



DEPARTEMENT DE BIOLOGIE

MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES

Présenté par

Chérine Wissem Boudoukara

Pour l'obtention du diplôme de

MASTER EN BIOLOGIE

Spécialité : Biochimie Appliquée

THÈME

Recherche des Bactéries pathogènes
dans les sites de production et les
produits aviaires dans des conditions
intensives

Soutenue publiquement le 28/ 06 /2018

DEVANT LE JURY

Président	M. Mouats Aziz	professer	U. Mostaganem
Encadreur	Mme Bengharbi Zineb	MCB	U. Mostaganem
Co-encadreur	M. Dahmouni Said	MAA	U. Mostaganem
Examineurs	M. Barka Mohamed	MAA	U. Mostaganem

*Thème réalisé à la SPA MOSTAVI (Ain Nouissy Mostaganem)
Année Universitaire 2017 - 2018*

Remerciements

On remercie Dieu le tout puissant de nous avoir donné la santé et la volonté d'entamer et de terminer ce mémoire.

Ce travail ne serait pas aussi riche et n'aurait pas pu avoir le jour sans l'aide et l'encadrement de **Mme. Bengharbi Zineb**. On la remercie pour ses compétences professionnelles incontestables ainsi que ses qualités humaines, pour sa patience, sa rigueur et sa disponibilité tout au long de la préparation de ce mémoire.

Nos remerciements s'adressent à **M.Dahmouni Saïd** pour son aide précieuse et ses encouragements.

Nous sommes honorés de la présence de **M. le professeur Mouats Aziz** comme président du jury et de **M. Barka Mohamed** d'avoir accepté d'examiner ce travail.

Nos remerciements s'adressent également à tous nos professeurs pour leurs générosités et la grande patience dont ils ont su faire preuve malgré leurs charges académiques et professionnelles.

Nos profonds remerciements vont également à toutes les personnes qui nous ont aidés et soutenus de près ou de loin principalement à toutes les personnes du laboratoire d'analyse de Ain Nouisy ainsi que le personnel du groupe MOSTAVI Oravio ; et particulièrement à monsieur le Président Directeur Général.

Dédicaces

A l'homme de ma vie, mon exemple éternel, mon soutien moral, ma source de joie et de bonheur, celui qui s'est toujours sacrifié pour me voir réussir, que dieu te procure santé et longue vie, à toi mon père.

A la lumière de mes jours, la source de mes efforts, la flamme de mon cœur, ma vie et mon bonheur ; maman que j'aime.

Aux personnes dont j'ai bien aimé leur présence ce jour, à toutes mes sœurs (Meriem, Faten, Bassma), mes neveux (Youcef, Mohammed, Hamza, mahmoud) et mes nièces (Mélina, Joumana, Lina, Nourhanna), je leur dédie ce travail dont le grand plaisir leurs revient en

premier lieu pour leurs conseils, soutien moral et encouragements.

Je dédie également ce travail à toute la famille Boudoukara (grand-père, grand-mère et oncles), la famille Berrachedi et particulièrement à ma grand-mère Maata fatma.



LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : conséquences de l'excès de l'humidité.....	6
Tableau 2 : Normes des températures recommandées selon l'âge.....	15
Tableau 3 : les normes zootechniques de la souche ISA	32
Tableau 4 : Analyse d'ambiance au niveau du couvoir.....	41
Tableau 5 : Test biochimique des colonies suspectes.....	42
Tableau 6 : Analyse du bâtiment d'élevage après désinfection.....	43
Tableau 7 : test biochimique de colonie suspecte.....	44
Tableau 8 : Recherche de salmonelle dans l'aliment.....	44
Tableau 9 : Recherche de salmonelle dans l'eau.....	45
Tableau 10 : analyse de l'œuf à couver.....	46
Tableau 11 : bactériologie de l'œuf à couver.....	46
Tableau 12 : Recherche de staphylococcus dans l'aliment.....	47
Tableau 13 : Test complémentaire de staphylococcus dans l'aliment	48
Tableau 14 : révélation des staphylococcus dans l'eau.....	48
Tableau 15 : bactériologie de différent organe du poussin de démarrage.....	50
Tableau 16 : Recherche de salmonelle dans les organes.....	51
Tableau 17 : Recherche Escherichia coli dans les organes.....	52
Tableau 18 : Recherche de staphylococcus dans les organes.....	52
Tableau 19 : bactériologie de différents organes du poulet en phase de croissance.....	54
Tableau 20 : Etude biochimique des colonies suspecte	55
Tableau 21 : bactériologie de différents organes du poulet en phase de finition	56
Tableau 22 : dénombrement des germes totaux dans l'aliment.....	57
Tableau 23 : dénombrement des coliformes fécaux dans l'aliment.....	58
Tableau 24 : Dénombrement des anaérobies sulfito-réducteur dans l'aliment.....	58
Tableau 25 : dénombrement des levures et moisissures dans l'aliment.....	59
Tableau 26 : Recherche des streptocoques fécaux dans l'eau.....	60
Tableau 27 : Dénombrement des anaérobies sulfito- réducteur (ASR) dans l'eau.....	61
Tableau 28 : dénombrement des coliformes totaux et coliforme fécaux dans l'eau.....	62
Tableau 29 : Détermination de la teneur en protéine brute, Matière minérale et humidité....	63

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : structure et composition de l'œuf.....	3
Figure 2 : tube digestif du poulet de chair.....	7
Figure 3 : Vue dorsale des poumons de la poule.....	11

LISTE DES ABRÉVIATIONS

IMVIC : I : Indole, M : Rouge de Méthyle, V : Vosges-Proskauer, C : Citrate de Cimons

LDC : lysine décarboxylase

H₂S : Sulfure d'hydrogène

LDC : lysine-décarboxylase

ODC : Ornithine-décarboxylase

ADH : Arginine-Dihydrolase

VP : Vosges-Proskauer

RM : Rouge de Méthyle

TR : *Trouble*

SFB : *Bouillon a la sélénite cystéine*

AAF : Aérobie Anaérobie facultatif

UFC : unité forme de colonie

D/C : double concentration

S/C : simple concentration

BCPL : Bouillon lactosé au pourpre de Bromocrésol

RÉSUMÉ

La problématique de développement de la filière chair sur le plan sanitaire reste toujours tributaire des conditions d'hygiène et du respect de la barrière sanitaire.

Pour ce faire, notre présente étude s'attèle à vérifier par des tests bactériologiques l'éventuelle présence ou absence de *la salmonelle*, *Escherichia coli* et *staphylococcus aureus* à travers toute la chaîne de reproduction du poulet de chair ; ainsi que les intrants à savoir l'aliment et l'eau.

Concrètement nos tests bactériologiques pour la recherche des germes pathogènes durant tout le déroulement d'un élevage ont été réalisés de l'œuf jusqu'au poulet adulte au niveau de MOSTAVI (ORAVIO de Mostaganem).

Au niveau du couvoir, il a été effectué une prise d'échantillon de la surface de plusieurs salles (réception, éclosier, incubateur,), un échantillon de 10 œufs et un échantillon de 10 poussins d'un jour. Au niveau du centre d'élevage, une prise d'échantillon de la surface de plusieurs endroits après le vide sanitaire (sol, fenêtre, trémie,.....), un échantillon de 10 animaux pendant les phases de croissance (à 14 jours) et de fin de finition (à 56 jours) ; et ce, à travers deux bâtiments distincts (bâtiment n°7 et n° 8). L'aliment (de démarrage, de croissance et de finition) et l'eau ont fait l'objet aussi d'une étude préliminaire (contrôle de qualité)

Les analyses bactériologiques n'ont pas révélé la présence de *salmonelles*, *E. Coli* et *Staphylococcus aureus*, néanmoins notre étude a révélé, la présence d'autres bactéries opportunistes (*Proteus Mirabilis*, *Citrobacter*, *Klebsiella*, *Shigella*) qui ne sont pas de moindre importance tant sur le plan sanitaire pour la santé animale que pour celle du consommateur.

Ainsi, la salmonelle constitue une des causes majeures des infections du tractus digestif humain liées à la consommation d'aliments contaminés d'origine animales ; La viande de volaille et les œufs sont fortement impliqués.

Mots clés : Bactéries pathogènes, œufs, site de production, poulet de chair.

Abstract

The problem of development of the flesh-coloured sector on the sanitary plan remains always dependent on sanitary conditions and on the respect for the sanitary barrier.

To do it, our present study attèle to verify by bacteriological tests the possible presence or the absence of the salmonella, Escherichia coli and staphylococcus aureus through all the chain(channel) of reproduction of the chicken of flesh; as well as inputs to know the food and the water.

Concretely our bacteriological tests for the search(research) for pathogenic germs during all the progress of a breeding were realized on significant samples namely:

At the level of the hatchery, he was made a sampling of the surface of several rooms (reception, éclosoir, incubator,), a sample of 10 eggs and a sample de10 day chicks. At the level of the center of breeding, a sampling of the surface of several places after the underfloor space (ground, window, hopper.), a sample of 10 chicks of the beginning of growth (in 14 days); a sample of 10 chickens of the end of finish (in 56 days); and it is true through two different buildings (building n°7 and N 8). At the level of inputs, he was made a sampling of the food (Of starting up, growth and finish) and some water.

The bacteriological analyses did not reveal the presence of salmonellas, E. Coli and staphylococcus aureus, nevertheless our study revealed, the presence of the other opportunist bacteria which are not lesser importance both on the sanitary plan for the animal health as for that of the consumer.

So, the salmonella establishes one of the major causes of the infections of the human digestive tract bound to the consumption of food contaminated of animal origin; the meat of poultry and the eggs are strongly involved.

Keyword: bacteriology, eggs, production site, chicken of flesh, salmonella

SOMMAIRE

Remerciements.....	I
Dédicaces.....	II
Résumé.....	IV
Liste des tableaux et des figures.....	V
Liste des abréviations.....	VI
Introduction Générale.....	1

Chapitre I : l'œuf à couver

1.1. Composition de l'œuf à couver.....	3
1.1.1. La coquille.....	3
1.1.2. La membrane coquillière.....	4
1.1.3. La chambre à air.....	4
1.1.4. L'albumine.....	4
1.1.5. Les chalazes.....	4
1.1.6. Le vitellus.....	4
1.2. Caractéristique de l'œuf à couver.....	5
1.3. Condition de l'incubation.....	5
1.3.1. Ventilation.....	5
1.3.2. Humidité.....	5
1.3.3. Retournement.....	6
1.4. Contamination des couvoirs.....	6

Chapitre II : Généralités sur le poulet de chair

2.1. La volaille.....	7
2.2. L'appareil digestif du poulet.....	7
2.2.1. Le pharynx.....	7
2.2.2. L'œsophage.....	8
2.2.3. Le jabot.....	8
2.2.4. Le ventricule succenturié.....	8
2.3. L'intestin.....	8
2.3.1. Le jéjunum.....	8
2.3.2. Le gésier.....	8
2.3.3. Le duodénum.....	9
2.3.4. Le caecums.....	9
2.3.5. L'iléon.....	9
2.3.6. Le rectum.....	9
2.3.7. Le cloaque.....	9
2.4. Les glandes annexes.....	10
2.4.1. Le foie.....	10

2.4.2. Le pancréas.....	10
2.4.3. La rate.....	10
2.5. L'appareil respiratoire.....	10
2.5.1. Les poumons.....	10
2.6. Programme d'alimentation.....	11
2.6.1. Alimentation de démarrage.....	11
2.6.2. Alimentation de croissance.....	11
2.6.3. Alimentation de finition.....	12
2.7. Besoin nutritionnel du poulet de chair.....	12
2.7.1. Besoin en eau.....	12
2.7.2. Besoin en énergie.....	12
2.7.3. Besoin en protéine.....	13
2.8. Conduite d'élevage du poulet de chair.....	13
2.8.1. La préparation du bâtiment.....	13
2.8.2. Le préchauffage.....	13
2.8.3. La ventilation.....	13
2.8.4. Eclairage.....	14
2.8.5. Température.....	14
2.8.6. L'humidité.....	15
2.9. Alimentation et abreuvement.....	15
2.10. Les analyses préliminaires.....	15
2.10.1. Test catalase.....	16
2.10.2. Test IMVIC.....	16
2.10.3. Test indole.....	16
2.10.4. Test LDC.....	16
2.10.5. Test H ₂ S.....	16
2.10.6. Test coagulasse.....	16
2.11. Levures et moisissures.....	16
2.11.1. Les levures.....	16
2.11.2. Les moisissures.....	17
2.12. Analyses physico-chimique de l'alimentation.....	17
2.12.1. Humidité.....	17
2.12.2. Minéraux.....	17
2.12.3. Protéine.....	17
2.13. Analyses de l'eau de source.....	17

Chapitre III : Les microorganismes pathogènes

3.1. Les bactéries.....	19
3.2. Les Salmonelles.....	19
3.2.1. Classification scientifique.....	19
3.2.2. Caractères biochimique.....	19
3.2.3. Habitat.....	20
3.2.4. Mode de transmission.....	20

a. Au niveau des couvoirs.....	20
b. Au niveau des élevages.....	20
c. Au niveau de l'abattoir.....	21
3.2.5. Pouvoir pathogène.....	21
3.3. Staphylococcus.....	21
3.3.1. Habitat.....	21
3.3.2. Classification de Bergy.....	22
3.3.3. Pouvoir pathogène.....	22
3.4. Streptococcus.....	22
3.4.1. Habitat.....	22
3.4.2. Classification de Bergy.....	22
3.4.3. Pouvoir pathogène.....	23
3.5. Escherichia coli.....	23
3.5.1. Habitat.....	23
3.5.2. Classification.....	23
3.5.3. Pouvoir pathogène.....	23

Chapitre IV : Les maladies aviaires

4.1. Les maladies aviaires en cour de l'élevage.....	24
4.2. Les infection Bactériennes.....	24
4.2.1. Les salmonelle.....	24
4.2.1.1. Définition.....	24
a. Pullorose.....	24
b. Typhose.....	24
4.2.1.2. Etiologie.....	25
4.2.1.3. Evolution de l'infection et voie de contamination.....	25
4.2.1.4. Lésion.....	25
4.2.1.5. Diagnostic.....	26
4.3. Les maladies virales.....	26
4.3.1. Maladie de Gomboro.....	26
4.3.1.1. Les modalités de contamination et de transmission.....	26
4.3.1.2. Lésion.....	26
4.3.1.3. Diagnostic.....	27
4.3.2. Maladie de Newcastle.....	27
4.3.2.1. Mode de transmission.....	27
4.3.2.2. Diagnostic.....	27
4.3.3. Maladie de Marek.....	28
4.3.3.1. Mode de transmission.....	28
4.3.3.2. Diagnostic.....	28
4.4. Les maladies parasitaires.....	29
4.4.1. La coccidiose.....	29
4.4.2. Epidémiologie.....	29
4.4.3. Transmission.....	29

Chapitre V : Matériels et méthodes

5.1. Problématique	30
5.2. Objectifs	30
5.3. Échantillonnages	30
5.4. Matériels et méthodes	30
5.5. Conditions et conduites de couvaion et d'élevage	31
5.5.1. Conditions de couvaion.....	31
5.5.2. conditions d'élevage.....	31
5.6. Animaux	31
5.7. Alimentation distribuées	32
5.8. Prophylaxie	32
5.8.1. Prophylaxie sanitaire.....	32
5.8.2. Prophylaxie médicale.....	32
5.9. Eudes bactériologiques	33
5.10. Matériels utilisé	33
5.11. Analyses effectués	33
5.11.1. Recherche de salmonelle sp.....	33
5.11.2. Recherche Escherichia coli.....	36
5.11.3. Recherche de staphylococcus aureus.....	36
5.11.4. Recherche de streptocoque.....	36
5.12. Analyse de la qualité de l'eau et de l'aliment distribuées	37
5.12.1. Eudes bactériologique de l'eau.....	37
5.12.2. Étude bactériologiques de l'aliment.....	38
5.12.3. Études physico-chimique de l'aliment.....	39

Chapitre VI : résultats et discussions

5.1. Analyses bactériologiques et contrôle d'hygiène des différents locaux de production	41
5.2. Recherche de staphylococcus pathogène	47
5.3. Analyses bactériologiques des produits aviaires	49
5.3.1. Poussins de démarrage (1 jour d'âge)	49
5.3.1.1. Sérologie.....	49
5.3.1.2. Bactériologie.....	49
5.3.2. Poulet début de croissance (14 jours)	53
5.3.2.1. Sérologie.....	53

5.3.2.2. Bactériologie.....	54
5.3.3. Poulet de finition (56jours).....	55
5.3.3.1. Sérologie.....	55
5.3.3.2. Bactériologie.....	56
5.4. Analyses complémentaires de la qualité de l'aliment et de l'eau distribuée.....	56
5.4.1. Recherche d'autres germes dans l'aliment	57
5.4.2. Recherche d'autres germes dans l'eau.....	60
Discussion générale.....	65
Conclusion générale.....	66
<u>Bibliographie</u>.....	67

Annexes

- Annexe 1
- Annexe 2
- Annexe 3
- Annexe 4
- Annexe 5

Introduction Générale

En Algérie, l'aviculture constitue un secteur très important puisque ses produits assurent un pourcentage important de la ration alimentaire moyenne en produits d'origine animale.

L'aviculture est passée d'une production fermière à une production industrielle organisée; son développement est lié à la maîtrise et à l'amélioration des conditions techniques et sanitaires des élevages.

En effet, des mesures sanitaires sont d'une nécessité absolue pour limiter toute contamination dans un élevage donné, elles consistent en des opérations de nettoyage, de désinfection et de respect de vide sanitaire. Une alimentation inadéquate ou une contamination accidentelle provoque des maladies entraînant des pertes qui peuvent aller jusqu'à l'anéantissement d'un troupeau.

Parmi ces mesures sanitaires ; la désinfection permet d'éliminer les micro-organismes et d'inactiver les virus indésirables supportés par des milieux sanitaires. Cependant, la salmonelle bien connue pour être un agent de l'infection alimentaire de l'humain est très susceptible d'être l'objet de l'attention des pouvoirs publics.

Ainsi l'objet de notre étude est orienté sur la recherche de la présence de bactéries pathogènes à différents stade du cycle de la chaine de production. (Œuf à couver, poussin, et poulet adulte) ; et également l'aliment et l'eau...

Des analyses bactériologiques ont été effectuées à différents stades pour déceler la présence de la salmonelle; ainsi, le phénomène de la salmonelle est perçu comme un risque pour la santé publique, d'où notre intérêt.

Ce manuscrit s'articule autour de quatre chapitres, et est couronnée par une partie pratique.

Le premier chapitre tend dans un premier temps à apporter les connaissances bibliographiques concernant l'œuf à couver.

Le deuxième chapitre a trait à la présentation des généralités sur le poulet de chair.

Le troisième chapitre traite des microorganismes pathogènes.

Le quatrième chapitre définit les maladies aviaires.

La partie pratique a été orientée ; dans un premier temps sur la recherche de bactéries pathogène (salmonelle, staphylococcus, E. coli) depuis le couvoir (l'œuf) jusqu'au centre d'élevage (poulet). Et dans un deuxième temps à l'analyse des intrants, à savoir l'eau et l'aliment. Pour se faire ; des échantillons ciblés ont fait l'objet de prélèvement et de suivi afin de s'assurer que les conditions d'hygiène et la barrière sanitaire sont respectés.

Chapitre VI : Résultats et Discussions

Chapitre V : Matériels et Méthodes

Chapitre IV :

Les maladies aviaires

Chapitre III :

Les microorganismes pathogènes

Chapitre II : généralité sur le poulet de chair

Chapitre I :

L'œuf à couver

L'œuf est constitué de divers compartiments de l'intérieur vers l'extérieur on distingue le jaune d'œuf ou vitellus ; le blanc ou albumine membranes coquillières et la coquille.

L'œuf des oiseaux contient l'ensemble des nutriments indispensables au développement de l'embryon dans un milieu extérieur. Il possède une protection physique la coquille, mais aussi un système complexe de défenses chimique qui assure la survie de l'embryon dans un milieu qui peut lui être hostile.

La coquille est le premier système de protection de l'œuf. Elle est en réalité une structure ordonnée constituée d'un assemblage complexe de minéraux et de composés organiques qui lui confèrent sa propriété mécanique [1].

1.1. Composition de l'œuf à couver

La structure anatomique d'un œuf est composée (**Figure 1**) de l'extérieur vers l'intérieur comme suit :

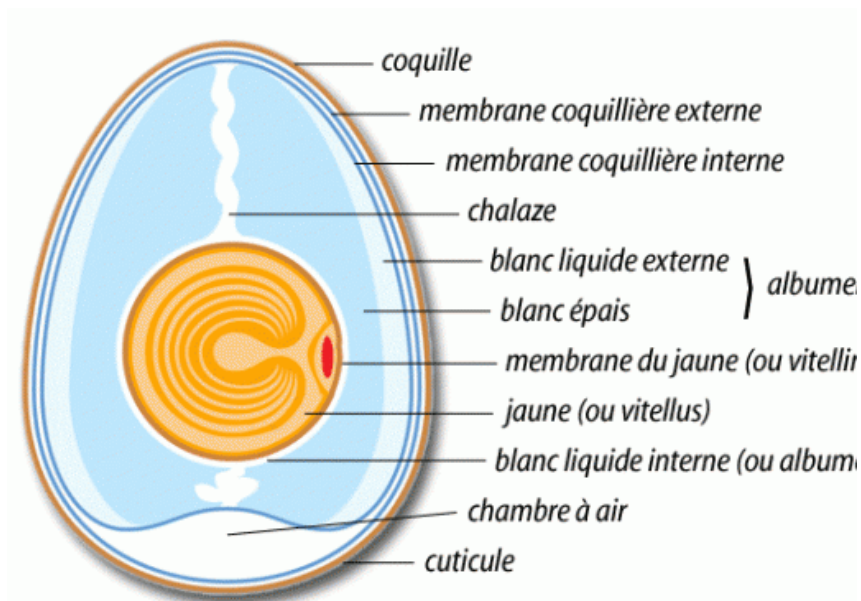


Figure 1 : structure et composition de l'œuf [2]

1.1.1. La coquille

Elle donne la couleur de l'œuf en fonction des facteurs génétiques. Sa structure physique semi-perméable lui procure un rôle de protection contre les chocs et l'évaporation, laissant passer l'oxygène et le gaz carbonique (respiration de l'embryon) à travers les pores en nombre de millier et empêche la pénétration des germes [3]. Grâce à la cuticule et avec la membrane coquillière, elle constitue la première barrière contre l'agression des micro-organismes [4]. Son

épaisseur peut être un facteur important dans l'éclosabilité. L'intégrité de la cuticule reste un excellent indicateur de la pratique d'élevage observée sous l'effet des U.V [5].

1.1.2. La membrane coquillère

Elle est dédoublée en membrane coquillère externe fortement adhérente à la coquille et en membrane coquillère interne très rapprochée de l'externe jusqu'au bord arrondi de l'œuf laissant place à la chambre à air sous la membrane externe.

1.1.3. La chambre à air

Elle est quasiment absente au moment de la ponte. Elle commence à se former lors du refroidissement de l'œuf et forme une poche d'air entre les deux membranes coquillères du côté du bord arrondi de l'œuf.

1.1.4. L'albumine (blanc d'œuf)

Constitué de deux sortes d'albumine, une albumine externe et interne de consistance relativement fluide (40% d'albumen) et une albumine médiane plus visqueuse (57% d'albumen) et qui entourent le vitellus. Son poids total est en fonction de l'âge de la poule, et est plus élevé avec les bandes plus âgées mais sa qualité se trouve diminuée [6].

L'albumine en entier sert d'amortisseur de choc pour le vitellus avec les chalazes et lors du développement embryonnaire il est source d'eau et de protéine. Il assure un vrai rôle antibactérien par ses caractéristiques bactéricides et bactériostatiques [7].

1.1.5. Les chalazes

C'est une paire de cordons d'albumine (3% d'albumen). Il s'agit de chalaze sénestre (située sur le côté droit de l'embryon) et de chalaze dextre (sur son côté gauche), enroulés. Elles fixent solidement le vitellus et son contenu au centre de l'œuf.

1.1.6. Le vitellus (jaune d'œuf)

Il est entouré d'une membrane vitelline constituée de disques jaunes (vitellus jaune, de synthèse diurne) et de disques blancs (vitellus blanc, de synthèse nocturne) formant le jaune d'œuf d'un diamètre de trois centimètres. La masse centrale du vitellus, la plus anciennement est formée par la latebra qui constitue le col et le noyau de pander qui marquent le chemin de la migration de la cicatricule (le disque germinatif) d'un diamètre de trois millimètres vers la

surface et qui commence à se développer dès le premier jour à 37,5°C. Le noyau de pander est constitué de telle manière que son poids spécifique le fait tourner vers le haut quel que soit la position de l'œuf [5].

Il existe un rapport jaune-blanc d'œuf qui varie en fonction des souches et des lignées ainsi que de la taille de l'œuf [8].

1.2. Caractéristique de L'œuf à couver

L'œuf à couver est un œuf fécondé produit par des reproducteurs sains .Les critères de la souche qui correspondent aux produits standards de la race en matière de poids minimal (50grammes), taille (8cm de long et 55mm de diamètre) et de la couleur (du blanc, beige au roux) devraient être choisis pour être couvés.

De plus il faut éviter les œufs présentant des taches de fientes ou des coquilles fines déformées ou endommagées. De petites fissures ou des anneaux de calcaires suffisent déjà à réduire le succès de la couvaison [9].

1.3. Conditions de l'incubation

1.3.1. Ventilation

L'échange gazeux dans l'incubateur a une importance capitale dans le développement de l'embryon [10]. Le mauvais échange (oxygène et dioxyde de carbone) peut être causé par:

- Une mauvaise ventilation de l'incubateur (réglages)
- Une mauvaise ventilation des salles d'incubation
- Une faible porosité de la coquille réduisant les échanges gazeux

1.3.2. Humidité

Pendant la durée de l'incubation, de la vapeur d'eau en provenance des œufs est dissipée à travers les pores de la coquille.

La taille et le nombre de ces pores déterminent la perte d'eau en fonction du taux d'humidité relative de l'air dans l'incubateur [10]. Des conséquences du non-respect de l'humidité peuvent influencer le taux d'éclosion (**Tableau 1**) :

Tableau 1 : conséquences de l'excès de l'humidité [11]

Excès	Influence
Poussin plus gros, plus lourd	Difficulté à l'éclosion
Abdome gonflé	Sujet déshydratés plus petits
Poussin moins vigoureux	Membranes coquillières plumes sèches et collent à l'embryon
Pourcentage d'œufs bêchés non éclos plus important	Duvet plus cours

1.3.3. Retournement

Le retournement des œufs joue un rôle favorable en évitant que le jaune ne vienne adhérer à la membrane coquillière ou que l'allantoïde ne se colle à l'embryon [12]. Il permet également le développement de l'aire vasculaire, celui de la membrane chorio-allantoïdienne et facilite l'inclusion de l'albumen dans l'allanto-chorion [12].

Il évite ainsi qu'une partie de l'albumine ne reste en dehors de l'allanto-chorion, qu'il ne s'interpose entre celui-ci et les membranes coquillières, et qu'il ne réduise ainsi les échanges gazeux. Des œufs non retournés engendrent souvent la mort des embryons [13].

1.4. Contamination des couvoirs

A l'éclosion, les poussins incubés dans des conditions d'environnement d'hygiène optimale, possèdent un tube digestif totalement stérile [14]. L'implantation et la colonisation des microorganismes dans la muqueuse, qu'ils soient pathogènes ou commensaux, commencent dès les premiers instants de la vie de l'oiseau pour s'intensifier avec les prises alimentaires, et ceci par leur présence dans la lumière intestinale et/ou par leur adhésion aux sites de fixation qui tapissent la muqueuse des entérocytes.

Il existe une compétition pour ces sites d'adhésion entre les microorganismes pathogènes et commensaux et l'implantation précoce au niveau des sites par la microflore bénéfique, protège l'animal contre des infections salmonelliques ultérieures [15].

Au moment de l'éclosion de l'œuf, l'environnement va jouer un rôle capital. L'environnement définit l'ordre dans lequel les oiseaux sont exposés aux microorganismes et de leurs aptitudes à coloniser l'intestin d'autant plus que l'immaturité du système immunitaire des poussins les prédisposent dès leur naissance [16].

2.1. La volaille

La volaille prend une place importante dans l'alimentation en effet tout d'abord c'est un produit bon marché mais également un produit de bonne qualité sur le plan diététique car la volaille est riche en protéines et pauvre en graisses ; une volaille est un oiseau domestique appartenant généralement aux gallinacés ou aux palmipèdes. La volaille est un terme collectif englobant l'ensemble des oiseaux de basse-cour qui font l'objet de l'aviculture il existe plusieurs espèces de volailles mais on s'intéresse plus particulièrement au poulet [18]. Dans cette partie théorique on se limite aux deux systèmes (digestif, et respiratoire) qui sont les plus susceptibles aux contaminations microbiennes.

2.2. L'appareil digestif du poulet

Les volailles présentent de nombreuses particularités anatomiques et physiologiques. L'appareil digestif des volailles reste marqué par l'adaptation au vol même chez les espèces qui ont perdu cette aptitude (**Figure 2**)

Le tube digestif malgré les différences de régime alimentaire est doué d'une grande capacité d'absorption qui permet de découvrir le métabolisme basal élevé de cette espèce [19].

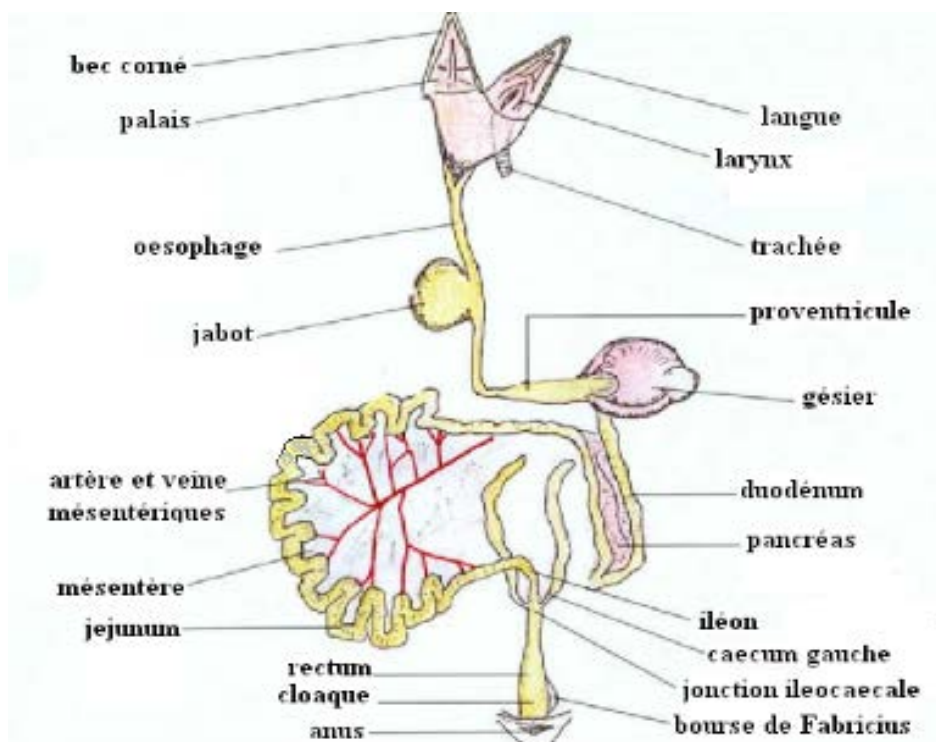


Figure 2 : tube digestif du poulet de chair [20]

2.2.1. Le pharynx

Le pharynx est le carrefour du tube digestif et des voies respiratoires. C'est un organe difficile à délimiter chez les oiseaux d'un point de vue anatomique on la limite rostralement à la dernière rangée de papilles filiforme du palais et de la langue et caudalement à l'entrée de l'œsophage marquée également d'une petite rangée de papilles [21].

2.2.2. L'œsophage

L'œsophage est un organe tubuliforme musculomuqueux qui assure le transport des aliments de la cavité buccale à l'estomac. Il est situé dorsalement puis à droite de la trachée dans son trajet cervical avant de pénétrer dans la cavité thoracique chez certaines espèces dont la poule et le pigeon il se renfle en un réservoir le jabot [19].

2.2.3. Le jabot

Le jabot est un élargissement de l'œsophage en forme de réservoir situé à la base du cou. Il se présente chez le poulet sous la forme d'un sac ventral très extensible qui adhère dans sa partie ventrale à la peau et aux muscles sous-cutanés du cou et dans sa partie caudo-dorsale au muscles pectoraux droits, sa paroi qui est très mince a une musculature peu développée mais est riche en fibres élastiques [20].

2.2.4. Le ventricule succenturié

Il est situé légèrement à gauche dans la cavité abdominale c'est un renflement fusiforme (de 3 cm de long en moyenne chez le poulet) dont la muqueuse est très riche en glandes à mucus la paroi du ventricule des carnivores et des piscivores est moins épaisse et plus riche en fibres musculaires et élastiques [19; 20].

2.3. L'intestin

2.3.1. Le jéjunum

Il est divisé en deux parties :

- L'une proximale qui est la plus importante : tractus du Meckel. Petit nodule, est parfois visible sur le bord concave de ses courbures.

- L'autre distale qui s'appelle l'anse supra duodénale [21].

2.3.2. Le gésier

Le gésier est l'organe compact le plus volumineux de la poule (6 à 8 cm de long, avec un poids d'environ 50 gr vide et 100 gr plein). Il est situé légèrement à gauche dans la cavité abdominale, partiellement coiffé par le foie sur son bord crâniale. Le gésier est rattaché au sternum et à la paroi abdominale par le ligament ventral ou mésentère ventral, au foie par le ligament gastrohépatique et à la paroi dorsale de l'abdomen par le mésogaster. Il partage longitudinalement la cavité abdominale en deux compartiments ce qui lui a valu parfois le nom (diaphragme vertical) [22].

2.3.3. Le duodénum

C'est la portion de l'intestin qui fait suite à l'estomac. Il débute au pylore puis forme une grande anse qui enserme le pancréas. Cette anse est la partie la plus ventrale de l'intestin dans la cavité abdominale elle contourne caudalement le gésier et dorsalement elle est en rapport avec les caecums. Le duodénum reçoit deux ou trois canaux pancréatiques et deux canaux biliaires au niveau d'une même papille [20].

2.3.4. Le caecums

Est le siège de la fermentation bactérien sans doute d'importance secondaire qui permet une utilisation partielle des glucides pariétaux des enveloppes des gains. Il s'y produit aussi une synthèse de vitamine B qui pourraient profiter à l'oiseau comme chez les autres espèces. Il y a à ce niveau absorption importante d'eau et de sel minéraux [23].

2.3.5. L'iléon

Il est court et rectiligne, son diamètre et sa longueur sont variables en fonction des espèces [21].

2.3.6. Le rectum

Il fait suite à l'iléon et débouche dans le cloaque le diamètre du rectum est à peine plus grand que celui de l'iléon à l'inverse des mammifères le rectum des oiseaux présente des villosités . Le rectum réabsorbe l'eau de son contenu ces fonctions lui ont valu parfois le nom de colorectal [20].

2.3.7. Le cloaque

Le cloaque est la partie terminale de l'intestin il est composé de trois chambres séparées par deux plis transversaux : le coprodéum, l'urodéom et le proctodéum [19].

2.4. Les glandes annexes

2.4.1. Le foie

Le foie est un organe volumineux rouge sombre il repose sur le sternum il est séparé des parois thorco-abdominales par le sac aérien. Le foie est constitué de deux lobes réunis par un isthme transversal qui renferme partiellement la veine cave caudale. Le lobe gauche plus petit que le lobe droit, les deux lobes déversent la bile par deux conduits séparés. Le canal du lobe gauche débouche directement dans l'intestin, le canal du lobe droit se renfle d'abord en vésicule biliaire avant de se jeter dans le duodénum [20].

2.4.2. Le pancréas

Le pancréas est une glande amphicrine (endocrine et exocrine), compacte, blanchâtre ou rougeâtre, enserrée dans l'anse duodénale. Le pancréas est issu de trois ébauches séparées qui se constituent en deux lobes (un lobe ventral et un lobe dorsal). Le suc pancréatique se déverse dans le duodénum par deux ou trois canaux qui débouchent au même niveau que les canaux hépatiques [22].

2.4.3. Rate

Elle est de forme plus ou moins ronde, se trouve sous le foie et est située à la face médiale du proventricule. Chez l'adulte, elle joue un rôle fondamental dans la production des immunoglobulines [24].

2.5. L'appareil respiratoire

2.5.1. Les Poumons

Ils n'occupent que le tiers dorsal de la cage thoracique dans laquelle ils sont enchâssés. Cinq à six paires de côtes inscrivent dans la face dorsale des poumons des sillons qui sont très profonds surtout pour les trois paires centrales. La cavité pleurale, très réduite, est oblitérée par endroits.

La plèvre pariétale adhère ventralement à la paroi dorsale du sac aérien thoracique antérieur constituant une mince lame aponévrotique appelée aponévrose pulmonaire ou (diaphragme) orthique. Cette lame translucide est rattachée à la paroi costale par une petite bandelette musculaire. Les voies respiratoires n'aboutissent pas à des alvéoles comme chez les mammifères mais forment plusieurs systèmes de tubules qui communiquent entre eux. On distingue : les bronches primaires, les bronches secondaires, les bronches tertiaires ou para bronches, les atriums respiratoires et les capillaires aériens (**Figure 3**) [20].

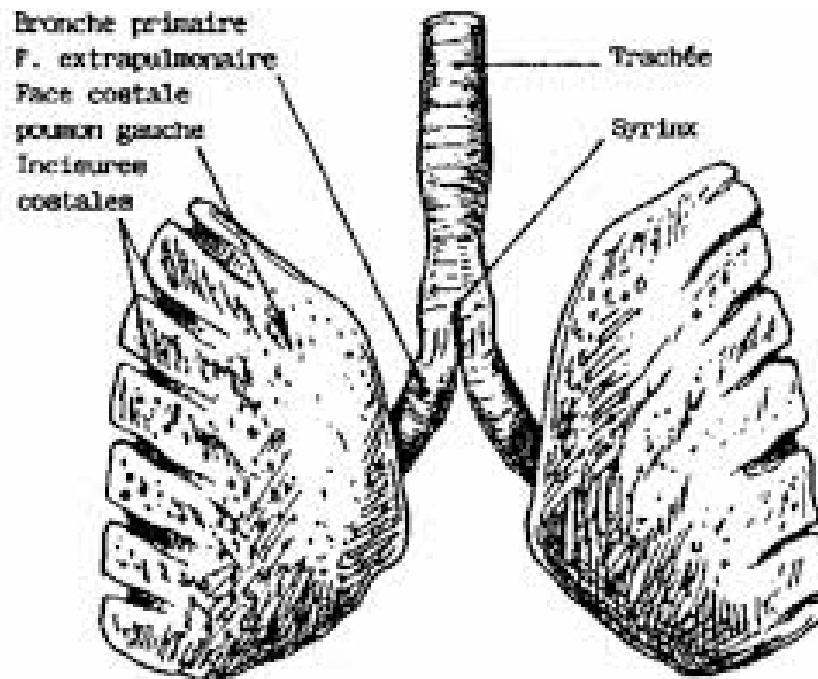


Figure 3 : Vue dorsale des poumons de la poule [25]

2.6. Programme d'alimentation

2.6.1. Aliments de démarrage

En période d'incubation, le poussin utilise l'œuf comme source de nutriments. Toutefois, pendant les tout premiers jours de vie après son éclosion, il doit subir une transition physiologique qui va lui permettre de se nourrir à partir d'un aliment industriel.

Les poussins qui, physiologiquement, ne démarrent pas bien sont plus sensibles aux maladies, ainsi que la consommation alimentaire au cours des 10 à 14 premiers jours de la vie d'un poussin représente une faible proportion de la quantité totale d'aliment consommé et du coût de l'aliment jusqu'à l'abattage [26].

2.6.2. Aliments de croissance

L'aliment de croissance pour poulets de chair devra normalement être distribué pendant 14 à 16 jours. La transition entre l'aliment de démarrage et l'aliment de croissance implique un changement de texture des miettes/mini granulés à des granulés, ainsi qu'une modification de la densité nutritionnelle.

Durant cette période, les taux de gain moyen quotidiens du poulet de chair continuent à augmenter rapidement. Cette phase de croissance doit être soutenue par une ingestion adéquate de nutriments [26].

2.6.3. Aliment de Finition

Les aliments de finition sont généralement distribués après l'âge de 25 jours. Pour optimiser la rentabilité, les poulets de chair élevés au-delà de 42 jours d'âge doivent recevoir un (ou des) aliment(s) Finition supplémentaire(s) [26].

2.7. Besoin nutritionnel du poulet de chair

Le poulet de chair est l'espèce dont les besoins sont les mieux connus parce que les plus étudiés [27].

2.7.1. Besoin en eau

Chez les oiseaux l'eau est comme chez tous les autres animaux le constituant le plus abondant. L'eau est un élément nutritif très important pour la survie des volailles ; la teneur moyenne en eau rapporté au poids vif (g/kg de poids vif/jour) pour quelque espèce aviaire est la suivante : poulet male 620, poulet adulte 530, canard 590, pintadeau 625.

Une sous-alimentation en eau induit une diminution de la consommation alimentaire donc un ralentissement de croissance et une réduction du gain de poids proportionnelle au degré de la réduction hydrique.

En général les volailles consomment environ deux fois plus d'eau que d'aliment [28].

2.7.2. Besoin en énergie

L'énergie chez le poulet de chair est principalement apportée par les glucides et les lipides [29].

Les besoins énergétique du poulet de chair sont sensibles aux conditions du milieu et influencent sa consommation alimentaire. Cette dernière sera réduite avec l'élévation de la teneur énergétique de l'aliment [30].

2.7.3. Besoin en protéine

Les volailles doivent trouver dans leur ration une part de protéine suffisante pour la transformation de ces protéines alimentaire en protéines corporelles. Pour le poulet de chair en croissance une ration enrichie en protéines réduit modérément l'appétit sans altérer la croissance et améliore l'indice de consommation [31].

Les poulets ont des besoins très élevés en glycine et leur synthèse de cet acide aminé peut être insuffisante ; ce dernier est mis en jeu pour la croissance. L'entretien et la production d'acide urique peut servir à la synthèse de la glycine en cas de carence de cette dernière dans l'alimentation.

2.8. Conduite d'élevage du poulet de chair

2.8.1. La préparation du bâtiment

Avant le démarrage de l'élevage ; le bâtiment doit faire l'objet d'opérations préliminaires avant la réception des animaux, et après le vide sanitaire l'ensemble de la litière et du matériel doivent être remis en place 3 jours avant l'arrivées des poussins [32].

Le sol du poulailler doit être nettoyé et désinfecté efficacement par pulvérisation (les désinfectants les plus employer phénols, peroxyde d'hydrogène) ou par fumigation (mélange de formola 37.5%, permanganate de potassium). Le bâtiment doit être bien ventilé pour évacuer les vapeurs de désinfection et les gaz de combustion du chauffage [33].

Au démarrage la litière à un rôle d'isolation et de conforme pour les poussins le sol doit être entièrement recouvert de litière de type paille hachée et sa concentration variant de 2 à 5 kg/m² [10].

2.8.2. Le préchauffage

Il doit être suffisamment étalé pour que la totalité de l'épaisseur de la litière et la zone de contact avec le sol soient portées à une température de 28 -30 °C [34].

Le temps de préchauffage peut varier de 36 à 48 heures selon les conditions climatiques, l'isolation du bâtiment et la quantité de litière [10].

2.8.3. La ventilation

La ventilation assure un meilleur apport en oxygène pour les animaux et évacue les gaz toxiques. Elle règle le niveau des apports et des pertes de chaleur dans le bâtiment ; on a deux types de ventilation [10].

a. La ventilation statique

Le contrôle de l'hygromètre peut se réaliser sans trop de difficulté si le réglage donne une importance plus grande à l'hygromètre plutôt qu'à la température ; et ce en disposant des hygromètres à différents endroits du poulailler et en effectuant des relevés réguliers.

b. La ventilation dynamique

Elle permet de renouveler l'air ambiant du bâtiment à l'aide de ventilation électrique. Le système de ventilation qu'il soit naturel ou mécanique doit être conçu de manière à maintenir des paramètres de qualité de l'air conformes quelle que soient les conditions climatiques.

2.8.4. Eclairage

Pendant les premiers jours il est important de maintenir les poussins sous une durée d'éclairage maximum (24heures) avec un intensif assez fort pour favoriser la consommation d'eau et d'aliment [35].

Ensuite l'intensité devra être progressivement réduite pour atteindre une valeur de 0.5 à 1 watt.

2.8.5. La température

Il est cependant important de rappeler que la quantité de chaleur devant être évacuée par le poulet. Si le poulet augmente avec l'âge cela signifie qu'en fin d'élevage les températures doivent être de plus en plus basses pour favoriser la croissance [36].

Chaque poussin et selon sa propre régulation thermique doit avoir sa température d'ambiance de 28°C et sous radiant de 32-35°C les normes de température recommandées pour le poulet de chair sont illustrées dans le (**Tableau 2**).

Tableau 2 : Normes des températures recommandées selon l'âge [31].

Age	Température au bord de l'éleveuse (C°)
0-4 (jours)	32
5-7 (jours)	32-30
2eme semaine	30
3eme semaine	28
4eme semaine	26
A partir de la 5eme semaine, relever les appareils de chauffage et les utiliser pour régler la température du local qui doit se situer entre 18 et 21 C° et ceci jusqu'à l'abattage	

2.8.6. L'humidité

L'humidité de l'air est une donnée importante qui influe sur la zone de neutralité thermique de fait sur le confort des animaux. En effet une humidité élevée au-delà de 70 à 75% favorise l'apparition des maladies respiratoires. A une température de 28°C l'humidité correspond à 70-80% ce qui engendre la multiplication bactérienne [33 ; 34].

2.9. Alimentation et abreuvement

L'alimentation au démarrage doit être distribuée quand les poussins ont bu suffisamment pour se réhydrater.

Les poulets doivent avoir l'accès permanent à l'eau fraîche et au régime destiné à les maintenir en bonne santé et assurer leur bien-être. La nourriture et l'eau doivent aussi être distribués de manière à ce que les poulets puissent manger et boire sans abus ni concurrence. Pendant les deux premiers jours au moins n'utiliser l'eau tiède qu'à 25-30°C.

2.10. Les analyses préliminaires

Des tests biochimiques conventionnels du métabolisme respiratoire glucidique ou protéique sont réalisés pour la différenciation de bactéries (entre famille, entre germes) ou pour leur identification qui sont utilisés en pratique courante au laboratoire [37].

2.10.1. Test catalase

La catalase est une enzyme présente chez la plupart des bactéries aérobies strictes et anaérobies facultatives. Elle décompose l'eau oxygénée formée en eau et en oxygène qui se dégage en se référant aux normes (cf., norme NF ISO 7218).

2.10.2. Test IMVIC

Ce sigle ancien (I : Indole, M : Rouge de Méthyle, V : Vosges-Proskauer, C : Citrate de Cimons) recouvre quatre tests biochimiques utiles dans la caractérisation d'*Escherichia Coli* et de coliformes en bactériologie des aliments [37].

2.10.3. Test indole

Le tryptophane est directement apporté dans le milieu de culture ou contenu dans une peptone à teneur élevée en tryptophane qui doit être exempté d'indole [37].

2.10.4. Test LDC (lysine décarboxylase)

La L-Lysine est décomposée en présence d'une lysine décarboxylase en cadavérine (amine) et en ammoniac qui fait virer l'indicateur de PH du milieu au rouge en milieu basique [37]

2.10.5. Teste H₂S

Suivant la composition chimique des milieux de culture le substrat soufré est réduit en présence d'une enzyme qui aboutit en général à la production d'hydrogène sulfuré [37].

2.10.6. Test coagulase

Le bouillon staphylocoagulase bio-red est utilisé pour la mise en évidence de la coagulase des staphylocoques à l'aide du plasma oxalate de lapin [37].

2.11. Levures et moisissures

2.11.1. Levures

Les levures forment un groupe de micro-organisme à part dans lequel la forme unicellulaire est prédominante.

Les levures suivant les genres et les espèces peuvent être utiles ou nuisibles à l'homme dans la fabrication des aliments ; certaines levures sont pathogènes pour l'homme et pour les animaux [38].

2.11.2. Moisissures

Les moisissures sont des agents d'altération des aliments ou bien font partie de la microflore technologique.

Elles produisent aussi des composés toxiques les mycotoxines telle que l'aflatoxine [38].

2.12. Analyse physico chimique de l'alimentation

2.12.1. Humidité

C'est la quantité totale d'eau présente dans un échantillon sans différenciation entre l'eau de constitution libre ou liée et l'eau ajoutée.

L'eau liée constituant normal des cellules végétales et animales a la particularité de nécessiter beaucoup plus d'énergie pour être extraite de l'échantillon que les deux autres appellations.

2.12.2. Minéraux

Les minéraux jouent un rôle très important dans le fonctionnement de l'organisme animal. Une carence en NaCl réduit l'assimilation des protéines car le sodium est un cotransporteur des acides aminés au niveau de la bordure en brosse. Mais un excès entraîne une grande consommation d'eau qui est à l'origine de diarrhée. La concentration de sel recommandé est de 0.5% de la ration [39].

Les Résidus obtenu après incinération à 550C° est exprimé en pourcentage en masse.

2.12.3. Protéines

Les protéines contiennent de l'azote. Cette propriété sera exploitée dans la méthode de détermination de la teneur en protéines dans les aliments.

2.13. Analyse de l'eau de source

La détection et la quantification de tous les micro-organismes présents dans l'eau et potentiellement pathogènes prend du temps, les coûts sont élevés et les résultats obtenus ne sont pas toujours positifs ou ne permettent pas de confirmer la présence de micro-organismes. L'objectif de l'examen microbiologique de l'eau est de fournir des informations quant à la

potabilité, c'est à dire sans risque d'ingestion de micro-organismes qui causent des maladies, provenant généralement d'une contamination par des matières fécales humaines ou d'autres animaux à sang chaud.

L'eau potable ne doit pas contenir de micro-organismes pathogènes et doit être libre de bactéries indicatrices de contamination fécale. Comme les indicateurs de contamination fécale, les bactéries du groupe coliformes sont choisies comme bactéries de référence [40].

3. Les micro-organismes commensaux

3.1. Les bactéries

Les bactéries sont ubiquitaires et sont présentes dans tous les types de biotopes rencontrés sur terre elles peuvent être isolées du sol, des eaux, de l'air de la peau et surtout dans les intestins des animaux. Tels que les salmonelles, streptococcus, staphylococcus, Escherichia coli [41].

3.2. Salmonelle Sp

Les salmonelles Sp sont des bactéries à coloration gram négatif de la famille des enterobacteriaceae elle se présente sous la forme de bacilles de 3 microns de long sur 0.5 micron de large sporulés non capsulés, mobiles ou immobiles [42].

La souche de salmonella sp peut être confondue avec certaines entérobactéries par la similitude de certains de leurs caractères biochimiques ce sont citrobacter, Edwardsiella tarda, Proteus vulgaris et mirabilis.

3.2.1. Classification scientifique

Règne	<i>Bactéria</i>
Embranchement	<i>proteobacteria</i>
Classe	<i>Gamma proteobacteria</i>
Ordre	<i>entérobactérieles</i>
Famille	<i>enterobacteriaceae</i>
Genre	<i>salmonella</i>

3.2.2. Caractères biochimiques

La très grande majorité 99.8 % des souches de salmonella, isolées de l'homme et des animaux à sang chaud appartiennent à la sous-espèce I dont le profil biochimique est le suivant :

- lactose⁻, orthonitrophényl-B-D-galactopyranoside (ONPG⁻), sulfure d'hydrogène (H₂S⁺), gaz (glucose)⁺
- lysine-décarboxylase (LDC⁺), ornithine-décarboxylase (ODC⁺), arginine-dihydrolase (ADH⁻), uréase⁻, désaminases du tryptophane et de la phénylalanine (TDA⁻), indole⁻, gélatinase⁻, DNase⁻

- voges-proskauer (VP⁻), rouge de méthyle (RM⁺), citrate de simmons⁺, adonitol , glycérol⁻ , galacturonate⁻

Il y a des exceptions importantes S.Typhi , S.Paratyph A [43].

3.2.3. Habitat

La salmonella est une bactérie naturellement présente dans l'intestin des animaux en particulier chez les volailles. Elles peuvent survivre plusieurs semaines en milieu sec et plusieurs mois dans l'eau, elles se trouvent dans les aliments notamment les viandes et l'œuf crus.

3.2.4. Mode de transmission

a. Au niveau des couvoirs

Les couvoirs dont les conditions hygiéniques sont défectueuses peuvent être des réservoirs pour certaines souches [44].

Les œufs infectés, provenant de porteurs, perpétuent le cycle animal- animal, lors de l'éclosion, grâce aux coquilles, duvet et déjections, mais aussi par la voie respiratoire en inhalant la poussière [45].

Les caisses de livraison en plastique, de plus en plus utilisées, augmentent le risque d'inter contaminations quand elles sont mal désinfectées entre deux livraisons de poussins [46].

b. Au niveau des élevages

- **L'environnement:** Toute contamination résiduelle d'un bâtiment avant la mise en place des poussins constitue une source très importante de salmonelles [47].
- **Le transport:** Le stress de transport fait augmenter le niveau de contamination des animaux. Les mauvaises conditions de nettoyage et de désinfection des camions et des caisses de livraison qui ne sont pas spécifiques n'arrangent rien [48].
- **L'alimentation:** Les aliments jouent un rôle important comme véhicules de salmonelles
- **L'eau:** L'eau peut être un vecteur des salmonelles, il est largement connu que l'eau de réseaux de distribution publique ou de source privée est souvent le véhicule de la paratyphoïde et moins fréquemment d'autres infections à salmonelles

c. Au niveau de l'abattoir

Certaines étapes de l'abattage entraînent des inters contaminations entre les lots, notamment par les ustensiles, le personnel et les équipements d'abattage. Les salmonelles présentes dans le tube digestif, peuvent polluer les carcasses si leur intégrité n'est pas respectée [49].

3.2.5. Pouvoir pathogène

La plupart des souches pathogènes pour l'homme et les animaux appartiennent à la sous-espèce *S. Enterica* subsp. *Enterica* sérovars de cette sous espèce sont adaptés à l'homme qui en constitue le seul réservoir et ils provoquent une maladie spécifique (syndrome typhoïde ou paratyphoïde) ce sont *salmonella typhi*, *salmonella paratyphi A*, *salmonella paratyphi B*, *salmonella paratyphi C*. La contamination humaine se fait le plus souvent par la consommation d'aliments contaminés [1].

3.3. Staphylococcus

Staphylococcus aureus est l'espèce la plus pathogène du genre *staphylococcus* elle se présente comme une coque en amas, Gram positif sa teneur en caroténoïdes lui confère une couleur dorée à l'origine de son nom [1].

3.3.1. Habitats

Les staphylocoques sont des germes ubiquistes qui peuvent vivre :

- en bactéries commensales sur la peau et les muqueuses de l'homme et des animaux ;
- en bactéries pathogènes agents d'infections humaines ou animales qui peuvent être redoutables.

3.3.2. Classification de Bergey (1994)

Embranchement	<i>firmicutes</i>
Groupe 17	<i>cocci gram +</i>
Ex famille des Micrococcaceae	<i>famille des micrococcaceae</i>
Genres <i>staphylococcus</i>, <i>kytoccus</i> , <i>dermacoccus</i>)	<i>micrococcus, ex-micrococcus</i> (<i>kocuria</i> ,

3.3.3. Pouvoir pathogène

Staphylococcus aureus, espèce de staphylocoque à coagulase positive est fréquemment rencontré chez l'homme il peut être responsable d'infections diverses (cutanées, nosocomiales, d'intoxications alimentaires).

3.4. Streptococcus

Ce sont des coques gram positif de 0,5 à 1 µm de diamètre présentant un groupement typique en diplocoques ou en chaînettes de longueur variable immobiles dépourvus de spores et rarement capsulés.

3.4.1. Habitat

Les streptocoques sont des bactéries ubiquistes saprophytes des eaux de l'air du sol. Elles sont aussi commensales des cavités naturelles ou des téguments de l'homme et des animaux ; certains streptocoques sont strictement adaptés à l'homme.

Des streptocoques appartenant à différents groupes de la classification antigénique de Lancefield sont pathogènes pour l'homme et pour les animaux.

3.4.2. Classification de Bergey (1994)

Embranchement	<i>Firmicutes gram⁺</i>
Groupe 17	<i>Cocci gram⁺, chimiotrophes, mésophiles</i>
Cocci aérobies	<i>catalase⁻</i>
Genres streptococcus,	<i>enterococcus, lactococcus, pediococcus, leuconostoc,</i>
	<i>tetragenococcus</i>

3.4.3. Pouvoir pathogène

Le pouvoir pathogène des principales espèces de streptocoques Certains streptocoques (A, B, C, D) ont la capacité de provoquer une lyse des cellules sanguines que contient un milieu enrichi. Lorsque cette hémolyse est complète les streptocoques sont dite bêta-hémolytique. Lorsque la lyse est incomplète on parle de streptocoque alpha-hémolytique [37].

3.5. Escherichia coli

Escherichia coli est l'espèce type du genre Escherichia appelée communément (colibacille) cette espèce qui a fait l'objet d'un très grand nombre d'études constitue le modèle des bacilles à Gram négatif aérobies [50].

3.5.1. Habitat

Escherichia coli c'est une bactérie commensale du colon de l'homme et des animaux. Chez l'homme les colibacilles constituent l'espèce dominante de la flore bactérienne aérobie du colon ils sont présents également mais à un taux plus faible au niveau de l'intestin grêle.

3.5.2. Classification scientifique [51]

Règne	<i>Bateria</i>
Embranchement	<i>proteobacteria</i>
Classe	<i>Gamma proteobacteria</i>
Ordre	<i>enterobacteriales</i>
Famille	<i>enterobacteriaceae</i>
Genre	<i>escherichia</i>
Espèce	<i>coli</i>

3.5.3. Pouvoir pathogène

E. Coli peut être responsable de gastro-entérites ayant des traductions cliniques variables : diarrhées d'allure, diarrhées sanglantes, diarrhées coliformes ; elle peut aussi causer des infections de méningites ou une septicémie [52].

4.1. Les maladies aviaires durant l'élevage

Au cours de l'élevage de nombreuses maladies peuvent survenir et causer des pertes conséquentes [53].

4.2. Les infections bactériennes

4.2.1. Les salmonelloses

4.2.1.1. Définition

C'est une maladie infectieuse contagieuse inoculable qui touche les œufs, les poussins et les adultes elle est causée par des salmonelles comme salmonella pullorum (pullorose) et salmonella galinarum (typhose), elle présente des troubles septicémiques sur les poussins et une mortalité importante [54].

a. Pullorose

La Pullorose, vulgairement appelée diarrhée blanche, touche surtout les jeunes âgés de moins de trois semaines et rarement la volaille adulte. La contagion de la maladie est influencée par des facteurs liés à l'environnement : froid, surpeuplement, mauvaises conditions sanitaires, ventilation défectueuse. Les poussins très jeunes peuvent mourir rapidement après l'éclosion sans montrer aucun signe anormal.

Le traitement consiste à donner des antibiotiques à tous les poussins après avoir séparé les sujets malades des sujets sains [55].

b. Typhose

La Typhose est un autre type de Salmonellose qui ne touche pratiquement que les jeunes de plus de trois mois et les adultes. La Typhose peut évoluer soit sous forme aiguë, rapidement mortelle, soit sous forme chronique, plus lente, mais évoluant vers la mort au bout de 6 jours faute de traitement.

Sur les sujets morts, on observe à l'autopsie des nodules grisâtres irréguliers et comme granuleux sur le cœur et les intestins.

Les oiseaux qui guérissent restent invariablement porteurs de germes contagieux et leurs déjections sont contaminants. Tous les sujets malades doivent donc être sacrifiés [55].

4.2.1.2. Etiologie

La salmonelle Galinarum, Pullorum ont le même antigène O, les mêmes caractères sérologique et ne diffèrent que par les caractères culturels

Les salmonelles sont pratiquement toujours présentes dans le tube digestif, la contamination se fait par voie orale ou respiratoire. La transmission se fait d'une façon horizontale et verticale soit suite à un contact avec des oiseaux, de l'eau de boisson, de la nourriture ou de la litière contaminée. La maladie peut se propager d'une ferme à l'autre si les mesures de biosécurité sont inadéquates. Les oiseaux sauvages, rongeurs et insectes peuvent aussi être vecteurs de la maladie.

4.2.1.3. Evolution de l'infection et voie de contamination

La contamination par Salmonella se fait la plupart du temps par le bec. Les jeunes poussins jusqu'à l'âge d'environ 14 jours sont nettement plus sensibles à une infection par voie orale. Ceci peut être expliqué par au moins deux raisons. D'une part, leur appareil immunitaire n'est pas encore bien développé ; d'autre part, leur propre flore de résistance à la colonisation n'est pas non plus suffisamment constituée. En fonction d'un certain nombre de facteurs, les bactéries propagées par voie orale vont coloniser dans l'organisme certains organes. La caractéristique des Salmonella Java et Salmonella Typhimurium est de coloniser les tonsilles caecales [56].

4.2.1.4. Lésions

Chez le poussin le sac vitellin n'est pas résorbé ; le foie montre de petites taches blanches de nécrose, tube digestif enflammé, poumons congestionnés, foie hypertrophié chez les adultes, quelques oiseaux montrent un foie nécrosé chez la plupart absence de lésions.

4.2.1.5. Diagnostic

- Nécropsie : des nodules gris dans le foie, les poumons, le cœur, le gésier et les intestins sont des lésions caractéristiques chez les jeunes. Les adultes présentent plutôt des nodules autour du cœur, du liquide dans l'abdomen et une atrophie des ovaires [57].
- Un examen de laboratoire permettant d'isoler le germe, son identification et son sérotypage pour confirmer le diagnostic.

4.3. Les maladies virales

4.3.1. Maladie de Gumboro

La bursite infectieuse est une infection virale immunodépressive causé par un virus de la famille des birnaviridea.

Cette maladie peut atteindre les jeunes poussins de 3 à 6 semaines d'âge ; les symptômes liés à cette maladie sont d'une très forte morbidité, d'une mortalité variable

Le virus vise les cellules des organes lymphoïdes surtout la bourse de fabricius [58].

4.3.1.1. Les Modalités de contamination et de transmission

Le virus est transmis horizontalement, directement et indirectement. La maladie est très contagieuse et la période d'incubation est courte, 2 à 3 jours. Il n'y a pas de transmission verticale. Ce virus est très résistant à la plupart des désinfectants (dérivés iodés, phénoliques, ammoniums.) et dans l'environnement, survivant des mois durant dans les poulaillers et durant des semaines dans l'aliment, l'eau et les fientes [59].

4.3.1.2. Lésions

La bourse de Fabricius double de volume devient oedé-mateuse rouge et s'atrophie vers le 8^{ème} jour.

4.3.1.3. Diagnostic

Une mortalité élevée sur une période pas moins de 5 jours est la lésion de la bourse de Fabricius avec hémorragie [59].

4.3.2. La maladie de Newcastle

Elle est Provoquée par un paramyxovirus, cette maladies encore appelée pseudo- peste aviaire est redoutable, la mortalité atteignant généralement 100% des sujets atteint elle se caractérise par une forte fièvre, une perte d'appétit, une soif intense, des symptômes respiratoire, de la diarrhée et par des signe nerveux systématique. La transmission se fait par les sécrétions des oiseaux malades. C'est une maladie légalement réputé contagieuse à déclaration obligatoire il n'y pas de traitement spécifique mais la vaccination est possible [60].

4.3.2.1. Modes de transmission

Le virus est excrété par le système respiratoire et digestif des oiseaux infectés. La transmission se produit donc par inhalation de particules virales, par ingestion de nourriture ou d'eau contaminée ou par contact avec du matériel, de l'équipement ou des personnes contaminés.

4.3.2.2. Diagnostic

Nécropsie

- Forme vélogène: inflammation de la trachée et des sacs aériens, hémorragies et foyers de nécrose sur la muqueuse intestinale, la trachée et les amygdales cécales.
- Forme faiblement pathogène : peu de lésions sont visibles à la nécropsie : voies respiratoires rougeâtre avec un liquide visqueux, sacs aériens épaissis (PCR – ELISA) [61].

4.3.3. La maladie de Marek

Provoqué par un herpes virus cette maladie atteint surtout les jeunes âgés d'une dizaine de semaine. Elle se caractérise essentiellement par des symptômes nerveux. L'animale atteint se paralyse, ses mouvements sont saccadés puis il est incapable de se tenir debout. D'autres symptômes peuvent se greffer : torticolis, difficulté respiratoire, constipation ou diarrhée. La mortalité est de l'ordre de 10 à 15%, il n'y a pas de traitement spécifique. La vaccination est possible bien que son efficacité ne soit pas consistante [62]

4.3.3.1. Modes de transmission

La maladie est très contagieuse et la période d'incubation peut durer plusieurs semaines. Le virus se développe à l'intérieur des follicules pileux des oiseaux malades : quand les plumes tombent, le virus se retrouve dans l'environnement où il peut survivre pendant des mois. Les autres oiseaux inspirent des particules du virus présent dans la litière ou la poussière et s'infectent à leur tour. Les oiseaux infectés deviennent porteurs pour le restant de leur vie et excrètent le virus pour de longues périodes. La transmission se fait uniquement de façon horizontale et non verticale.

4.3.3.2. Diagnostic

Il est basé sur la constatation clinique qui est facilité par la présence des cas paralysés surtout des pattes mais il est plus difficile quand la maladie est aigue chez les jeunes poulets qui ne présentent pas de forme paralytique.

L'examen macroscopique et microscopique des lésions facilite la confirmation du diagnostic. La recherche des anticorps ne peut être un élément favorable pour le diagnostic vu que tous les oiseaux sont porteurs d'anticorps induit par les virus sauvage et les virus vaccinaux. Le diagnostic différentiel se fait avec leucose lymphoïde surtout et la variole de type cutanée [62].

4.4. Les maladies parasitaires

4.4.1. La coccidiose

Provoqué par un parasite appelé Eimeria cette maladie affecte principalement les jeunes chez lesquels elle entraîne entre 5 à 10% de mortalité. Le parasite peut se fixer dans les différents segments de l'intestin : duodénum, intestin grêle ou caecums. Cette dernière localisation étant la plus grave, les symptômes n'ont rien de caractéristique.

Les malades perdent de l'appétit, bougent peu et leur plumage est hérissé. La mortalité est très importante chez les jeunes alors que les adultes amaigrissent de façon significative. Les traitements sont efficaces et doivent être administré le plus précocement possible.

La désinfection des pouailles ainsi que l'application d'un vide sanitaire est indispensable en cas de coccidiose déclarée. Les œufs du parasite étant capables de survivre très longtemps dans le sol avant de s'y développer et de devenir infestant [61].

4.4.2. Epidémiologie

Il existe une spécificité d'hôte pour chaque espèce de coccidioses. Les jeunes oiseaux sont plus sensibles, surtout les poulets de chair de 3 à 6 semaines et les poulettes. La maladie est rare chez les pondeuses et les reproductrices. Chez les dindes, on ne rencontre que peu de signes au-delà de 8 semaines. Cependant, la maladie peut apparaître à n'importe quel âge en complication d'une autre maladie. La coccidiose se transmet directement d'un oiseau à un autre de la même espèce par les fèces. Elle peut aussi être transmise indirectement par des vecteurs mécaniques (matériel d'élevage) ou des insectes (ténébrions). Les coccidies sont ubiquitaires dans l'environnement [63].

4.4.3. Transmission

Dans des conditions favorables de chaleur et d'humidité les occystes issus des animaux infectés sporulent en l'espace de 24 à 48 heures quand les occystes sporulés sont ingérés par des oiseaux sensibles ; les symptômes peuvent être observés dans les 4 à 6 jours.

5.1. Problématique :

Afin de s'assurer que les différentes mesures et consignes d'hygiène sont respectées ; des tests bactériologiques et biochimiques sont indispensables pour la détection des bactéries pathogènes tel que la salmonelle qui représente un risque majeur tant pour la filière aviaire que pour la santé humaine.

5.2. Objectifs

Cette étude est orientée principalement vers l'évaluation de l'efficacité des mesures d'hygiènes sur la qualité microbiologique:

- L'eau et de l'aliment distribués,
- Différents centres de production (couver et bâtiments d'élevage)
- Les produits aviaires (œuf et poulet).

5.3. Echantillonnage

Notre expérimentation a portée sur un cheptel du centre d'élevage relevant de la société par action de MOSTAVI situé dans la commune de Yanarou au niveau de la wilaya de Mostaganem.

Pour se faire, un échantillonnage a été effectué sur deux bandes distinctes, à savoir le bâtiment numéro 7 et le bâtiment numéro 8; et ce, afin de s'assurer de la qualité du poulet de chair.

Pour cela, une prise d'échantillon (10 œufs) a été effectuée sur un lot de 60 œufs destinés à la couvaion. Après l'éclosion, au début de chaque phase (démarrage, croissance et finition), 10 sujets de chaque bâtiment sont suivi par une série d'analyse bactériologique. L'étude a été réalisée du 25 février au 10 mai 2018.

5.4. Matériels et méthodes

Le matériels d'élevage utilisé se compose de :

- Radiant à gaz centré et placé à 0.8 m au-dessus de chaque lot
- L'aliment : Démarrages, croissance et finition sont produits par l'ONAB (office national des aliments de bétail, Mostaganem, Algérie)
- Une balance pour effectuer les pesés
- Abreuvoirs à distribution automatique
- Mangeoires, remplacé par trémies après le 20^{ème} jour d'âge

5.5. Conditions et conduites de couvain et d'élevage

5.5.1. Conditions de couvain

Le couvain doit être isolé des troupeaux et construit avec des matériaux isolants qui préviennent les changements soudains de température néfastes aux incubateurs. Les incubateurs doivent par ailleurs être correctement ventilés, car les besoins de l'embryon en oxygène sont élevés. Le couvain doit être conçu avec plusieurs pièces séparées.

Au niveau du couvain les œufs au début ont besoin d'un contrôle strict de la température qui se situe à 37,7°C et après le 18^{ème} jour sa production de chaleur augmente et il est même nécessaire de le refroidir. Il faut un système de circulation d'air performant pour assurer une température homogène pour tous les œufs ainsi que l'humidité relative normale est proche de 65%. Une température élevée a tendance à déshydrater les œufs, c'est pourquoi il faut maintenir une humidité élevée. Le non-respect de ces conditions conduit à des embryons affaiblis et à des défauts d'éclosion [64].

5.5.2. Conditions d'élevage

L'élevage est mené au sol sur une poussinière entouré de paille ; dont la température ambiante se situe aux alentours de 35°C dès le premier jour de la mise en place du poussin d'un jour et ramenée graduellement à $21 \pm 2^\circ\text{C}$ durant la phase de finition.

Les bâtiments dont les dimensions sont de 100m/12 sont construits dans un emplacement calme loin du bruit afin d'éviter aux animaux le stress ; ainsi l'aliment et l'eau sont distribués à volonté. La ventilation est de type statique assurée par des ouvertures manuelles, et l'éclairage est assuré par des ampoules d'une intensité de 60 watts pendant les vingt premiers jours d'élevage.

5.6. Animaux

L'étude a porté sur un prélèvement de deux lots de poussins d'un jour. Le premier lot est prélevé sur le bâtiment n°7 et le deuxième lot est prélevé sur le bâtiment n° 8. Le bâtiment n°7 contient une population de 16.160 poussins et le bâtiment n° 8 contient une population de 16.200 poussins de la souche ISA15 de l'O.R.A.V.I.O Ainsi les poussins d'un jour ont un poids moyen de 42g, et à 56 jours leurs poids moyens atteindra 2.100kg par sujet. A titre d'illustration ; les normes zootechnique utilisées dans la filière sont repris dans le **Tableau 3**.

Tableau 3 : les normes zootechniques de la souche ISA [30]

Paramètres	1 ^{er} jour	1 ^{er} Sem	2eme Sem	3eme Sem	4eme Sem	5eme Sem	6eme Sem	7eme Sem
Poids vifs (g)	44	137	385	724	1133	1585	2040	2365
Consommation cumulée (g)	-	126	456	988	1715	2617	3671	4509
Consommation d'eau (ml)	-	52	107	153	197	243	278	303
Indice de consommation	-	0.90	1.18	1.36	1.51	1.65	1.80	1.90

Sem=semaine

5.7. Alimentation distribuée

L'alimentation est stockée dans des silos qui alimentent les trémies et la distribution est quotidiennement

Trois types d'aliments sont distribués pendant l'élevage

- Alimentation de démarrage : du 1^{er} au 14^{ème} jour d'âge
- Alimentation de croissance : du 14^{ème} aux 4^{ème} jours d'âge
- Alimentation de finition : du 45^{ème} aux 56^{ème} jours d'âge (jusqu'à l'abattage)

5.8. Prophylaxie

5.8.1. Prophylaxie sanitaire

Des mesures de nettoyage et de désinfection sont entreprises avant la réception des poussins, ainsi un vide sanitaire est également observé. Le local est nettoyé puis désinfecté avec de la chaux vive qui est répandue sur le sol et les murs [65].

Les abreuvoirs et le matériel d'alimentation doivent être trempés et décapés des matières organiques par application d'un détergent dégraissant bactéricide, après ce lavage les abreuvoirs sont trempés dans une solution désinfectante puis rincés et séchés.

5.8.2. Prophylaxie médicale

Afin de prévenir l'apparition de certaines maladies, des vaccins sont administrés aux poussins à différentes phases [65]

La panoplie de ces vaccins est fonction d'une part de l'évolution du poussin et d'autre part de du type de la maladie; et sont de trois types **annexe 1** :

- contre la maladie du Gumboro
- contre la maladie de Newcastle
- contre la maladie de Marek

5.9. Eudes bactériologiques

5.10. Matériels utilisés

Le matériel utilisé au laboratoire est :

- Bec benzène : pour avoir une zone de travail stérile
- Anse de platine : pour ensemençé sur le milieu de culture
- Tube a essais stérile et boîte de pétries
- Centrifugeuse : pour centrifuger le sérum du poulet
- Incubateurs : 30°C, 37°C, 44°C,
- Etuve
- Plaque chauffante
- Catalyseur pour la minéralisation

5.11. Analyses effectuées

Afin de bien contrôlé les voies de contamination de nos bandes d'élevage de poulet de chair par les différentes pathologies aviaires notamment (salmonelle, Escherichia coli, staphylococcus) et leurs cinétique des méthodes d'analyse référencier appropriées à chaque pathologie ont été adopté sachant que la qualité de l'eau et de l'aliment sont des points clés de la réussite de notre élevage ; des analyses supplémentaires (analyses bactériologique et Physico-chimique) ont été réalisé

5.11.1. Recherche de salmonelle sp

Afin de bien contrôler toute voie de contamination des élevages de poulet de chair par la salmonelle sp, cette pathologie qui a des effets désastreux tant sur les élevages, que sur la santé humaine; des méthodes standardisées selon la norme ISO 6579, sont adoptées pour l'isolement et l'identification des salmonelles dans les différents locaux de production,

produits utilisés (aliment et eau distribués aux animaux), ainsi que les différents produits aviaires (œufs, poulets)

➤ **Couvoir**

La recherche de salmonelle sp au niveau du couvoir doit suivre les étapes suivantes :

- Le pré enrichissement s'effectue en incubant la suspension mère pendant 18 à 24 heures à 37°C.

- L'enrichissement : le milieu utilisé est 10 ml de sélénite cystine(SC) est mis dans un tube auquel on ajoute 1 ml du milieu de pré enrichissement.

Le tube est incubé à 37°C pour SC pendant 18 à 24 heures.

- L'isolement : la gélose Hektoen est fondue, refroidie et coulée dans une boîte de pétri. Après solidification, l'ensemencement est réalisé à partir du milieu SC

La boîte est incubée à 37°C pendant 24 heures.

L'identification : les colonies (colonie verte ou bleu avec ou sans centre noir) caractéristiques sont prélevées et soumis à des tests biochimiques (uréease, indole, glucose, gaz, lactose, H₂S, LDC...) selon la norme AFNOR V-08-052-1993.

De même, La recherche de salmonelle au niveau :

- Du centre d'élevage ;
- De l'aliment ;
- Et de l'eau ISO 19250 : 2010

Obéit au suivi des mêmes étapes précédemment décrites au niveau du couvoir.

➤ **Dans l'œuf**

Pour la surface de coquille : dans un sac stérile contenant 100ml d'eau physiologique on trompe l'œuf sale et on le laisse reposé puis on prend 20 gouttes de la suspension et on ajoute 10ml du bouillon SFB avec additif dans un deuxième temps on les incube à 37°C pendant 24h puis on fait l'isolement sur Hektoen

Pour le jaune d'œuf : On met 5 jaunes d'œufs plus 200ml d'eau physiologique dans un Erlen Meyer et on incube à 37°C pendant 24h, et ce, dans une première étape. On procède à un mélange de cette suspension à hauteur de 1ml ajouté à 10ml bouillon SFB dans un deuxième temps. On les incube à 37°C pendant 24h puis on fait l'isolement sur Hektoen selon la norme ISO 6579.

➤ **Dans le poussin d'un jour**

Après éclosion, et avant la mise en place des poussins dans la poussinière, dix poussins ont été sujets de test bactériologique recherchant le germe de salmonelle, en adoptons les procédures classiques selon la norme ISO 6579 qui se résument en quatre étapes successives:

- Pré-enrichissement en eau péptonée tamponnée.
- Enrichissement en 2 milieux sélectifs au choix, liquides: Bouillon de Rappaport-Vassiliadis Soja (RVS), Bouillon au tétrathionate (Muller-Kauffmann), Bouillon sélénite-cystine ou semi solide: Milieu semi-solide de Rappaport-Vassiliadis (MSRV).
- Isolement sur au moins un milieu sélectif solide parmi, le milieu Hecktoen.
- Identification biochimique et sérologique des colonies précédemment isolées et présentant des caractéristiques de Salmonelle grâce aux galeries classiques d'identification du germe nous avons ensemencé une mini galerie de 4 milieux d'orientation et d'identification biochimique à savoir : le milieu kligler-hajna, le milieu urée-indole, le milieu LDC de Moller, ainsi que les sérums permettant l'identification des principaux sérovars isolés des filières avicoles et de l'environnement des élevages selon la norme ISO 6579/Amd 1

De même, La recherche de salmonelle sp au niveau :

- Dans le poulet en début de croissance ;
- Dans le poulet en fin de finition.

Obéit également au suivi des mêmes étapes précédemment décrites au niveau du poussin d'un jour.

Un test de sérologie complémentaire de confirmation a été réalisé pour la recherche des salmonelles pullorum dans le poulet à différentes phases selon les étapes suivantes :

On procède à l'analyse du sang du poussin après son abattage. On récupère le sang dans des tubes qui seront gardés durant 24h au réfrigérateur ; après cette période on fait une centrifugation pour récupérer le sérum.

On met 25 μ L de sérum sur une lame et on ajoute 25 μ L d'antigène de salmonelle. L'observation visuelle de l'absence de précipité confirme l'absence du germe [43].

5.11.2. Recherche Escherichia

➤ Dans le poulet

Inoculation et incubation : on Prendre une boîte de Pétri stérile. A l'aide d'une pipette stérile, transférer dans la boîte 1 ml de la suspension mère. Recommencer ces opérations avec les dilutions suivantes. Couler dans chaque boîte de Pétri, environ 15 ml du milieu PTX et laisser le mélange se solidifier. Après solidification complète, couler une deuxième couche environ 5 ml au-dessus de la première couche. Incuber les boîtes dans l'étuve réglée à 44°C pendant 18 à 24 heures. Les colonies caractéristiques de Escherichia coli sont bleues et ayant poussé en profondeur et les colonies saumon ensuite on passe à des tests biochimique (indole, rouge de méthyle, viande foie, citrate de Simon) pour l'identification selon la norme NF 086 – 017.

5.11.3. Recherche des staphylococcus aureus

La recherche de staphylocoque obéit au suivi des étapes ci-après :

- Cultiver le staphylocoque étudié pendant 24h dans un tube de bouillon cœur cerveau ou bouillon nutritif
- préparer une dilution à 1/5 de plasma de lapin ou de plasma desséché reconstitué
- mettre 0,5 ml de plasma dans un tube à essai stérile
- ajouté 2 à 4 gouttes de la culture de 24h du germe au plasma et mettre à incuber a 37C°
- la plupart des staphylocoques coagulasse positif coagulent le plasma dans les 2h cependant il faut faire une seconde lecture au bout de 4h l'épreuve doit être considérée comme négative s'il ne se produit pas de coagulation [66].

5.11.4. Recherche des streptocoques

➤ dans l'eau

La technique de recherche des Streptocoques fécaux nécessite deux tests :

- Test présomptif : réalisé sur le milieu de Rothe

On prend 50 ml d'eau à analyser dans un flacon de Roth double concentration contenant une cloche ; et en parallèle, on procède à la prise de 10 ml d'eau à analyser dans chacun des cinq tubes de Roth double concentration ; et en dernière étape on procède à un prélèvement de 1ml d'eau à analyser dans chacun des cinq tubes de Roth simple concentration. Le tout fera l'objet d'incubation 48h à 37°C.

Test confirmatif : se fait par repiquage des tubes positifs sur le milieu d'Eva Litsky et la lecture sera traduite selon le tableau des indices NPP selon la norme AFNOR, 1994 (**annexe 2**).

5.12. Autres analyses complémentaires sur l'eau et l'aliment distribués

5.12.1. Recherche d'autres germes de l'eau

La recherche d'autres germes pathogènes dans l'eau de boisson distribuée aux volailles qui peuvent affecter la rentabilité de notre élevage nécessite un prélèvement en exécutant les étapes suivantes :

Je flambe le robinet d'eau à l'aide d'une source de chaleur; je nettoie le robinet avec un morceau de coton imbibé d'alcool ensuite j'ouvre le robinet et je laisse couler l'eau pendant 2 minutes puis je collecte l'échantillon d'eau puis je remplie un flacon en verre stérilisé au préalable au $\frac{3}{4}$ du volume, je ferme le flacon et je marque le numéro du bâtiment, l'heure du prélèvement, et je mets le flacon contenant l'échantillon dans une glacière que je dépose au laboratoire. Le temps qui s'écoule entre la collecte et l'examen de l'échantillon ne doit pas dépasser 24 heures.

▪ Les Coliformes totaux

Ce germe est un bacille gram-négatifs, capable de développer en présence de sels biliaries qui fermentent le lactose en produisant de l'acide, du gaz et de l'aldéhyde à $35,0 \pm 0,50$ C pendant 24-48 heures, et qui peuvent présenter une activité enzyme β – galactosité. La méthode se fait en milieu liquide sur *BCPL*, par la technique du *NPP* (*Nombre le Plus Probable*) qui fait appel à deux tests consécutifs à savoir :

· Le test de présomption ; réservé à la recherche des coliformes totaux

A partir de l'eau à analyser, porter aseptiquement :

-50 ml dans un flacon contenant 50 ml de milieu BCPL D/C muni d'une cloche de Durham.

- 5 fois 10 ml dans 5 tubes contenant 10 ml de milieu BCPL D/C muni d'une cloche de Durham.

- 5 fois 1 ml dans 5 tubes contenant 10 ml de milieu BCPL S/C muni d'une cloche de Durham.

L'incubation se fait à 37°C pendant 24 à 48 h.

- Le test de confirmation ; réservé à la recherche des coliformes fécaux à partir des tubes positifs du test de présomption selon la norme ISO 9308-2 : 2012.

- **Coliformes fécaux (thermo-tolérants)**

Ce germe est un sous-groupe de bactéries coliformes qui fermentent le lactose à $44,5 \pm 0,20$ C sous 24 heures, dont le principal représentant est la bactérie Escherichia, d'origine exclusivement fécale selon la norme ISO 9308-2 : 2012.

5.12.2. Recherche d'autres germes dans l'aliment

Dans une deuxième étape, notre étude a été orientée sur la recherche d'autres germes dans l'alimentation de la volaille.

Les germes recherchés sont : la flore mésophile aérobie totale à 30°C, les coliformes fécaux, les anaérobies sulfito-réducteurs, la flore fongique (levures et moisissures).

- **Dénombrement de la flore mésophile aérobie totale à 31°C**

On procède à la dilution d'une quantité de l'aliment ; et on prélève 1 ml de cette dilution qui est introduit dans une boîte de Pétri. La gélose plate Count Agar (PCA) préalablement fondue et refroidie est coulée dans la boîte. Après homogénéisation et solidification, une 2ème couche de gélose est coulée.

La boîte est ensuite incubée à une température de 30°C pendant 72 heures. Les colonies blanchâtres ayant poussé en profondeur sont dénombrées. Selon la norme NF 08-05, SEYDI Mg et al.

- **Dénombrement des coliformes fécaux à 44°C**

Il se fait à la dilution 10^{-2} et 10^{-3} , 1 ml de chaque dilution est introduit dans une boîte de Pétri auquel la gélose VRBL est ajoutée. Après solidification, une 2ème couche est coulée en surface comme cité précédemment au point 1.

L'incubation se fait à 44°C pendant 48 heures. Seules les colonies bien rouges de diamètre supérieur à 0,5 mm et ayant poussé en profondeur sont dénombrées selon la norme NF V08-060.

▪ **Dénombrement des anaérobies sulfito-réducteurs (ASR)**

Le milieu utilisé est la gélose viande foie(VF).5 ml de la dilution 10^{-1} et 10^{-2} est introduit dans un tube puis complété par l'ajout de gélose VF.

L'incubation est faite à 37°C pendant 48 heures.

Les colonies sont noires volumineuses et la coloration ne diffuse pas dans la gélose. Selon Norme XP 08-061 1996.

▪ **Dénombrement des staphylocoques pathogènes**

Pour dénombrer des staphylocoques pathogènes, on procède à la coulée de la gélose Chapman fondue et refroidie dans une boîte de Pétri. Après solidification, 0,1 ml de la solution 10^{-1} est étalé sur toute la surface de la boîte.

L'incubation se fait à 37°C pendant 24 à 48 heures.

Après la période d'incubation la présence de staphylocoques se manifeste par des colonies jaunes, brillantes, et bombées qui sont pris en compte pour engager des tests complémentaires d'identification Selon Norme V 08-057-1.

▪ **Dénombrement de la flore fongique (levures et moisissures)**

La gélose Sabouraud est préalablement fondue, refroidie et coulée dans une boîte de pétri. Après solidification 0,1 ml de la solution 10^{-2} et 10^{-3} est étalée sur toute la surface de chaque boîte.

Les boîtes sont incubées à 30°C pendant 3 à 5 jours.

5.12.3. Etude physico-chimique de l'aliment

➤ **Méthode de Kjeldahl pour déterminer la teneur en protéine brute**

Peser à 1 mg près une masse de l'échantillon. La première étape est la minéralisation c'est introduit la prise d'essai dans un ballon à minéralisation ajouté 15g de sulfate de potassium on ajoute 1.2g de sulfate de cuivre plus 25 ml d'acide sulfurique et mélangé soigneusement pour assurer un mouillage complet de la prise d'essai. Placer le ballon sur un support de manière à incliner son axe et le maintenir dans cette position pendant la durée du chauffage. La deuxième étape c'est la distillation de l'ammoniac on ajoute 250 ml d'eau pour dissoudre complètement les sulfates puis on introduit 25ml d'acide sulfurique et quelque gouttes de l'indicateur mixte

En alternative , introduire dans la fiole de réception 100ml d'acide borique plus quelque gouttes de l'indicateur mixte et on introduit 100ml de la solution d'hydroxyde de sodium dans le ballon a minéralisation et on relit le ballon à l'appareil a distillation puis on chauffe le ballon de façon à recueillir 150ml de distillat en 30 min. la troisième phase le titrage consiste a titré l'excès d'acide sulfurique avec la solution d'hydroxyde de sodium d'une dilution 0.1mol/l jusqu'à changement de couleur du violet au vert selon la norme ISO 5983.

➤ **Détermination de la matière minérale**

Pesé 5g de l'échantillon dans la capsule à incinération préalablement chauffée durant 30min dans le four a moufle à 550°C et refroidie dans le dessiccateur et pesé a 0.001g ensuite pour placé la capsule d'incinération contenant la prise d'essai su le bruleur a gaz et chauffer jusqu'à carbonisation de la prise d'essai puis transférer la capsule dans le four a moufle et l'y laisser séjourner 3h laisser refroidir la capsule dans le dissipateur jusqu'à la température ambiante et peser rapidement à 0.001g on fait deux détermination pour un seul échantillon. L'étape suivante c'est la répétabilité qui est la différence entre les résultats de deux détermination effectuées l'une après l'autre selon la norme ISO 5984.

➤ **La détermination de l'humidité**

On dossant la perte de poids d'un échantillon après passage à l'étuve à 103°C pendant 4h. L'analyse est effectuée généralement en double.

5. Résultats et discussions

5.1. Analyses bactériologiques et contrôle d'hygiène des différents locaux de production

❖ Recherche de la salmonelle et contrôle d'hygiène du couvoir

La recherche de la salmonelle et d'autres bactéries gram + dans plusieurs endroits du couvoir a donné les résultats présentés dans le (Tableau 4)

Présence de colonies vertes avec et sans centre noir dans la gélose Hektoen ; ainsi que la présence de bactéries gram positif pour certains inférieur à la norme (nombre de bactéries 1, 3, 7) ; et pour d'autres sans incidence (1052, 1000, 1010).

Tableau 4 : Analyse d'ambiance au niveau du couvoir

Point de prélèvement	Observation des tubes	Gélose Hektoen	Bactérie gram +
Salle de réception (mur+ sol)	Trouble bactérien	colonies vertes	/
Salle d'identification (chariot +mur+ sol)	Jaune	absence de colonie	/
Salle d'incubation (mur +sol)	Jaune	absence de colonie	/
Incubateur n°2 (surface de coquille 18j)	Trouble bactérien	colonies vertes avec centre noir	/
Incubateur n°6 vide (parois +ventilo+ sol)	Jaune	absence de colonie	1
Incubateur n°10 vide (parois + ventilo+ sol)	Jaune	absence de colonie	3
Incubateur n°10 (surface de coquille 14j)	Trouble bactérien	colonies vertes	/
Salle d'écloisir plein (mur + sol)	Trouble bactérien	colonies vertes	1052
Écloisir n°1 plein (duvet)	Trouble bactérien	colonies saumon	1000
Écloisir n°2 vide (parois +ventilo+ sol)	Jaune	absence de colonie	7
Écloisir n°14 plein (duvet)	Trouble bactérien	colonies saumon	1010
Caisse à éclosiers	Trouble bactérien	colonies vertes avec centre noir	/
Salle d'expédition (vaccination) (table+ mur)	Trouble bactérien	colonies vertes	/

Les résultats positifs des colonies suspectes obtenus par nos tests bactériologiques sont suivis par des tests biochimiques de confirmation (**Tableau 5**).

Le test d'uréase négatif confirme l'absence de dégagement d'ammoniac. L'indole positif révèle la présence d'un anneau rouge indique la dégradation du Tryptophane par la tryptophanase. La fermentation du glucose et du lactose est indiquée par des changements de couleurs du milieu en jaune (culot) et (pente) respectivement avec formation de gaz. L'absence de la décarboxylation de la lysine par la lysine décarboxylase (LDC); enzyme présente chez la salmonelle confirme l'absence de cette dernière.

Tableau 5 : Test biochimique des colonies suspectes

Test	Colonies vertes	Colonies vertes avec centre noir
Uréase	-	-
Indole	+	-
Glucose	+	+
Gaz	+	+
Lactose	+	-
H ₂ S	-	+
LDC	/	-

" - " Négatif, " + " positif

Discussion

Afin de tester l'efficacité de la désinfection on recherche les bactéries gram+ on observe que dans l'incubateur n°6, n°10 et l'éclosoir n°2 le nombre des bactéries gram+ est faible ce qui signifie que la désinfection a été bien faite par ailleurs l'augmentation des bactéries gram+ dans la salle d'éclosoir plein et l'éclosoir n°1 et n°14 est tout à fait normale puisque les éclosoirs sont pleins d'où leur nombre élevé est dû à la présence de poussins.

La présence de certaines colonies Gram négatif, suspectant la contamination par la salmonelle a mené à faire quelques tests biochimiques, qui ont révélé l'absence totale de toute activité enzymatique de l'uréase, de la tryptophanase, et de la lysine décarboxylase; capitale

enzymatique propre à la salmonelle [43], ainsi que par l'absence de la sulfure d'hydrogène. Les résultats obtenues démontrent l'absence totale du germe pathogène salmonelle dans les échantillons, et indiquent juste la présence de germes opportunistes.

❖ Recherche de salmonelle et contrôle d'hygiène du centre d'élevage

La désinfection des bâtiments concernés (n°7 et n°8) est obligatoire avant la réception des poussins.

Les échantillons prélevés après le vide sanitaire, font ressortir la présence de colonies verte révélant la présence de bactéries Gram négatif, suspectant la présence des salmonelles au niveau du bâtiment n°8 (**Tableau 6**).

Tableau 6 : Analyse du bâtiment d'élevage après désinfection

Points de prélèvement	Observation SFB	Gélose Hektoen
Bâtiment n°7		
Trémie +Chaine d'aliment	Trouble bactérien	colonies saumon
Mur +Fenêtre+ Humidificateur	Jaune	-
Bâtiment n°8		
Trémie+ Chaine d'aliment	Trouble bactérien	colonies vertes
Mur +Fenêtre+ Humidificateur	Jaune	-
Paille	Jaune	-

"-" : aucune colonies

L'absence des salmonelles a été démontrée par les tests de l'urèase, indole, de fermentation du glucose et du lactose, ainsi que l'absence de sulfure d'hydrogène (H₂S), révélés dans le milieu d'enrichissement par l'absence de noircissement (**Tableau 7**).

Tableau 7 : test biochimique de colonie suspecte

Test	colonie verte
Urèase	-
Indole	-
Glucose	+
Gaz	-
Lactose	-
H ₂ S	-

Discussion

Les résultats du test microbiologiques, suivis d'autres biochimiques de confirmation déjà cités et expliqués, montrent l'absence de salmonelle (**annexe 3**) dans les deux bâtiments du centre d'élevage, confirmant le respect des règles d'hygiène.

❖ Recherche de la salmonelle dans l'aliment

La recherche du germe pathogène salmonelle dans l'alimentation du poulet a donné dans un premier temps un trouble bactérien du bouillon SFB, ce qui nous laisse suspecter la présence de ce dernier; ainsi la pratique d'un isolement sur gélose Hektoen s'impose démontrant son absence (**Tableau 8**).

Tableau 8 : Recherche de salmonelle dans l'aliment

Salmonelle	Démarrage	Croissance	Finition
SFB	TR	TR	TR
Hektoen	absence de colonie	absence de colonie	colonie saumon

TR : trouble

Discussion

Les résultats du test objet bactériologiques confirment l'absence de salmonelle dans l'alimentation du poulet de chair ; ce qui nous a pas imposé de réaliser les tests biochimiques complémentaires de confirmation. Donc l'aliment ne présente pas une voie de contamination par la salmonelle en cas de sa déclaration dans notre élevage.

❖ Recherche de salmonelle dans l'eau

Ce germe pathogène présent dans l'eau distribuée aux poulets, peut présenter une voie de contamination. Les tests recherchant ce germe dans cette source ont donnés un bouillon limpide (jaune) nous indiquant l'absence total des salmonelles les résultats suivants listés dans le **Tableau 9**.

Tableau 9 : Recherche de salmonelle dans l'eau

salmonelle	bâtiment 7	bâtiment 8
SFB	Jaune	Jaune

SFB : bouillon a la sélénite cystéine

Discussion

Ces résultats confirment l'absence de salmonelle dans l'eau ; qui ne nécessite pas un isolement sur Hektoen. On déduit aussi que l'eau distribuée aux poulets pendant l'élevage ne présente pas une voie de contamination de notre cheptel par la salmonelle.

❖ Recherche de salmonelle dans l'œuf

Les résultats bactériologiques obtenus dans la recherche de salmonelle dans l'œuf à couver ont donné un trouble bactérien du milieu de culture de la suspension physiologique des coquilles et des jaunes d'œufs à couver, dont les poussins sont destinés aux deux bâtiments n°7, n°8, nous poussant à suspecter la présence des salmonelles. Par contre ce trouble n'a été remarqué que dans le milieu de culture de la suspension des jaunes d'œufs destinés au bâtiment n°8 (**Tableau 10**) et (**Tableau 11**).

Tableau 10 : analyse de l'œuf à couver

Salmonelle	Bâtiment n°7	Bâtiment n°8
Surface de coquille	Trouble	Trouble
Jaune d'œuf	-	Trouble

- : négatif

Les résultats précédemment cités, exigent un isolement sur gélose Héктоen, suivis si nécessaire, en cas d'apparition de colonies verts par des tests biochimiques de confirmation

Tableau 11 : bactériologie de l'œuf à couver

Gélose Hektoen	Bâtiment n°7	Bâtiment n°8
Surface de coquille	-	-
Jaune d'œuf	/	-

- : absence de colonies vertes

Les tests d'isolement étaient négatifs, indiquant l'absence de colonies suspectes, donc de salmonelle. Ceci rend les tests biochimiques de confirmation inutiles.

Discussion

Ces résultats démontrent que l'œuf à couver ne présente aucun germe pathogène ce qui signifie une absence de salmonelle, et nous assure un bon démarrage de notre élevage.

5.2. Recherche de staphylococcus pathogène

➤ Dans le couvoir

La recherche des bactéries gram positif a révélé un nombre de colonies tolérés tableau n°4 ; ce qui nous a pas conduit à l'identification des germes de staphylococcus aureus.

Le centre d'élevage et l'œuf n'ont pas fait l'objet de recherche de ce germe car ils ne sont pas des tests systématiques au niveau de MOSTAVI.

La recherche de staphylococcus aureus par analyse bactériologique, sera orientée en direction de l'aliment et de l'eau principales sources de contamination par ce germe.

➤ Dans l'aliment

La recherche de staphylocoque aureus dans l'aliment de démarrage et croissance s'effectue par un test bactériologique approprié, révélant un noircissement dans le milieu d'enrichissement (bouillon Giolitti cantoni). Ce résultat impose un isolement sur gélose, qui implique la présence de colonies jaunes suspectes pour la suspension d'aliment de croissance (Tableau 12).

Tableau 12 : Recherche de staphylococcus dans l'aliment

Staphylococcus	Démarrage	Croissance	Finition
Giolitti cantoni	Présence de noircissement	Présence de noircissement	Absence de noircissement
Chapman	-	+	/

« + » : présence de colonies jaune

Les tests biochimiques de Catalase, de Mannitol, AAF, s'avère cruciaux, révélant l'absence des staphylococcus (Tableau 13).

Tableau 13 : Test complémentaire de staphylococcus dans l'aliment

staphylococcus	Croissance
Mannitol	+
catalase	+
AAF	-
Coagulase	/

AAF : aérobie anaérobie facultatif

Discussion

Le test de catalase positif provoque un dégagement gazeux avec production d'O₂ provenant de la dégradation de l'eau oxygénée. Il y a eu une fermentation du mannitol et une absence des aérobie-anaérobie facultatif. Le résultat du test des aérobie anaérobie facultatif (AAF)

négatif indique la présence de microcoques et non pas les staphylococcus. L'aliment donc ne présente aucun risque de contamination par ce germe pathogène.

➤ dans l'eau

Les résultats des recherches des staphylocoques obtenus montre absence de noircissement dans le bouillon de Giolitti cantoni, indiquant l'absence de toute suspicions de ce germe (Tableau 14).

Tableau 14 : révélation des staphylococcus dans l'eau

Staphylococcus	bâtiment 7	bâtiment 8
Giolitti cantoni	Absence de noircissement	Absence de noircissement

Discussion

Absence de staphylococcus.

5.3. Analyses bactériologiques des produits aviaires.

Afin de bien mener à terme et d'optimiser la productivité de l'élevage, des tests bactériologiques doivent être réalisés à différents phases, et ce, pour s'assurer que le poussin au démarrage, poulet de croissance et de finition) n'a pas été contaminé. En cas contraire des plans de prophylaxies doivent être mis en pratique.

5.3.1. Poussins de démarrage (1 jour d'âge))

5.3.1.1. Sérologie

Le résultat du test sérologique révèle l'absence d'anticorps de salmonelle, donc de ce germe chez le poussin d'un jour destiné aux bâtiments 7 et 8.

5.3.1.2. Bactériologie

Les résultats des différents prélèvements d'organe (foie, vitellus, caecums) révèlent la présence des bactéries Gram négatif suspectes de la salmonelle, et d'Escherichia coli, ainsi que la présence de bactérie gram positif suspectes de staphylococcus (**Tableau 15**).

Tableau 15 : bactériologie de différent organe du poussin de démarrage

Organes	Bâtiment 7			Bâtiment 8		
	Salmonelle	E. Coli	Staphylococcus	Salmonelle	E. Coli	Staphylococcus
	Hektoen	Hektoen	Chapman	Hektoen	Hektoen	Chapman
Foie	-	colonies saumon	-	colonies vertes avec centre noir	colonies saumon	Mannitol + (colonies jaunes)
Vitellus	Colonies vertes avec centre noir	-	Mannitol + (colonies jaunes)	colonies vertes avec centre noir	colonies vertes avec centre noir	-
Caecums	à 37°C: colonies vertes avec centre noir	/	/	à 37°C: -	/	/
	à 44°C: colonies vertes avec centre noir	/	/	à 44°C: -	/	/

Des tests complémentaires biochimiques réalisés afin d'identification les salmonelles ont confirmé l'absence de ces germes ; par observation de la fermentation du glucose et la production du gaz. Le test d'urèase était positif avec dégagement d'ammoniac, sachant que l'urèase négatif avec absence de dégagement d'ammoniac est un caractère biochimique de salmonelle (**Tableau 16**).

Tableau 16 : Recherche de salmonelle dans les organes

Salmonelle	Bâtiment 7			Bâtiment 8	
	L-A (vitellus)	37°C (L-A)	44°C (L-A)	L-A (foie)	L-A (vitellus)
Urèase	-	+	+	+	+
Indole	-				
Glucose	+	+	+	+	+
Gaz	+	+	+	+	+
Lactose	-	-	-	-	-
H ₂ S	+	+	+	+	+
LDC	-	-	-	-	-

"L-A" : colonie verte
avec centre noir

Pour E. coli l'apparition de rouge de méthyle positif s'identifiant à une fermentation du glucose par la voie des acides mixte. Le test Voges-Proskauer positif fait apparaitre une fermentation du glucose par la voie butylène glycolique avec production d'acétoïne ; le test de citrate de Simmons négatif signifie que la bactérie n'utilise pas le citrate comme seule source de carbone absence total du germe d'E. Coli (**Tableau 17**).

Tableau 17 : Recherche Escherichia coli dans les organes

	Bâtiment 7	Bâtiment 8
E. coli	L+S (Foie)	L+S (Foie)
Indole	+	-
Rouge de méthyle	+	+
Vosges-Proskauer	+	-
Citrate de Simmons	-	-

"L+S" : colonie saumon

Pour staphylococcus ; la fermentation du mannitol et la catalase positif indiquant une décomposition d'eau oxygéné avec la présence des aérobie anaérobie facultatif nous poussent à suspecter la présence du germe, donc on a procédé à un test de coagulase qui est une exo enzyme coagulante du plasma sanguin, confirmant l'absence totale du germe (**Tableau 18**).

Tableau 18 : Recherche de staphylococcus dans les organes

	Bâtiment 7	Bâtiment 8
Staphylococcus	M+ (vitellus)	M+ (Foie)
Mannitol	+	+
Catalase	+	+
AAF	+	-
Coagulase	-	/

" AAF " : aérobie anaérobie facultative

" M+ " : Mannitol positif

Discussion

a- Bâtiment n°7

- Le vetillus et le caecums des poussins font apparaitre une présence des colonies Gram négatif suspectes pour la bactérie salmonelle.
- Le foie des poussins fait apparaitre une présence de colonies Gram négatif suspectes (saumon) pour Escherichia coli et le vetillus des poussins fait apparaitre une présence de colonies Gram positif suspectes (jaune) pour staphylococcus.

b- Bâtiment n°8

- Le foie et le vetillus des poussins fait apparaitre une présence de colonies (verte avec centre noir) suspectes pour salmonelle.
- Le foie des poussins fait apparaitre une présence de colonies suspectes pour Escherichia coli et staphylococcus.

L'interprétation du tableau 12 et ce, à l'aide de la lecture dans l'indice NPP (**annexe 2**) fait ressortir les résultats suivants :

- Absence de salmonelle dans le lot de poussins du bâtiment n° 7 et n° 8
- Présence des bactéries opportunistes (citrobacter et Proteus) dans le lot de poussins du bâtiment n°7 et n°8.

Les résultats du test biochimique obtenus montrent une absence de bactérie Escherichia coli et de staphylococcus.

5.3.2. Poulet début de croissance (14 jours)

5.3.2.1. Sérologie

L'opération portant agglutination sur lame direct du sérum fait apparaitre une absence de précipité qui signifie une absence d'anticorps de salmonelle.

5.3.2.2. Bactériologie

Les résultats bactériologiques révèlent l'apparition de colonies verte avec centre noir suspectes de la salmonelle, Or il n'y a eu aucune apparition de colonies suspectant la présence d'E. Coli et staphylococcus (**Tableau 19**).

Tableau 19 : bactériologie de différents organes du poulet en phase de croissance

Organes	Bâtiment 7			Bâtiment 8		
	Salmonelle	E. Coli	Staphylococcus	salmonelle	E. Coli	Staphylococcus
	Hektoen	Hektoen	Chapman	Hektoen	Hektoen	Chapman
Cœur	/	-	-	/	-	-
Foie	colonies vertes avec centre noir	-	-	colonies vertes avec centre noir	-	-
Rate	colonies vertes avec centre noir	-	-	colonies vertes avec centre noir	-	-
Caecums	à 37°C: Aucun	/	/	à 37°C: colonies vertes avec centre noir	/	/
	à 44°C: Aucun	/	/	à 44°C: Aucun	/	/

Afin d'identifier les salmonelles on procède a des teste biochimique pour confirmé l'absence de ces germes ; par observation le test LDC négatif révèle l'absence de la décarboxylation de la lysine par la lysine décarboxylase ainsi que le test H₂S positif révèle une production de sulfure de fer à partir d'H₂S (**Tableau 20**).

Tableau 20 : Etude biochimique des colonies suspecte

Salmonelle	Bâtiment 7		Bâtiment 8		
	L-A (Foie)	L-A (Rate)	L-A (Foie)	L-A (Rate)	L-S (Caecums à 37°C)
Urèase	-	-	-	-	-
Indole	-	-	-	-	-
Glucose	+	+	+	+	-
Gaz	+	+	+	+	-
Lactose	-	-	-	-	-
H2S	+	+	+	+	-
LDC	-	-	-	-	/

" L-S " colonie verte
avec centre noir

Discussion

Les résultats font apparaitre des colonies suspectes dans le foie, et la rate des poulets du bâtiment n°7 et le caecums, le foie et la rate au niveau du bâtiment n°8 pour la présence de salmonelle. Par contre, on remarque l'absence de staphylococcus et Escherichia dans tous les organes

Ces résultats démontre que notre élevage est bien mené, et que le poulet en début de croissance ne présente aucune contamination par la salmonelle, E. coli, et staphylococcus .qui peut affecter la rentabilité et le rendement de notre élevage.

5.3.3. Poulet de finition (56jours)

5.3.3.1. Sérologie

Absence d'anticorps de salmonelle Pullorum

5.3.3.2. Bactériologie

La Recherche des germes pathogènes salmonelle, E. coli et staphylococcus dans différents organes du poulet de chair. Ne révèle aucune colonie suspecte (**Tableau 21**).

Tableau 21 : bactériologie de différents organes du poulet en phase de finition

Organes	Bâtiment 7			Bâtiment 8		
	Salmonelle	E. coli	Staphylococcus	Salmonelle	E. coli	Staphylococcus
	Hektoen	Hektoen	Chapman	Hektoen	Hektoen	Chapman
Cœur	/	-	-	/	-	-
Foie	-	-	-	-	-	-
Rate	-	-	-	-	-	-
Caecums	à 37°C: -	/	/	à 37°C: -	/	/
	à 44°C: -	/	/	à 44°C: -	/	/

- : aucune colonie

Discussion

Les résultats démontrent une absence totale de la salmonelle, E. coli et staphylococcus dans les poulets ce qui nous révèle que notre élevage a été mené dans de bonne condition et que le poulet de chair en finition ne présente aucune contamination par ces germes pathogènes.

5.4. Analyses complémentaires de la qualité de l'aliment distribué et de l'eau

On procédé également à d'autres tests complémentaires pour s'assurer que notre élevage n'a pas été souillé par d'autres voies de contamination par d'autres germes, tels que l'aliment et l'eau.

5.4.1. Recherche d'autres germes dans l'aliment

▪ Germes totaux

La recherche des germes totaux dans l'aliment s'effectue par un test bactériologique révèle une diminution de colonies au stade de dilution 10^{-6} et, ce au niveau des différentes phases de l'aliment (démarrage, croissance et finition) (**Tableau 22**).

Tableau 22 : dénombrement des germes totaux dans l'aliment

Aliment	Démarrage		Croissance		Finition	
	10^{-5}	10^{-6}	10^{-5}	10^{-6}	10^{-5}	10^{-6}
Gélose PCA						
Germes totaux	22	2	17	1	29	3
Moyenne	21×10^5 UFC/g		$13,5 \times 10^5$ UFC/g		$29,5 \times 10^5$ UFC/g	

" UFC " : unité forme de colonie

Discussion

L'exploitation des résultats montrent la présence des germes totaux dont la moyenne est inférieure à la norme ($< 3 \times 10^6$) ; ce qui ne présente aucun problème d'ordre sanitaire.

▪ Recherche de coliformes fécaux

La recherche des coliformes fécaux dans l'aliment révèle une diminution de colonie dans la dilution 10^{-3} pour l'aliment de démarrage, croissance et finition (**Tableau 23**).

Tableau 23 : dénombrement des coliformes fécaux dans l'aliment

Aliment	Démarrage		Croissance		Finition	
	10^{-2}	10^{-3}	10^{-2}	10^{-3}	10^{-2}	10^{-3}
VRBL						
Coliforme fécaux	24	2	16	1	1	0
Moyenne	22x10 ² UFC/g		13x10 ² UFC/g		5 UFC/g	

" UFC " : unité
forme de colonie

Discussion

L'exploitation des résultats montre la présence des coliformes fécaux ; à un nombre inférieur à la norme (< 3000). Ce qui n'affecte pas la qualité de l'aliment distribué pendant tout l'élevage.

▪ Recherche des anaérobie sulfito-reducteur

Les tests bactériologiques relatifs au contrôle de l'aliment sont réalisés à différents stades (démarrage, croissance, et finition) révèle la présence des anaérobies sulfito-reducteur (Tableau 24).

Tableau 24 : Dénombrement des anaérobie sulfito-reducteur dans l'aliment

Aliment	Démarrage		Croissance		Finition	
	10^{-1}	10^{-2}	10^{-1}	10^{-2}	10^{-1}	10^{-2}
ASR						
18h	11	1	13	2	1	0
24h	11	1	14	2	1	0
36h	12	1	14	2	1	0
nombre de colonies /g	22 UFC/g		34 UFC/g		10 UFC/g	

" UFC " : unité forme colonie

Discussion

Les résultats du test révèlent la présence des anaérobies sulfite-réducteurs dans l'aliment à un nombre inférieur à la norme (norme < 100) ; ce qui n'altère pas la qualité de l'aliment.

▪ Recherche des levures et moisissures

La recherche des levures et moisissures dans l'aliment s'effectue par un test bactériologique qui démontre la présence des colonies grandes bombées et lisses suspectes pour les levures et des colonies filamenteuses pour les moisissures (**Tableau 25**).

Tableau 25 : dénombrement des levures et moisissures dans l'aliment

Aliment	Démarrage		Croissance		Finition	
	10^{-2}	10^{-3}	10^{-2}	10^{-3}	10^{-2}	10^{-3}
Gélose OGA						
Levure	7	0	9	0	11	4
nombre de colonies /g	350 UFC/g		450 UFC/g		750 UFC/g	
Moisissure	3	0	15	1	1	0
nombre de colonies /g	150 UFC/g		800 UFC/g		50 UFC/g	

UFC : unité forme de colonie

Discussion

Les résultats montrent la présence des germes fongiques inférieure à la norme (< 1000), indiquant que le stockage de l'aliment est fait dans de bonnes conditions.

5.4.2. Recherche d'autres germes dans l'eau

▪ Streptocoque D

La recherche de streptocoque D dans l'eau distribuée dans bâtiment n°7 et n°8 a été faite sur la base de test qui révèle que dans le bâtiment n°8 la présence de trouble microbien dans le flacon Roth D/C, et deux des cinq répétitions des tubes de Roth D/C et Roth S/C. Chacun des tubes et flacon positifs obéit à un test confirmatif qui se fait pas un repiquage sur le milieu EVA Litsky, ce qui nous montre présence de trouble dans le tube de EVA qui est à l'origine de la suspension du flacon D/C et dans deux tubes positif qui sont à l'origine de la suspension de Roth S/C, par contre aucun trouble n'a été remarqué dans les tubes de EVA à l'origine du tube Roth D/C (**Tableau 26**).

Tableau 26 : Recherche des streptocoques fécaux dans l'eau

Streptocoque D	bâtiment 7	bâtiment 8	Test confirmatif (EVA Litsky)
1 flacon Roth D/C	0	1 positif	1
5 tubes Roth D/C	0	2 positifs	0
5 tubes Roth S/C	0	2 positifs	2

D/C : double concentration

S/C : simple concentration

Discussion

Les différents tests réalisés pour la recherche de streptocoques dans l'eau s'avèrent négatifs. Les résultats obtenus et ayant fait l'objet de lecture dans le tableau des indices NPP (**annexe 2**) nous donne le résultat suivant :

Indice = 102 ➡ NPP = 4 UFC/100ml

D'où absence de streptocoque.

Recherche des anaérobies sulfito- réducteur (ASR)

Le contrôle de l'eau nous permet la détection de tous les micro-organismes présents dans l'eau sont pathogène car ils causent des maladies, provenant généralement d'une contamination par des matières fécales humaines ou d'autres animaux à sang chaud tel que le poulet de chair. Des examens bactériologiques sont obligatoires pour savoir la potabilité de l'eau (**Tableau 18**) et (**Tableau 27**).

Tableau 27 : Dénombrement des anaérobies sulfito- réducteur (ASR) dans l'eau

SFB	Bâtiment 7				Bâtiment 8			
	1	2	3	4	1	2	3	4
18h	0	0	0	0	0	1	0	0
24h	0	0	0	0	0	1	1	1
36h	0	0	0	0	0	2	1	3
Moyenne	0 UFC dans 100ml				30 UFC dans 100ml			

Les résultats montrent une absence de colonie noir dans les quatre tubes du bâtiment n°7 ce qui signifie une absence des ASR donc l'eau de ce bâtiment est de qualité potable.

Par contre dans le bâtiment n°8 montre une présence des ASR (clostridium) de 30UFC/100ml, cette valeur qui est une valeur inférieure à la norme (10-100) ce qui confirme que la qualité de l'eau est suspecte.

Recherche des coliformes totaux (CT)

La majorité des bactéries coliformes appartiennent au genre *Escherichia*, *Citrobacter*, *Klebsiella* et *Enterobacter*, bien que plusieurs autres genres et espèces appartiennent également au groupe. Notre résultat révèle que dans l'eau distribuée dans le bâtiment n°8 présence d'un dégagement gazeux dans la cloche émergée dans le flacon accompagné d'un changement de couleur du même mieux du marron au jaune. l'apparition également de deux et de trois tubes positifs, des cinq répétitions de BCPL double concentration, et de BCPL simple concentration successifs, nous a imposé des tests de confirmation qui se fait par repiquage du flacon et tubes positif sur des tubes de BCPL S/C pour la confirmation de la présence des coliformes totaux qui s'est révélé positif et un autre sur des tubes d'eau peptoné exemple d'indole pour la confirmation de la présence *E. Coli* qui s'est révélé négatif pour les tubes résultant du repiquage depuis BCPL double concentration (**Tableau 28**).

Tableau 28 : dénombrement des coliformes totaux et coliforme fécaux dans l'eau

CT	bâtiment 7	bâtiment 8	Test confirmatif (tubes BCPL S/C)	Test confirmatif (tubes eau peptoné exemple d'indole)
1 flacon BCPL double concentration	0	1 flacon positif (jaune + gaz)	1 positif	1 positif
5 tubes BCPL double concentration	0	2 tubes positifs	1 positif	0
5 tubes BCPL simple concentration	0	3 tubes positifs	3 positifs	1 positif

BCPL : Bouillon lactosé au pourpre de Bromocrésol

Discussion

Les résultats révèlent l'absence des coliformes totaux dans l'eau du bâtiment n°7; par contre le bâtiment n°8 fait apparaître des troubles bactériens dans le flacon et les tubes. L'interprétation de ces résultats nous oblige à consulter le tableau des indices du nombre le plus probable (NPP) ci-joint en (**annexe 2**) pour déterminer le nombre de coliforme. Le résultat de la lecture est le suivant :

CT : indice = 123 \longrightarrow NPP = 12 colonies /100ml la présence de coliforme dans l'eau a un nombre inférieur à la norme (0-20).

La lecture dans le tableau des indices NPP nous donne le résultat suivant :

CF : indice = 101 \longrightarrow NPP = 3 colonies /100ml la présence d'Escherichia coli dans l'eau a un nombre inférieur à la norme (0-50).

Analyse physico-chimique de l'aliment

La qualité physico chimique de l'aliment distribué aux animaux est d'une importance cruciale, affectant directement la rentabilité de l'élevage et la qualité des viandes blanches, ainsi que le confort des animaux et leur adaptation à l'ambiance de vie. Nous avons donc procédé à d'autres analyses complémentaires physico-chimiques de l'aliment.

Les résultats de ces dernières nous révèlent la normalité des indices du taux d'humidité et des protéines brutes. Quant au taux des matières minérale, il oscille au tour de la norme.

Tableau 29 : Détermination de la teneur en protéine brute, Matière minérale et humidité

Aliments	Démarrage	Croissance	Finition
Humidité	10,92%	11,21%	10,99%
Matière minérale	5,37%	4,03%	5,38%
Protéines brutes	21,21%	19,28%	18,18%

Résumé

La problématique de développement de la filière chair sur le plan sanitaire reste toujours tributaire des conditions d'hygiène et du respect de la barrière sanitaire.

Pour ce faire, notre présente étude s'attèle à vérifier par des tests bactériologiques l'éventuelle présence ou absence de *la salmonelle*, *Escherichia coli* et *Staphylococcus aureus* à travers toute la chaîne de reproduction du poulet de chair ; ainsi que les intrants à savoir l'aliment et l'eau.

Concrètement nos tests bactériologiques pour la recherche des germes pathogènes durant tout le déroulement d'un élevage ont été réalisés de l'œuf jusqu'au poulet adulte au niveau de MOSTAVI (ORAVIO de Mostaganem).

Au niveau du couvoir, il a été effectué une prise d'échantillon de la surface de plusieurs salles (réception, éclosoir, incubateur...etc.), un échantillon de 10 œufs et un échantillon de 10 poussins d'un jour. Au niveau du centre d'élevage, une prise d'échantillon de la surface de plusieurs endroits après le vide sanitaire (sol, fenêtre, trémie...etc.), un échantillon de 10 animaux pendant les phases de croissance (à 14 jours) et de fin de finition (à 56 jours) ; et ce, à travers deux bâtiments distincts (bâtiment n°7 et n° 8). L'aliment (de démarrage, de croissance et de finition) et l'eau ont fait l'objet aussi d'une étude préliminaire (contrôle de qualité)

Les analyses bactériologiques n'ont pas révélé la présence de *salmonelles*, *E. Coli* et *Staphylococcus aureus*, néanmoins notre étude a révélé, la présence d'autres bactéries opportunistes (*Proteus mirabilis*, *Citrobacter*, *klebsiella*, *Shigella sp*) qui ne sont pas de moindre importance tant sur le plan sanitaire pour la santé animale que pour celle du consommateur.

Ainsi, la salmonelle constitue une des causes majeures des infections du tractus digestif humain liées à la consommation d'aliments contaminés d'origine animales ; La viande de volaille et les œufs sont fortement impliqués.

Mots clés : Bactéries pathogènes, œufs, site de production, poulet de chair.

Abstract

The issue of development of the meat sector in terms of health is still dependent on hygiene conditions and respect for the sanitary barrier.

To do this, our present study aims to verify by bacteriological tests the possible presence or absence of salmonella, *Escherichia coli* and *Staphylococcus aureus* throughout the reproductive chain of broilers; as well as the consumed food and water.

Our bacteriological tests for the search for pathogenic germs during all the rearing procedures were realized from the egg until the adult chicken at MOSTAVI (ORAVIO of Mostaganem). At the hatchery, samples were taken from the surface of several rooms (reception, hatcher, incubator etc.), where a sample of 10 eggs and a sample of 10 day-old chicks.

At the level of the hatchery, was made a sampling of the surface of several rooms (reception, Hatchery, incubator ...etc., a sample of 10 eggs and a sample de 10 day chicks.

At the breeding center, a sampling of the surface of several places after the crawl space (soil, window, hopper,), samples of 10 animals during the growth phases (at 14 days) and end of finish (at 56 days); and this, through two separate buildings (poultry houses n° 7 and n°8) were analyzed. Consumed food (starter, growth and finish) and water were also the subject of a preliminary study (quality control).

The bacteriological analyzes did not reveal the presence of *salmonellae*, *E. coli* nor *Staphylococcus aureus*, however our study revealed, the presence of other opportunistic bacteria (*Proteus mirabilis*, *Citrobacter*, *Klebsiella*, *Shigella sp*) which are not of least importance both for animal health nor for the health of the consumer. Thus, salmonella is one of the major causes of human digestive tract infections related to the consumption of contaminated food of animal origin where poultry meat and eggs are heavily involved.

Keywords: pathogenic Bacteria, eggs, production site, broilers.

Discussion générale :

La sécurité sanitaire concerne tous les types de contamination des aliments, l'eau et poulet par des microorganismes pathogènes ou des agents biologiques, susceptibles de porter atteinte à court ou long terme, à la santé de l'homme.

Les différents tests réalisés, et à différents stades confirment l'absence de germes pathogènes.

Ainsi l'objectif recherché était de s'assurer que les mesures d'hygiène et les consignes de la barrière sanitaire sont scrupuleusement appliquées. Dans un souci de traçabilité ; nos différents tests biochimiques ont été réalisés durant un élevage de poulet de chair (suivi de deux bandes différentes).

Ces analyses ont été exécutées sur un échantillon d'œufs, de poussin, de poulets, d'aliments et d'eau ; et n'ont révélé aucune contamination.

Le résultat de nos multiples et différents tests appuyés par les normes en la matière confirment l'absence de salmonelle ; situation qui nous reconforte bien que la présence de bactéries opportunistes ont été décelées.

Conclusion générale

La présente étude avait pour objectif d'évaluer l'efficacité du respect des normes d'hygiène dans l'unité de couvaision de l'œuf et de poussins d'un jour ; du centre d'élevage et les répercussions sur la qualité microbiologique de l'œuf, du poussin et du poulet de chair.

Pour se faire, des analyses bactériologiques - la recherche de présence de la salmonelle – ont été effectuées sur différents prélèvements sans résultats.

Il est utile de rappeler que les conséquences liées aux pathologies aviaires sont très importantes ; elles provoquent des pertes sèches dues aux mortalités subites et brutale dans les élevages tant traditionnels que modernes.

Ces pertes d'élevages entraînent un déclin de productivité se répercutant sur une diminution de l'offre de la viande blanche.

Il faut aussi signalé que les bactéries multi résistantes peuvent être facilement transmises aux humains, et leur traitement par antibiotique serait inefficace.

L'implication de plus en plus grands du vétérinaire dans le quotidien de la filière est impératif pour éradiqué ces germes pathogènes s'ils venaient d'existé, et ce, afin d'espérer d'en diminuer leur incidence en santé publique.

L'augmentation de la productivité des élevages doit passer par la levée de plusieurs contraintes qui entravent le développement de l'élevage de reproducteur chair en Algérie.

L'opportunité de notre présente étude a atteint les objectifs assignés.

[1] **Françoise Nau ., Catherine Guérin-Dubiard ., Florence Baron ., Jean Louis Thapon. 2010.** Science et technologie de l'œuf. volume 2 de l'œuf aux ovoproduit. ed TEC&DOC

[2] **Renoux J.1971.** L'embryon de poulet. Doin, Paris pp 191

[3] **Everaert N., Kamers B., Witters A., De Smit L., Debonne M., Decuypere E., and Bruggeman V. 2007.** Effect of four percent carbon dioxide during the second half of incubation of embryonic development, hatching parameters, and post hatch growth. *Poultry science*, 86:1372-1379.

[4] **Nakano T., Ikawa N.I., and Ozimzk L., 2003.** Chemical composition of chicken eggshell and shell membranes. *Poultry science*, 82(3): 510-514.

[5] **Pedroso A.A., Andrade M.A., Café B.B., Manten.Leandro J.F.M., and Stringhini J.H., 2005** fertility and hatchability of eggs laid in the pullet- to breeder transition period and the initial production period. *Animal reproduction science*, 90(3): 355-364.

[6] **Yalcin S., çabuk M., Bruggeman V., Babacanoglu E., Buyse J., Decuypere E., and Siegel P.B., 2008.** Acclimation to heat during incubation.1.Embryonic morphological traits, blood biochemistry, and hatching performance. *Poultry science* 87: 1219-1228.

[7] **Tona K., Onagbesan O.M., Jeko Y., Kamers B., Decuypere E., and Bruggeman V., 2004.** Comparison of embryo physiological parameters during incubation, chick quality, and growth performance of three lines of broiler breeders differing in genetic composition and growth rate. *Poultry science*, 83:507-513.

[8] **Peebles E.D., Burnham M.R., Gardner C.W., Brake J., Bruzual J.J., and Gerard P.D., 2001.** Effect of incubational humidity and hen age on embryo composition in broiler hatching eggs from young breeders. *Poultry science*, 80:1299-1304.

[9] **Molayoglu H.B., Baka M., Genin O.et Pines M. 2007.** Effect of temperature during the incubation period on tibial growth plate chondrocyte differentiation and the incidence of tibial dyschondroplasia. *Poultry science*, 86,1772-1783

[10] **Hubbard ISA.2002**

[11] **Reijrink L., berghmans D., meijerhof R., Kemp B et Van Den Brand H.2010.** Influence of egg storage duration and preincubation warming profile on embryonic development.

[12] **Sauveur Bernard., Reviers Michel.1988.**Développement embryonnaire et incubation on reproduction des volailles et production d'œufs.ed INRA paris

[13] **Cutchin H.R., Wineland M.J., Christensen V.L., Davis S. et Mann K.M. 2009.** Embryonic development when eggs are turned different angles during incubation. *Journal of Applied Poultry Research*, 18, 447-451

[14] **Decuypere E., Tona K., Bruggeman V. et Bamelis F. 2001.** The day-old chick: a crucial hinge between breeders and broilers. *World's Poultry Science Journal*, 57, 127-138.

- [15] **Yegani M., and Korver D.R., 2008.** Factors affecting intestinal health in poultry. *Poultry science*, 87: 2052-2063. **Yogaratnam V, 1995.**, analysis of the causes of high rates of carcass rejection at a poultry processing plant. *The veterinary record*, (9): 215-217.
- [16] **Humbert F., Salvat G., Morin M., Colin P., Lahellec C., et Bennejean G., 1989.** La colonisation spontanée de la muqueuse caecale du poulet exempt d'organismes pathogènes spécifiés d'une flore de barrière chez le poulet conventionnel. Etude au microscope électronique à balayage. *Avian pathology*, 18:577-589.
- [17] **Gabriel I., Mallet S., et Lessir. M., 2003.** La microflore digestive : une composante oubliée de la nutrition des volailles. INRA-station de recherche avicole.5eme journée de recherche avicole.
- [18] **Bisimwa C.2003.** Les principales races en aviculture. Troupeaux et cultures des tropiques, 4-8
- [19] **baghoul S .2006.** Appareil digestif de la poule particularités anatomophysiologique département des sciences vétérinaire
- [20] **Alamargot.1982.** Appareil digestif et ses annexes, appareil respiratoire, appareil urinaire, nécropsie d'un oiseau, principales lésions des volailles. Manuel d'anatomie et d'autopsie aviaires edition le point vétérinaire
- [21] **Villate. D. 2001.** L'appareil digestif, pages 27-38. Les maladies des volailles.Edition : INRA.
- [22] **Alamargot J. 1982.** L'appareil digestif et ses annexes. Manuel d'anatomie et d'autopsie aviaires
- [23] **laurent Delteil. 2004.** Nutrition et alimentation des animaux d'élevage, tome 1 troisième édition
- [24] **Silim. A et Rekik R.-M.1992.** Immunologie des oiseaux. Manuel de pathologie aviaire, édit. Jeanne Brugere-Picoux et Amer Silim, 87 - 96.
- [25] **Chatelain. E. 1992.** L'anatomie des oiseaux. - Manuel de pathologie aviaire, édit. Jeanne Brugere-Picoux et Amer Silim, 25 - 36.
- [26] **Arbor Acres.2014.** Poulet Manuel d'élevage
- [27] **Michel Iarrier., bernard leclercq .1992.** Nutrition et alimentation des volailles edition INRA
- [28] **Quemeneur P .1988.** La production de poulet de chair. Revue du syndicat national des vétérinaires inspecteurs du ministère de l'agriculture française
- [29] **Tesseraud S ., Temim S., Guillaumin S., Michel J., peresson R., et Chagneau A.M. 1999.** Nutrition protéique du poulet de chair en ambiance chaude. In 3èmes journées de la recherche avicole, St Malo ; 1999/03/23-25.ed.ITAVI paris

[30] **Larbieer ZM., Chagneau AM., Lassire M., 1991.** Bioavailability of lysine in rapeseed and soyabean meals determined by digestibility trial in cockerels and chick growth assay. Anim feed sci technol.35 :237-246

[31] **Azzouz.H.1997.** Alimentation du poulet de chair, institut technique des petits élevages ITPE, édition 11997

[32] **Herter.P.Y.1994.** The role of environment and management on leg abnormalities in meat-type fowl : poultry science

[33] **Bizeray,D.I , Estevez.C, Leterrier and J.M Faure.2002.** Influence of increased environmental complexity on leg condition, performance and level of fearfulness in broilers. Poultry science

[34] **Le menec.M.1984.** Les bâtiments avicoles son perfectionnement courrier avicoles

[35] **Snotro., G.S., JD lund et K.S. vestergoard.2002.** Influence of light-dark schedules and stocking density on behaviour, rish of leg problems and occurrence of chronic fear in broilers. British poultry science

[36] **freemanB.1987.** Body temperature and thermoregulation . in physiology and biochemistry of the domestic fowl,freeman B, ed., academic press huntingdon(GBR)

[37] **Camil -le Delarras. .2014.** Pratique en microbiologie de laboratoire. recherche de bacteries et de levures-moisissures, ed lavoisier,paris

[38] **Camille Delarras .2007.** Microbiologie pratique pour le laboratoire .D'analyses ou de contrôle sanitaire :ed lavoisier

[39] **Hofman A.2000.** Amélioration de l'aviculturee traditionnelle aux iles comores : impact de semi-claustration et de complémentation par une provende local sur la productivité de volaille locale mém.doct.vet.université de liége

[40] **Brasilia, 2013** Manuel Pratique D'analyse de L'eau 4ème édition

[41] **Fredrickson J., Zacharal J.2004.** Geomicvobiologie of high-level nuclear waste-contiminates vedose sediment at the handford site, washington state, P4230

[42] **Jean-Guérin dominique Balloy., Didier Villate.2011.** Maladies des volailles édition France Agricile

[43] **Le Minor L., Claude R.1993.** Salmonella : méthode de laboratoire pour l'identification des entérobactéries, istitut pasteur paris

[44] **Gradel, K.O., Rattenborg, E.2003.** Aquestionnaire-based retrospective field study of persistence of Salmonella Typhimurium in Danish broiler houses.

- [45] **Acha Pedro N Et Szyfrés B.1989.** Salmonella dans: Zoonoses des maladies transmissibles communes à l'homme et aux animaux. OIE. 2eme ed., Paris, France : 156-164
- [46] **Riggi A. 1999.** Contribution à l'étude de l'efficacité d'une flore de barrière indéfinie contre la colonisation intestinale par les salmonelles en poulet de chair. Thèse pour le doctorat vétérinaire, E.N.V. Alfort, Paris.
- [47] **Liebana, E., Garcia-Migura, L., Clouting, C., Clifton-Hadley, F.A., Breslin, M. et Davies, R.H.2003.** Molecular fingerprinting evidence of the contribution of wildlife vectors in the maintenance of Salmonella Enteritidis infection in layer farms. J. Appl. Microbiol., 94: 1024- 1029.
- [48] **Kimura, A.C., Reddy, V., Marcus, R., Cieslak, P.R., Mohle-Boetani, J.C., Kassenborg, H.D., Segler, S.D., Hardnett, F.P., Barrett, T. et Swerdlow, D.L.2004.** Chicken consumption is a newly identified risk factor for sporadic Salmonella enterica serotype Enteritidis infections in the United States : a case control study in FoodNet sites. Clin. Infect. Dis., 38: 244-252
- [49] **Rostagno M.H., Wesley I., Trampel D. et Hurd H.2006.** Salmonella prevalence in market-age turkeys on farm and at slaughter. Poultry science. 85(10):1838-1842
- [50] **Barnard J et Alain R.2002.** Entérobactéries systématiques et méthodes de diagnostic .paris P28
- [51] **Pillet J., L.Bourdo B., Toma N., Ball.c.1986.** Bactériologie médicale et vétérinaire
- [52] **Olin Tudge.2000.** The variety of live, oxford university press
- [53] **Brugere picoux J.1992.** Environnement et pathologie chez les volailles manuelles de pathologie chez les volailles
- [54] **Jordan F.T.W., et Pattison M.1996.** Poultry diseases W.B Sanders Company: London, 38-43.
- [55] **A.HAFFAR.** Les Maladies des Volailles l'École Vétérinaire d'Alfort.
- [56] **Eva Pierré.2013.** Lutte contre les salmonelles zoonotiques chez les volailles)
- [57] Association des vétérinaires en industrie animale 2013 canada
- [58] **Jean-Luc Guérin, Cyril Boissieu.** La maladie de Gumboro école nationale vétérinaire Toulouse
- [59] **Saif Y., M barnes J.R ., glison AM ., fadly L.R ., MC douglad.2003.** diseases of poultry
- [60] **Fernandez P., white.W.2011.** Atlas des maladies animales transfrontalières
- [61] **Alain fournier .2008.** Elevage des poules édition artémis

[62] **Cauchy. L ., Coudert.F.1986.** La maladie de marek

[63] **Léni Corrand & Jean-Luc Guérin .2010.** Les coccidioses aviaires .ecole national vétérinaire toulouse

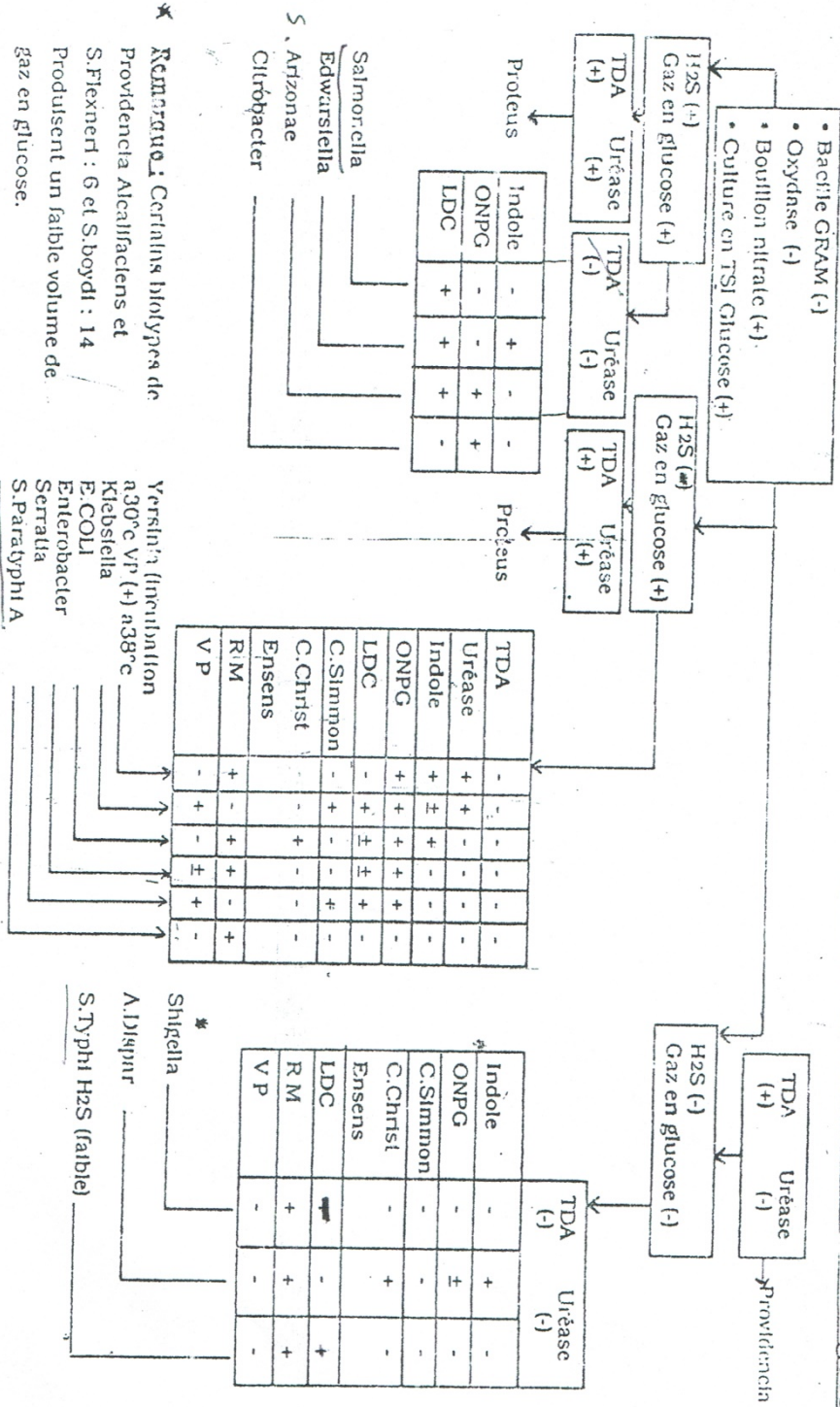
[64] **Buckland (1995) Buckland, R.B. 1995.** Communication personnelle. Université McGill, Montréal, Canada

[65] **Fatiha Benatmane ., Jacques Mourot .2012.** les aliments Enrichis en acides gras n-3 et la qualité des viandes. Cas du lapin et du poulet de chair .schaltungsdienst lange O.H.G, Berlin, P152-156

[66] **Embert H. Coles.1979.** Le laboratoire en chimique veterinaire, editions vigot

ANNEXE 1

CLÉF D'ORIENTATION DES ENTEROBACTERIES A L'AIDE DE QUELQUES CARACTÈRES BIOCHIMIQUES



ANNEXE 2

INDICE NPP : COMBINAISONS DE RESULTATS POSITIFS ET NEGATIFS OBTENUS

AVEC 1 FRACTION DE 50 ml, 5 FRACTIONS DE 10 ml ET 5 FRACTIONS DE 1 ml.

nombre de tubes donnant une réaction positive sur			INDICE NPP
1 tube de 50 ml	5 tubes de 10 ml	5 tubes de 1 ml	
0	0	1	1
0	0	2	2
0	1	0	1
0	1	1	2
0	1	2	3
0	2	0	2
0	2	1	3
0	2	2	4
0	3	0	3
0	3	1	5
0	4	0	5
1	0	0	1
1	0	1	3
1	0	2	4
1	0	3	6
1	1	0	3
1	1	1	5
1	1	2	7
1	1	3	9
1	2	0	5
1	2	1	7
1	2	2	10
1	2	3	12
1	3	0	8
1	3	1	11
1	3	2	14
1	3	3	18
1	3	4	21
1	4	0	13
1	4	1	17
1	4	2	22
1	4	3	28
1	4	4	35
1	4	5	43
1	5	0	24
1	5	1	35
1	5	2	54
1	5	3	92

ANNEXE 4

GROUPE AVICOLE OUEST "ORAVIO" SPA
LABORATOIRE CENTRAL // AIN-NOUISSY
Evolution annuelle des Taux Moyens par gamme d'aliment

PARAMETRE	Taux Normes	Aliment Chair				Aliment Poulette		Ponte Normal
		Démarrage	Croissance	Finition	2 - 8	8 - 18		
HUMIDITE %	NORME	TG.13 max/TT.16	TG.13 max/TT.15	TG.13 max/TT.16	TG.13 max/TT.16	TG.13 max/TT.16	TG.13 max/TT.16	TG.13 max/TT.16
	T.M.2004	10,66 +/- 1,50	10,91 +/- 1,17	11,04 +/- 1,07	11,71 +/- 1,36	10,50 +/- 1,51	10,47 +/- 1,11	10,68 +/- 0,94
	T.M.2003	10,86 +/- 0,99	11,10 +/- 0,81	11,36 +/- 0,85	11,08 +/- 0,89	11,50 +/- 0,82	10,32 +/- 1,10	10,32 +/- 1,10
	T.M.2002	10,43 +/- 1,14	10,78 +/- 0,97	10,51 +/- 0,82	10,90 +/- 0,99	10,56 +/- 1,03	10,72 +/- 1,23	10,72 +/- 1,23
	T.M.2001	---	11,19 +/- 1,16	11,14 +/- 1,23	11,14 +/- 1,54	11,17 +/- 1,49	10,43 +/- 1,08	10,43 +/- 1,08
	T.M.2000	10,92 +/- 1,18	11,17 +/- 1,21	11,14 +/- 0,98	11,43 +/- 1,05	11,34 +/- 1,38	---	---
PROTEINE BRUTE %	NORME	TG.21 min/TT.19,74	TG.19 min/TT.17,86	TG.17 min/TT.16,94	TG.18 min/TT.16,92	TG.16 min/TT.14,1	TG.14 min/TT.13,1	TG.14 min/TT.13,1
	T.M.2004	22,04 +/- 0,94	21,08 +/- 1,04	18,99 +/- 0,65	20,30 +/- 0,37	17,16 +/- 0,99	16,34 +/- 0,72	16,34 +/- 0,72
	T.M.2003	22,09 +/- 1,05	21,16 +/- 1,14	19,07 +/- 0,73	19,37 +/- 0,92	19,18 +/- 1,69	16,23 +/- 0,90	16,23 +/- 0,90
	T.M.2002	22,64 +/- 1,11	21,36 +/- 1,18	20,03 +/- 1,40	21,71 +/- 2,27	16,76 +/- 1,39	16,85 +/- 1,35	16,85 +/- 1,35
	T.M.2001	---	---	---	---	---	---	---
	T.M.2000	---	21,80 +/- 1,19	---	---	16,78 +/- 0,66	17,52 +/- 0,64	17,52 +/- 0,64
MATIERE GRASSE %	NORME	TG.2,5 min/TT.1,7	TG.2,5 min/TT.1,7	TG.2,5 min/TT.1,7	TG.2,5 min/TT.1,7	TG.2,5 min/TT.1,7	TG.2,5 min/TT.1,7	TG.2,5 min/TT.1,7
	T.M.2004	2,63 +/- 0,27	2,72 +/- 0,28	2,79 +/- 0,21	2,72 +/- 0,26	2,91 +/- 0,26	2,53 +/- 0,26	2,77 +/- 0,12
	T.M.2003	2,66 +/- 0,26	2,51 +/- 0,46	---	---	---	2,70 +/- 0,12	2,70 +/- 0,12
	T.M.2002	2,92 +/- 0,26	2,86 +/- 0,26	3,02 +/- 0,28	2,87 +/- 0,18	3,08 +/- 0,35	2,80 +/- 0,27	2,80 +/- 0,27
	T.M.2001	---	---	---	---	---	---	---
	T.M.2000	2,91 +/- 0,37	2,88 +/- 0,28	---	2,97 +/- 0,26	3,34 +/- 0,25	2,88 +/- 0,26	2,88 +/- 0,26
MATIERE MINERALE %	NORME	TG.5,5 max/TT.6,06	TG.5,5 max/TT.6,06	TG.5 max/TT.5,5	TG.5,5 max/TT.6,06	TG.5,5 max/TT.6,06	TG.11 max/TT.12	TG.11 max/TT.12
	T.M.2004	6,82 +/- 0,32	6,40 +/- 0,44	6,37 +/- 0,53	6,21 +/- 0,60	6,44 +/- 0,73	13,00 +/- 1,17	13,00 +/- 1,17
	T.M.2003	6,39 +/- 0,80	6,35 +/- 0,62	5,77 +/- 0,62	5,62 +/- 0,29	6,40 +/- 0,66	12,75 +/- 1,03	12,75 +/- 1,03
	T.M.2002	6,27 +/- 0,47	6,22 +/- 0,53	6,01 +/- 0,83	6,31 +/- 0,36	6,12 +/- 0,52	12,50 +/- 1,49	12,50 +/- 1,49
	T.M.2001	---	6,24 +/- 0,47	6,46 +/- 0,50	6,13 +/- 0,18	6,05 +/- 0,35	12,44 +/- 0,78	12,44 +/- 0,78
	T.M.2000	6,24 +/- 0,52	6,22 +/- 0,44	6,17 +/- 0,41	6,42 +/- 0,47	6,11 +/- 0,33	12,17 +/- 1,19	12,17 +/- 1,19
MATIERE CELLULO-SIQUE %	NORME	TG.4 max/TT.4,6	TG.4 max/TT.4,6	TG.4 max/TT.4,6	TG.4 max/TT.4,6	TG.4 max/TT.4,6	TG.4,5 max/TT.5,18	TG.4,5 max/TT.5,18
	T.M.2004	3,21 +/- 0,12	3,01 +/- 0,29	2,95 +/- 0,42	3,34 +/- 0,22	3,34 +/- 0,22	2,91 +/- 0,33	2,91 +/- 0,33
	T.M.2003	3,07 +/- 0,26	2,85 +/- 0,39	---	---	3,27 +/- 0,40	2,92 +/- 0,25	2,92 +/- 0,25
	T.M.2002	---	2,99 +/- 0,50	---	3,42 +/- 0,52	---	3,00 +/- 0,34	3,00 +/- 0,34
	T.M.2001	---	3,13 +/- 0,33	2,95 +/- 0,23	3,33 +/- 0,37	3,60 +/- 0,37	3,05 +/- 0,36	3,05 +/- 0,36
	T.M.2000	3,14 +/- 0,38	2,84 +/- 0,26	---	3,09 +/- 0,30	3,43 +/- 0,36	2,79 +/- 0,34	2,79 +/- 0,34
T.M.1999	---	3,38 +/- 0,34	---	---	---	3,34 +/- 0,46	3,34 +/- 0,46	

ABREVIATION :
T.C. : Taux Garantie

18

ANNEXE 5

