m <sup>3</sup> /kg/h	Chauffage à combustion directe, besoins élevés des chauffages métabolisme des animaux
Particules		Non défini	humidité faible, Composition de la litière, et activité des animaux,

## 2.5. Hygiène et prophylaxie :

Le facteur le plus important pour garder des animaux en bonne santé est simplement d'avoir une bonne hygiène. Des parents sains et de bonnes conditions d'hygiène au couvoir apportent une large contribution à la production de poussins exempts de maladies, mais la désinfection d'un élevage est critique pour maintenir un lot sain durant toute la période d'élevage (10).

### 3.5.1 Vide sanitaire et désinfection :

La désinfection n'intéresse que les surfaces propres.

Elle applique au matériel, aux canalisations d'eau et aux surfaces. Il est important de souligner que l'efficacité de la désinfection peut être remise en cause par les caractéristiques de l'eau employée ; Un pH acide ou basique, la présence de matières organiques, un titre hydrotimétrique élevé «Eau dure» sont des facteurs antagonistes de l'activité de nombreux désinfectants.

Désinfection de l'eau, désinfection de la matérielle, désinfection de Bougies fumigènes. L'eau utilisée pour le nettoyage doit être de bonne qualité.

Une eau potable, pour éviter la contamination du matériel et des surfaces par d'éventuels pathogènes véhiculés par cette eau.

Circuits d'eau : La désinfection des canalisations vise à éliminer les biofilms préalablement formés au cours de la période d'élevage. Une deuxième désinfection s'impose 24 heures à 48 heures avant l'arrivée des poussins, selon le protocole :

Badigeonnage des surfaces à la chaux: couche de chaux éteinte de 0,5 cm d'épaisseur. Murs, portes, fenêtres avec un désinfectant ou avec du lait de chaux mélangé à la soude.

Mise en place de la litière Désinsectisation larvicide et autocide, Pulvérisation sur le sol, les murs...

Deuxième désinfection Mise en place de matériel :

Thermo nébulisation Fermer le bâtiment hermétiquement. Aérer avant l'arrivée des animaux De l'extérieur des bâtiments, la terre battue peut être désinfectée par l'épandage de chaux vive à raison de 50 kg / 100 m<sup>2</sup>.

Vide sanitaire :

L'opération de désinfection doit être suivie par une période de vide sanitaire de 10-15 jours au cours de laquelle le bâtiment est maintenu obligatoirement fermé. Ce vide sanitaire offre le temps nécessaire aux désinfectants pour qu'ils agissent, favorise l'assèchement du bâtiment et réduit au maximum le niveau microbien et le niveau de parasitisme à l'intérieur du poulailler(12).

### **3.5.2 Hygiène au cours d'élevage :**

En plus de la désinfection de poulailler avant la mise à l'étable des poussins, il faut prendre quelques mesures permanentes d'hygiène.

L'hygiène de la litière ; Une bonne litière doit être ;

Absorbante =isolation =milieu sec fréquemment aérée.

L'hygiène de l'eau : Eau propre à volonté pendant toute la durée de la bande, des Abreuvoirs en nombre suffisant et toujours propre.

Eviter tout mauvais réglage, entraînant des fuites et la création de zones humides au niveau de la litière. D'où donc problèmes de coccidiose.

L'hygiène de l'aliment : Il doit obéir aux critères très stricts :

- Conservation : Dans un lieu sec pour éviter la multiplication de moisissures dangereuses et toujours à l'abri des rongeurs et insectes.
- Ceci est du surtout à la présence de composés vitaminiques se dégradant très rapidement par temps chaud. (13).

### **3.5.3 Prophylaxie médicale :**

La prophylaxie médicale est l'ensemble de procédés médicamenteux permettant de diminuer le taux de morbidité et de mortalité des animaux (3).

**Chapitre II: les contaminations**  
**du poussin d'un jour**

## **Chapitre II: les contaminations du poussin d'un jour**

### **1. Les maladies virales**

#### **1.1. La bursite infectieuse :**

##### **1.1.1. Définition :**

Bursite infectieuse ou maladie de Gomboro, ou infections bursal disease virus (IBDV), provoquée par un Birnavirus, elle est virulente, contagieuse et inoculable, affectant les jeunes poulets jusqu'à l'âge de semaines. Elle fait partie des infections virales aviaires responsables d'immunodéficience. la Bourse de Fabricius est le principal organe cible du virus car il réplique dans les lymphocyte immatures dérivés de cette bourse (lymphocytes B) chez le poulet(14).

##### **1.1.2. Importance de l'immunité passive :**

L'immunité passive fournie par les anticorps d'origine maternelle (AOM) joue un rôle essentiel pour contenir la pression virale et prévenir l'infection tant qu'elle est présente chez le poulet à une concentration suffisante (à un niveau suffisant) ; Après une augmentation observée au cours des premiers jours après l'éclosion et en raison de la libération d'immunoglobulines encore présentes dans le sac vitellin dans la circulation sanguine, le niveau des AOM diminue en fonction du temps et du taux de croissance des poulets, jusqu'à ce qu'il atteigne un niveau non protecteur correspondant à l'âge et augmentant la susceptibilité des poulets (15).

##### **1.1.3. Interférence de l'immunité passive avec l'immunisation active :**

La persistance des anticorps maternels spécifique inhibe les signes cliniques de l'infection par l'IBDV chez les jeunes poulets et interfèrent avec les vaccins à virus vivant. La vaccination avec un vaccin vivant en présence des anticorps maternels entraîne souvent l'échec de vaccination, car ce dernier est neutralisé par ces anticorps et n'arrive pas à stimuler le système immunitaire (16).

**1.1.4. Symptômes :** Le tableau clinique de la maladie est variable selon : les souches virulente, l'espèce hôte et le sujet infecté.

La forme immunodépressive : elle concerne les poussins de moins de 3 semaines, peu ou pas protégés par les anticorps d'origine maternelle. Cette forme de ne se traduit pas par une mortalité aiguë, mais fait le lit de surinfections souvent ravageuses, du fait de la vaccination systématique des reproducteurs.

La forme clinique : est observée après 3 semaines d'âge, la morbidité est très élevée (près de 100%) et la mortalité près de 30%. L'épisode est souvent très bref (4 à 7 jours). Caractérisé par dès l'abattements, des anorexies, d'ébouriffement des plumes avec diarrhée et déshydratation. La morbidité est élevée (50 à 100%).

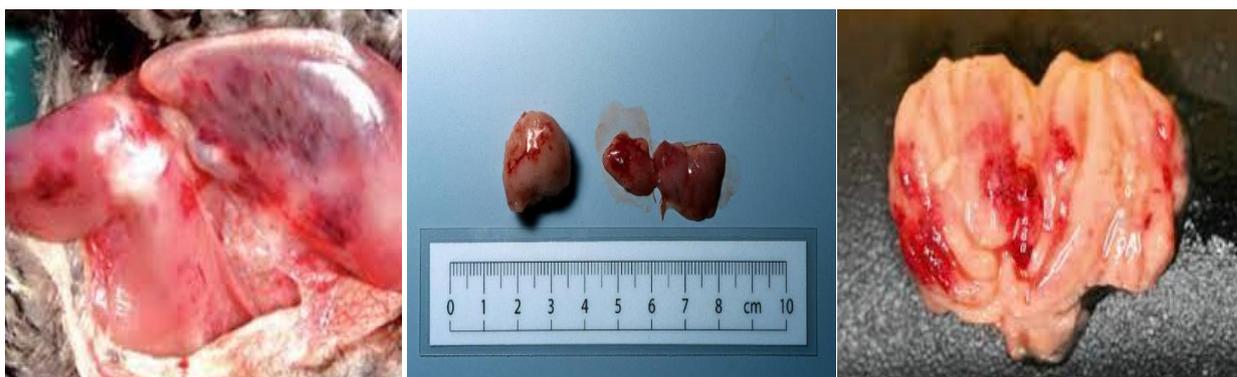
La forme subclinique : Une infection en jeune âge entraîne une immunodépression, sans des signes caractéristiques. À l'autopsie présenteront aussi une modification marquée de la bourse, en plus d'autres lésions reliées à l'infection secondaire (17).



**Figure 19** :Forme aiguë de la maladie de Gumboro. Apathie, prostration, anorexie(8).

#### 1.1.5. Lésion :

On observe déshydratation, des hémorragies, un œdème de la bourse de Fabricius parfois accompagné d'hémorragies sera suivi 7 jours post-infection par une atrophie sévère de la bourse. A l'histologie, on observe une nécrose des lymphocytes touchés dans différents organes lymphoïdes, la bourse étant de loin la plus atteinte(17).



**Figure 20**: deshémorragies dans les muscles pectoraux et cuisse(intramusculaire), et dans la bourse de Fabricius(8).

**1.1.6. Facteurs de contamination :****✚ Liée à l'animal :**

L'espèce : La maladie se rencontre surtout dans le genre Gallus. Les souches de poulets à plumage rouge plus sensibles à L4IBD**(18)**.

L'âge : Dans les 3 premières semaines de vie, l'infection précoce provoque une infection subclinique moins grave mais une immunodépression sévère et pertes économiques. Les 4 et 5eme semaines de vie l'âge le plus sensibilité au virus, il se développe alors des formes aigue de L'IBD**(18)**.

✚ **Liée au milieu :** Tous ce qui favorise la dissémination et la pérennité du virus, tous les facteurs de stress interviennent sur la réceptivité.

**1.1.7. Sources de contamination :** est réalisée par contact direct avec les individus excréteurs ou par un vecteur souillé, (matériel, personnel d'élevages, rongeurs, insectes). Ou par voie orale (eau, nourriture, litière contaminée par les fientes...) ou respiratoire. Les animaux infectés commencent à excréter le virus dans leurs fientes au bout de 48h.

Ce virus est très résistant à la plupart des désinfectants et dans l'environnement, survivant des mois dans les poulaillers et des semaines dans l'aliment, l'eau et les fientes**(18)**.

**1.1.8. Modes de transmission :** est transmis horizontalement par contact direct avec les individus excréteurs ou indirect avec un vecteur souillé, inanimé (matériel), ou animé (personnel d'élevages, rongeurs, insectes) **(19)**.

**1.1.9. Prophylaxie :** Le respect des règles de biosécurité est essentiel pour limiter le risque : il faut ici rappeler l'importance du vide sanitaire et le respect du protocole de nettoyage-désinfection.

Cependant, compte tenu de l'omniprésence du virus, la prévention vaccinale est indispensable et généralisée, notamment chez les reproducteurs.

Comme nous l'avons vu, la présence d'anticorps maternels neutralisants est capitale pour prévenir la réplication précoce du virus.

La vaccination contre la maladie de Gumboro repose donc sur 2 démarches complémentaires : La vaccination des reproducteurs, pour transmettre des anticorps maternels au poussin.

La vaccination des poussins en croissance elle se fait à l'aide de vaccin vivant atténué : Cette vaccination doit être adaptée au niveau des anticorps d'origine maternelle (AOM) et au risque de contamination. Il existe des souches vaccinales très atténuées ou « légères », des souches au pouvoir pathogène « intermédiaire », « intermédiaire plus » et des souches présentant une pathogénicité résiduelle forte, dites « chaudes » (17).

## 1.2. L'anémie infectieuse :

### 1.2.1. Définition : (Maladie des ailes bleues).

Maladie infectieuse du poussin, caractérisée par une anémie aplasique avec déplétion des tissus lymphoïdes, des hémorragies sous-cutanées et intramusculaires et une immunodépression. Causé par VAIP (virus de l'anémie infectieuse du poulet) de la famille Circoviridae (9).

En anglais : Chickeninfectiousanemia. (CAV) (9).

**1.2.2. Symptômes :** Le seul signe spécifique de cette maladie est une anémie caractérisée par des valeurs d'hématocrites <27%, la valeur normale étant de 35% à 45% chez le poulet.

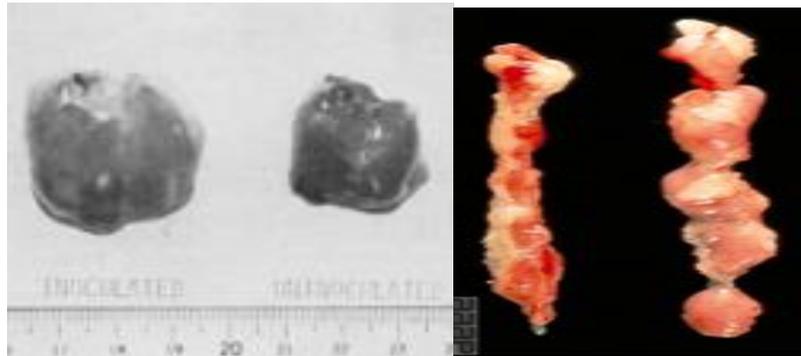
Les autres signes, non spécifiques, sont des suffusions sous-cutanées avec évolution possible vers la nécrose (dermatite gangréneuse), de l'abattement, une diminution de la croissance et forte hétérogénéité, ainsi qu'une mortalité plus élevée que la normale, probablement associée à des infections secondaires peut atteindre 60%. (9).



**Figure 21 :** lésions observées sur les ailes (“maladie des ailes bleues”) et d'hématocrite permettent de noter un faible volume cellulaire (14).

**1.2.3. Lésions :**La pâleur de la moelle osseuse, l'atrophie du thymus et de la bourse de Fabricius et des hémorragies sous-cutanées et intramusculaires sont les lésions les plus typiques de l'anémie infectieuse du poulet. D'autres localisations lésionnelles sont possibles: des hémorragies dans le gésier, décoloration de la rate...

Peuvent survenir en cas d'infections secondaires causant une dermatite gangreneuse. Dans ce cas, les lésions cutanées sont habituellement observées sur les ailes(20).



**Figure 22 :**atrophie de la bourse de Fabricius et le thymus (14).



**Figure 23 :**hémorragies sous-cutanées et intramusculaires(20).

**Facteurs de contamination :** Le poulet est la seule espèce affectée, bien que le virus est été détecté chez la caille japonaise. Les poulets de tous âges sont sensibles à l'infection mais les signes cliniques ne sont observés que durant les 2 à 3 premières semaines d'âge (19).

**Sources de contamination :** Le VAIP est extrêmement résistant aux agents physiques et aux produits désinfectants chimiques. Ainsi il peut persister des semaines à des mois, voire des années, dans l'environnement avicole (19).

**Modes de transmission :** le plus important est vertical : les reproducteurs séronégatifs, non immunisés, poule et coq, infectés en cours de ponte, pourront transmettre le virus à leur descendance pendant quelques semaines. Le virus se transmet aussi horizontalement, par les voies respiratoire et orale (9).

**Prophylaxie :** La résistance du virus dans le milieu extérieur et sa diffusion très large expliquent l'extrême difficulté à éviter l'infection d'un lot de volailles. L'essentiel est d'éviter une infection néonatale, qu'elle soit verticale ou horizontale **(9)**.

La vaccination des reproducteurs contre cette pathologie s'impose d'une part pour les protéger contre les chutes de ponte causées par la maladie et d'autre part afin de leur permettre de transférer des anticorps d'origine maternelle aux poussins, ce qui permet de les protéger pendant les premières semaines de vie **(20)**.

### **Maladie de Marek**

#### **Définition :**

Est une maladie infectieuse, contagieuse, de la poule et autres gallinacés, due à un herpesvirus (Gallidherpesvirus 2 ou GaHV-2, genre Mardivirus), caractérisée par une infiltration de cellules lymphoïdes pléomorphes dans divers troncs nerveux et/ou organes provoquant des tumeurs dans ces derniers mais surtout dans les nerfs périphériques et caractérisée cliniquement par une paralysie unilatérale ou bilatérale des ailes, des pattes d'où la dénomination de « paralysie de la poule ». Éteint les poulets jeunes et adultes, La maladie peut revêtir trois formes : neurologique, viscérale et cutanée entraînant de graves pertes économiques **(17)**.

**Symptômes :** La période d'incubation varie de 3 semaines à quelques mois. On distingue deux formes :

La forme classique (à partir de 3 mois) : parésie, paralysie, (« grand écart »), aile pendante, torticolis...décoloration de l'iris et morbidité souvent limitée à 10%.

La forme aiguë : (dès 6 semaines, surtout entre 10 et 20 semaines), caractérisé par l'évolution plus rapide (2à5jours), mortalité beaucoup plus importante (70 à80%des oiseaux sensibles). Chez pondeuses : entre début et pic de ponte, chute ponte remarquable, apathie, prostration, paralysie; mortalité de 90 %.

Les symptômes généralement sont : Amaigrissement, anémie, diarrhée, abdomen distendu, détérioration des paramètres zootechniques, infections intercurrentes, chute de ponte remarquable, apathie, prostration, paralysie.

Des formes suraigües très précoces ont été diagnostiquées sur des oiseaux de 2 à 3 semaines. On trouve souvent les oiseaux morts avant de les voir malades (20).



**Figure 24** :Paralysie des pattes et décoloration de l'iris(22).

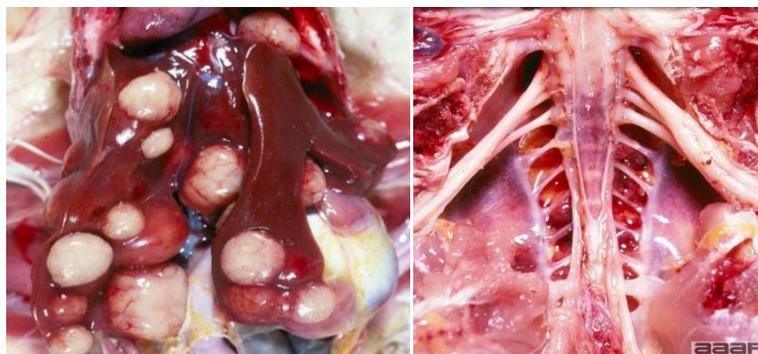
#### **Lésions :**

**1/ Lésion macroscopiques :** l'observation des lésions tumorales modifie l'aspect des organes et tissu (couleur, consistance, volume).

Nerfs hypertrophiés: plexus-sciatiques, lombaires, coeliaques, brachiaux.

Hypertrophie et Infiltrations tumorales blanchâtres sur foie, reins, rate, cœur et proventricule plus diffuses sur d'autres organes (gonades, muscles du bréchet.etc.).

Hypertrophie des follicules plumeux => formation de petites nodosités sur la peau, où s'effectuent la multiplication et l'expression virales (21).



**Figure 25** :Infiltrations tumorales blanchâtres sur foie. Hypertrophie du plexus sciatique (21).

**2 / Lésion microscopiques :** présence anormale des cellules mononuclées de la lignée lymphocytaire, essentiellement des thymocytes ou cellules, la maladie de Marek considérée comme un néoplasie a cellules T.

L'histologie révèle d'ailleurs une dégénérescence momentanée de la moelle osseuse et prématuré du thymus et de la bourse de Fabricius. **(20)**.

**Facteurs de contamination:** varient en fonction de nombreux paramètres influençant la mortalité et la gravité des lésions :

La virulence de la souche virale : en effet, les souches moyennement oncogènes (v, pour virulente) causent des lésions des nerfs périphériques. Les pathotypes les plus virulents, induisent de plus nombreux lymphomes viscéraux associés à une mortalité plus importante.

La génétique de l'hôte; le complexe majeur d'histocompatibilité ou complexe B localisé sur le micro-chromosome 16 du poulet joue un rôle majeur dans la résistance à la maladie de Marek. Ainsi des poulets âgés de 21 jours homozygotes B13/B13 développent des lymphomes à la suite d'une infection contrairement aux poulets homozygotes B21/B21.

Le sexe et l'âge de l'hôte : les femelles et les jeunes sont les plus sensibles à la maladie.

Les voies d'inoculation; les voies d'inoculation intra trachéale ou intramusculaire conduisent plus rapidement à un développement des lymphomes que la contamination aérienne classique.

Le mode d'élevage : le stress a également une incidence sur le développement de la maladie de Marek **(8)**.

**Sources de contamination :** L'excrétion virale se fait donc par les plumes. Les virus déjà résistants par nature, le sont plus encore, car abrités par ces résidus de desquamation. L'excrétion virale persiste toute la vie de l'oiseau infecté, de même les poulets vaccinés. Les débris déplument des oiseaux excréteurs de virus participent à la poussière qui est facilement aérodispersée en tous lieux et à tous moments. C'est ainsi que le virus peut s'intégrer à la cuticule encore humide de l'œuf, juste après la ponte qui assure la pérennité de la maladie à l'éclosion **(21)**.

**Modes de transmission :** La transmission se fait uniquement par voie horizontale via les élevages infectés ou les poussins d'un jour se contamineront par voie orale et respiratoire puis celui-ci atteint les organes lymphoïdes principaux **(19)**.

**Prophylaxie :**

Prophylaxie sanitaire et hygiénique :

Immunité maternelle transmise par le vitellus n'est d'aucun secours contre maladie de Marek. C'est par conséquent l'immunisation active apportée car injection au poussin un jour d'âge ou in ovo) car injection in ovo 18<sup>ème</sup> jour ou par injection S.C ou I.M des poussins d'un jour au couvoir qui va protéger le poussin future poulette ou futur poulet chair.

De plus, la vaccination est anti tumorale, donc les oiseaux protégés multiplient et excrètent le virus. Il faut donc respecter les grandes règles de biosécurité toute contamination. Cela commence par la biosécurité au niveau des reproducteurs, l'œuf couver, du couvoir et du transport du poussin. Puis ces grandes règles devront également être respectées dans élevage qui recevra le poussin avec réalisation d'un vide sanitaire préalable efficace, âge unique et La prophylaxie idéale consiste à empêcher la transmission du virus.

La désinfection des locaux et du matériel pour éviter la persistance du virus.

La destruction des cadavres contaminés et de la litière. **(19)**.

**Maladie de Newcastle**

**Définition :** La maladie de Newcastle est une maladie infectieuse, très contagieuse, affectant les volailles, les oiseaux sauvages et domestiques, provoquée par toute souche aviaire de paramyxovirus de type 1(d'APMVB1) de la famille des Paramyxoviridae, le sérotype1 (d'PMV1) provoque la maladie de Newcastle.

La maladie est caractérisée par une grande variabilité de morbidité, de mortalité, et de signes clinique et lésions **(9)**.

**Symptômes :**

Forme subaigüe : (mésogènes), dépression, anorexie, chute de ponte, signes respiratoires et nerveux et mortalité de 50%

Forme suraigüe : (vélogènes viscérotropes), abattement, plumes ébouriffées, diarrhée sanguinolente et la mortalité 100% en 1 à 2 j.

Forme aigüe: (vélogènes neurotrophe) 3 à 5 jrs abattement, somnolence, torticolis, ataxie, conjonctivite, œdème de la tête, cyanose crête et barbillons, dyspnée et diarrhée aqueuse verdâtre. Chez poules pondeuse : Œufs petits, sans coquille, sang dans le vitellus, albumen aqueux

Forme bénigne: (lentogènes), Symptômes respiratoires frustres ; toux, halètement, étternuements, râles ...et mortalité négligeable (23).



**Figure 26** : œdème de la tête, signe nerveux torticollis et difficulté de respiration(23).

#### Lésions :

Les oiseaux morts de formes suraiguës ou aiguës montrent des lésions de type hémorragique et ulcéronécrotique qui intéressent le tube digestif et ses formations lymphoïdes. Pétéchies ou suffusions (hémorragies en piqûres de puces ou en plaques) : proventricule gésier (hémorragies sous la couche cornée) et d'autres tissus : séreuses, trachée, cœur, etc.

On observe des ulcères plats des amygdales cæcales et des anneaux lymphoïdes, recouverts d'un magma nécrotique plus ou moins mêlé de fibrine (22).



**Figure 27** : Hémorragies sévères dans la trachée. Hémorragie et des pétéchies dans la muqueuse intestinale (8).



**Figure 28** : hémorragie de muqueuse de proventricule et des amygdales cæcales**(8)**.

**Facteurs de contamination** : La réceptivité des oiseaux dépend ;

Les facteurs intrinsèques :

L'espèce : Les gallinacées sont les plus réceptifs et principalement la poule.

L'âge : la maladie sévit sur les oiseaux de tout âge, la mortalité est plus élevée chez le poussin qui sont plus réceptifs que les adultes.

Les facteurs extrinsèques :

Les conditions d'élevages : le manque d'hygiène, la sous-alimentation, et le parasitisme prédisposent les animaux à la maladie. Parfois un surdosage du vaccin à virus vivants peut faire éclater la maladie.

Les conditions climatiques : Le refroidissement, courant d'air, chute des pluies sont des facteurs de stress qui favorisent l'éclosion de la maladie **(20)**.

**Sources de contamination** :

Les oiseaux malades sont contagieux par tous leurs tissus ou organes, excréments et sécrétions. Les virus sont déjà excrétés 24 à 48 heures avant les premières manifestations de la maladie et jusqu'à 2 mois après guérison.

Certains mammifères tels que les rongeurs, le chat, le chien et l'homme peuvent héberger le virus et excréter pendant quelques jours en plus de leur rôle de vecteur passif. Le virus est très résistant et persiste longtemps dans les locaux d'élevage, sur le matériel les œufs contaminés, d'où l'énorme danger potentiel des importations non contrôlées **(8)**.

**Modes de transmission :**

Le virus se propage d'un oiseau à l'autre par la voie respiratoire, ou par la voie digestive. La contamination au couvoir est possible, La transmission horizontale peut se faire directement (contact, aérosols.), ou indirectement par les locaux, le matériel, les caisses non désinfectées, les bottes, le vêtement, de l'eau ou de la nourriture contaminée **(17)**.

**Prophylaxie :****1 prophylaxie sanitaire :**

Les contrôles d'importations de volailles vivantes ou des carcasses se justifient pour les régions ou pays indemnes, assortis de quarantaine de 3 semaines. Les examens sérologiques et/ou virologiques sur les oiseaux de volière importés sont nécessaires. Mais toutes ces mesures restent aléatoires, vu la grande capacité de diffusion du virus.

Toutes les mesures classiques d'hygiène, de nettoyage et désinfection sont tout à fait d'actualité. Si un foyer infectieux apparaît, les seuls moyens de lutte efficaces sont :

Destruction des cadavres et des œufs qui seront conduits au centre d'équarrissage désigné et des litières (incinération la chaux vive). Désinfection des bâtiments et du matériel d'élevage et Interdiction de la zone contaminée pour éviter la propagation du virus par tous les vecteurs possibles.

Prévenir les éleveurs de contacter les services vétérinaires ou les auxiliaires d'élevage de leur région dès qu'ils remarquent un signe de maladie **(20)**.

**2/Prophylaxie médicale :****Le vaccin à virus vivants :**

- souches Hitcher B1 OU HB1.Elle est utilisée en primo vaccination.
- souche de la Sota : est moins atténuée pour genre Gallus peut entrainer des troubles respiratoires sans conséquences sur les animaux sains.

**Les vaccins à virus inactivés :**

- Les souches vélogène : sont les plus utilisées, ces vaccins donnent une immunité élevée et durable après injection aux oiseaux. Les oiseaux de plus de huit semaines sont protégés plus de 6 mois cette méthode est réservée aux oiseaux de valeurs (reproducteur).

Les vaccins recombinants : Tels que le virus HVT-ND utilisé par voie injectable a un jour d'âge **(20)**.

### **Les maladies bactériennes :**

#### **Colibacillose :**

**Définition :** La colibacillose aviaire comprend un certain nombre de différentes infections localisées et systémiques causées par un Escherichia coli pathogène aviaire E coli ou APEC).

L'APEC profite souvent d'une altération des défenses de l'hot du fait de co-infections et /ou d'une exposition Ade mauvaise conditions environnementales **(25)**.

Etiologie : Escherichia coli est une bactérie à coloration Gram négatif, sporulée, le plus souvent mobile. Les colibacilles considérés comme bactérie pathogène secondaires (agent sur-infectieux). Plus de 1000 stéréotype existes, mais seul un petit nombre de ces stéréotypes joue un rôle important en pathologie aviaire. Les groupes sérologiques O1K1, O2K1, O78k80 regroupent la majorité des souches pathogènes **(25)**.

**Transmission :** Le principale mode de contamination de colibacillose des volailles est réalisé par la voie aérienne abdominale avec l'ovaire et l'oviducte. L'infection pourrait également se réaliser par voie ascendant, à partir des souches intestinale, responsable d'entérite et de picage.

Chez le poussin, les modes de contamination de la colibacillose correspondent :

Soit à une transmission verticale directe, par contamination dans l'oviducte **(26)**.

Soit à une transmission indirecte, par la contamination de coquilles des œufs par les matières fécales **(20)**.

**Symptômes et lésions :** comprend de défèrent infectieux locale ou systémiques.

#### **A/ Les formes localisées :**

**Omphalite colibacillaire :** L'inflammation de l'ombilic des poussins venant d'éclore se caractérise par des rougeurs et des œdèmes tissulaires dans la région ombilicale. Le manques d'hygiène dans l'éclosion et la contamination de la coquille sont importantes sources d'infection. Le sac vitellin infecté n'est pas absorbé, souvent malodorant, de couleur et de consistance anormales (liquide, floconneux, coagulé) **(26)**.



**Figure 29:** inflammation de l'ombilic, omphalite et infection du sac vitellin(27).

**Cellulite colibacillaire :** La cellulite colibacillaire, principalement observé chez le poulet, se traduit par la formation de plaques caractérisées par un exsudat sérosanguin à caséux dans les tissu sous-cutanés le plus souvent situé sur l'abdomen ou entre les cuisses et la ligne médiane (26).



**Figure 30 :** Cellulite colibacillaire avec un exsudat sérosanguin à caséux dans le tissu sous-cutané(14).

**Entérite colibacillaire :** L'entérite colibacillaire primaire est rare chez les volailles quelque souches sont capable de s'attacher et d'abraser l'épithélium intestinal provoquant une maladie entérique. (Ils sont appelés attaching and affacing E. coli ou AECC). Les intestins et les caecums des oiseaux touchés sont pales et distendu avec du liquide et des plages de mucus. Les caecums sont le plus souvent atteints, mais des lésions de l'intestin grêle sont observées dans les cas graves (8).

**Ovarites / Salpingite / péritonite colibacillaire :**

La salpingite des E. coli présents dans le cloaque (l'infection ascendante) Ces infections de l'oviducte s'étendant aux péritonites représentent des causes fréquentes de mortalité sporadique et d'une diminution de la production des œufs chez les poules pondeuses.

Lors de la péritonite colibacillaire, une inflammation généralisée et une exsudation des surfaces péritonéales sont observées (20).



**Figure 31 : Ovaro-salpingite chez reproducteurs chair(14).**

**Les Arthrites et les Synovites :**

Les colibacilles peuvent surinfecter des maladies primitives :

- Arthrites à réovirus (poulet, canard).

-Synovites à Mycoplasme synoviae.

Ou être inoculés par des blessures ou traumatisme (25).



**Figure 32 : Inflammation articulation du jarret(25).**

**Coligranulomatosse (maladie de Hjarre) :** C'est une affection du tube digestif des gallinacés se traduisant par la formation de lésions granulomateuses (nodulaires) des caeca, du duodénum, du mésentère et du foie de la poule, sans atteinte de la rate, ce qui facilite le diagnostic différentiel avec la tuberculose (27).

Elle est peu fréquente, mais peut cependant entraîner un taux de mortalité élevé dans certains lots (25).



**Figure 33 :**lésion de la coligrannulomatosse au niveau des caeca(25).

B / La forme généralisé ou colisépticémie :

On constate une morbidité et une mortalité (subite) variables. Les lésions sont non exsudatives. Le foie est hypertrophié, avec quelques zones de dégénérescence. La rate est hypertrophiée avec des points de nécrose. On observe des lésions inflammatoires multiples : péricardite, péri hépatite, aérosacculite, pneumonie, infection du sac vitellin, arthrite, ostéomyélite, ténosynovite, etc.... (8).



**Figure 34 :** Le foie et la rate est hypertrophié, avec quelques zones de dégénérescence(8).

**Salmonellose :****Définition :**

Salmonella gallinarum pullorum est le germe mis en cause **(17)**.

La pullorose et la typhose sont des maladies bactériennes septicémiques observées principalement chez la poule et la dinde, mais autres espèces aviaires sont aussi sensibles. Ces deux maladies sont l'origine mortalité importante pouvant atteindre 100 % chez les poussins du fait d'une infection transmise par l'œuf, donc cause d'une perte économique importante **(24)**.

**Etiologie :** La pullorose est due à Salmonella Pullorum et la typhose à S. Gallinarum.

Ces deux bactéries, très adaptées aux volailles, ont été classées dans une seule espèce, S. entericaserovar Gallinarum-pullorum. Les bactéries sont des bâtonnets Gram négatifs et non mobiles. .... **(25)**.

**Transmission :** Il existe de nombreux modes de transmission ; tels que la transmission horizontale par les aliments contaminés, l'eau, les fientes et autres produits, ou verticale le plus fréquent, par les œufs due à la contamination des ovules suivant l'ovulation **(22)**.

**Symptômes et lésions :**

Les signes cliniques chez les poussins comprennent ; L'anorexie, les oiseaux blottis les uns contre les autres, les ailes tombantes, une déshydratation et diarrhée. D'autres signes peuvent être aussi observés : dyspnée, cécité, gonflement de l'articulation du jarret.

La mortalité atteindre 100%. Généralement observée chez les oiseaux âgés de 2 à 3 semaines.

Chez les volailles en croissance ou adultes, ces signes cliniques peuvent ne pas être apparents dans certains cas. On observe ; baisse de la consommation des aliments, diminution de la production des œufs, de la fertilité et du taux d'éclosion, apathie, des plumes ébouriffées, crête pâle et rétrécie.

La mortalité chez les volailles adultes atteintes de typhose est généralement plus élevée.



**Figure 35** :présentent une somnolence, les yeux fermés, les plumes ébouriffées avec diarrhée(22).

Dans la forme suraiguë ; les lésions macroscopiques peuvent être discrètes.

Dans les cas aigus on observe ; une splénomégalie, une hépatomégalie, des foyers nécrotiques, le sac vitellin apparaît coagulé et non absorbé.

Un exsudat fibrineux sur le péricarde, sur la capsule hépatique le péritoine et des petits nodules peuvent être présents dans le gésier, le pancréas, les poumons, les muscles, dans le myocarde et sur l'épicaire parfois dans la paroi du cæcum.

On note aussi un exsudat dans la chambre antérieure de l'œil et des arthrites avec la présence d'un liquide synovial visqueux.

La régression des follicules ovariens en petits nodules, l'oviducte contient souvent un exsudat caséux dans sa lumière chez les poules adultes et les testicules peuvent présenter des zones de nécrose blanchâtres chez le mâle (22).



**Figure 36** :une splénomégalie, Hépatomégalie avec des foyers nécrotiques. Exsudat fibrineux est présent sur le péricarde (14).

**Prophylaxie :**

## 1 -Traitement non réglementaire

- ATB réduisent la mortalité : Tétracyclines, Néomycine, Sulfamides, Fluoroquinolones.

-En cas de foyer : Séquestration, Abattage, Destruction des œufs et Désinfection.

## 2 -Prophylaxie sanitaire :

-Barrière sanitaire : Rongeurs, insectes, Camions de livraison, N'admettre que les indispensables, Assurer l'Origine des œufs

-Contrôle systématique :

Reproducteurs, pondeuses : fait des examen coprologiques. **(8)**

**Les maladies fongiques :****Aspergillose :**

**Définition :** L'aspergillose est une maladie fongique infectieuse causée par *Aspergillus fumigatus*. L'infection se produit par inhalation de spores et pénétration à travers la coquille de l'œuf. La maladie se présente sous deux formes, aiguë et chronique.

L'aspergillose aviaire touche principalement les voies respiratoires profondes (synonyme : pneumonie des couvoirs, mycose pulmonaire). Les yeux, le cerveau, la peau, les articulations et les organes internes (viscères) sont d'autres localisations moins fréquentes. **(8)**.

**Symptômes et lésions :**

Chez les oiseaux contaminés dans un couvoir, les symptômes apparaissent 3 à 5 jours après l'exposition avec des signes respiratoires : Dyspnée sans râle ou autres bruits, polypnée, difficultés respiratoires avec le bec ouvert du fait d'une obstruction progressive des voies respiratoires. La mort survient rapidement.

Lors d'une affection respiratoire aiguë, la mortalité est de 5 à 50% (1-3 semaines). Les survivants présentent souvent une affection respiratoire chronique avec 5% de mortalité et s'affaiblissent. Ils deviennent apathiques avec un retard de croissance.

Chez les adultes infectés chroniquement la maladie reste subclinique **(20)**.



**Figure 37** :difficultés respiratoires, dyspnée, dépression(20).

Chez les oiseaux plus âgés, les lésions pulmonaires sont plus importantes et leur centre enferme un mycélium pigmenté caractéristique. Les infections oculaires sont habituellement unilatérales et un larmoiement suivi d'une conjonctivite.

Les lésions sont observées dans le tractus respiratoire (trachée, bronche poumons et sac aériens). Les lésions macroscopiques varient d'une petite plaque a des nodules mesurent 1 à 2 mm et de couleur blanchâtre à jaunâtre (25).



**Figure 38** :des nodules caséux dans les poumons, exsudat fibrineux obstruant la trachée et les bronches(8).

**Partie pratique**

## **PARTIE PRATIQUE**

### **1. Problématique :**

L'intensification de la production avicole en Algérie s'est accompagné de nombreux problèmes. En effet, la proximité des élevages, la présence fréquente de volailles traditionnelles, la concentration des animaux dans un endroit unique et l'utilisation de souches sélectionnées plus productrices mais plus sensibles ont favorisé le développement de nombreuses maladies dont la maladie de Gumboro, l'influenza aviaire hautement et faiblement pathogène.

Ces maladies représentent une véritable entrave à la rentabilité des élevages à cause de la mortalité et surtout de la morbidité qu'elles provoquent dans les élevages avicoles en Algérie. De nombreuses études ont été menées sur la vaccination contre ces maladies (Tchamdja, 2001 ; Kouzoukende, 2004 ; Abdelaziz ARADA, 2007 ; Mougang, 2008). Malgré la vaccination, la maladie de Gumboro continue de sévir dans les élevages vaccinés. Les raisons de l'échec de la vaccination évoquées par ces auteurs sont nombreuses. Le choix de la date de vaccination est l'une des principales raisons évoquées par les auteurs pour expliquer cet échec. C'est dans le but de remédier à ce problème que nous avons entrepris une étude pratique sérologique pour évaluer le taux des anticorps d'origine maternel chez les poussins d'un jour permettant la détermination de l'âge optimal de vaccination, puis élaborer un nouveau protocole de vaccination contre ces maladies **(8)**.

Un second problème généré par l'intensification de la production avicole est la transmission des maladies infectieuses aux poussins d'un jour au moment de l'éclosion. C'est pourquoi, notre travail pratique dans sa première partie, vise le contrôle de la qualité bactériologique du poussin d'un jour à la mise en place **(8)**.

### **Objectif :**

La présente étude pratique a pour objectifs :

1. Evaluer le taux d'anticorps maternels chez les poussins d'un jour, issus des différents élevages.
2. Proposer des approches de solutions pour le contrôle de la maladie de Gumboro en Algérie tout en focalisant sur la détermination du moment opportun de la vaccination contre cette maladie.

3. contrôler la qualité bactériologique du poussin d'un jour mis à la disposition des aviculteurs.

## **2. Matériel et méthodes :**

### **2.1. Partie sérologique :**

#### **3.1.1 Matériel :**

- **Matériel biologique :**

Nous avons récupéré 20 poussins d'un jour pour chaque élevage provenant des couvoirs situés dans la région centre d'Algérie (Alger, Boumerdes, Bouira). Ensuite, nous avons identifié les informations nécessaires; les noms des éleveurs, la date de prélèvement, l'âge des poussins, motif et la souche de poulet. Ensuite, nous les avons transférés dans la salle d'autopsie pour prélever le sérum qui sera analysé.



**Figure 39: 20 poussins pour le test ELISA et analyses bactériologiques(Photo personnelle).**

- **Matériel de laboratoire :**

1. Des gants stériles.
2. Lame bistouri, tube sec, micro-tube pour le sérum.
3. Centrifugeuse.
4. Kits ELISA.
5. Pipettes mono et multicanaux.
6. Embouts de pipette à usage unique.
7. Eau distillée ou désionisé.
8. Plaque de pré-dilution.
9. Système de lavage automatique.

10. Lecteur ELISA.



**Figure 40:** matériels nécessaire pour test Elisa(Photos personnelles).

3.1.2. Méthodes :

- **Prélèvement :**

Le prélèvement de sang se fait à partir de la veine jugulaire des poussins. Cette méthode permet d'obtenir des échantillons sanguins de haute qualité et de quantité suffisante, L'incision réalisé à l'aide d'une lame bistouri, puis récolter le sang de chaque poussin dans un tube sec et le mettre dans une centrifugeuse, par la suite on sépare le sérum et on le mis dans les micro-tubes.



**Figure 41 :**Méthode de récolte de sang et séparation du sérum (**Photos personnelle**).

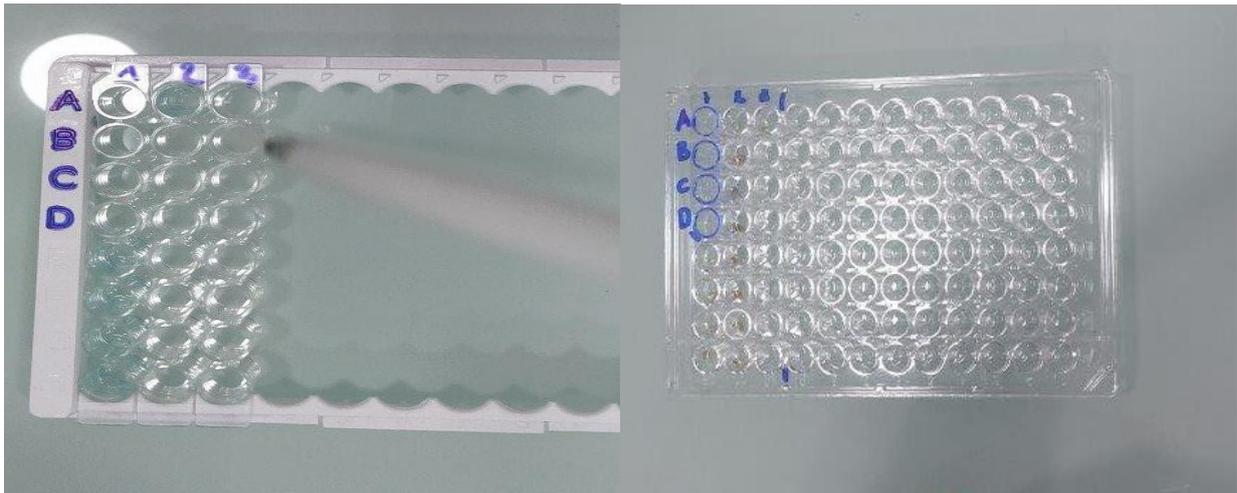
- **Méthode ELISA :**

L'analyse sérologique par Elisa est notée idéal pour le diagnostic des maladies et suivi de la vaccination, il s'agit d'une technique rapide et facile à mettre en œuvre.

Premièrement le kit Elisa doit être conserve à 4° C, avant de démarrer le test ramené tous les réactifs à T 21°C±3 et homogénéiser par Vortex.

Ramener la Solution de lavage concentrée à température ambiante (21°C ±5°C) et bien agiter pour assurer la dissolution des cristaux.

Préparer la Solution de lavage (1X) par dilution de la Solution de lavage (20X) dans de l'eau distillée. Pour la préparation de la plaque, on choisit le nombre des barrettes pour s'adapter au volume des échantillons et de les identifier pour une bonne traçabilité.



**Figure 42:** identifie la plaque et numérisation les barrettes (photos personnelle) .

Le mode opératoire du test ELISA est comme suit :

1. Pré-dilution des échantillons :

Dans une plaque de pré-dilution, réserver les puits A1, B1, C1 et D1 pour control négatif et positif, et ajouter ;

- 5  $\mu$ l de l'échantillon à analyser dans chacun des puits.
- 245  $\mu$ l de Tampon de dilution 14 dans chacun puit. À l'exception des puits A1, B1, C1 et

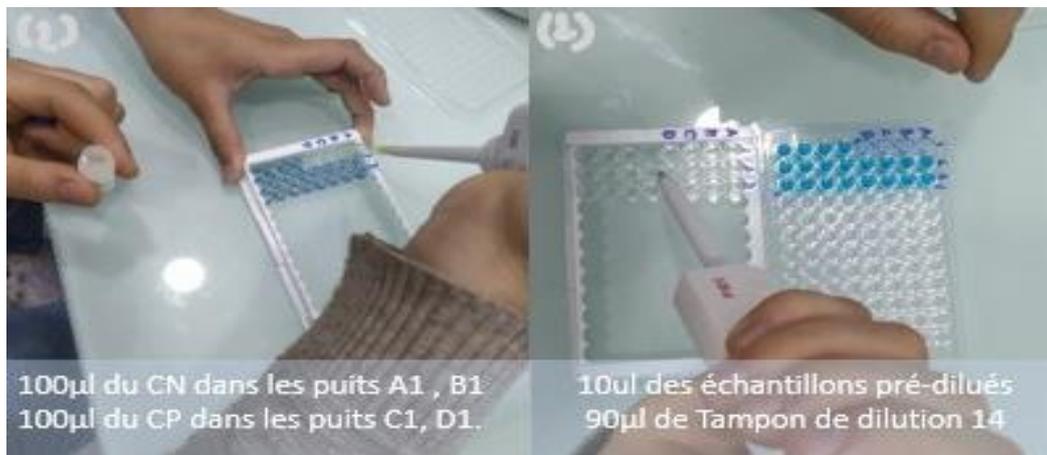


**Figure 43:** étape(1) de pré-dilution (Photos personnelle) .

2. Dans la plaque ELISA, ajouter:

- 10  $\mu$ l des échantillons pré-dilués tel que prépare ci-dessus.
- 90  $\mu$ l de Tampon de dilution 14 dans autant de puits qu'il y a d'échantillons à analyser (SAUF dans les puits contrôles A1, B1, C1 et D1).

- 100µl du Contrôle Négatif dans les puits A1 et B1 et 100 µl du Contrôle Positif dans les puits C1 et D1.



**Figure 44 :** étape deuxième(2) de test Elisa (Photo personnelle) .

Couvrir la plaque et incuber 30 minutes ( $\pm$  3 min).

3. Préparer le Conjugué 1X en diluant le Conjugué concentré 10X au 1/10 en Tampon de dilution 3.
4. Lavage des puits par laveur automatique (Laver 3 fois chaque puits avec au moins 300 µl de Solution de lavage 1X).



**Figure 45 :** étape3,4 Photo personnelle).

5. Distribuer 100 µl de Conjugué 1X dans chaque puits.

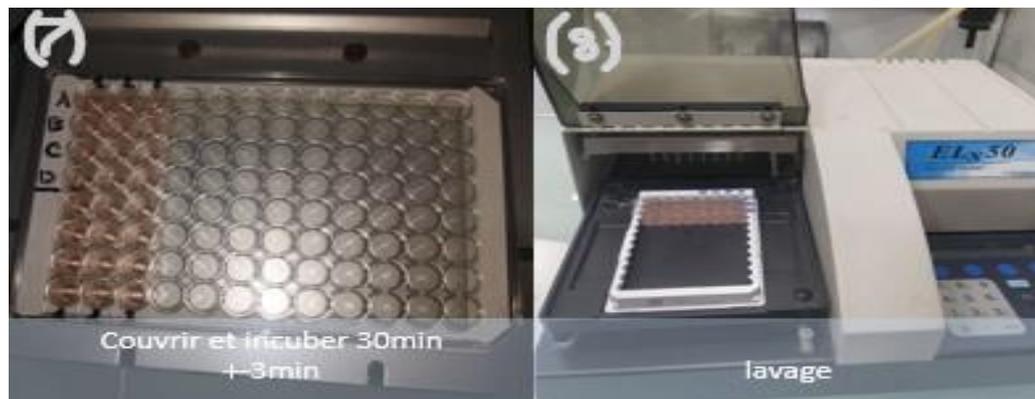
6. Couvrir la plaque et incuber 30 minutes (+-3 min) à température ambiante.



**Figure 46 :étape 5,6(Photos personnel).**

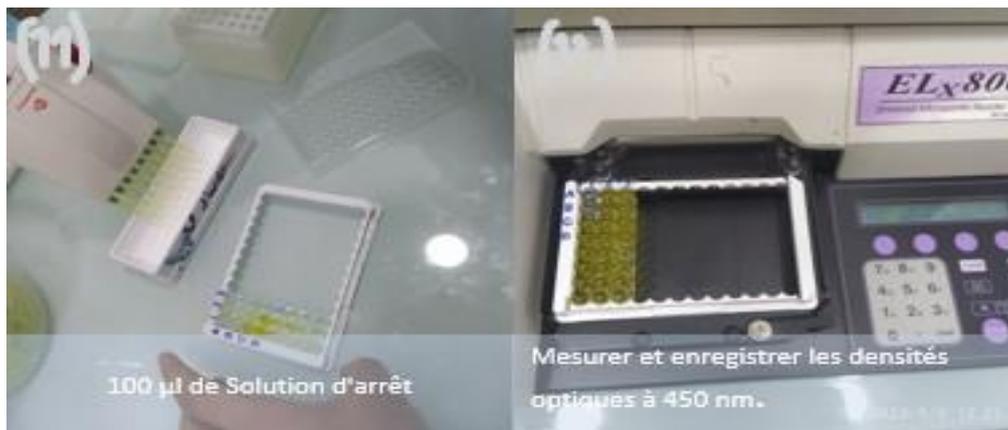
7. Lavage des puits par laveur automatique.

8. Distribuer 100 de Solution de révélation dans chaque puits.



**Figure 47: étape 7,8 (Photos personnel).**

9. Couvrir la plaque et incuber 15 min (: 2 min) = température ambiante 21°C (5°C) a obscurité.
10. Distribuer 100 µl de Solution d'arrêt dans chaque puits dans le même ordre qu'en étape 9, pour arrêter la réaction.
11. Mesurer et enregistrer les densités optiques à 450 nm.



**Figure 48:** étape 11, 12 (Photos personnel) .

12. Validation ; le test est valide si la valeur moyenne de densité optique des contrôles positifs est supérieure à 0,250  $DO_{CP} > 0,25$ .

Le rapport entre la moyenne des contrôles positifs et la moyenne des contrôles négatifs est supérieur à 3.  $DO_{CP}/DO_{CN} > 3$ .

### 3.2. Partie bactériologique :

#### 3.1.1 Matériel :

- **Matériel biologique :**

Les poussins ont été directement récupérés au couvoir dans leur carton de transport et ramenés au laboratoire pour analyse bactériologique immédiate. Nous avons reçu 10 poussin d'un jour pour chaque élevage, et nous avons identifié leurs informations nécessaires.



**Figure 49 :** 10 Poussin pour examen bactériologique(Photos personnel).

**• Matériel de laboratoire :**

- Ciseaux.
- Gants stériles.
- Eau de javel.
- Palliasse, plateaux.
- Source de feu (chalumeau à gaz).
- Écouvillons stériles.
- Tubes de bouillon nutritif.
- Milieux de culture (Gélose Hektoen, additif nutritif, Mueller Hinton, Chapman, Mac Conkey).
- Les disques d'antibiotiques.
- Bec Bunsen, Etuve, autoclave
- Boîtes de Pétri stériles, anse en platine, pince.
- Les galeries biochimiques.



Figure 50 :Matériels nécessaire pour l'examen bactériologique(Photos personnelle).

### 3.2.1 Méthodes :

- **Prélèvement :**

Après l'arrivée des poussins au laboratoire la procédure commence par l'identification de l'échantillon et l'adjonction d'un dossier.

Ensuite passage au niveau de la salle d'autopsie où les poussins sont sacrifiées et dépouiller, puis nous avons procédé au découpe des pattes, des ailes et de la tête.

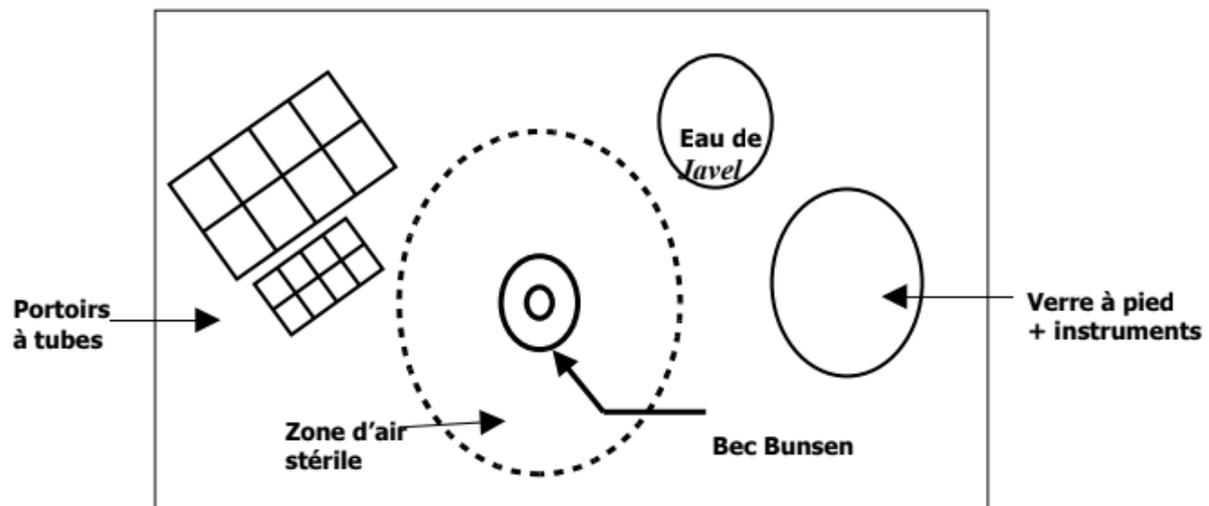
Ensuite, On utilise un chalumeau afin de désinfecter et d'éliminer la flore contaminant, enfin, réaliser une incision dans la cavité abdominale et à l'aide des écouvillons stériles nous avons fait des prélèvements au niveau des organes (foie, sac aériennes, rate, sac vitellin ...). Par la suite, nous les avons mises dans un tube de bouillon nutritif.



**Figure 51** : les étapes de prélèvements pour examen bactériologique (Photos personnel).

- **Méthodes au laboratoire :**

**L'ensemencement :** Toute manipulation se déroule dans la zone d'asepsie du bec Bunsen.



**Figure 52 :**Emplacement de matériels dans le poste de travail (photos personnel).

Au début, on doit désinfecter, organiser le plan de travail et allumer le bec Bunsen, identifier le milieu culture et quel échantillon sera ensemencé, puis on prend l'Anse de platine et la mettre sur la flamme pour la stériliser.

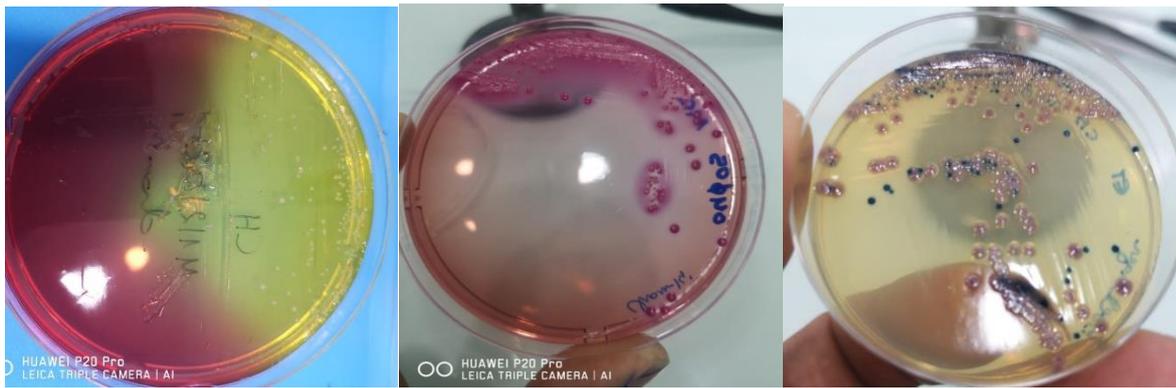
On tient, par la suite, le tube qui contient le prélèvement et on le flamme avant l'ouverture, dans lequel on émerge l'anse de platine jusqu'à la suspension et prend une goutte. Avec l'autre main on ouvre la boîte de pétri qui contient de gélose nutritive et on dépose la goutte, on fait glisser la boucle sur la moitié de la gélose, tourner  $90^\circ$  et effectuer une nouvelle série des stries, tourner une autre fois  $90^\circ$  et terminer par un Z final. La gélose doit être incubée en plaçant le fond de la boîte de Pétri vers le haut et le couvercle vers le bas pour éviter la formation de condensation dans le couvercle. L'incubation se fait à  $37^\circ$  pendant 24 à 48h



**Figure 53 :Ensemencement de la gélose (Photos personnel).**

**L'isolement :** Afin d'obtenir des colonies isolées il est primordial d'appliquer adéquatement la méthode d'isolement par striations.

On ouvre le couvercle de la boîte de Pétri dans la zone protégée. Puis à l'aide de fil bouclé on effectue une première série de stries rapprochées sur le premier tiers de la gélose, referme le couvercle, on tourne la boîte de Pétri d'environ 90° et on repasse quelques séries sur la dernière strie puis effectuée la deuxième série sur le second tiers. On répète les étapes sur le dernier tiers par un Z final et on referme la boîte. L'incubation se fait à 37° pendant 24 à 48h.



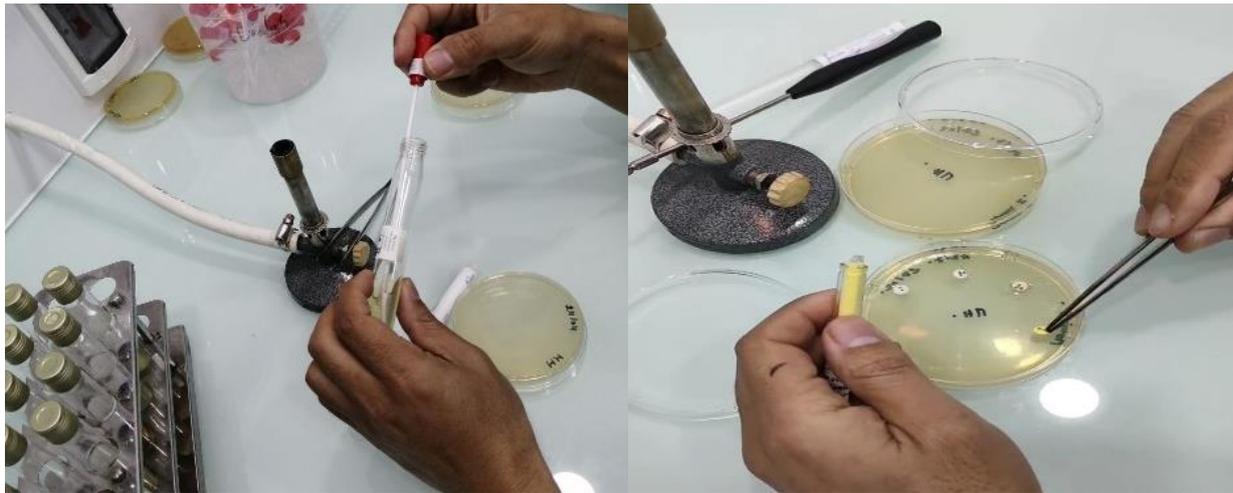
**Figure 54 : les résultats obtenus après l'isolement (Photos personnel).**

**Tableau 7 : Les géloses utilisées dans l'isolement.**

Gélose	Utilisé pour isolement ;
Chapman	- <i>Staphylococcus aureus</i>
Hiktoen	- Entérobactéries
Mac Conkey	- Entérobactéries
Sabouraud	- Champignon
Chromagar	- Non sélectif, utilisé dans l'orientation.

### Antibiogramme:

La sensibilité des souches aux différents antibiotiques est réalisée selon la méthode de diffusion en milieu gélosé Mueller Hinton, pour 12 disques d'antibiotiques, après 24 h d'incubation à 37°C.



**Figure 55 :** Diffusion en milieu gélosé Mueller-Hinton et dépôt des disques d'antibiotique (photos personnel).

Les zones d'inhibition ont été mesurées et interprétées en sensible (S), résistant (R), ou intermédiaire (I) selon les diamètres de la zone d'inhibition.

#### 4. Résultats et discussion :

##### 4.1 Résultats :

##### 4.1.1 La qualité immunologique du poussin d'un jour :

Les résultats obtenus après le contrôle immunologique des poussins d'un jour dans les élevages étudiés sont représentés dans les tableaux suivants.

**4.1.1.1 IBDV :** Les résultats de notre analyse indiquent des divergences sur les titres d'anticorps observés pour chaque élevage.

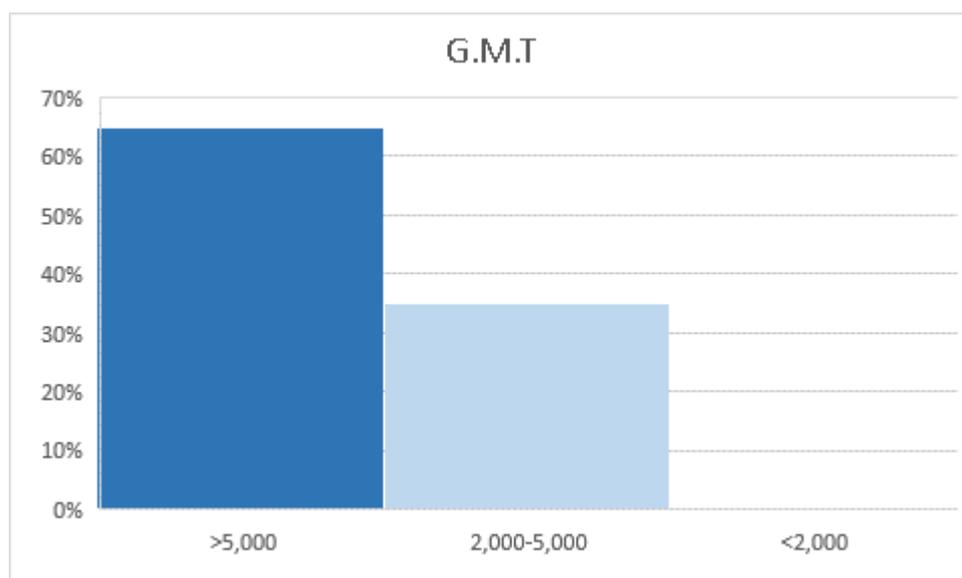
**Tableau 8 :** Résultats des analyses de la maladie de Gumboro du poussin d'un jour des différents élevages.

N° Elevage	Moyenne	G.M.T	MIN	MAX	CV%
1	5253	4,529	998	9260	45
2	4153	3,519	550	6947	49
3	8427	7,876	2566	12905	34
4	8174	7,712	2929	10818	30
5	3545	3,295	1438	5884	37
6	10679	10,629	8402	11904	10

7	4279	3,827	1443	8048	48
8	8590	8,175	3345	13472	29
9	4862	3,910	1097	12574	74
10	6712	5,815	1760	13472	53
11	7431	12,574	2451	6,417	52
12	6320	6,205	4398	7850	19
13	8179	6,985	260	11121	33
14	6974	6,451	1349	10739	32
15	7399	6,761	10585	2519	38
16	8020	7,216	2231	12985	44
17	3118	2,645	550	6456	53

**Tableau 9 :** suivant représente les classes des G.M.T des différents élevages analysés.

G.M.T	Qualité	combien d'élevages.	Pourcentage
<2,000	Mouvais	0	0
2,000-5,000	Bonne	6/17	35%
>5,000	Très bonne	11/17	65%



**Figure 56 :** Graphique de variation des résultats G.M.T des analyses IBDv.

On constate que parmi les élevages analysés, 65% d'entre eux possèdent un G.M.T supérieur à 5000, ce qui indique une excellente qualité immunologique.

35% des élevages avec un G.M.T entre 2000 à 5000, qui possède une bonne qualité immunologique.

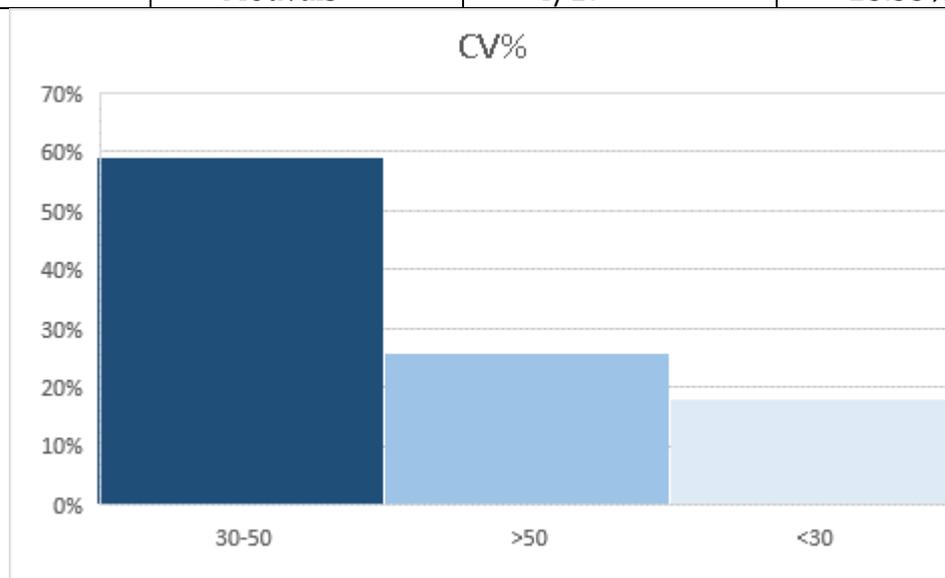
Aucun élevage ne montre un G.M.T inférieure à 2000.

Ces données nous permettent de conclure que les poussins sont immunisés de manière passive grâce aux anticorps maternels, ce qui les protège contre l'IBDV durant les premiers jours de leur vie.

Le tableau suivant représente les CV des GMT des poussins de l'étude

**Tableau 10** : CV des GMT des poussins de l'étude (%).

CV%	Qualité	NB d'élevages	pourcentage
<30	Très bonne	3/17	17.65%
30-50	Bonne	10/17	58.82%
>50	Mouvais	4/17	23.53%



**Figure 57** : variation des résultats de CV% des titres d'anticorps de la maladie de Gumboro.

17.65% des élevages (3/17) possède un CV inférieure à 30, Un coefficient de variation faible indique un statut immunitaire très homogène.

58.82% des élevages (10/17) possède un CV entre 30-50, un statut immunitaire homogène indique un taux d'efficacité acceptable.

23.53% des élevages (4/17) possède un CV plus de 50. Cela signifie une faible homogénéité de statuts immunitaire des poussins.

**PDV : Date prédictive de vaccination.**

La prédiction de la date de vaccination (PDV) est une estimation visant à aider les praticiens à optimiser le calendrier de vaccination. Les résultats des PDV des élevages de l'étude sont représentés dans le tableau suivant.

**Tableau 11 : les dates optimales pour la vaccination d'IBDV chez les 17 élevages analysés.**

N° d'élevage	Intermédiaire		Intermédiaire plus	
	1ère prise de vaccin(j)25 %	Rappel(j)75 %	1ère prise de vaccin(j)25 %	Rappel(j)75 %
1	18	21	12	15
2	17	20	11	14
3	23	26	16	19
4	21	22	15	16
5	16	19	10	13
6	22	23	16	17
7	20		14	
8	22		16	
9	16	20	10	14
10	18	21	12	15
11	19	23	13	17
12	27	30	18	21
13	23		17	
14	23		17	
15	16		16	
16	33	38	22	27
17	16	18	10	12

**4.1.1.2. IAFP H9 :**

L'analyse consiste à mettre en évidence le titrage d'anticorps contre le IAFP H9 dans plusieurs élevages des poussins d'un jour.

**Tableau 12: Résultats des analyses d'IAFP H9 du poussin d'un jour des différents élevages.**

N° d'élevage	Moyenne	G.M.T	MIN	MAX	CV%
1	18398	18,276	12417	19033	11
2	1107	265	47	7387	215

3	14603	14,098	8876	17557	26
4	124	28	1	1161	231

#### 4.1.2. La qualité bactériologique du poussin d'un jour:

Les résultats obtenus après le contrôle de la qualité bactériologique des poussins d'un jour des différents élevages sont représentés dans les tableaux 13 et 14: Au total, 13 prélèvements collectés dans des bouillons nutritifs ont été réalisés à partir des différents organes (cœur, foie, rate, sac vitellin).

#### Lecture macroscopique des colonies bactériennes :

L'étude macroscopique repose sur l'observation à l'œil nu des colonies isolées qui se forment sur les géloses.

Les colonies d'*E. Coli* sont de couleur jaune saumon sur gélose Hektoen et à rose foncé sèche, en forme des beignets sur milieu Mac Conkey.

Les figures suivantes représentent les résultats d'isolement sur la gélose Hektoen et sur le milieu Mac Conkey.

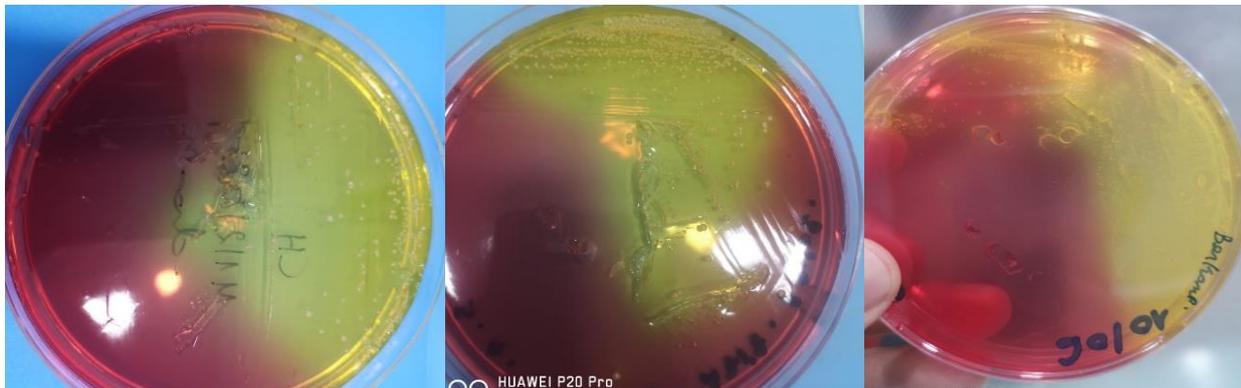


Figure 58 : Des colonies d'*E. Coli* de couleur jaune sur gélose Hektoen (photo personnel).



**Figure 59:** Des colonies d'E. Coli de couleur rose foncé sèche, en forme des beignets sur milieu Mac Conkey(**photos personnel**).

Les colonies de *staphylocoques* sont pigmentées, entourées d'une auréole jaune sur gélose Chapman (figure N°).



**Figure 60 :** des colonies de Staphylococcus Aureus pigmentées d'une auréole jaune sur Chapman(**photos personnel**).

Les colonies de *salmonelle* sont de couleur bleu vert à bleu avec un centre noir sur la gélose Hektoen.

Les colonies d'*Aspergillus* sur la gélose de Sabouraud apparaissent généralement comme des colonies duveteuses ou poudreuses. Elles peuvent avoir une texture cotonneuse ou veloutée, avec une couleur variant du blanc au jaune, du vert pâle au vert olive ou même du brun. Les colonies d'*Aspergillus* ont souvent une apparence caractéristique de moisissure.

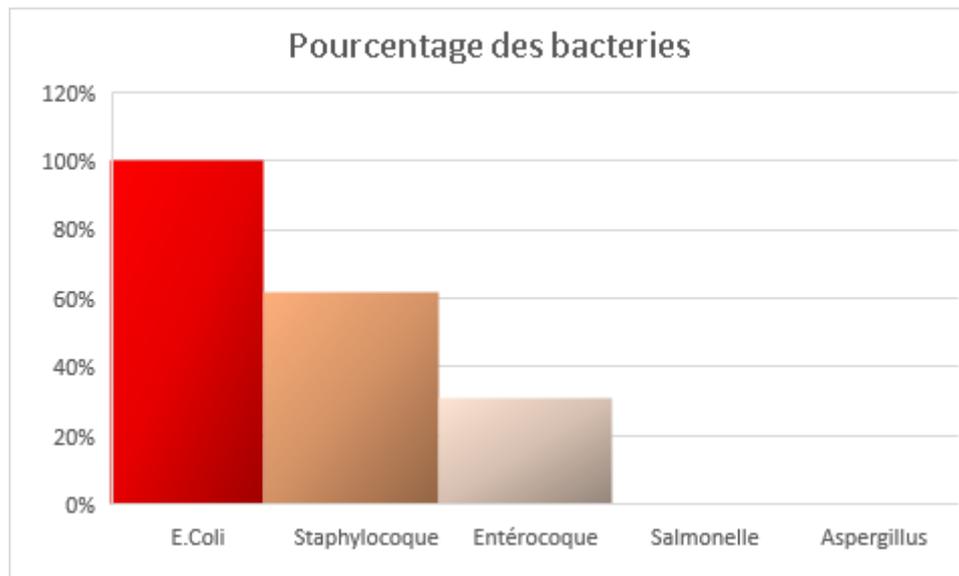
Le tableau suivant représente les résultats de l'observation macroscopique des colonies isolées des différentes boîtes :

**Tableau 13:** Représentation des résultats de la lecture macroscopique après isolement des bactéries.

N° d'élevage	Entérocooccus	Salmonelle	E. Coli	Staphylococcus aureus	Aspergillus
1		-	+	+	-
2		-	+	-	-
3		-	+	+	-
4	+	-	+	+	-
5		-	+	-	-
6	+	-	+	-	-
7	+	-	+	+	-
8	+	-	+	+	-
9		-	+	+	-
10		-	+	-	-
11		-	+	+	-
12		-	+	-	-
13		-	+	+	-

**Variation de la positivité:****Tableau 14:** pourcentage des résultats de la lecture macroscopique des colonies bactériennes.

Bactéries	Entérocoque	Salmonelle	E. Coli	Staphylocoque	Aspergillus
Nb	4/13	0/13	13/13	8/13	0/13
Pourcentage %	30.77%	0%	100%	62%	0%



**Figure 61:** Représentation graphique de pourcentage des résultats de la lecture macroscopique des colonies.

Les résultats des analyses bactériologiques des poussins montrent que 30.77% des échantillons ont révélé la présence des Entérocoques, 100% d'E coli, 62% des staphylocoques, tandis que les salmonelles et l'aspergillus étaient absents.

#### **Résultat d'antibiogramme :**

Après avoir déposé les disques d'antibiotiques sur les milieux de culture Mueller-Hinton (MH), on a observé la formation des zones de sensibilité dont les mesures ont été exprimées en millimètres dans la photo **63** et les tableaux **16, 17**.

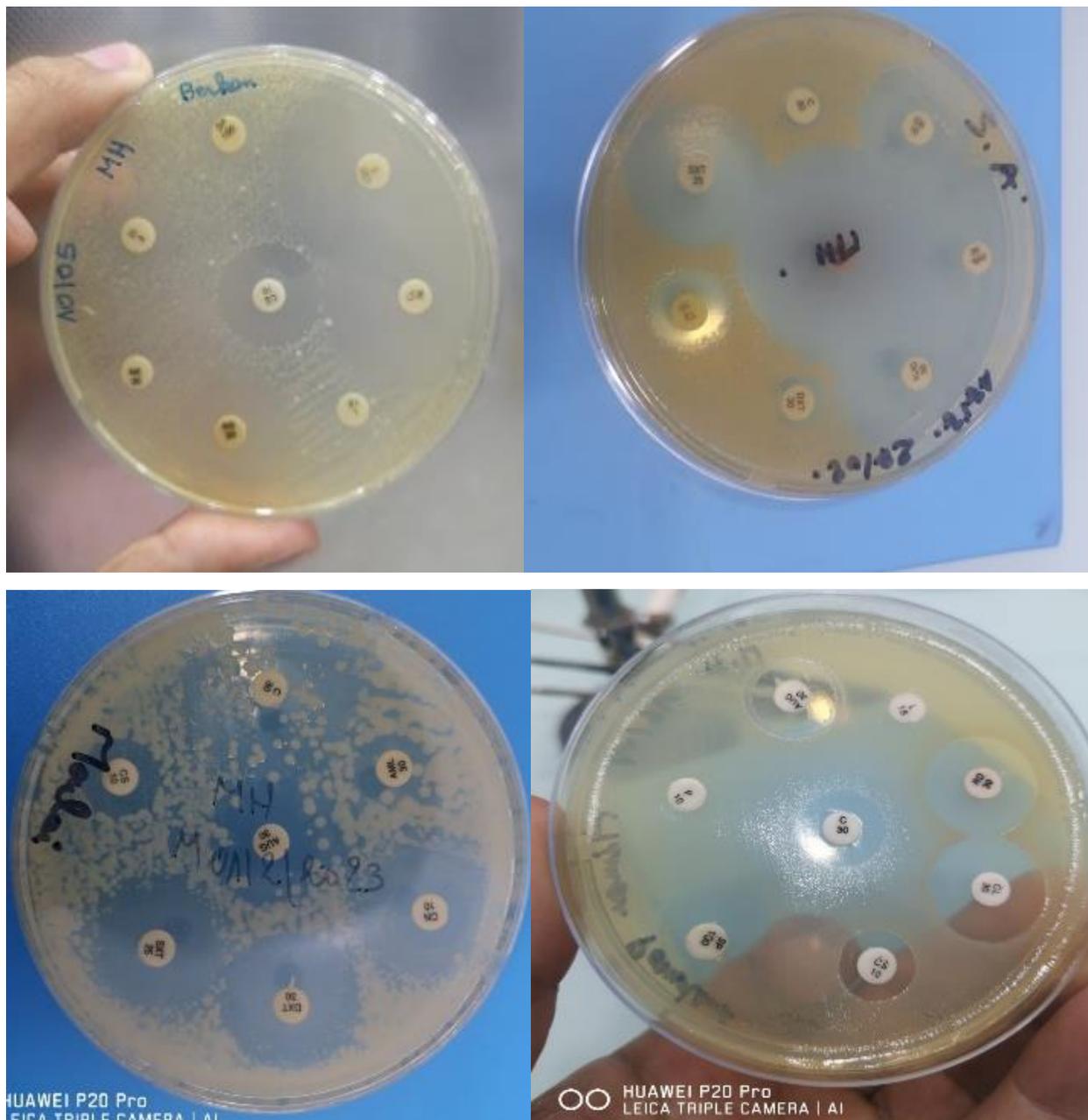


Figure 62: Résultats d’antibiogrammes(photos personnel).

Tableau 15:Tableau des mesures de sensibilité et résistance pour chaque antibiotique.

	R:Resistance	S:Sensibilité
<b>AML:</b> Amoxicilline	<14	≥21
<b>AMX AC:</b> Amoxicilline /Ac.clavulanique	<14	≥21
<b>DXT:</b> Doxycycline	<17	≥19
<b>C:</b> Chloramphenicol	<19	≥22
<b>TE:</b> Tetracycline	<17	≥19
<b>Cs:</b> Colistine	<15	≥18
<b>CN:</b> Gentamycin		≥18
<b>SXT:</b> Trimethoprim	<10	≥16

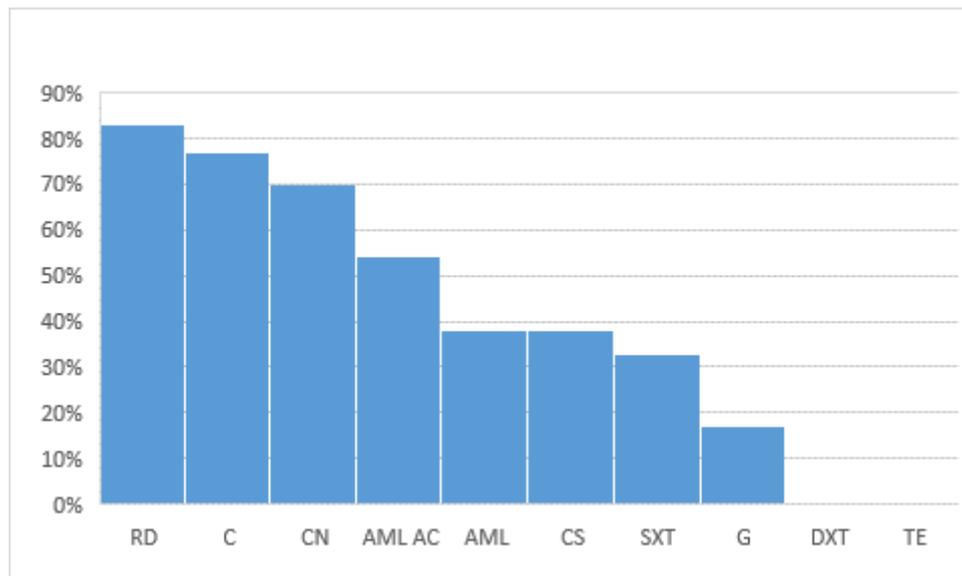
sulfaméthoxazo		
cl: Ceftiofur	<18	≥21
RD: Rifampicin		
S: Streptomycine	<13	≥15
P : penicilline		

**Tableau 16:** Résultats d’antibiogrammes d’orientation.

N° Élevage	Les Antibiotiques											
	AML	AM AC	DXT	C	TE	CS	CN	SXT	Cl	RD	S	P
1	00 R	15 I	00 R	00 R	11 R	13 S	20 S					
2	23 S	23 S	18 I	30 S	14 R			00 R	22 S	23 S	22 S	
3	25 S	28 S	00 R	22 S	08 R	00 R	22 S	25 S	22 S	23 R	22 S	22 S
4	00 R	18 R	14 R	30 S	12 R		00 R	00 R				00 R
5	00 R	12 S		09 R	00 R	13 S		00 R				00 R
6	18 I	18 I	10 R	30 S	00 R	10 R	20 S	22 S				00 R
7	24 S	25 S	00 R	22 S	12 R		14 R	00 R				12 R
8	21 S	21 S	10 R	30 S	12 R	15 S		00 R		18 S	20 S	
9	00 R	15 S	12 R	27 S	14 R		20 S	00 R				
10	00 R	12 R	00 R	25 S	00 R		17 I	25 S				00 R
11	00 R	17 I	00 R	32 S	08 R	14 R	18 S	00 R		20 S	18 S	
12	00 R	12 R	00 R	33 S	00 R	14 R	24 S	00 R		22 S		
13	36 S	25 S	10 R	08 R	14 R	08 R	25 S	25 S		40 S		

**Tableau 17:** Pourcentage de sensibilité aux antibiotiques.

Les antibiotiques	Nombre et Pourcentage de sensibilité					
	R : résistant		I : intermédiaire		S:sensible	
AML	7/13	54%	1/13	8%	5/13	38%
AMX AC	3/13	23%	3/13	23%	7/13	54%
DXT	11/12	92%	1/12	8%	0/13	0%
C	3/13	23%	1/13	8%	10/13	77%
TE	13/13	100%	0/13	0%	0/13	0%
CN	2/10	20%	1/10	10%	7/10	70%
SXT	8/12	67%	0/12	0%	4/12	33%
CS	5/8	62%	0/8	0%	3/8	38%
RD	1/6	17%	0/6	0%	5/6	83
P	5/6	83%	0/6	0%	1/6	17%



**Figure 63:** la sensibilité des bactéries isolées envers les différents antibiotiques.

A travers les résultats d'antibiogrammes on constate que ces germes possèdent une forte sensibilité à la Rifampicine, Chloramphénicol et Gentamycin. Une sensibilité moyenne à l'amoxicilline, Trimethoprim et Colistine. Aussi une faible ou bien absence de sensibilité à la Doxycycline, Tétracycline.

#### 4.2 Discussion :

##### Qualité bactériologique du poussin d'un jour :

Le contrôle de la qualité bactériologique, et selon les résultats représentés dans le tableau (02), on remarque une absence totale de salmonellose, cette maladie très contagieuse et peut provoquer la mortalité des sujets, et selon des études récentes () cette maladie se transmet au poussin à partir de l'œuf pondu par des porteurs latents de salmonellose ou à partir de couvoirs souille par les germes de cette maladie.

Alors cet état peut se justifier par l'absence des porteurs chronique de cette maladie dans l'élevage des parentaux, et les œufs qui sont pondus sont indemne. Aussi on peut noter l'absence des germes de cette maladie au niveau de l'incubateur, et aucun danger de salmonellose sur les sujets dans l'élevage ce qui respecte les règles de prophylaxie.

La présente étude d'isolement des E. Coli agent d'omphalites a pu mettre le point sur l'importance des infections colibacillaires chez le poussin d'un jour dans les élevages d'étude. En effet, Parmi les étiologies bactériennes les plus suspectés dans les infections ombilicales, E. coli occupe la première place où la totalité des échantillons de l'étude ont été positifs vis-à-vis cette bactérie (100 %).

La détection d'E.COLI en pourcentage élevé chez les poussins d'un jour est expliquée par plusieurs auteurs qui ont mis l'accent sur une multitude de facteurs prédisposant qui sont en corrélation d'une façon bien déterminée. Ces facteurs sont énumérés comme suit :

- Une hygiène défectueuse dans la conduite du troupeau et dans le couvoir qui augmente les possibilités d'infection et de prolifération des bactéries susceptibles de commencer la décomposition du jaune.
- Une température trop basse dans l'incubateur qui retarde la croissance de l'embryon et qui donne de petits poussins avec un sac vitellin relativement gros.
- Une température trop basse après l'éclosion qui dévitalise le poussin à une période où l'infection se développe rapidement.

Les résultats de la qualité bactériologique des poussins de l'étude étaient insuffisants avec contamination dès la naissance par plusieurs germes (E. COLI, Entéroccocus, staphylococcus aureus...). En effet, La production du Poussin d'une qualité irréprochable nécessite, un énorme effort d'équipe impliquant tous les acteurs concernés par la filière depuis la gestion des reproducteurs. Ceci se fait par une bonne conduite sanitaire et hygiénique à chaque stade d'élevage et de production, consolidée par un maniement correct des OAC depuis les nids jusqu'à l'incubateur pour pouvoir maintenir un niveau acceptable de l'environnement du couvoir et de réduire l'exposition à la contamination (Afssa, 2000). Durant la production, les couvoirs passent à travers un cycle de contamination qui peut se produire très tôt dès l'arrivée des OAC des fermes ou lorsqu'ils sont placés dans les incubateurs. Lors du transfert, l'environnement devient contaminé aussitôt que les œufs sont retournés, à l'éclosion et lorsque les poussins sont manipulés (vaccinations - mise en carton - livraison) (Itavi, 2003). L'environnement des couvoirs est directement concerné par une large population de microorganismes, représentée par des virus, des champignons et surtout des bactéries. (Casa et *al.*, 2008).

La résistance vis-à-vis de 12 antibiotiques a été testée pour 13 souches APEC. Nos résultats montrent que 100% des APEC ont été résistantes envers la tétracycline, la Doxycycline (92 %), le triméthoprime-sulfaméthoxazole (67 %), Amoxicilline (54%). par contre nos résultats montrent que le chloramphénicol est le seul antibiotique très efficace envers les souches isolées (77 % de sensibilité).

Les résultats montrent que les tétracyclines [tétracycline (100%), Doxycycline (92%)] sont les antibiotiques ayant les taux de résistance les plus élevés chez les APEC. Ces résultats

rejoignent ceux déjà décrits en Algérie rapportant des taux de résistance très élevés allant 82% à 90,4% (HALFAOUI et al, 2017. MESSAI et al, 2013). Ces observations sont également en accord avec les résultats publiés dans d'autres pays arabes à savoir le Maroc (Hafed, Z., et al, 2015), l'Égypte (Hassan, H.K.H., et al, 2015) et le Soudan (Saidi, B., et al, 2013). Les mêmes résultats ont été également décrits dans certains pays Africains tels que l'Éthiopie (Saidi, B., et al, 2013) et le Zimbabwe (Saidi, B., et al, 2013). Ces taux ont été également confirmés en Europe (Blanco, J.E., et al, 1997. Shtylla, T., et al, 2009). En Asie, l'Iran, la Chine et la Corée du sud présentent également des taux de résistance similaires à nos résultats (Saberfar, E., et al, 2008. Yang, H., et al, 2004. NouriGharajalar, S. et al, 2017). Ceci est également plausible pour des pays du continent Américain comme les USA décrivant des taux très élevés dépassant les 70% (Zhao, S., et al, 2005).

En ce qui concerne les bêtalactamines, nos résultats montrent une résistance moyenne vis-à-vis de d'amoxicilline avec une moyenne de (54%).

Ces taux sont un peu loin des résultats obtenus par HALFAOUI et al, (2017) et MESSAI et al, (2013) et (2015) décrivant des taux compris entre 80% et 89%.

Dans notre étude, La résistance envers l'association amoxicilline/acide clavulanique est faible avec des taux qui ne dépassent pas les 23%. Ces taux sont contradictoires avec les résultats déjà rapportés en Algérie par BENAMEUR et al, (2014) et MESSAI et al, (2015) qui ont rapporté des taux très élevé dépassant les 92%.

La raison pour laquelle nous vivons cette situation catastrophique de la résistance aux antibiotiques est belle et bien l'utilisation abusive des antibiotiques, à titre curatif ou préventif, dans les différents écosystèmes qui a conduit à la sélection de souches bactériennes résistantes par l'élimination de la population sensible dans chacun de ces écosystèmes ou une résistance par sélection croisée (Miranda et *al.*, 2008). L'émergence est observée quel que soit l'antibiotique et quels que soient le mécanisme biochimique et le support génétique de résistance (chromosomique ou plasmidique). Si beaucoup de travaux suscitent un intérêt quant à l'utilisation des probiotiques surtout en perspectives d'élimination totale des antibiotiques en tant que substances additives dans l'alimentation des volailles, la plus grande des garanties ne peut venir qu'en une application stricte et rigoureuse d'une hygiène sanitaire à tous les stades de la production du poulet. Il est nécessaire d'établir un programme de salubrité basé sur une charte commune impliquant ces différentes étapes de production du poussin d'un jour dont l'élément fondamental est

bien le couvoir.

### **Qualité immunologique du poussin d'un jour :**

Le titre en anticorps moyens maternels des poussins chair de l'étude représente un niveau élevé, ce la se justifie par le fait que les poussins héritent des anticorps de reproducteurs convenablement vaccinés. En effet, dans la pratique, il existe de grandes variations du taux des anticorps maternels chez les poussins expérimentaux (Abdel-Aziz, 2017).

Par ailleurs, les moyennes des titres en anticorps de 17.65% poussins de l'étude ont montré une homogénéité excellente ( $CV < 30\%$ ) et celles de 82.35% une hétérogénéité ( $CV > 30\%$ ). Le caractère hétérogène du test lié parmi d'autres éventuelles causes, au stress des différents sujets durant le transport. Ce caractère hétérogène est un facteur à prendre en compte dans les échecs vaccinaux.

En Algérie, depuis de nombreuses années, la vaccination des poulets de chair contre la maladie de Gumboro, est effectuée, le plus fréquemment, dans l'eau de boisson à l'aide de vaccins vivants atténués. Ceux-ci sont qualifiés de « intermédiaire » ou « intermédiaire plus », selon qu'ils permettent de protéger contre des virus sauvages peu ou fortement virulents, et selon leur capacité à surmonter la présence d'anticorps d'origine maternelle (AOM) présents chez le jeune poussin.

En pratique, l'application et la réussite de la vaccination sont fortement contrariées par plusieurs problèmes le plus important est l'interférence de la vaccination avec l'immunité passive, et la variabilité des AOM. Ceci impose la détermination d'une date optimale de vaccination (DOV), date à laquelle le niveau des AOM est « franchissable » par le vaccin vivant pour induire une immunité active. Le coût et l'usure du temps aidant, la détermination de la DOV par mesure des taux d'AOM présents chez les poussins d'un jour est aujourd'hui très régulièrement pratiquée. Chose que nous avons pratiquée sur les poussins des 17 élevages de l'étude afin de pouvoir déterminer la date optimale de vaccination.

Entre autres, les PDV de l'étude explique également l'échec vaccinal aux deux premières semaines de vie avec des vaccins intermédiaires. Lorsque les vaccins vivants atténués sont administrés très précocement, ils seront neutralisés par les anticorps maternels du poussin (Senin, 2011). En effet, pour une vaccination efficace contre la maladie de Gumboro avec les vaccins vivants, Ferre et Belloc (2005) ont montré qu'il faut un taux

d'anticorps d'origine maternelle compatible avec la souche vaccinale soit un niveau d'anticorps équivalent à 350 en ELISA (kit IDEXX dilution 1/500) pour les vaccins intermédiaires et 500 pour les vaccins à souches dites «chaudes».

Ces résultats confirment les études réalisées par Tchamdja (2001), Kouzoukende (2004) et Abdel-

Aziz (2010) qui ont obtenu les mêmes résultats. Tchamdja (2001) a observé après la vaccination à J9, à l'aide d'un vaccin vivant, une baisse des anticorps à cause de la neutralisation de l'antigène vaccinal par les anticorps d'origine maternelle dont le niveau était élevé (6480).

## **Conclusion et recommandations**

La présente étude a permis de constater que la majorité des poussins chair d'un jour de l'étude ont une qualité bactériologique médiocre. *E. Coli* est le germe bactérien le plus fréquemment isolé avec une fréquence de 100 %, suivie par *Staphylococcus Aureus* (62%) et *Entérocooccus* sp (30%).

L'étude sérologique menée par ELISA sur des prélèvements de sang des poussins d'un jour montre une grande variabilité du taux moyen en anticorps d'origine maternel contre la maladie de Gumboro. On est de même pour les CV des titres moyens où nous avons remarqué que la majorité des lots des poussins de l'étude avaient un CV supérieur à 30%. Cette situation compromet le succès de la vaccination contre la maladie de Gumboro et incite les vétérinaires praticiens à proposer des protocoles de vaccination en parfaite harmonie avec le taux d'AOM à j1.

Il est important de suggérer ce qui suit:

- Établir un protocole commun de protection contre les grandes pathologies virales en tenant compte des vaccins disponibles, des espèces élevées en Algérie.
- Les pouvoirs doivent mettre à la disposition des vétérinaires prescripteurs, le niveau du titre moyen en anticorps maternels des poussins à chaque éclosion ou celui des reproducteurs;
- La date de vaccination doit tenir compte du niveau du titre en anticorps maternels chez les poussins et de la souche vaccinale;
- Renforcer les pratiques de prophylaxie sanitaire par une hygiène stricte et rigoureuse.

La présente étude ouvre une perspective sur l'étude de la qualité bactériologique du poussin chair d'un jour, la détermination de l'âge optimal de vaccination et l'implication des souches du vaccin contre la maladie de Gumboro.

## Les références :

- (1)** : Messili O, Faid Dj. Conception et réalisation d'un système de contrôle et surveillance des paramètres d'un poulailler [mémoire]. M'sila(Algérie) : faculté de technologie département de biotechnologie, université Mohamed Boudiaf ; 2019 ,8 p.
- (2)** : Anonyme. Arbor arcsGuide d'élevage du Poulet de Chair[en ligne]. 2018 disponible ;<https://www.aviagen.com>
- (3)** :Anonyme. Guide du bâtiment d'élevage à énergie positive (BEBC+) [en ligne], Paris. Edition 2013,17\_20 p disponible ;<http://www.itavi.asso.fr/>
- (4)** : Alain H, collaborateurs. ECO CONGO Choix d'un site pour l'élevage de volaille [article]. Kinshasa (CONGO) : Centre agronomique et Vétérinaire tropical de Kinshasa ; 2004. 1\_6 p.
- (5)** :Bouzabia M, Mancer M. l'impact d'un bon démarrage sur les performances de poulet de chair [mémoire], Blida (Algérie) : instituts des sciences vétérinaires Blida, université de Blida ; 2016. 7p.
- (6)** : Drif M, Mahdi F. Étude comparative du coût de production des élevages de poulet de chair [Mémoire]. M'SILA (Algérie) : Département des Sciences Agronomique, université MOHAMED BOUDIAF ; 2017. 3p.
- (7)** : Jeghbala A : Effet de deux modes de distribution de l'aliment (Ad libitum et Skip-a-Day) sur les performances chez le poulet de chair [mémoire]. Biskra (Algérie) Département des Sciences Agronomiques, Université Mohamed Khider ; 2019. 16 p\_12p.
- (8)** :Brugère-picoux, shivaprasadbouzouaia,Venne D. Manuel de pathologie aviaire, Afas, paris(France) ;2015. 7p.
- (9)** : HUBBARD démarrage des poussins. Birkhadem, Alger (Algérie) ;02 /02/2022. Disponible ; <https://www.hubbardalgerie.com/>
- (10)** :COBB. Le guide d'élevage de poulet de chair. (Tchéquie) Décembre 2022. Disponible ;<https://www.cobb-ventress.com>
- (11)** :JacquetM. guide pour l'installation en production avicole : la production de poulet de qualité différenciée 2ème partie matériel alimentation, FACW. (France) ; Edition décembre 2007.1-3 P.

- (12)** : Regguem, Bouzian. Incidence de la présentation de l'aliment et des condiments minéraux - vitamines sur les performances zootechniques, l'immunité acquise, et les coûts chez le poulet de chair [mémoire]. (Alger) : École Nationale Supérieure Vétérinaire ; 2008.
- (13)** : IVOGRAIN. Programme de prophylaxie-poulets de chair [en ligne]. 2023. Disponible sur ; <http://www.kassann.com/Dockassann/prophylaxie>
- (14)** : Jean-Luc G, Dominique B, Didier V. pathologie aviaire 3<sup>ème</sup> édition, France agricole. France ; 2015.
- (15)** : CEVA. Ceva santé animal Tunisie. (Tunisie) : disponible : 2023 : <https://www.ceva.tn/Blue-links/ACTUS/transmission-de-la-maladie-de-gumboro>
- (16)** : Coucha M, Mammeri j. étude bibliographique sur la maladie de gumboro et les mesures de prophylaxie [mémoire]. Blida (Algérie) : instituts des sciences vétérinaire, université de Blida ; 2018.
- (17)** : umc. Éducation dz vet [En ligne]. Dernière modification le [2021-03-10], Disponible ; <https://fac.umc.edu.dz/vet/Cours Ligne/cours 20 21>
- (18)** : Boulahbal A, Kahina Z. Enquête Épidémiologique Sur La Maladie De Gumboro En Élevage De Poulet De Chair Dans La Région De Bouira [mémoire]. Blida (Algérie) : instituts des sciences vétérinaire, université de Blida ; 2019.
- (19)** : santé des volailles, MSD santé animale [En ligne]. [Consulté novembre 2020] En ligne]. Disponible ; <https://www.sante-volaille.fr/maladies-volailles/gumboro-bursite-infectieuse/>
- (20)** : Jean-luc, Dominique B, Didier V. Maladie des volailles. la maladie de Marek. 3<sup>ème</sup> édition. (France) : France agricole ; 2015. 224-232p.
- (21)** : Khedda H, kella H. Enquête épidémiologique sur la maladie de Marek aviaire, [mémoire]. (Algerie) Blida : instituts des sciences vétérinaire, université de Blida ; 2019. 19p.
- (22)** : Jean-Luc G. Maladie des volailles . La maladie de marek. 4<sup>ème</sup> édition. [France] Paris ; France agricole ; 2018.
- (23)** : TALI O. Impact lésionnel de la maladie de Newcastle dans le proventriculite hémorragiques des poulets de chair. [Mémoire]. (Algerie) Blida : instituts des sciences vétérinaire, université de Blida ; 2016. 7p.

**(24)** :Yousfi S. cours colibacillose 5<sup>ème</sup>anné. (Algerie) Blida :Instituts des sciences vétérinaire, université de Blida ; 2022.

**(25)** : Bachir, Pacha M. pathologie aviaire. La colibacillose.3<sup>ème</sup> édition. (France) : France agricole ; 2015.

**(26)** : Casa et al. Production aviculture familiale, manuelle techniques, FAO 2004 :2008.  
Disponible :<https://www.fao.org/3/y5169f/y5169f.pdf>

**(27)** : BENAMAR M, HAMMAZ M. Etude bibliographique de la colibacillose aviaire[mémoire]. (Algérie)Blida : instituts des science vétérinaire, université de Blida; 2016.30p.

**(28)**: bfc. Construction des bâtiments. Concept de ventilation inédit en France Big Dutchman. Fini l'air poisseux dans le bâtiments d'élevage de poulets de chair. drinking systems big. Un élevage efficace de poules pour la production d'œufs à couver 01/02/2010[En ligne]. États-Unis ; consulté le 2020, Disponible ; [www.bfc-construction.com](http://www.bfc-construction.com)

**(29)** [https : www.reussir.fr/voulailles](https://www.reussir.fr/voulailles). Un jeune réinvestit dans le poulet lourd en Bretagne 2016.

**(30)**: anonyme. Innovative poultry Equipment et technical advisory services Zimbabwe Harare [En ligne]. Zimbabwe; consulté le 2023. Disponible ; <https://www.passionpoltry.co.zw>

**(32)**: REUSSIR. Un jeune réinvestit dans le poulet lourd en bretagne 2016. Évaluer la qualité du poussin pour bien démarrer senghafor [en ligne]. Senghafor. Disponible ; <https://www.reussir.fr/voulailles.com>

**(33)**: Eqcma. Équipe québécoise de contrôle des maladies avicoles [en ligne].disponible ; <https://www.eqcma.ca.com>

**(34)**: Roxell. Équipement d'élevage avec systèmes automatisés pour poulets de chair <https://www.roxell.fr/volaille/poules-de-chair.com>

**(35)**: Bauduin. [En ligne]. Bauduin matériel et alimentation 2020; disponible; <https://www.ferme-avicole-bauduin/fr.com>

**(37)**: anonyme. les raccords filetés de l'eau automatique canard chiches [en ligne].disponible ; <https://www.fr.made-in-china.com>

**(38):** Agri expo. [en ligne].Italy ;consulté le 2022 ;disponible :

<https://www.agriexpo.online.com>

## ANNEXES

### **Bibliography section:**

The poultry farming situation in Algeria has been characterized by significant growth in recent years. The increased demand for chicken meat has led to an expansion of poultry production in the country. However, despite this growth, Algerian poultry farmers face sanitary constraints, including infectious diseases such as viruses, bacteria, and fungi.

The infrastructure and management practices of poultry farming can also pose challenges. Some poultry farms in Algeria lack adequate facilities, modern technologies, and good farming practices, which can impact animal health and welfare, as well as the quality of poultry products.

Proper construction of poultry buildings and the implementation of biosecurity measures are essential to ensure the well-being of chickens by minimizing disease risks, reducing stress, and promoting optimal production.

Poor bacteriological and immunological quality in day-old chicks can render them more susceptible to infections, resulting in higher mortality rates.

A poultry building must have several key characteristics to ensure the well-being and productivity of the poultry. Firstly, it should have a strong and durable structure to withstand weather conditions and the challenges of farming. Adequate ventilation is essential to maintain optimal air circulation, eliminate moisture, and maintain a comfortable temperature. Good thermal insulation regulates the temperature inside the building, providing a comfortable environment throughout the seasons. Proper lighting stimulates the activity and natural behavior of the poultry. The feeding and watering system should be appropriate to ensure easy access to food and fresh water. Effective waste management is necessary to maintain cleanliness and reduce the risk of diseases. Strict security and biosafety measures are indispensable to prevent intrusions and diseases. The building should provide sufficient space for the poultry to move around and express their natural behavior. Finally, a design that facilitates cleaning and easy access for care and management is also important. By implementing these characteristics, a healthy, comfortable, and secure environment is ensured for the poultry, thus promoting their well-being and productivity.

Among the viral diseases that affect poultry, Gumboro disease, also known as infectious bursal disease, is a viral infection that affects poultry, especially broiler chickens and laying hens. This disease is caused by a virus from the Birnaviridae family. It spreads rapidly in poultry farms, causing symptoms such as growth delays, weakness, decreased egg production, and immunosuppression. Infected birds can develop inflammation of the bursa of Fabricius, a key organ in the poultry immune system, Gumboro disease can be prevented through regular vaccination of chicks and the implementation of appropriate biosecurity measures, such as vector control, facility disinfection, and batch separation. Effective management of this disease is crucial for preserving the health and productivity of poultry in poultry farms.

Avian infectious anemia is a viral disease that affects poultry, particularly chickens and turkeys. It is caused by a virus from the Birnaviridae family. The disease spreads rapidly within poultry farms, causing symptoms such as lethargy, loss of appetite, tissue paleness, and high mortality rates. It can also result in immunosuppression, making the birds more susceptible to other infections. Vaccination and strict biosecurity measures are essential for preventing and controlling the spread of this disease.

Marek's disease is a viral disease that affects birds, particularly chickens and turkeys. It is caused by the Marek's disease virus (MDV), which belongs to the Herpesviridae family. The virus is primarily transmitted through viral particles in the environment, such as feathers, dust, and contaminated litter. Infected birds excrete the virus in their feces and cancerous cells. Marek's disease affects the nervous system, skin, and internal organs of birds.

Symptoms vary depending on the form of the disease but can include limb paralysis, loss of appetite, weight loss, balance disorders, skin tumors, and vision impairments. The disease is present worldwide and mainly affects broiler chickens, laying hens, and turkeys. It can cause significant economic losses in the poultry industry by reducing egg production, increasing bird mortality, and incurring treatment and prevention costs. Prevention measures include early vaccination of birds, adopting good hygiene practices in poultry farms, regular disinfection of facilities, and proper waste management. Vaccination is considered the most effective method for controlling Marek's disease.

Newcastle disease, also known as avian pseudo-plague, is a highly contagious viral disease that affects birds, particularly poultry. It is caused by an RNA virus from the

Paramyxoviridae family. The Newcastle disease virus is primarily transmitted through direct contact between infected and healthy birds, as well as exposure to respiratory secretions, excreta, and contaminated materials from infected birds. It can also be carried by equipment, clothing, vehicles, and other mechanical vectors.

Symptoms of Newcastle disease vary depending on the viral strain, bird species, and the bird's immune status. They can include respiratory distress, diarrhea, loss of appetite, paralysis, nervous signs such as tremors and twisting of the neck, as well as ocular symptoms like conjunctivitis. Newcastle disease is present worldwide and affects a wide range of wild and domestic birds. It can cause significant economic losses in the poultry industry due to high bird mortality and reduced egg production.

Prevention measures for Newcastle disease include systematic vaccination of birds, particularly in commercial farms, as well as maintaining good hygiene practices in poultry facilities. It is also important to report any suspected cases to competent veterinary authorities to implement appropriate control measures.

Avian colibacillosis is an infection caused by avian pathogenic *Escherichia coli* (APEC), also known as *E. coli*. This disease can manifest in various ways, with localized or systemic infections. APEC often takes advantage of compromised host defenses due to co-infections or unfavorable environmental conditions. Among the numerous serotypes of colibacilli, only a few are particularly significant in avian pathology. The primary contamination route for avian colibacillosis in poultry occurs through the air and abdomen, involving the ovary and oviduct. Infection can also ascend from intestinal strains, causing enteritis and cannibalism. In chicks, contamination can occur through direct vertical transmission, via contamination in the oviduct.

The main mode of contamination for avian colibacillosis in poultry is through the airborne and abdominal route, involving the ovary and oviduct. Infection can also occur through an ascending route from intestinal strains, resulting in enteritis and cannibalism. In chicks, the modes of colibacillosis contamination correspond to either direct vertical transmission through contamination in the oviduct. Either through direct vertical transmission via contamination in the oviduct or through indirect transmission by fecal contamination of eggshells.

The symptoms of avian *E. coli* vary, but they can include diarrhea, loss of appetite, lethargy, respiratory difficulties, neurological signs, and increased mortality in infected birds. Avian *E. coli* can affect chickens, turkeys, and ducks. Preventive measures for avian *E. coli* include implementing good hygiene practices in poultry facilities, providing high-quality water and feed, proper waste management, and implementing biosecurity protocols. Infection control may also involve the use of targeted antibiotics and vaccination, as per veterinary recommendations.

*Salmonella gallinarum pullorum* is the causative agent of two bacterial diseases known as pullorum disease and fowl typhoid, primarily affecting chickens and turkeys, although other avian species are also susceptible. These diseases can cause significant mortality, reaching up to 100% in infected chicks, and result in substantial economic losses.

*Salmonella Pullorum* causes pullorum disease, while *S. Gallinarum* causes fowl typhoid. These bacteria, well adapted to poultry, have been classified under a single species, *S. enterica* serovar *Gallinarum-pullorum*. They are Gram-negative, non-mobile rods.

Transmission of the diseases can occur through various routes, including horizontal transmission through contaminated food, water, feces, and other products, as well as vertical transmission, which is most common, through egg contamination following ovulation. Clinical signs in chicks include anorexia, huddling together, drooping wings, dehydration, and diarrhea. Other signs may also be observed, such as dyspnea, blindness, and swelling of the hock joint. Mortality can reach 100% and is typically seen in birds aged 2 to 3 weeks. In growing or adult poultry, clinical signs may not be apparent in some cases, but there may be reduced feed consumption, decreased egg production, fertility, and hatchability, as well as apathy, ruffled feathers, pale and shrunken comb. Mortality in adult birds affected by fowl typhoid is generally higher. Young chicks may exhibit excessive thirst. Macroscopic lesions may be inconspicuous in the acute form, but in acute cases, splenomegaly, hepatomegaly, necrotic foci, coagulated and unabsorbed yolk sac, fibrinous exudate on the pericardium and hepatic capsule, and small nodules in the gizzard, pancreas, lungs, muscles, myocardium, and epicardium, and occasionally in the cecum wall, may be observed. Fibrinous exudate in the anterior chamber of the eye and arthritis with viscous synovial fluid can also be present. Regression of ovarian follicles into small nodules, the presence of caseous exudate in the lumen of the oviduct in adult hens, and whitish necrotic areas in the testicles of males can be noted. Prophylactic measures include non-regulatory treatment with antibiotics to reduce mortality, such as tetracyclines, neomycin,

sulfonamides, and fluoroquinolones. In case of outbreaks, measures like isolation, culling, destruction of eggs, and disinfection should be implemented. Sanitary prophylaxis involves establishing a sanitary barrier by controlling rodents, insects, and delivery trucks, allowing only essential personnel, and ensuring the origin of eggs. Systematic control, including coprological examinations, should be performed on breeding and laying birds.

**Practical section:**

Recent studies () have shown that this disease is transmitted to chicks from eggs laid by latent carriers of salmonellosis or from hatcheries contaminated with the germs of this disease.

This state of affairs can be justified by the absence of chronic carriers of this disease in the parental breeding stock, and the eggs that are laid are free from contamination.

Furthermore, the absence of germs causing this disease in the incubator poses no danger of salmonellosis to the subjects in the breeding facility, thereby adhering to prophylactic rules.

This study on the isolation of *E. coli* as the agent of omphalitis highlights the importance of coli bacillary infections in day-old chicks in the studied farms. Among the most suspected bacterial etiologies in umbilical infections, *E. coli* occupies the first place, as all the samples in the study tested positive for this bacterium (100%).

Several authors who have emphasized a multitude of predisposing factors that are correlated in a well-defined manner explain the high percentage of *E. coli* detection in day-old chicks. These factors are listed as follows:

- Poor hygiene in herd management and in the hatchery, which increases the possibilities of infection and proliferation of bacteria capable of initiating yolk decomposition.
- Low temperature in the incubator, which delays embryo growth and leads to small chicks with relatively large yolk sacs.
- Low temperature after hatching, which compromises the vitality of the chick during a period when the infection develops rapidly.

The results of the bacteriological quality of the chicks in the study were insufficient, with contamination occurring from birth by several germs (*E. coli*, *Enterococcus*, *Staphylococcus aureus*, etc.). Producing flawless-quality chicks requires a tremendous team effort involving all stakeholders in the industry, starting from managing the parent stock. This is

achieved through good health and hygiene practices at every stage of rearing and production, reinforced by proper handling of hatching eggs from nests to the incubator in order to maintain an acceptable level of hatchery environment and reduce exposure to contamination (Afssa, 2000). During production, hatcheries go through a cycle of contamination that can occur very early, starting with the arrival of hatching eggs from farms or when they are placed in incubators. During transfer, the environment becomes contaminated as soon as the eggs are turned, during hatching, and when the chicks are handled (vaccinations, boxing, and delivery) (Itavi, 2003). A large population of microorganisms, including viruses, fungi, and especially bacteria (Casa et al., 2008) directly affects hatchery environments.

The resistance to 12 antibiotics was tested for 13 APEC strains. Our results show that 100% of the APEC strains were resistant to tetracycline, doxycycline (92%), trimethoprim-sulfamethoxazole (67%), and amoxicillin (54%). However, our results demonstrate that chloramphenicol is the only highly effective antibiotic against the isolated strains (77% sensitivity).

The results show that tetracyclines [tetracycline (100%), doxycycline (92%)] are the antibiotics with the highest resistance rates among APEC. Regarding beta-lactams, our results show a moderate resistance to amoxicillin with an average of 54%.

In our study, resistance to the combination of amoxicillin/clavulanic acid is low, with rates not exceeding 23%.

Furthermore, the average antibody titers of 17.65% of the chicks in the study showed excellent homogeneity ( $CV < 30\%$ ), while 82.35% exhibited heterogeneity ( $CV > 30\%$ ). The heterogeneous nature of the batch, among other possible causes, is linked to the stress experienced by the chicks during transportation. This heterogeneity is a factor to be considered in vaccination failures.

In practice, the application and success of vaccination are significantly hindered by several problems, with the most important being vaccination interference with passive immunity and the variability of maternal antibodies. This necessitates the determination of an optimal vaccination date (OVD), which is the date when maternal antibody levels are "surmountable" by the live vaccine to induce active immunity. Due to cost and time constraints, determining the OVD by measuring the levels of maternal antibodies in day-old

chicks is now routinely practiced. We performed this measurement on the chicks from the 17 farms in the study to determine the optimal vaccination date.

Moreover, the study's results also explain the vaccine failure in the first weeks of life with intermediate vaccines. When attenuated live vaccines are administered very early, they will be neutralized by the chick's maternal antibodies (Senin, 2011). In fact, for effective vaccination against Gumboro disease with live vaccines, Ferre and Belloc (2005) demonstrated that a compatible level of maternal antibodies is required, equivalent to 350 in ELISA (IDEXX kit, dilution 1/500) for intermediate vaccines and 500 for strains classified as "hot."

This study revealed that the majority of day-old broiler chicks in the study had poor bacteriological quality. *E. coli* was the most frequently isolated bacterial strain, with a frequency of 100%, followed by *Staphylococcus aureus* (62%) and *Enterococcus sp* (30%).

The serological study conducted using ELISA on blood samples from day-old chicks showed a significant variability in the average maternal antibody titers against Gumboro disease. Similarly, there was a high coefficient of variation (CV) in the average titers, with the majority of chick batches in the study having a CV higher than 30%. This situation compromises the success of vaccination against Gumboro disease and urges veterinary practitioners to propose vaccination protocols that are in perfect harmony with the level of maternal antibody at day 1. It is important to suggest the following:

- Establish a common protocol for protection against major viral diseases, taking into account the available vaccines and the species raised in Algeria.
- Hatcheries should provide prescribing veterinarians with the average maternal antibody titers of chicks at each hatch or those of the breeders.
- The vaccination date should consider the level of maternal antibody titers in chicks and the vaccine strain.
- Strengthen sanitary prophylaxis practices through strict and rigorous hygiene.

This study opens up prospects for further research on the bacteriological quality of day-old broiler chicks, determining the optimal age for vaccination, and the involvement of Gumboro vaccine strains.

**Keywords in English:**

Quality Bacteriological, quality Immunological, Day-old chicks, Central Algeria.

**ROUABHI Mohamed abdelouahhabe.**

**SABOUR Nasreddine.**

*Université de Blida- 1 / Institut des Sciences Vétérinaires*

*Promoteur : M.C.A LOUNAS Aziz.*

*Qualité immunologique et bactériologique des poussins d'un jour dans le centre d'Algérie.*

**Résumé :**

Il semble que la production de poulets dans le centre de l'Algérie (Alger, Bouira, Boumerdès, Blida) est en développement progressif. Cependant, cette progression est freinée par plusieurs obstacles liés à la qualité bactériologique et immunologique. L'objectif de l'étude était de minimiser les risques de propagation de maladies virales et bactériennes, ainsi que d'assurer une bonne protection des poussins dès leur naissance, car leur statut sanitaire peut avoir un impact sur toute la durée de l'élevage.

Les résultats de l'étude montrent que le taux de transmission des anticorps contre l'IBDV (infectious bursal disease virus) est très bon dans 65% des élevages analysés, et bon dans le reste des élevages.

En ce qui concerne la qualité bactériologique, les poussins analysés dans les différents élevages présentent une contamination à 30.77% par des entérobactéries, les staphylocoques sont présents dans 62% des élevages analysés.

Il n'y a pas de présence totale de salmonelles ni d'aspergillose détectée dans les poussins analysés.

En ce qui concerne les tests d'antibiogramme, les bactéries montrent une résistance à la plupart des antibiotiques, à l'exception de C, CN et RD qui donnent de bons résultats. Le test AML/AC donne des résultats moyens, tandis que les autres antibiotiques donnent des résultats faibles en termes d'efficacité.

**Mots clés : centre d'Algérie, poussin d'un jour, bactériologique, immunologique, anticorps.**