

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE AKLI MOHAND OULHADJ – BOUIRA -
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE ET DES SCIENCES DE LA TERRE
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE



Réf :/UAMOB/F.SNV.ST/DEP.BIO/2017

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

Domaine : SNV Filière : Sciences Biologiques
Spécialité : Eau, santé et environnement

Présenté par :

BOUDINA Djamila & BELHADJAR Nadia

Thème

***Etude de la microflore intestinale de poulet de chair dans la
région de Bouira***

Soutenu le : 03/ 07 / 2017

Devant le jury composé de :

<i>Nom et Prénom</i>	<i>Grade</i>		
<i>Mr REMINI HOUCINE</i>	<i>MCB</i>	<i>Univ. de Bouira</i>	<i>Président</i>
<i>Mme BENBARA TASSADIT</i>	<i>MAA</i>	<i>Univ. de Bouira</i>	<i>Promotrice</i>
<i>Mm MEDBOUA CHAFIAA</i>	<i>MAA</i>	<i>Univ. de Bouira</i>	<i>Examinatrice</i>

Année Universitaire : 2016/2017

Remerciements

*Avant tout, on remercie **Dieu** le tout puissant, de nous avoir donné le courage, la force, la santé et la persistance pour réaliser ce travail dans des meilleurs conditions.*

*On tient à remercier **très sincèrement** notre promotrice **Mme BENBARA**, pour l'honneur qu'elle nous a fait en dirigeant cette recherche, pour leur infinie gentillesse, leur disponibilité constante, et de mettre à notre disposition tous les moyens nécessaires pour la réussite de ce modeste travail.*

*On adresse notre reconnaissance à **Mr MAMERI Said**, **Mme MADBOUA** et **Mme LATEUR** pour leur soutien et leur gentillesse.*

*Aux membres du jury **Mr REMINI**, et **Mm MEDBOUA** pour l'intérêt qu'ils ont porté à notre recherche en acceptant d'examiner notre travail et de l'enrichir par leurs propositions.*

A tout ceux ou celles qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de travail. Si par mégarde, nous avons oublié quelqu'un, qu'il nous pardonne et qu'il soit remercié pour tous.

BELHADJAR Nadia

BOUDINA Djamilia

Dédicace

Je dédie ce modeste travail

*A la mémoire de mon défunt père décédé, un père, un ami,
un exemple pour moi qui m'a tout donné, soutenu jusqu'à la
fin de sa vie, repose en paix papa, que dieu t'accueille dans
son vaste paradis*

*A toi ma chère maman, les mots n'arrivent pas à exprimer
mon amour*

A mes chère frères et sœurs

A mes cousins et cousines

Ma binôme Nadia et sa famille

A tous mes amis(es)

A tous ceux qui m'ont aidé de près ou de loin

A Toute la promotion d'Eau, Santé et environnement

Djamila

Dédicace

Je dédie ce modeste travail à

*Mes chers parents pour leur patience, leurs amours,
leurs soutiens et leurs encouragements*

*Mes très chers frères : Hassan, Farid
et Adel*

*Mes très chères sœurs: nacira,
Yassemin*

Sans oublier ma grande mère

Ma binôme Djamila et sa famille

*Mes chères copines: farida, kahina, nabila,
Adidi*

Mes camarades de promotion

Toutes les personnes qui me connaissent

NADIA

Liste des abréviations

APEC : Avian Pathogenic *Escherichia coli*

BN : Bouillon Nutritif

cm : Centimètre

CMV : Complément Minéral Vitaminé

CNS : Système Nerveux Central

E: East

ELISA : Enzyme-linked Immunosorbent Assay

EMB : Eosine Bleu de Méthylène

FAO : Food and Agriculture Organization

g: gramme

GEN¹⁰: Getamicin¹⁰

MRS: de Man, Rogosa, Sharpe

h: heure

HB1: Hitchner B1

IBDV: Infectious Bursal Disease Virus

J: jour

K cal: kilocalorie

K g/hab/an: kilogramme/habitant/année

Log/ g : Logarithme / gramme

m: mètre

M/T : Million / tonne

MH : Muller Hinton

ml: Millilitre

N: North

NA³⁰: Nalidixin Acid³⁰

NDV: Newcastle Disease Virus

O.M.S : Organisation Mondiale de la Santé

OF⁵: Ofloxacin⁵

OGA: Oxytetracycline-Glucose-yeast extract Agar

PCR : Polymerase Chain Reaction

pH : potentiel d'Hydrogène.

RGA: Recensement Général de l'Agriculture

T° C : Température en degré Celsius

TE³⁰ : Tetracycline³⁰

TSA : Tryptone-Soja Agar

UE: Union Européenne

µl: Microlitre

USA: United State American

Watt/m²: Watt/mètre²

Liste des figures

Figure 01 : Principaux producteurs de viande de poulet dans le monde (2000-2005)	04
Figure 02 : Evolution de la production de viande de poulet en Algérie.....	06
Figure 03 : Possibilités de contrôle de la flore digestive et de ses effets.....	13
Figure 04 : Importance hiérarchique en pourcentage des maladies chez les poulets de chair	19
Figure 05 : La localisation géographique de poulailler A	21
Figure 06 : La localisation géographique de poulailler B et C	21
Figure 07 : La localisation géographique de poulailler D.....	21
Figure 08 : La localisation géographique de poulailler E et F.....	22
Figure 9 : Préparation des tubes contenant d'eau physiologie.....	25
Figure 10 : Ensemencement d' <i>E.coli</i> sur la gélose EMB à partir de BN.....	27
Figure 11 : Le teste d'antibiogramme de la souche <i>E.coli</i>	29
Figure 12 : Le teste d'hémolyse de la souche <i>E.coli</i>	31
Figure 13 : Vue interne des poulaillers F et A avec des poussins à l'âge à la phase de démarrage....	32
Figure 14 : Vue interne de poulailler G avec des poulets à l'âge 37jours.....	32
Figure 15 : Formation des colonies des bactéries lactiques sur la gélose de MRS.....	34
Figure 16 : Résultats de dénombrement des bactéries lactiques à la phase de démarrage.....	35
Figure 17 : Résultats de dénombrement des bactéries lactiques à la phase de croissance.....	36
Figure 18 : Formation des colonies de levure sur la gélose d'OGA.....	37
Figure 19 : Résultats de dénombrement des levures à la phase de démarrage.....	38
Figure 20 : Résultats de dénombrement des levures à la phase de croissance.....	39
Figure 21 : L'aspect des colonies d' <i>Enterococcus</i> sur gélose MRS.....	40
Figure 22 : L'aspect des colonies d' <i>E.coli</i> sur gélose EMB.....	42
Figure 23 : Zones d'inhibition obtenues dans le test d'antibiogramme.....	47

Liste des figures en annexe

Figure 01 : La préparation des milieux de culture

Figure 02: Les milieux de culture utilisée

Figure 03 : Le matériel utilisé dans le prélèvement (Pots de crachats, glacière, pinces et sachets réfrigérants)

Figure 04 : La structure de poulailler A

Figure 05 : La structure de poulailler E

Figure 06 : La structure de poulailler F

Figure 07: La structure poulailler G

Liste des tableaux

Tableau I : évaluation de la production des principaux producteurs mondiaux de viande de poulet.....	03
Tableau II : Normes de température recommandées en démarrage localisé et d'ambiance et évolution du plumage.....	09
Normes des équipements.....	09
Tableau IV: Nombre de bactéries viables (log10 / g de contenu) des groupes majoritaires dans le tube digestif du poulet.....	12
Tableau V : Symptômes et lésions des coccidioses chez les volailles.....	19
Tableau VI : Méthode de Johnson et Reid.....	20
Tableau VII : Les sites de prélèvement.....	25
Tableau VIII : Le Plan des prélèvements.....	29
Tableau IX : La liste des antibiotiques utilisés pour le teste antibiogramme	35
Tableau X : Résultats de dénombrement des bactéries lactiques (log10 UFC/g).....	38
Tableau XI : Résultats de dénombrement des bactéries lactiques (log10 UFC/g).....	39
Tableau XII : La moyenne des résultats de dénombrement des levures (log10 UFC/g).....	40
Tableau XIII : Résultats de dénombrement des levures (log10 UFC/g)	41
Tableau XIV : Les Résultats de la recherche des entérocoques à l'âge de démarrage.....	42
Tableau XV : Les Résultats de la recherche des entérocoques à l'âge de croissance.....	42
Tableau XVI : Les Résultats de la recherche des <i>E. coli</i> à l'âge de démarrage.....	44
Tableau XVII : Les Résultats de la recherche des <i>E. coli</i> à l'âge de croissance.....	44
Tableau XVIII : Les Résultats de teste d'antibiogramme pour les souches <i>d'E coli</i>	46
Tableau XIX : Les résultats de la recherche des salmonelles à l'âge de démarrage.....	47
Tableau XX : Les résultats de la recherche des salmonelles à l'âge de croissance.....	47

Listes des tableaux dans l'annexe

Tableau I : résultats de dénombrement des bactéries lactiques à la phase de démarrage (log10/g)
Tableau II : résultats de dénombrement des bactéries lactiques à la phase de démarrage (log10/g)
Tableau III : résultats de dénombrement des levures à la phase de démarrage (log10/g)

Tableau IV : résultats de dénombrement des levures à la phase de démarrage (log₁₀/g

Tableau V : diamètre de zone d'inhibition de l'antibiogramme(en mm)

Table des matières

Liste des abréviations	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
Introduction	1
Première partie : synthèse bibliographique	
Chapitre I : Elevage de poulet de chair	
1. Généralités.....	3
2. La consommation et la production de viande de volailles en Algérie et dans le Monde	3
2.1. La production mondiale de poule de chair	3
2.2. La consommation de viande de poulet en Algérie	4
2.3. Situation de la production de poulet de chair.....	4
3. Le cycle de production de poulet de chair.....	6
4. La maîtrise des conditions d’ambiance pour l’élevage du poulet	6
4.1. Qualité d’aliment.....	7
4.2. Qualité de la litière	7
4.3. Qualité d’eau	7
4.4. La lumière	8
4.5. Contrôle de l’environnement.....	8
4.6. Normes des équipements.....	9
4.7. Le vide sanitaire	9
4.8. Hygiène personnelle	10
5. Mesures d’hygiène dans les poulaillers.....	10
Chapitre II : La microflore intestinale de poulet	
1. Définition.....	11
2. Les principales bactéries du tube digestif.....	12
2.1. La flore dominante	12
2.2. La flore sous dominante.....	12
2.3. La flore résiduelle.....	12
3. Mode de colonisation.....	12

4. Possibilités de contrôle de la flore digestive et de ses effets	12
--	----

Chapitre III : Les maladies de poulet de chair

1. Les maladies bactériennes	14
1.1. Colibacillose	14
1.2. Salmonellose	15
2. Les maladies parasitaires.....	16
2.1. Coccidiose	16
3. Les maladies virales	17
3.1. Gumboro	17
3.2. Newcastle	18

Deuxième partie : partie pratique

Chapitre I : matériel et méthodes

1. Présentation des lieux d'étude.....	20
2. Enquête.....	22
3. Matériels et méthodes.....	23
3.1. Matériels.....	23
3.2. Méthodes	24
3.2.1. Prélèvements	24
3.2.2. Techniques de prélèvements	24
3.2.3. Transport des échantillons.....	24
3.2.4. Analyse microbiologie de la fiente de poulet au laboratoire	25
3.2.4.1. Préparation de la solution mère et les dilutions.....	25
3.2.4.2. Dénombrement des bactéries lactiques	25
3.2.4.3. Dénombrement des levures	26
3.2.4.4. Recherche des entérocoques.....	26
3.2.4.5. Recherche d' <i>E.coli</i>	26
3.2.4.6. Recherche de <i>Salmonella</i>	27
3.2.4.7. Tests d'identification.....	28
3.2.4.8. Tests de pathogénicité pour les souches d' <i>E coli</i>	29

Chapitre II : résultats et discussion

1. Résultats d'enquêtes	32
2. Les résultats de dénombrements des bactéries lactiques.....	34
2.1. A la phase de démarrage	35

2.2. A la phase de croissance.....	35
3. Les résultats de dénombrements des levures	37
3.1. A la phase de démarrage	38
3.2. A la phase de croissance.....	39
4. Les résultats de la recherche de certains germes	39
4.1. Les résultats des entérocoques	39
4.1.1 A la phase de démarrage	40
4.1.2. A la phase de croissance.....	41
4.2. Les résultats d' <i>E. coli</i>	41
4.2.1. A la phase de démarrage	42
4.2.2. A la phase de croissance.....	43
4.3. Les résultats de <i>Salmonella</i>	44
4.3.1. À la phase de démarrage	44
4.3.1. À la phase de croissance.....	44
5. Les résultats des tests de pathogénicité pour les souches d' <i>E.coli</i>	45
5.1. Test d'antibiogramme	45
5.2. Test d'hémolyse	47
Conclusion.....	48

Références bibliographiques

Annexe

Résumé

Introduction

La sécurité alimentaire est devenue un enjeu majeur pour les pouvoirs publics, les consommateurs et les professionnels de produits destinés à la consommation humaine (1), car les maladies d'origine alimentaire sont une cause importante de morbidité et de mortalité à travers le monde. En effet, l'organisation mondiale de la santé (O.M.S.) estime que 2 millions de personnes meurent chaque année de diarrhées infectieuses (2).

En Algérie, la filière avicole a connu depuis 1980 un développement notable, soutenu par une politique incitative (3). Cependant, l'intensification de la filière avicole n'évolue pas sans problèmes (4); les pratiques d'élevage accusent un retard technologique considérable par rapport aux pays industrialisés, ceci retentit non seulement sur la productivité des ateliers avicoles, mais surtout sur la santé publique. En effet, la problématique de la filière avicole sur le plan sanitaire reste toujours tributaire des conditions d'élevage en général, et plus particulièrement de l'hygiène des bâtiments (3).

Sur le terrain les éleveurs, dans toutes les catégories de la filière aviaire (chair, ponte, reproduction) sont fréquemment confrontés à des affections bactériennes, touchant l'intégrité de leur cheptels, en raison de taux de mortalité ou de morbidité entraînés par ces pathologies. Très souvent, il s'agit simplement des bactéries habituelles du tube digestif (5). C'est la microflore intestinale : Au sens large comprend les organismes unicellulaires c'est-à-dire des bactéries, des champignons et des protozoaires, Principalement, c'est les espèces appartenant à la famille des *Entérobactériaceae*, qualifiées de marqueurs d'un déséquilibre intestinal qui dans des conditions de stress, mauvaise hygiène, prolifèrent, deviennent virulentes et finissent par déstabiliser l'écosystème digestif (5). Néanmoins, l'utilisation des antibiotiques afin d'éviter les maladies et d'améliorer la production à des doses thérapeutiques ou sous-thérapeutiques est sans doute responsable de l'augmentation de la résistance aux antibiotiques observés au sein de la filière avicole. En outre, ces antibiotiques perturbent aussi l'équilibre de la microflore intestinale et les performances de l'animal peuvent alors ne pas correspondre aux attentes du producteur (7).

La présente étude a été effectuée au niveau du laboratoire microbiologie de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et Sciences de la Terre, de début de mois d'avril jusqu'au mois de juin 2017, a pour objectif d'évaluer et de mettre en évidence le degré d'équilibre de la flore intestinale des poulets de chair d'apparence clinique saine et le niveau de maîtrise des conditions d'élevage, afin d'estimer les dangers pour la santé publique, en rapport avec la consommation de la viande de poulet de chair.

Introduction

Les échantillons de fiente ont été collectées d'après élevages privés non agréés par l'état situés aux subdivisions Bouira , Haizer, et El Asnam de la wilaya de bouira, touchant deux phases de cycle de vie des poulets (la phase de démarrage et de croissance). Précédé par une enquête afin de pouvoir suivre les mesures d'ambiance, la qualité des équipements, la consommation d'aliment et d'eau, les vaccinations, le respect des règles sanitairesetc.

Cependant la maîtrise du risque sanitaire touchant la santé humaine et animale reste un problème posé même dans les pays modernes. Donc, dans notre région le risque est de quelle taille. !

1. Généralités

Le poulet de chair est le principal type de volaille consommé dans de nombreux pays du monde, y inclut l'Algérie. Ils représentent une source précieuse de protéines animales d'une grande valeur biologique (8). Parallèlement, l'aviculture représente, un moyen d'accroissement rapide de la production de viande pour satisfaire les besoins en protéines des populations ; ceci est dû à son caractère industriel et à ses particularités technico-économiques comme le cycle de productions très courtes (9), Cependant, l'aviculture tant traditionnelle que moderne rencontre des contraintes. Ainsi, les contraintes majeures de l'aviculture traditionnelle concernent la précarité des conditions d'habitat et d'hygiène, l'absence de prophylaxie, l'insuffisance de l'alimentation tant en quantité qu'en qualité, la faiblesse de la formation, et de la sensibilisation des producteurs (9).

2. La consommation et la production de viande de volailles en Algérie et dans le monde

2.1. La production mondiale de poule de chair

La production mondiale de poulets et volailles est restée en croissance sur les dernières années malgré un petit ralentissement lié à l'épizootie d'influenza aviaire. Les Etats-Unis, la chine et le Brésil occupent les premières places dans les pays les plus producteurs de la viande de volaille (Tableau I). De 2000 à 2007, la production mondiale de poulets et volailles a cru au rythme de 2,7 % par an en moyenne (10).

Tableau I: Evaluation de la production des principaux producteurs mondiaux de viande de poulet M/T (10) .

	2000	2001	2002	2003	2004	2005	Evolution annuelle%	Moyenne annuelle
USA	13,94	14,27	14,70	14,92	15,51	16,03	+3	14,90
Chine	9.03	9.07	9.28	9.66	9.90	10.15	+2.48	9.52
UE	6.68	6.91	6.96	6.67	8.5	8.68	+6.00	7.40
Brésil	5.98	6.21	7.05	7.76	8.67	8.67	+9.00	7.39
Mexique	1.83	1.93	2.08	2.12	2.22	2.22	+4.26	2.07
Monde	59.05	61.62	64.38	65.99	68.44	70.07	+3.71	64.92

La production de viande de poulet dans le monde durant la période 2000 à 2005 est détenue à près de 64% par cinq pays seulement. Il s'agit des Etats-Unis (14.90 millions de tonnes /an), de la chaine (9.39millions tonnes /an), de l'UE (7.40 millions tonnes/an), du Brésil

(7.39 millions de tonnes/an) et dans une moindre mesure le Mexique (2.07 millions de tonnes /an). La hausse la plus importante a été enregistrée par le Brésil soit 9% par an (11).

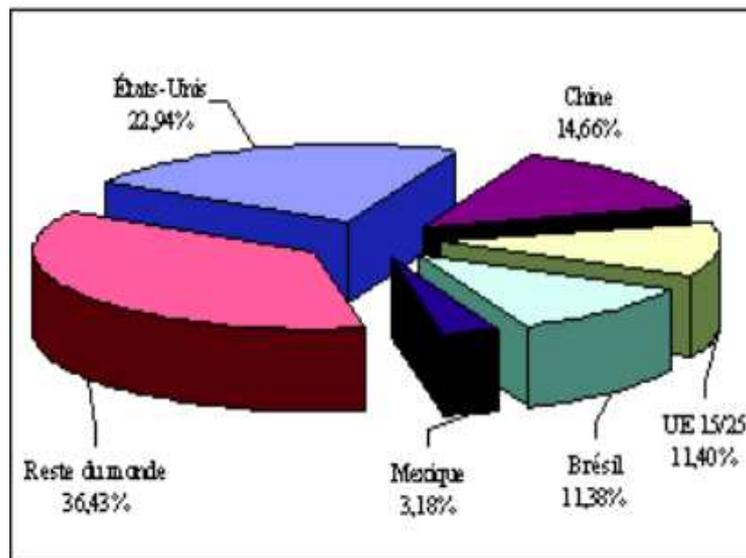


Figure 01: Principaux producteurs de viande de poulet dans le monde (2000-2005) (10).

2.2. La consommation de viande de poulet en Algérie

Au début des années 1970, les planificateurs algériens, devant le déficit important en protéines animales dans la ration alimentaire, ont décidé de miser sur l'aviculture intensive pour le combler, compte tenu du fait que celle-ci échappe aux contraintes climatiques et du fait de la rotation rapide de son cycle de production. Le développement de la filière avicole en Algérie a permis une augmentation sensible d'une production avicole en deuxième position après le Maroc de la consommation de viande de poulet de chair. Cette dernière, est passée de 0,82 kg/hab./an en 1972 à 9,18 kg/hab/an en 1986 puis à 9,70 kg/hab/an (11).

Comparativement à d'autres pays, l'Algérie reste, en matière de consommation, loin derrière les USA, le Brésil, et l'UE qui ont enregistré en 2003 respectivement 51,8 kg/hab/an, 34,20 kg/hab/an et 22,9 kg/hab/an (12).

2.3. Situation de la production de poulet de chair en Algérie

En 2007, la filière avicole algérienne réalise un chiffre d'affaires de 100 milliards de Dinars (1,400 milliards de dollars) et une valeur ajoutée brute de 300 millions de dollars, ce qui représente une partie importante de la richesse agricole nationale, assurant en retour des revenus à de larges couches de la population et permettant de limiter les importations de produits avicoles, même si la filière reste très dépendante des importations de facteurs de production selon les professionnels de la filière (13).

L'aviculture algérienne produit entre 330 et 342 millions de tonnes de viande blanche (soit environ 240 millions de poulets par an), emploie environ 500 000 personnes et fait vivre environ 2 millions de personnes. Cependant elle importe 80% (des 2.5 millions tonnes) d'aliment (maïs ; tourteaux de soja et CMV), 3 millions de poussins reproducteurs, des produits vétérinaires et des équipements **(14)**.

D'après les résultats du recensement général de l'agriculture réalisé en 2001, indiquent la présence de 12809 élevages de poulet de chair avec une moyenne de 3063 sujets par éleveur. Ils montrent une relative concentration des élevages dans l'espace puisque 58% des élevages et 68% du nombre total de sujets se trouvent dans 13 wilayas seulement (sur 48) dont 5 situées à l'Est du pays (Sétif, Bordj Bou Arréridj, Oum el Bouagui, Mila, Batna), 6 dans la région centre (Béjaïa, Tizi-Ouzou, Bouira, Boumerdés, Alger, Blida) et 2 à l'Ouest (Oran, Tlemcen). La wilaya de Tizi-Ouzou dispose du plus grand nombre d'élevages de poulets de chair à l'échelle nationale avec 1229 unités, vient en deuxième position, la wilaya de Sétif avec 1142 unités. En termes de structure juridique, le secteur privé domine désormais dans l'élevage du poulet de chair avec une capacité de production de 230000 tonnes par an contre 13000 tonnes dans le secteur public **(11)**.

Cette situation résulte de la politique de développement lancée par l'état depuis deux décennies et visant l'autosuffisance alimentaire en protéine animale. Le modèle d'élevage adopté par notre pays est un modèle d'élevage intensif, basé sur la technologie moderne et une organisation de la production. Cependant la dépendance de notre aviculture du marché extérieur de l'aliment, du médicament et de l'équipement demeure le principal handicap au développement de l'aviculture algérienne, ajouté à cela l'augmentation des charges, le désengagement de l'état et les fluctuations de la commercialisation. Ceci a poussé bon nombre d'éleveurs à changer de profil, ce qui laisse le secteur avicole actuellement en crise **(3)**.

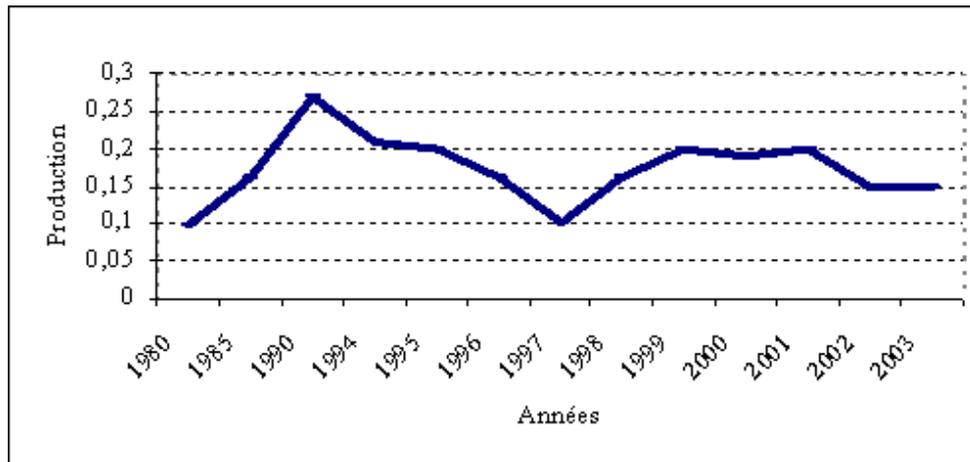


Figure 02 : Evolution de la production de viande de poulet en Algérie (millions de tonnes) (11) .

3. Le cycle de production de poulet de chair

Le cycle de production est schématiquement divisé en trois phases :

3.1. Le démarrage: qui dure environ 20 jours. L'aliment doit contenir une teneur en protéine brute entre 21 et 23% (15), période cruciale, notamment pour le développement du squelette (16).

3.2. La croissance: phase de dépôt des muscles pendant laquelle les oiseaux ont accès au parcours (16); elle peut durer jusqu'à 45 jours (15) .

3.3. La finition: où les volailles vont être un peu rationnées (phase d'entretien suivi jusqu'à 54 jours, date d'abattage ou de retrait). C'est à cette période que le gras intramusculaire, qui donnera la flaveur à la viande, se forme (16).

4. La maîtrise des conditions d'ambiance pour l'élevage du poulet

Il est bien admis qu'aujourd'hui le hasard n'existe pas en production avicole et que la réussite d'un élevage dépend beaucoup des capacités de l'éleveur à maintenir à son meilleur niveau le confort physiologique des oiseaux via la maîtrise des conditions d'ambiance en l'occurrence la température ambiante, la ventilation, l'hygrométrie, les gaz toxiques, la qualité de la litière, la charge microbienne et les poussières. Ces paramètres sont autant de facteurs qui appréhendent l'environnement bioclimatique des oiseaux et s'ils ne sont pas contrôlés convenablement et gérés de façon rationnelle, ils contribueront à l'inconfort physiologique des volailles et par conséquent agiront négativement sur l'économie de l'aviculteur ainsi que la santé des consommateurs (17).

4.1. Qualité d'aliment

Il existe une large relation entre la qualité des aliments des volailles et leur statut sanitaire. L'aliment peut par son déséquilibre, sa composition ou sa contamination induire des pathologies et agir sur l'état et la qualité sanitaire des produits animaux. Des sources de contamination peuvent être identifiées à plusieurs niveaux :

- La contamination des matières premières (Lors du stockage : les animaux sauvages, en particulier les oiseaux, les poussières et l'humidité.
- Des contaminations lors de la fabrication des aliments.
- Le transport.

4.2. Qualité de la litière

Elle constitue un foyer favorable pour le développement d'un grand nombre de contaminants (virus, bactéries, champignons et autres parasites) surtout lorsqu'elle est de mauvaise qualité. Lorsqu'elle est sèche, elle devient poussiéreuse, par contre son humidification excessive la rend favorable au développement de micro-organismes et d'insectes. Elle sert de réservoir et vecteur pour un grand nombre d'agents pathogènes dont l'origine peut être : le sol, la litière elle-même, les germes portés par les poussins, l'eau de boisson, le bâtiment mal décontaminé, l'aliment, l'homme, les insectes, les rongeurs...etc (18) .

4.3. Qualité d'eau

L'eau est une ressource naturelle précieuse et essentielle pour de multiples usages. Sa qualité est un facteur influençant l'état de santé et la mortalité à la fois chez l'homme et les animaux (19) ,elle est utilisée à plusieurs fins en aviculture : Abreuvement ; Vecteur thérapeutique (Médicaments et vaccins) ; Véhicule des désinfectants (20).

Une eau de mauvaise qualité peut non seulement causer de nombreux échecs thérapeutiques, mais aussi, être un facteur prédisposant de tout un éventail de pathologies de diverse étiologie (chimique, bactérienne, virale et parasitaire). Ainsi que la réussite d'un élevage avicole dépend en grande partie de la qualité de l'eau de boisson distribuée aux volailles. Dans les conditions d'élevage bien maîtrisées les effets néfastes d'une eau de mauvaise qualité peuvent passer inaperçus, mais dans les conditions peu maîtrisées, ses effets sont des plus sentis; d'abord sur la santé et la production et ensuite sur l'efficacité de l'antibiothérapie en particulier par l'effet des eaux dures (21).

4.4. La lumière

La lumière a pour rôle de stimuler les jeunes poulets à bien boire, bien manger, bien se chauffer et bien se répartir, donc à réussir un bon démarrage. Les normes d'intensité lumineuse sont : de 1 à 15 jours est 3 à 5 Watt / m² pendant 24 heures, de 3 à 4 semaines: est 1 à 2 Watt/m² allant de 10 à 14 heures, de 5 semaines et plus est 0.3 Watt / m² pendant 24 heures (22).

4.5. Contrôle de l'environnement

Les niveaux optimums de température et de l'humidité sont essentiels pour la santé et le développement de l'appétit. L'humidité optimale pour l'élevage du poulet se situe entre 40 et 75%. Cependant, la température et l'humidité relative doivent se contrôler fréquemment, au moins 2 fois par jour durant les 5 premiers jours et quotidiennement à l'avenir. Les médiateurs de température et d'humidité et les sondes des systèmes automatiques doivent se mettre au niveau du poussin (17).

Tableau II: Normes de température recommandées en démarrage localisé et d'ambiance et évolution du plumage (17).

Age (jour)	Démarrage localisé		Démarrage en ambiance	Evolution du plumage
	Température sous l'éleveuse(C°)	Température au bord de l'aire de vie(C°)	Température Ambiante(C°)	
0à3	38	28	31à33	Duvet
4à7	35	28	32à31	Duvet ailes
8à14	32	28à27	31à29	Ailes+dos
15à21	29	27à26	29à27	Ailes+dos+bréchet
22à28	--	26à23	27à23	Fin de l'emplument
29à35	--	23à20	23à20	--
+36	--	20à18	20à18	--

4.6. Normes des équipements

Tableau III : Normes des équipements (17) .

Nature de l'équipement	Type	Capacité	Norme
Abreuvoirs	Siphonide	2litres, 3litres	1 / 100 sujets
	Pipette	--	1 / 12 poussins 1 / 8 sujets adultes
	Linéaire	1m, 2m (double face)	2,5cm / sujet
Mangeoires	Trémie	25-30Kg 1 / 30 sujets	1/60-70 sujets
	Linéaire	1m-2m (double face)	4cm / sujet
	Chaîne	--	15 m/1000 sujets 25 m/1000 sujets
Eleveuse	Radiant	2200 à 2600 Kcal	1 / 600 sujets
	Cloche	1400 Kcal	
Lumière	Incandescence		5 Watts /m à 1,5m
	Néon		1 Watt / m à 2-2,2m

4.7. Le vide sanitaire

Les opérations de nettoyage et de désinfection doivent suivre un protocole complet, comportant des étapes fondamentales et précises (2):

4.7.1. Pré-nettoyage : Qui consiste à des opérations de rangement, de balayage, de raclage et de dépoussiérage (2).

4.7.2. Nettoyage : Généralement à l'eau chaude additionné d'un détergent et aboutit à la propreté visuelle.

4.7.3. Désinfection: En utilisant des désinfectants efficaces en agro-alimentaire tels les alcalins chlorés, les peroxydes acides, les produits iodés, les biguanidines et à un moindre degré les ammoniums quaternaires, qui doivent être employés conformément aux

spécifications des fabricants en matière de dose, de température, de temps de contact et de nettoyage préalable (23).

4.8. Hygiène personnelle

Les mains du personnel doivent être nettoyées avant la prise du travail, après les pauses, après manipulation d'aliments ou objets souillés, toutes les 45 minutes à 1 heure au cours du travail et surtout après usage des toilettes. Le nettoyage des mains consiste en un savonnage soigneux des mains et des avant bras pendant 30 secondes, suivi d'un rinçage et d'un séchage au moyen d'essuie mains à usage unique. Les produits irritants, les essuies mains à air chaud, les savonnettes, l'eau trop chaude ou trop froide et les robinets à commande manuelle sont proscrits (2).

5. Mesures d'hygiène dans les poulaillers

Assurez-vous que les poulaillers restent secs et propres ; nettoyez aussi les alentours car les ordures attirent les rats et les oiseaux sauvages et donc les germes dont ils sont porteurs. Nettoyez régulièrement les abreuvoirs et les mangeoires. Veillez à ce que les abreuvoirs ne débordent pas ; placez ceux qui sont trop remplis sur des lattes ou des briques. Ne donnez pas aux poules de l'eau venant d'une mer, pour éviter qu'une maladie se transmettant par l'eau se déclare, le choléra aviaire par exemple. Veillez à ce que les volailles n'entrent pas en contact avec leurs excréments. Renouvelez régulièrement la litière et ne stockez jamais de la litière sale près des poulaillers. Tenez compte de la direction du vent. Limitez la densité de population : les animaux infectés excrètent de nombreux microbes et la maladie risque de se propager rapidement (8).

1. Définition

La flore digestive au sens large comprend les organismes unicellulaires situés dans le tractus digestif, c'est-à-dire les bactéries, les champignons et les protozoaires (24).

Cependant, le tube digestif des volailles bénéficie de la présence d'une large population de bactéries et champignons. Chez le poulet, plus de 200 types métaboliques ont été classés dans 29 genres bactériens différents, sachant que seulement 25% des souches seraient identifiées. Ainsi, le nombre total de cellules bactériennes est plus important que le nombre de cellules eucaryotes constituant l'organisme de l'hôte (5).

Tableau IV : Nombre de bactéries viables (log₁₀ / g de contenu) des groupes majoritaires dans le tube digestif du poulet (5)

Log 10	Jabot	Gésier	Duodénum	Iléon	Caeca
<i>Lactobacilles</i>	8,7	7,3	8,0	8,6	8,7
<i>Entérocoques</i>	4,0	3,7	4,0	4,2	6,7
<i>Coliformes</i>	1,7	-	2,0	2,7	5,6
<i>Levures</i>	2,7	-	1,7	-	2,0
<i>Clostridies</i>	-	-	(-)	(-)	9,0
Anaérobies obligatoires non sporulant	-	-	-	-	10,0
<i>Streptocoque anaérobies</i>	-	-	-	-	10,0
Anaérobies obligatoires non sporulant	-	-	-	-	10,0

- : log < 1 ; (-) : pas toujours présent

2. Les principales bactéries du tube digestif

2.1. La flore dominante

C'est la microflore résidente, autochtone ou indigène. Représente 90% de la flore totale, composée principalement de *Bifidobacterium*, *Lactobacillus* et *bactéroides* (5).

2.2. La flore sous dominante

Représente (1%) de la flore totale, comprend les *Echérichia coli*, les *Enterococcus* et les *streptococcus*. C'est la flore surajoutée, acquise par l'alimentation, l'environnement, le mode de vie ; c'est la microflore intermédiaire, de protection et de tolérance. Elle change avec le changement de son environnement (alimentation) et en renouvellement permanent, car elle est plus ou moins fixée sur les villosités intestinales et desquame avec les cellules épithéliales (25).

2.3. La flore résiduelle

Inférieure à 0,01%, comportant des *Protéus*, des *Clostridium*, des *Staphylococcus*, des *pseudomonas*, des *levures* appartenant à l'espèce *Candida*, des champignons ainsi que des bactéries à pouvoir pathogène potentiel (25).

La composition de la flore intestinale résidente peut être modifiée par l'ingestion de microorganismes qui transitent dans le tractus digestif, sans trouver de niche écologique pour se développer (5).

3. Mode de colonisation

La colonisation du tube digestif débute dans le caecum, d'où les *Enterococcus* et les entérobactéries vont envahir la totalité du tractus digestif vingt-quatre heures après la naissance, trois jours après leur nombre diminue (sauf dans le caecum) au profit des *Lactobacillus* qui deviennent largement majoritaires.) L'installation de la flore normale dans le tractus digestif demande seulement deux semaines, alors qu'au niveau du caecum, elle demande plus de temps. Dans des publications des auteurs rapportent qu'il faut quatre à six semaines pour que la flore des caeca se stabilise (5).

5. Possibilités de contrôle de la flore digestive et de ses effets

La flore intestinale a des effets sur l'animal à de nombreux niveaux. Elle peut avoir aussi bien des effets négatifs que positifs selon sa composition qui varie en fonction de nombreux paramètres. Il s'agit donc d'un équilibre complexe et difficile à maîtriser (6).

Dans le premier cas, on peut limiter le développement de la microflore néfaste en gérant au mieux l'aménagement des bâtiments et en pratiquant le vide. Au niveau nutritionnel, de

nombreuses alternatives ont été proposées (composition de l'aliment, traitements technologiques). En ce qui concerne les traitements technologiques, on peut d'une part stériliser les aliments en vue de limiter l'apport de flores exogènes, d'autre part utiliser un traitement technologique approprié pour augmenter la digestibilité de l'aliment. Ce dernier objectif peut aussi être atteint en équilibrant au mieux les formules alimentaires avec des acides aminés de synthèse pour correspondre le plus possible aux besoins de l'animal, ou en ajoutant des enzymes. Celles-ci peuvent hydrolyser les composants alimentaires pour les rendre plus facilement disponibles pour l'hôte, ou hydrolyser les composants peu digestibles utilisés comme substrats par les micro-organismes (6).

La microflore ou son action peuvent être contrôlées. Il serait par exemple possible d'utiliser des acides organiques qui auraient un effet toxique sur les bactéries ou bloquer l'activité d'enzymes microbiennes néfastes à l'hôte avec des inhibiteurs comme dans le cas des enzymes hydrolysant les acides biliaires(6).

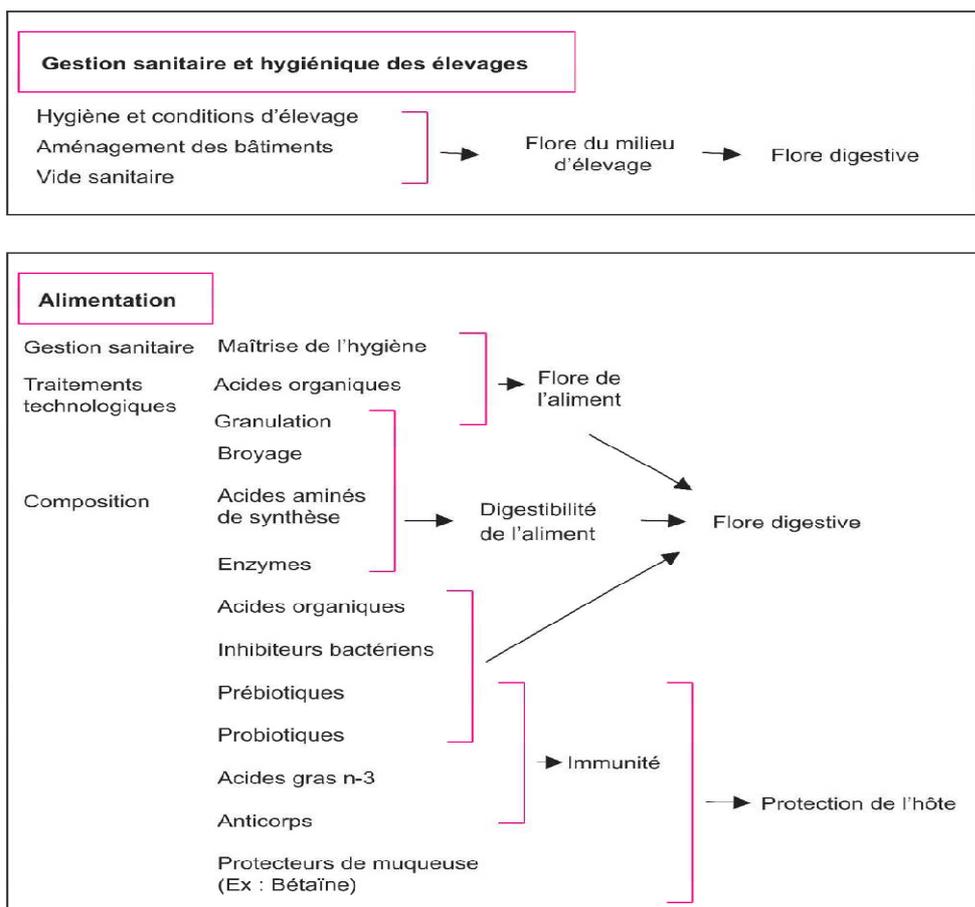


Figure 04 : Possibilités de contrôle de la flore digestive et de ses effets(6).

Le poulet de chair est susceptible à différents agents pathogènes et à diverses maladies qui constituent l'une des principales contraintes qui entrave le développement de la production avicole et cause plusieurs type de maladies selon l'agent responsable : maladies d'origine bactérienne, parasitaire et virale (25).

1. Les maladies bactériennes

Sont souvent liées à l'accumulation des défaillances dans l'environnement du poulailler tel que la présence d'humidité, une mauvaise désinfection, ou une mauvaise ventilation (26).

1.1. Colibacillose

1.1.1. Définition

Colibacillose aviaire est l'infection bactérienne la plus fréquente chez les volailles (27) cette pathologie est due à des certaine souches d'*Escherichia coli*, appelées "Avian Pathogenic *E. coli*" ou APEC et appartiennent à des sérogroupes particuliers dont les plus répandus sont O₁, O₂, O₇₈. (28), Les symptômes observer chez les sujets infectés sont représentés par : une diarrhée banale, la râle, la toux du jetage, une chute de ponte chez lez pondeuse et une baisse de fertilité. Les lésions sont représentées par un nodule en choux fleur sur intestin grêle coecum, et sur le foie, inflammation des sacs aériens, du péricarde et du foie, inflammation des trompes de l'utérus, du péritoine et ponte intra abdominale (29). ces bactéries sont très facilement véhiculées par la poussière qui constitue une source importante de contamination en élevage, ainsi elles peuvent retrouver dans les aliments, l'eau de boisson contaminée et les litières souillée (26).

1.1.2. Traitement

A l'heure actuelle, celui-ci repose encore essentiellement sur l'antibiothérapie. Les antibiotiques les plus utilisés sont les sulfamidés, les bétalactamines, et les quinolones. Toutefois, il y'aura pas toujours des résultats positif à cause de l'apparition des souches résistants dans chaque traitement. Des traitements alternatifs aux antibiotiques existent, comme l'acide ascorbique qui contribue à intensifier l'activité des phagocytes (30). Ainsi l'ajoute des acides aminés (lysine, méthionine, cystine, thréonine), des minéraux (calcium, phosphore assimilable, sodium chlore), d'oligo-éléments (zinc, cuivre, fer, sélénium) et des vitamines (A, D3, E, thiamine B1, B6, B12) dans l'aliment ou dans l'eau de boisson constitue une méthode du déparasiter des volailles surtout juste après le traitement anti-infectieux car elle diminue le stress et faciliter la résorption (26).

A cause de l'indisponibilité des vaccins efficaces contre cette maladie, le respect des règles d'hygiène, restent un moyen important de lutte qui est fondée sur la maîtrise des facteurs de risque : alimentaire, conditions environnementales, et la qualité de l'eau (26).

1.2. La salmonellose

1.2.1. Définition

La salmonellose ou paratyphose anciennement appelé paratyphoïd salmonella, est définie comme une maladie causée par des bactéries du genre :

- *S. gallinarum* est responsable de la typhose chez les poulets adultes;
- *S. pullorum* qu'est responsable de la pullorose chez les poussines;
- D'autres sérovars infectent les poussines tel que *S. typhimurium*.

Les signes cliniques ne sont pas généralement observés et ne sont pas spécifiques, alors qu'elles peuvent être apparentes chez les poulets jeunes et les poussins, dont elle se manifeste sous plusieurs formes tel que, dépression, croissance ralentit, faiblesse et diarrhée blanche, anorexie, cachexie (31-33).

La mortalité se produit généralement durant les premières semaines de la vie, et une septicémie rapide peut aussi se développer, causant un taux de mortalité élevé. Les volailles se contaminent soit à partir des ovaires, qui conduit à la production d'œufs contaminés, ou par des vecteurs inanimés (tout objet contaminé en contact avec les volailles) ou par des vecteurs animés comme les insectes et les rongeurs (31).

1.2.2. Traitement

Le traitement utilisé est les antibiotiques (quinolone, doxycycline) pendant trois semaines mais restant insuffisant car elles réduisent le portage de la maladie, et ne le suppriment pas (26). La prophylaxie constitue la méthode la plus importante pour éviter le risque d'infection à cause d'absence de vaccinations. Donc il est nécessaire d'avoir la maîtrise sanitaire des élevages, tenant compte des multiples sources d'infection : eau, visiteurs, rongeurs, insectes, etc. En cas de foyer, l'élimination de la totalité du troupeau infecté et la destruction des œufs. Ajoutant une désinfection des locaux est nécessaire ainsi que l'élimination de matériel contaminés et un vide sanitaire est souvent le seul moyen qui permette d'éliminer l'infection (34).

En ce qui concerne les précautions à prendre avec l'aliment, c'est l'acidification de celui-ci qui peut contribuer à rendre le PH du contenu intestinal peu propice au développement des salmonelles. L'ajout d'acide formique ou d'acide propionique dans un

aliment contaminé par des salmonelles diminue le taux d'infection des poulets. Un traitement thermique de l'aliment, est aussi une méthode permettant l'élimination des bactéries. Ce procédé étant trop onéreux pour les volailles de chair (33).

1. Les maladies parasitaires

1.1. La Coccidiose

2.1.1. Définition

Les coccidioses sont des maladies parasitaires, provoquées par des protozoaires appartenant au genre *Eimeria* (35), dont la pathologie est provoquée par leur présence et leur multiplication dans les cellules épithéliales de l'intestin (36).

Les poulets s'infestent par l'ingestion de parasites sous forme d'oocystes, sporulés, présents dans les fientes, la litière ou l'eau de boisson souillée. Elle se manifeste par des signes, des symptômes et des lésions sites dans le tableau suivant (37)

Tableau VI : Symptômes et lésions des coccidioses chez les volailles (29).

Agent	Symptômes	Lésions	Incidence pathologique
<i>Eimeria acervulina</i> A partir de 8 semaines	-Enterite chronique -Retard de croissance	-Traînées blanchâtre sur la paroi intestinale paissie.	Faible
<i>Eimeria necatrix</i> 0 à 4 mois	-Perte de poids Appétit conservé. -plumage ébouriffé. -Diarrhée non	-Intestin rouge vif paroi épaissie. -Exsudat rouge mucoïde	Forte
<i>Eimeria maxima</i> 2 à 6 mois	hémorragique sauf pour <i>E. necatrix</i> . -Cloaque souillé par	-Intestin dilaté rouge exsudat chréolat mucoïde.	Moyenne
<i>Eimeria brunetti</i> Tous les âges	la diarrhée.	-Contenu intestinal fibrino-hémorragique	Moyenne
<i>Eimeria tenella</i> 4 à 8 semaines et parfois 1 à 2 semaines	-Diarrhée hémorragique appétit diminué. -Amaigrissement. -Mortalité si absence de traitement.	-Apaînement hémorragique des coeca -Tâches blanchâtres sur la face externe.	Très forte à 90 %

La coccidiose est économiquement importante en raison d'une part, des pertes dues aux mortalités et aux baisses de performances qu'elle entraîne et, d'autre part, du coût de la médication.

2.1.2. Traitement

La lutte contre la coccidiose est basée sur la prévention médicamenteuse ou vaccinale et le traitement à la suite d'un diagnostic

➤ Des médicaments utilisés contre les coccidioses de poulets sont Les deux catégories suivantes:

Les anticoccidiens antibiotiques ionophores et les anticoccidiens synthétiques (37). En élevage de poulets de chair, cette méthode consiste à administrer, pendant toute la durée de l'élevage (38). Cependant les plus utilisés sont les sulfamides soit seuls, soit associés à d'autres médicaments tels que l'amprolium et les pyrimidines. Ils sont utilisés, de préférence, dans l'eau mais ils peuvent aussi être ajoutés dans l'aliment (39). La vaccination, elle n'est cependant pas encore bien répandue. Il existe différents types de vaccins :

-Des vaccins vivants virulents: contre les coccidioses du poulet et aussi du dindon.

-Des vaccins vivants atténués: Il s'agit de vaccins tels que *Paracox*®-8, *Paracox*®-5 et *Livacox*®. le *Paracox*®-5, récemment mis sur le marché, est réservé au poulet de chair. Ce dernier est plus facilement disponible et moins onéreux que le *Paracox*®-8, ainsi il représente un choix intéressante pour une production de poulet de chair sans anticoccidiens, sans changement d'aliment (période de retrait) et sans problèmes de résistance (24).

Comme les oocystes coccidiens sont présents et facilement disséminés partout et sporulent très facilement dans la litière des poulaillers. La pratique courante du renouvellement de la litière et de réalisation du nettoyage systématique des locaux d'élevage avant la réception d'une nouvelle bande, favorise une bonne aération, réduit la charge parasitaire coccidienne et minimise la dissémination des oocystes infectieux (36) .

3. Les maladies virales

Souvent, ce sont les pathologies les plus redoutables, car le traitement curatif est inexistant.

3.1. La maladie de Gomboro

3.1.1. Définition

La maladie de Gomboro ou la bursite infectieuse est une maladie hautement contagieuse (40), virulente, inoculable, due à un virus appartenant au genre *Birnavirus* dénommé IBDV (Infectious Bursal Disease Virus) (41), frappe sélectivement les cellules

produites par la bourse de fabricius et altère une partie du système immunitaire. Elle cause une mortalité généralement élevée chez les poussins réceptifs avec des retards de croissance et une hétérogénéité du lot (40). Elle se manifeste cliniquement par une léthargie, une diarrhée aqueuse blanchâtre et une perte d'appétit (42), des troubles digestifs, une immunodéficience, coloration bleu violet de la crête et des barbillons, photophobie. Les lésions sont la déshydratation (muscles, tissus sous cutanés), hémorragies (adultes), foyers de nécrose sur le foie. Le rein est hypertrophié, la bourse de Fabricius double de volume puis par la suite s'atrophie et se nécrose avec formation de pus, la transmission se fait par voie digestive (29).

3.1.2. Traitement

Aucun traitement spécifique de la maladie de Gumboro n'est officiellement reconnu, cependant la prophylaxie demeure la principale méthode de lutte contre la maladie quelque soit le respect des règles sanitaires d'élevage des poulets de chair, soit médicale tel que la vaccination qui permet de renforcer les défenses immunitaires de l'individu, ainsi elle protège l'organisme contre le virus, les vaccins utilisés sont:

- Les vaccins à virus inactivés: avec un adjuvant huileux, ces vaccins sont utilisés essentiellement dans le but de produire des taux d'anticorps élevés, uniformes et persistants (42). -vaccins à virus vivants : dans ce domaine les vaccins ont connu deux périodes. Une première période où on utilisait des vaccins à virus pleinement virulents et une seconde période où les vaccins furent atténués. Les vaccins à virus pleinement virulents sont préparés à partir de suspension de bourse de Fabricius de poulets infectés (41).

3.2. La maladie de Newcastle

3.2.1. Définition :

La maladie de Newcastle ou pseudo peste aviaire est une maladie virale des volailles(41), due à un paramyxovirus de type 1 (genre récemment décrit des *Avulavirus*) qui peut occasionner de lourdes pertes économiques. Elle se manifeste cliniquement par des signes neurotropes, pneumotropes ou viscérotropes. En général, ces trois formes sont associées, mais un type prédomine. Les lésions sont de type inflammatoire et hémorragique, la forme suraiguë entraîne une mortalité brutale en 1 à 2 jours sur plus de 90 % des effectifs (40).

La transmission de la maladie entre les volailles est par contacts directs, la nourriture et l'eau de boisson contaminées ainsi que toutes les parties de la carcasse des poulets infectés. Les particules virales peuvent être transportées par l'air sur de faibles distances donc le succès de

cette voie de transmission dépend de nombreux facteurs environnementaux comme la température, l'humidité et la densité du cheptel(43) .

Les mesures de prévention sont appliquées au niveau de l'élevage lorsqu'un foyer est déclaré, les moyens de lutte sont l'abattage et la destruction des cadavres, la désinfection des bâtiments et du matériel, destruction de la litière et interdiction de la zone contaminée (26).

Concernant la vaccination en général, il est effectué 2 à 3 avec des vaccins à agents modifiés qui sont des souches lentogènes de virus : par exemple les souches Lasota, HB1. Le respect du calendrier de vaccination, le choix des vaccins et de la voie d'administration, changent beaucoup d'un élevage à l'autre, en fonction de la compétence des éleveurs. C'est la raison pour laquelle la maladie de Newcastle fait encore autant de ravages (44).

La figure suivant représenté le classement progressif des maladies chez les poulets de chaires.

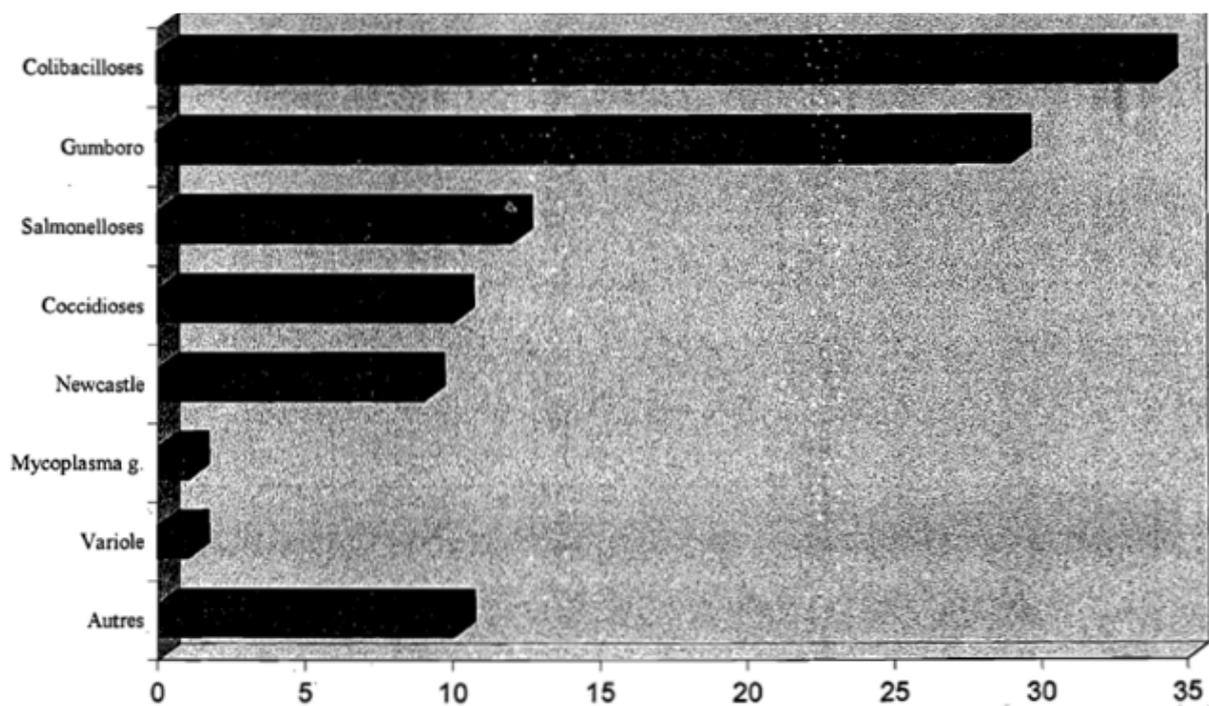


Figure 05 : Importance hiérarchique en pourcentage des maladies chez les poulets de chaire(45).

Ce travail a été réalisé au laboratoire de microbiologie de la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et Sciences de la terre, université d'Akli Mhend Oulhadj à Bouira. Notre étude a été menée au début de mois d'avril jusqu'au mois de juin 2017 afin d'évaluer la qualité d'élevage dans quelques régions de la Wilaya de Bouira, dans 7 poulaillers qui font l'élevage de poulet de chair.

1. Présentation des lieux d'études

L'échantillonnage a été réalisé à partir des poulaillers privés qui font l'élevage de poulet de chair localisés dans des régions de quelques subdivisions agricole de la wilaya de Bouira, qui est située au centre nord du pays à environ 114 km au sud-est de la capitale d'Algérie et au sud-ouest de la chaîne du Djurdjura dans l'Atlas tellien, à une altitude de 525m ,et s'étend sur une superficie de 4454 Km², représentant 0.19% du territoire national, elle se trouve dans la vallée du fleuve Sahel qui est dominée au nord par le piton montagneux Haizer, avec des coordonnées géographiques suivant : 36°22'N et 3°53'E. Elle est limitée géographiquement :

- Au Nord par Boumerdés et Tizi Ouzou.
- Au Sud et Sud-Ouest par M'Sila et Médéa.
- A l'Est et sud-est par Blida et Bordj Bou Arréridj.
- A l'Ouest par Blida et Médéa.

Les sites de prélèvement sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau VI : Les sites de prélèvement

Poulaillers	Les sites de prélèvement	Superficie
1 ^{er} prélèvement : Poulailler A	Aman grou- Ait lazziz-	40 ,02 km ²
2 ^{ème} prélèvement : Poulailler B	Issoula -Ahl el ksar	103 km ²
3 ^{ème} prélèvement : Poulailler C	Issoula -Ahl el ksar-	
4 ^{ème} prélèvement : Poulailler D	Hlassa- Oueled rached	150 km ²
5 ^{ème} prélèvement : Poulailler E	Chaabet brahim_Taghzout	45 km ²
6 ^{ème} prélèvement : Poulailler F	Chaabet brahim_Taghzout	
7 ^{ème} prélèvement : Poulailler G	Aman grou- ait laaziz	40 ,02 Km ²

Le choix des sites pour l'échantillonnage, qui sont représenté sur les figures suivantes, dépend de la disponibilité d'élevage de poulet de chair ainsi que leur catégorie d'âge.

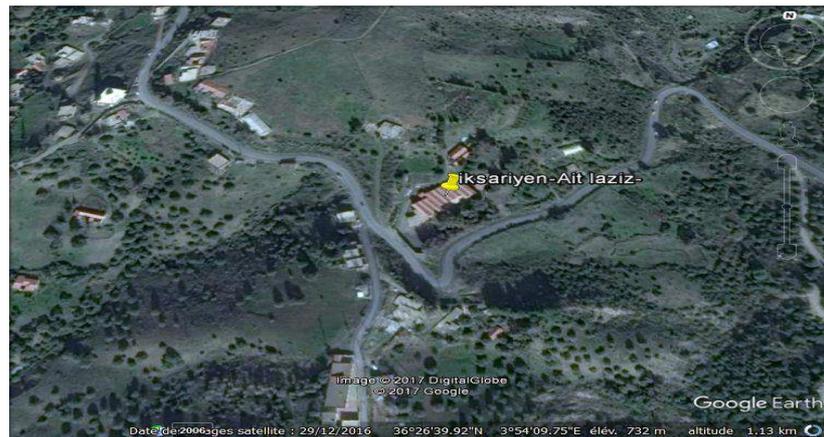


Figure 05: La localisation géographique de poulailler A.



Figure 06 : La localisation géographique de poulailler B et C.



Figure 07 : La localisation géographique de poulailler D.



Figure 08 : La localisation géographique de poulailler E et F.

2. Enquête

Un questionnaire, portant des questions sur plusieurs éléments d'élevage, a été réalisé. Ce questionnaire nous permettra de recueillir des informations sur les établissements concernés, pour connaître leurs infrastructures, leurs équipements, leur fonctionnement, personnel, le niveau d'hygiène, les moyens de nettoyage et de désinfection, l'environnement, les possibilités d'accès à d'autres animaux, l'origine de l'eau, l'origine des poussins et d'autres questions bien précises aux quelles le responsable de l'établissement devait répondre avec exactitude par des réponses claires tels que oui ou non, des chiffres ou autres réponses qui ne prêtent pas à confusion. Puis, les prélèvements sont toujours accompagnés par des fiches de suivi précisant les informations nécessaires à l'identification des conditions de prélèvement.

3. Matériels et méthodes

3.1. Matériels

Tableau VII : liste des matériels non biologique utilisés pendant la manipulation.

Matériels de prélèvements	Matériels de laboratoire	Milieu de culture	Produits chimiques
<ul style="list-style-type: none"> - pincés -glacière -Pots de crachats stériles en plastiques -sachets réfrigérants 	<ul style="list-style-type: none"> - Tubes à essai - une balance à haute précision, une balance ordinaire -Étuve, Autoclave -Bain marie -Réfrigérateur -Agitateur à plaque chauffante magnétique -Microscope optique - Agitateur vortex -Boîtes Petri stérile -Erlenmeyers de 1L -Eprouvettes de 1L, - spatule -Pipettes pasteurs -micropipettes -Eppendorfs -Ecouillons stériles -flambeur -Portoir pour tube à essais -Cônes de pipette stériles, des gants 	<ul style="list-style-type: none"> Gélose MRS, Bouillon MRS, Bouillon nutritif, gélose EMB, gélose Hectoén, bouillon Roth, bouillon EVA-Litsky, eau peptonée, sélénite-cystéine 	<ul style="list-style-type: none"> HCl, NaCl, violet de gentiane, lugol, Fushine, alcool.

3.2. Méthodes

3.2.1. Prélèvements

En total 70 échantillons de fientes fraîches ont été collecté, à raison de 10 échantillons par poulailler, à partir de 6 poulaillers différents, dont 2 prélèvements ont été effectués au niveau de même poulailler selon deux catégories d'âge le démarrage puis la croissance. 40 échantillons ont été prélevés au niveau des élevages lors de la phase croissance et 30 autres mener dans trois poulaillers différents lors de la phase de démarrage.

3.2.2. Techniques de prélèvements

Avant tout prélèvement, certaines règles d'asepsie doivent être respectées pour éviter toute contamination possible de la flore ; ainsi, l'utilisation des ponts stériles pour les échantillons et l'alcool pour la désinfection sont à prendre en considération. Donc avec une pince désinfectée sur les lieux du travail avec l'alcool et le flamage (47), dix échantillons de fientes fraîches de chaque poulailler ont été recueillis dans des pots de crachats stériles. Les échantillons ont été correctement identifiés par des codes contenant : le numéro, le site, l'heure et la date de prélèvement (32) (tableau VIII).

Tableau VIII : Le plan d'échantillonnage.

Site de prélèvement	Poulailler	Date de prélèvement	Heure de prélèvement	Catégorie d'âge	Nombre totale d'échantillon
Ait Laziz	Poulailler A	10 avril 2017	09 :30	4 jours	10
	Poulailler G	15 mai 2017	08 : 58	39 jours	10
Ahl EL ksar	Poulailler B	17 avril 2017	11 :26	31 jours	10
	Poulailler C	17 avril 2017	12: 14	31 jours	10
	Poulailler D	24 avril 2017	12 :45	34 jours	10
Taghzout	Poulailler E	7 mai 2017	09 :04	7 jours	10
	Poulailler F	7 mai 2017	09 :55	7 jours	10

3.2.3. Transport des échantillons

Les échantillons collectés sont transportés par la suite dans une glacière contenant sachets réfrigérants dans une période ne dépasse pas les quatre heures à fin d'être traiter au laboratoire le même jour.

3.2.4. Analyse microbiologique de la fiente de poulet au laboratoire

3.2.4.1. Préparation de la solution mère et les dilutions

La solution mère est préparée à partir de 1g d'échantillon de fiente pesée sur une balance électrique et déposée dans un tube qui contient 9 ml d'eau physiologique en utilisant une pince stérile, puis les mélanger par vortex.

Par la suite, on prépare pour chaque échantillon 4 tubes qui contiennent 10, 10, 10, et 9 ml de l'eau physiologique stérile pour les dilutions 10^{-2} , 10^{-4} , 10^{-6} et 10^{-7} respectivement.



Figure 09: Préparation des tubes contenant d'eau physiologique.

Ensuite à l'aide d'une micropipette aux embouts stériles en prélevant 100 μ l de solution mère et on l'introduit dans le premier tube de 10 ml d'eau physiologique pour obtenir la dilution 10^{-2} et ainsi de suite 10^{-4} à partir de la dilution 10^{-2} , 10^{-6} à partir de la dilution 10^{-4} , et pour la dilution 10^{-7} en prélevant 1ml de la dilution précédant 10^{-6} et on la verse dans le dernier tube de 9 ml d'eau physiologique, sans oublier de mélanger la solution avant chaque transfert. La même opération est effectuée pour tous les échantillons.

3.2.4.2. Le dénombrement des bactéries lactiques

A partir de chaque dilution 10^{-6} , 10^{-7} , On porte aseptiquement 1ml de chaque dilution par une micropipette à cône stérile en profondeur de boîte de Pétri stérile, vide et numérotée selon les échantillons. Ensuite, on verse une quantité de gélose MRS liquéfiée (pH=5.4) (Annexe II) dans toutes les boîtes, les homogénéisées en soumettant à des mouvements circulaires et de va-et-vient en forme de huit, puis laisser solidifier. Les boîtes sont incubées couvercles en bas à 37°C pendant 48 h dans l'étuve.

3.2.4.3 Le dénombrement des levures

A l'aide d'une micropipette à cône stérile on prélève 1 ml à partir de chaque dilutions suivant 10^{-2} , 10^{-4} et les transfèrent aux centres des boites de Pétri identifiées selon les échantillons, puis on ajoute une quantité de gélose OGA fondue par le bain marie, ces boites sont soumises à des mouvements circulaires pour permettre à l'inoculum de bien se mélanger avec la gélose. Les embouts sont changés après chaque échantillon.

Le dénombrement des levures est effectuée par le comptage des colonies obtenue à 37°C avec une durée d'incubation de 72h.

3.2.4.4 La recherche des entérocoques

Dans chaque tube contenant 5ml de milieu Roth, une quantité de fiente recueillie en utilisant une pince stérile a été introduits, les tube sont homogénéisés et incubées à 37°C pendant 24h.

Après incubation, les tubes sontensemencés dans d'autres tubes contenant 5 ml de milieu d'enrichissement Eva –litsky et incubés à 37°C pendant 24 h

Par la suite, les tubes sont récupérés et ensemencer sur une gélose MRS, on prenant une goutte à partir de chaque tube par une pipette Pasteur stérile et l'ensemencée par des strie. Les boites sont incubées à 37°C pendant 48h.

3.2.4.5. La recherche des *E. coli*

Tout d'abord, des tubes stériles contenant 5ml de bouillon nutritif sont préparés puis des quantités de fiente de chaque échantillon collectée à l'aide d'une pince sont mises dans ces tubes. Ces derniers sont mélangés et incubés à 37°C pendant 24h.

Après avoir récupérer les tubes, on prélève une goutte de bouillon avec une pipette Pasteur à partir de chaque échantillon, on ensemence sur des boites de gélose EMB par la méthode de strie, puis les boites sont incubées dans l'étuve 37°C pendant 24h.

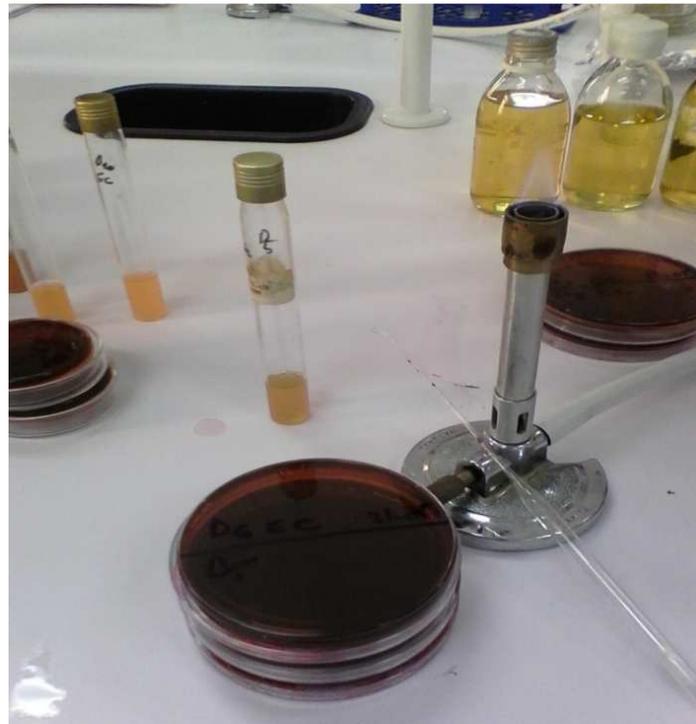


Figure 10 : Ensemencement d'*E. coli* sur la gélose EMB à partir de BN.

Par la suite, une purification des souches obtenues est réalisée par un repiquage de 3 à 4 colonies dans des eppendorf, contenant le bouillon nutritif. Ce repiquage est réalisé à partir des boîtes qui représentent des résultats positifs, puis incubées dans les mêmes conditions. Après l'incubation on fait ensemencement pour la deuxième fois sur d'autres boîtes contenant de la gélose EMB. L'incubation se fait à 37°C pendant 24 heures.

3.2.4.6. La recherche des salmonelles

- **Pré-enrichissement** : On prend une quantité de fiente aseptiquement à l'aide d'une pince stérile et la mettre dans un tube contenant 5ml d'eau peptonée, et l'incubé à 37°C pendant 24 heure.
- **Enrichissement sélectif** : Après l'incubation, le tube pré-enrichis est récupéré puis versé 1 ml dans un autre tube contenant 5 ml de Sélénite-cystéine et on l'homogénéise et l'incubé à 37°C pendant 24 h.
- **Isolement** : Par la technique des stries d'épuisement, une goutte de culture d'enrichissement est ensemencée sur gélose Hektoen. Les boîtes de Pétri sont incubées à 37°C pendant 24 h. Après incubation, on examine les boîtes afin de rechercher la présence de colonies caractéristiques des salmonelles pour le milieu d'isolement utilisé (colonies vert à centre noir).

3.2.4.7 Tests d'identifications

• Observation macroscopique

L'observation macroscopique des colonies des différentes bactéries sur différents milieux permet d'identifier certain genre bactérien. Cette observation consiste à examiner les colonies sur chaque milieu et noter des informations sur l'aspect, la taille et la couleur des colonies sur chaque milieu, ainsi :

- Les colonies sur gélose MRS pour les bactéries lactiques ;
- Les colonies sur gélose OGA pour les levures ;
- Les colonies sur EMB pour *E.coli* ;
- Les colonies sur Hektoen pour *Salmonella*.

• Observation microscopique

Cette observation consiste à faire une coloration de Gram pour les bactéries et une coloration au bleu de méthylène pour les levures ; par la suite, faire une observation sous microscope optique.

- Coloration de Gram

C'est un test qui permet la distinction entre deux groupes bactériens, Gram positives et Gram négatives. Les bactéries Gram positif retiennent la coloration violette du violet de gentiane, par contre les bactéries Gram négatif peuvent être décolorées par l'alcool et sont ensuite colorées en rose avec la fuchsine.

Cette coloration se fait en suivant les étapes ci-après :

- Ajouter une goutte de violet de gentiane sur le frottis, laisser une minute ;
- Ajouter une goutte lugol, laisser une minute et éliminer l'excès ;
- Ajouter de l'alcool, laisser 30 secondes, éliminer l'excès et laver avec de l'eau
- Ajouter la fushine, laisser agir une minute, éliminer l'excès et laver à l'eau ;
- Sécher, ajouter une goutte d'huile à immersion et faire l'observation au grossissement 100.

Cette coloration est réalisée pour les souches d'entérocoques et les colonies obtenue sur gélose MRS après dénombrement des bactéries lactiques.

- Coloration au bleu de méthylène pour les levures

On prélève une fraction de colonie de toutes souches examiner à partir des boîtes qui représente des résultats positives et en les déposant sur des lames comportent chacune une goutte d'eau distillée puis homogénéiser en incorporant progressivement avec l'inoculum. Le frottis, séché et fixé par la flamme de bec benzène. On ajoute quelques gouttes de bleu de méthylène qu'on laisse pendent 2 à 3 minutes. Par la suite, un lavage avec de l'eau distillée

est réalisé et un séchage avant de faire l'observation microscopique au grossissement 40 et en utilisant l'huile à immersion.

3.2.4.8. Tests de pathogénicité

➤ Test d'antibiogramme

L'antibiogramme est une technique de laboratoire visant à tester la sensibilité d'une bactérie vis-à-vis d'un ou plusieurs antibiotiques (51). Ce test a pour but de tester le degré de pathogénicité des souches d'*E. coli* et testant leurs résistance aux différents antibiotiques.

Tout d'abord on coule des boîtes Pétri en versant une quantité de gélose Mueller Hinton liquéfiée puis laisser solidifiée, ces boîtes sont identifiées et numérotées.

Ensuite à l'aide pipette Pasteur stérile on prélève 3 à 4 colonies de toute souche d'*E. coli* obtenue dans l'étape précédente, on les met dans des tubes qui contiennent l'eau physiologique. Après, avec la méthode d'écouvillonnage, on ensemence chaque souche des souches obtenues sur la gélose solidifiée avec des stries bien serrées, puis en pivotant jusqu'à 360° à l'extrémité des boîtes.

Enfin, quatre disques d'antibiotiques différents sont déposés sur les boîtes ensemencées avec une pince métallique stérile (figure 11), Après 18 h d'incubation à 37°C, les zones d'inhibition ont été mesurées et interprétées en sensible (S), résistant (R), ou intermédiaire (I), selon les recommandations du Comité de l'Antibiogramme de la Société Française de Microbiologie (52).



Figure 11: Le test d'antibiogramme de la souche *E.coli*.

Le tableau suivant représente la liste d'antibiotique utilisée pour tester la sensibilité des souches d'*E. coli*.

Tableau IX : La liste des antibiotiques utilisés pour le teste antibiogramme.

Famille	Antibiotique	Code	Dose mcg/Disc	marque
Fluoroquinolones	Ofloxacin	OF ⁵	5	TM
Fluoroquinolones	Nalidixin acid	NA ³⁰	30	TM
Aminosides	Getamicin	GEN ¹⁰	10	TM
Tétracyclines	Tetracycline	TE ³⁰	30	TM

➤ Test d'hémolyse

Dans des tubes contiennent 5ml de bouillons nutritif, on repique 3 colonies d'*E.coli* à partir des boites d'EMB qui représente des résultats positifs. Les tubes sont incubés pendants 18h à 37°C.

Ensuite, à partir d'un flacon comportent 100 ml de gélose TSA fondue et homogénéisé avec 5 ml de sang, on coule des boites puis laissés solidifiées.

Les tubes de bouillon nutritifs incubés sont récupérés et à l'aide d'une micro- pipette à cône stérile on prélève 5µl à partir de chaque tube et déposé sur les boites solidifiées (figure 12), laisser les boites sécher puis les incuber à 37°C pendant 24 h. Après incubation, on observe s'il ya la présence d'une zone d'hémolyse. Cette zone d'hémolyse si elle est claire donc c'est β-hémolyse, si c'est une zone verte donc α-hémolyse, mais s'il n'y a aucune zone donc c'est γ-hémolyse.



Figure 12 : Le test d'hémolyse des souches d'*E.coli*.

1. Résultats d'enquête

D'après les résultats d'enquêtes qui à été réalisé durant chaque prélèvement, a pour objectif de mettre en évidence le niveau de maitrise des conditions d'élevage et leurs influence sur la microflore intestinal. Il s'est avéré que la totalité des poulaillers visités suivent la méthode d'élevage traditionnelle avec une structure varient d'un poulailler à un autre selon les capacités d'éleveur comme il est représenté dans les figures ci-dessous.



Figure 13 : vue interne des poulaillers F et A successivement avec des poussins à l'âge à la phase de démarrage



Figure 14 : vue interne de poulailler D avec des poulets à l'âge 34journes

Cependant certains problèmes étaient soulevés dans la collecte des informations tel que la difficulté d'obtenir l'autorisation de certains éleveurs pour l'échantillonnage à cause de la méfiance, ainsi l'absence de la fiche d'enregistrement pour qu'ils nous donnent des statistiques exactes sur les quantités dans le cas d'aliments consommés, la mortalité enregistrée pour pouvoir estimer les résultats. Avec un manque considérable de main d'œuvre et surtout d'expérience chez certains d'eux.

➤ **Hygiène**

Dans le même sens on a remarqué la qualité d'hygiène reste toujours moyenne dans la quasi totalité d'exploitation et que la durée du vide sanitaire n'est pas toujours respectée.

➤ **le contrôle de l'environnement**

Concernant le contrôle de l'environnement par la mesure de température et d'humidité, il est quasiment absent chez tous les éleveurs exception celui de poulailler D qui utilise un thermomètre pour contrôler la température, mais elle varie pendant chaque développement d'une catégorie d'âge avec une moyenne de 37°C au démarrage et 18 °C à la phase de croissance.

➤ **Qualité de la litière**

D'après les réponses et les remarques qui ont été observées dans les poulaillers étudiés : la qualité de la litière reste critique au poulailler A ce qui rend le milieu favorable pour la multiplication de germes pathogènes, médiocre dans le poulailler D, moins humide dans les poulaillers E, F et G, enfin propre et sèche chez le poulailler B et C.

➤ **Qualité de l'eau**

Les eaux distribuées dans les abreuvoirs sont généralement des eaux de source, le cas de poulailler A, de forage le cas de poulailler B et C ainsi que de puits et robinet dans les autres cas, avec aucune analyse microbiologique.

➤ **Qualité de l'alimentation**

L'alimentation est spécifique pour chaque phase de développement : démarrage, croissance et finition, où l'aliment est distribué dans des mangeoires mais renouveler irrégulièrement chez tous les élevures. Cependant, des suppléments sont ajoutés tel que les vitamines et les facteurs de croissance par les éleveurs de poulailler E et F.

➤ **Prophylaxie**

Concernant le programme de prophylaxie par vaccination, il est absent dans le poulailler E et F. Les éleveurs remplacent les vaccinations par antibiotique de prévention durant la mise en place de bande.

Résultats et discussions

Le programme vaccinal appliqué dans les poulaillers A, B, C, D et G par l'exploitation inclue les principales maladies du poulet de chair, à savoir : la maladie de Newcastle à partir de 1^{er} jour jusque au 7^{ème} jour par HB1 dans l'eau, la maladie de Gomboro le 14^{ème} jour pour la maladie de Gomboro puis rappelle de Newcastle dans 31^{ème} jour. Les éleveurs procèdent au vide sanitaire d'une durée de 10 j à 20j avant de faire rentrer une autre bande. La souche la plus choisie par les éleveurs est la Cob.

Ces résultats correspondent bien aux résultats relevés par Kaci et coll. 2001, pour un travail réalisé sur 76 exploitations du centre du pays (52).

2. Résultats de dénombrement des bactéries lactiques

Après incubation à 37°C pendant 48 heures, les boîtes sont récupérées et une observation macroscopique est réalisée. Cette observation indique la présence des colonies de petite taille, de couleur blanche. L'aspect de ces colonies indique la présence de bactéries lactiques. Ainsi, le comptage des colonies dans chaque boîte correspondant à des différents échantillons est réalisé.



Figure 15: Formation des colonies de bactéries lactiques sur la gélose MRS

Après l'identification macroscopique, une identification microscopique a été faite en réalisant une coloration de Gram. Cette dernière indique la présence des cellules en forme de coque avec une couleur violette, ce qui indique que ce sont des bactéries à Gram positif et c'est le cas des bactéries de groupe de bactéries lactiques.

Résultats et discussions

Ainsi, on a procédé à un comptage manuel de colonies qui se trouvent soit en surface ou en profondeur. Les résultats de dénombrement obtenu sont représentés sous forme des moyennes pour chaque échantillon et pour chaque phase de croissance dans les tableaux suivants.

2.1. À la phase de démarrage

A partir des échantillons de fientes des poussins à l'âge de 5 jours, un dénombrement de bactéries lactiques sur gélose MRS a été réalisé. Les poulaillers présentant des poussins de 5 jours sont le poulailler A, E et F. Les résultats de dénombrement sont représentés sous forme d'histogramme sur la figure suivante.

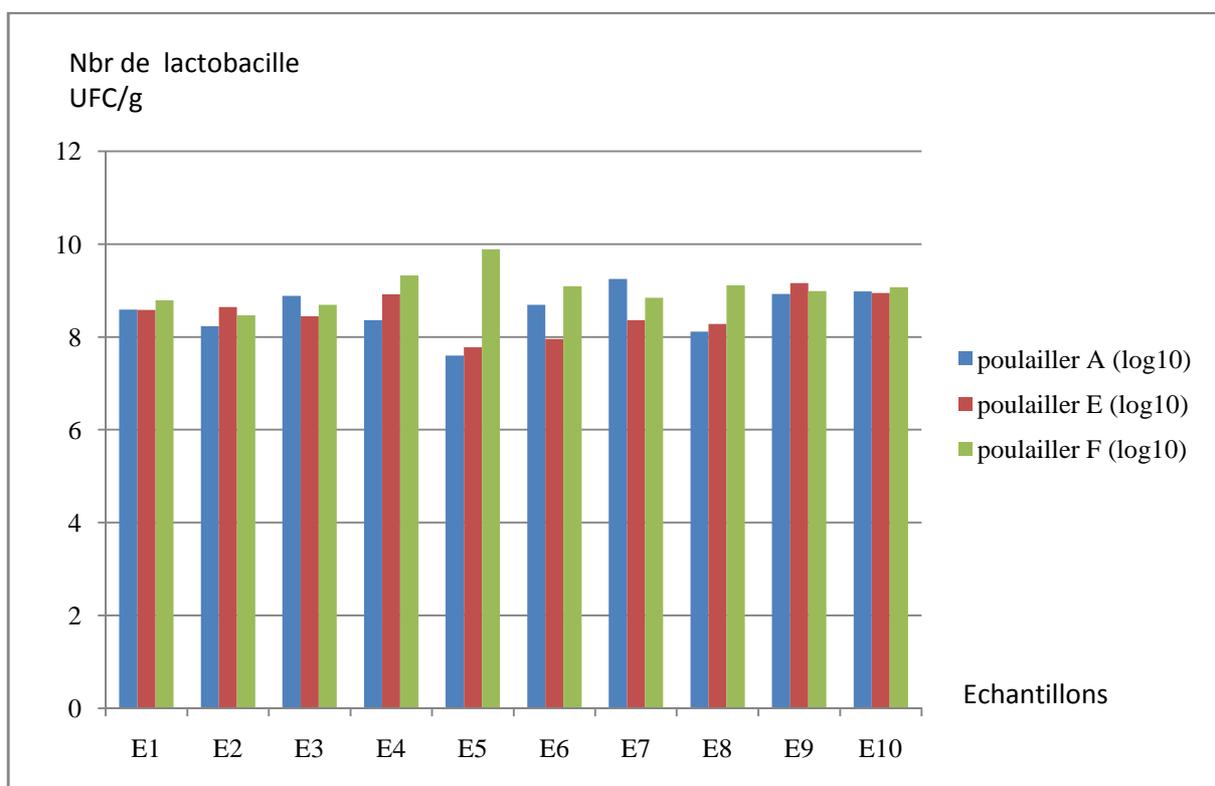


Figure 16: Résultats de dénombrement des bactéries lactiques sur gélose MRS à la phase de démarrage de certains poulaillers.

Cette figure montre que le nombre de bactéries lactiques, à la phase de démarrage, pour la majorité des échantillons des trois poulaillers dépasse 8 log 10 UFC/g avec quelques exceptions pour certains échantillons de certains poulaillers. Ainsi, l'échantillon E5 de poulailler A et E et l'échantillon E6 de poulailler E n'atteint pas la valeur de 8 log10 UFC/g alors que l'échantillon E5 de poulailler F dépasse 9 log 10 UFC/g.

2.2. À la phase de croissance

Durant la phase de croissance, le dénombrement des bactéries lactiques a été effectué sur quatre poulaillers avec dix échantillons pour chaque poulailler. La figure suivante montre les résultats de dénombrement des bactéries lactiques durant cette phase de croissance.

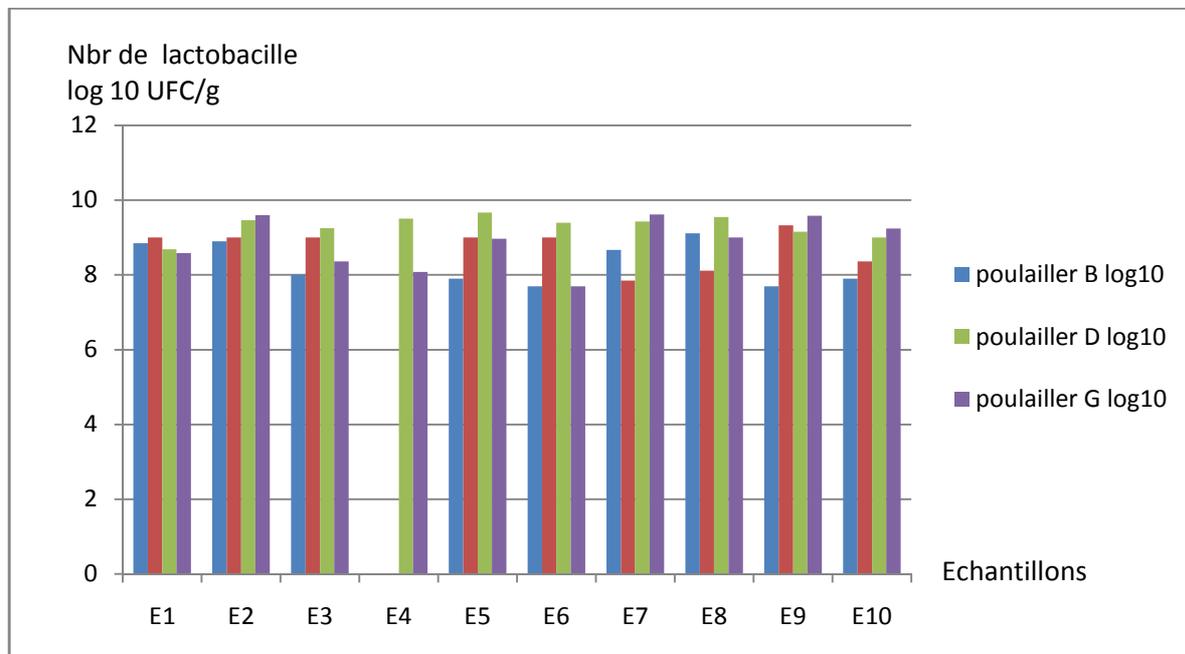


Figure 17: Résultats de dénombrement des bactéries lactiques à la phase de croissance

A travers les résultats mentionnés sur cette figure, le nombre de bactéries lactiques dépasse 8 log₁₀ UFC /g pour la majorité des poulaillers et d'autres atteint 9 log₁₀ UFC /g. On remarque aussi que les valeurs les importantes ont été obtenues avec le poulailler D pour la majorité des échantillons et en dépassant 9 log₁₀ UFC /g. Cependant, c'est les échantillons de poulailler B qui montre les plus faibles valeurs qui ne dépassent pas 8 log₁₀ pour certains échantillons, comparant aux échantillons des autres poulaillers.

Plusieurs études indiquent la présence de bactéries lactiques, plus exactement de *Lactobacillus*, dans la flore intestinale de poulet de chair (**Gabriel et al., 2008, Zulkifli et al., 2009**) (53-55).

Cette différence en nombre de bactéries lactiques entre les différents poulaillers peut être due à plusieurs facteurs comme l'alimentation, l'âge, la souche utilisée, l'environnement, traitement aux antibiotiques,.....etc

Les résultats d'étude menée par **Gabriel et al., (2008) (53)** montrent une différence de nombre de *Lactobacillus* chez les individus de différents âge et d'une alimentation différente.

Résultats et discussions

Une autre étude menée par **Giannenas *et al.*, (2010)(54)** montre la présence de *Lactobacillus* avec un nombre de 6 log₁₀ UFC/g chez les individus de poulet de 42 jours. Les mêmes résultats ont été obtenus par l'étude réalisée par **Zulkifli *et al.*, (2009)(54)** en terme de nombre de *Lactobacillus*.

La présence de ces bactéries est un bon signe d'équilibre de la flore intestinale parce que ces bactéries ont plusieurs effets qui permettent de garder l'équilibre de cette flore et de lutter contre les microorganismes qui induisent un déséquilibre et certaines pathologies à l'origine de mortalité et diminution de rendement.

Parmi les mécanismes par lequel les bactéries lactiques exerce leurs effets sur l'équilibre de la flore intestinale est la compétition aux nutriments. Ainsi, l'inhibition de la croissance des pathogènes peut s'effectuer par un processus de restriction des nutriments. Il est évident que la capacité des microorganismes à entrer en compétition pour limiter les nutriments disponibles est un facteur non négligeable (56). Ce facteur détermine la composition du microbiote intestinal. Une augmentation du nombre de lactobacille obtenue permettrait de diminuer les substrats disponibles pour l'implantation des germes pathogènes (57).

Un autre mécanisme est la production de substances antimicrobiennes (bactériocine) qui inhibent la croissance des bactéries pathogènes qui induisent des maladies (Salmonelles, Campylobactéries et *E.coli*)

3. Résultats de dénombrement des levures

Après l'incubation à 37°C pendant 72h on constate que les levures apparaissent sous la forme de colonies blanches crémeuses lisses et de taille différentes en surface et en profondeur sur le milieu OGA dont la charge variée d'un poulailler à un autre et d'un échantillon à un autre.



Figure 18 : Formation des colonies de levure sur la gélose OGA.

3.1. A la phase de démarrage

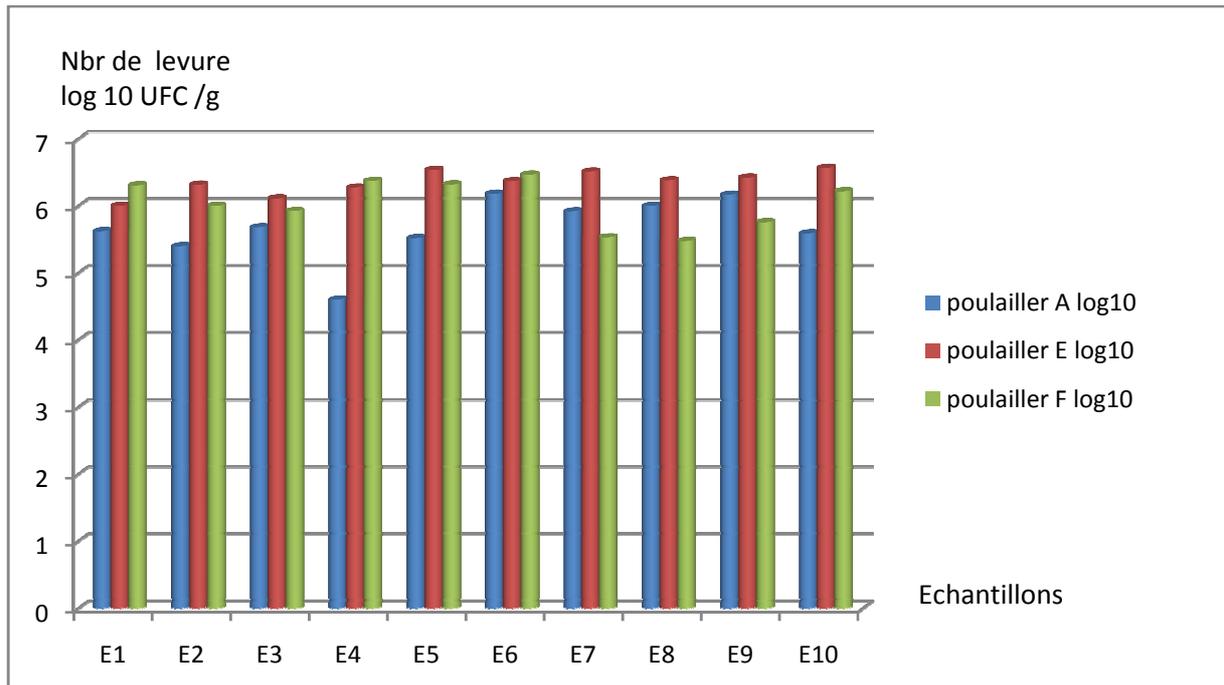


Figure 19: Résultats de dénombrement des levures à la phase de démarrage.

Les résultats de ce dénombrement montrent que les échantillons de poulailler E qui présentent le nombre le plus élevé pour la majorité des échantillons avec un nombre dépassant 6 log 10 UFC/g, tandis que le poulailler A présente les résultats les plus faibles avec un nombre ne dépassant pas 6 log 10 UFC/g et un échantillon ne dépasse pas 4 log 10 UFC/g.

3.2. A la phase de croissance

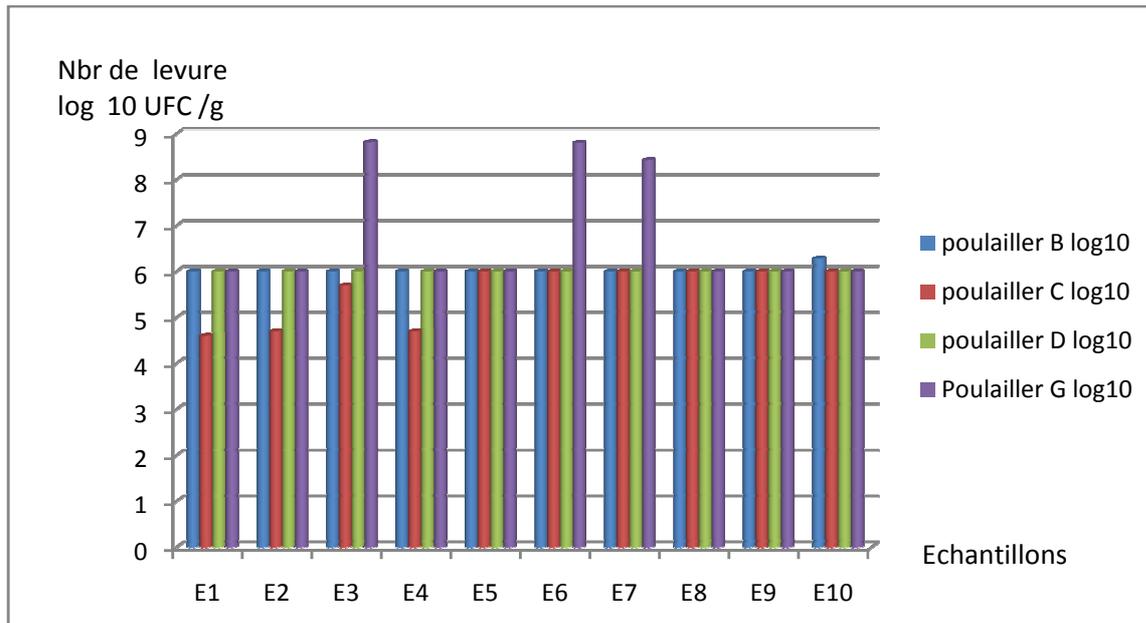


Figure 20: Résultats de dénombrement des levures à la phase de croissance.

Selon les résultats de dénombrement des levures à la phase de croissance, les échantillons contiennent presque le même nombre de levures pour tous les poulaillers (B, C, D et G) avec quelques exceptions pour certains poulaillers qui dépassent 8 log 10 UFC/g et sont à l'extrémité de 9 log 10 UFC/g pour les échantillons E3, E6 et E7 de poulailler G.

Les levures font partie de la microflore intestinale naturelle de tube digestif de poulet de chair. Elles ne provoquent pas des pathologies que dans le cas des conditions de stress qui perturbe le déséquilibre de la flore intestinale.

4. Les résultats de recherche de certains germes

Après pré-enrichissement, enrichissement et isolement sur des milieux sélectifs, l'identification des souches commence par l'observation des aspects morphologiques des colonies à fin de préciser la positivité ou la négativité des résultats obtenue.

4.1. Les résultats des entérocoques

L'apparition des colonies rondes lisses et blanchâtres dans le cas d'isolement des entérocoques sur gélose MRS, ce qui nous indique la présence des entérocoques dans le tube digestif de poulet.

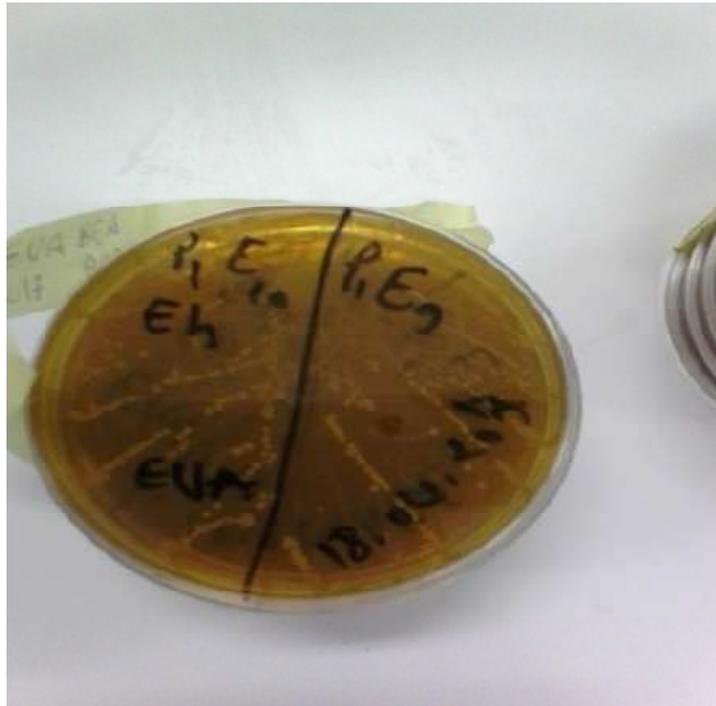


Figure 21: L'aspect des colonies d'*Enterococcus* sur gélose MRS.

4.1.1. A la phase de démarrage

Tableau X: Résultats de la recherche des entérocoques dans différents poulaillers à 5 jours

Echantillons	Poulailler A	Poulailler E	Poulailler F
E1	+	+	+
E2	+	+	+
E3	+	+	+
E4	+	+	+
E5	+	+	+
E6	+	+	+
E7	+	+	+
E8	+	+	+
E9	+	+	+
E10	+	+	+

4.1.2. A la phase de croissance

Tableau XI: Résultats de recherches des entérocoques à 30 jours

Echantillons	Poulailler B	Poulailler C	Poulailler D	Poulailler G
E1	+	+	+	+
E2	+	+	+	+
E3	+	+	+	+
E4	+	+	+	+
E5	+	+	+	+
E6	+	+	+	+
E7	+	+	+	+
E8	+	+	+	+
E9	+	+	+	+
E10	+	+	+	+

D'après les résultats de recherche des entérocoques durant les deux phases et qui sont indiquées dans les deux tableaux, on remarque la présence des entérocoques dans tous les échantillons de tous les poulaillers durant les deux phases.

Giannenas *et al.*, (2010)(58) avec leur étude réalisée sur des individus de 42 jours d'âge ont montré la présence d'*Enterococcus* avec un nombre de 10^6 UFC/g.

Les entérocoques font partie de groupe de bactéries lactiques et jouent un rôle important dans l'équilibre de la flore intestinale par plusieurs mécanismes. Les entérocoques sont capables de produire des substances antibactériennes qui inhibent plusieurs souches pathogènes.

4.2. Les résultats de recherche d'*E coli*

Toutes colonies de couleur violet foncé ; bombées faiblement confluentes, de 2 à 3 mm de diamètre, à centre noir étendu à plus des 3/4 du diamètre et présentent un éclat métalliques verdâtre en lumière réfléchiée considérées comme résultats positif de la présence des souches d'*E.coli*.



Figure 22: Photo représente l'aspect des colonies d'*E.coli* sur le milieu EMB.

4.2.1. A la phase de démarrage

Tableau XII: Résultats de recherche d'*E.coli* à l'âge de 5 jours

Echantillons	Poulailler A	Poulailler E	Poulailler F
E1	+	+	+
E2	+	+	+
E3	+	+	+
E4	+	+	+
E5	+	+	+
E6	+	+	+
E7	+	+	+
E8	+	+	+
E9	+	+	+
E10	+	+	+

Les résultats représentés dans le tableau montrent la présence des *E.coli* et dans tous les échantillons recueillis à partir des poulaillers à la phase de démarrage (A, E, F).

4.2.2. A la phase de croissance

Tableau XIII: Résultats de recherche d'*E.coli* à l'âge de 30 jours

Echantillons	Poulailler B	Poulailler C	Poulailler D	Poulailler G
E1	+	+	+	+
E2	+	-	+	+
E3	+	-	+	+
E4	-	+	+	+
E5	+	+	+	+
E6	+	+	+	+
E7	+	-	+	+
E8	+	+	+	+
E9	+	-	+	+
E10	+	-	+	+

Les mêmes résultats sont obtenus pour les échantillons des poulaillers de 30 jours B, C, D et G. cependant, l'échantillon E₄ de poulailler B et les échantillons E₂, E₃, E₇, E₉, E₁₀ pour le poulailler C montrent une absence des souches *E. coli*.

Gabriel et al., (2008) (53) ont montré la présence des souches d'*E.coli* chez les individus d'âge différents. Cette étude montre que le nombre d'*E.coli* est d'environ 6 log₁₀ (UFC/g) ce qui confirme la présence d'*E.coli* dans la flore intestinale et fait partie naturellement de cette flore. Une autre étude réalisée par **Giannenas et al., (2010) (58)** montre la présence d'*E.coli* avec un nombre de 7 log₁₀ (UFC/g).

Cependant, un stress inhabituel ou un déséquilibre de la flore intestinale suite à une antibiothérapie peut rendre ces bactéries pathogènes en exprimant certains facteurs de virulence ou en résistant au traitement antibiotique.

4.3. Les résultats des salmonelles

4.3.1. À la phase de démarrage

Tableau XIV: Résultats de recherche de *Salmonella* à la phase de démarrage

Echantillons	Poulailler A	Poulailler E	Poulailler F
E1	-	-	-
E2	-	-	-
E3	-	-	-
E4	-	-	-
E5	-	-	-
E6	-	-	-
E7	-	-	-
E8	-	-	-
E9	-	-	-
E10	-	-	-

4.3.2. À la phase de croissance

Tableau XV: Résultats de recherche de *Salmonella* à la phase de croissance

Echantillons	Poulailler B	Poulailler C	Poulailler D	Poulailler G
E1	-	-	-	-
E2	-	-	-	-
E3	-	-	-	-
E4	-	-	-	-
E5	-	-	-	-
E6	-	-	-	-
E7	-	-	-	-
E8	-	-	-	-
E9	-	-	-	-
E10	-	-	-	-

Les résultats de recherche des souches de *Salmonella* montrent une absence totale des salmonelles dans tous les échantillons, ce qui indique que les individus de poulet de chair sont de bon état sanitaire.

5. Les résultats des tests de pathogénicité pour les souches d'E coli

5.1. Test d'antibiogramme

Tableau XVI: Résultats de profil de résistance des souches d'*E.coli* testées

Poulailler	Les échantillons	Ofloxacin		Gentamcin		Acide nalidixine		Tétracycline	
		≥ 25	<22	≥ 21	<19	≥20	<15	≥19	<17
A	A1	R		S		R		S	
	A3	S		S		R		S	
	A5	R		R		R		S	
	A6	R		S		R		S	
	A7	R		R		R		S	
	A8	R		S		R		S	
	A9	R		S		R		S	
	A9	R		S		R		S	
B	B1	R		R		R		R	
	B2	R		S		R		R	
	B5	R		R		R		R	
	B6	R		R		R		R	
	B9	R		S		R		R	
C	C5	R		S		R		R	
	C6	R		S		R		R	
	C7	S		S		R		R	
	C8	S		S		R		R	
	C4	R		R		R		R	
D	D4	R		S		R		R	
	E2	R		R		R		R	

Résultats et discussions

E	E4	R	S	R	R
	E5	R	S	R	R
	E6	S	S	R	R
	E8	S	R	R	R
	E9	R	S	R	R
	E10	R	R	R	R
F	F1	R	R	R	R
	F2	R	S	R	R
	F3	S	S	R	R
	F4	S	R	R	R
	F5	R	S	R	R
	F6	R	S	R	R
	F7	R	R	R	R
	F8	R	S	R	R
	F9	R	S	R	R
	F10	S	S	S	R

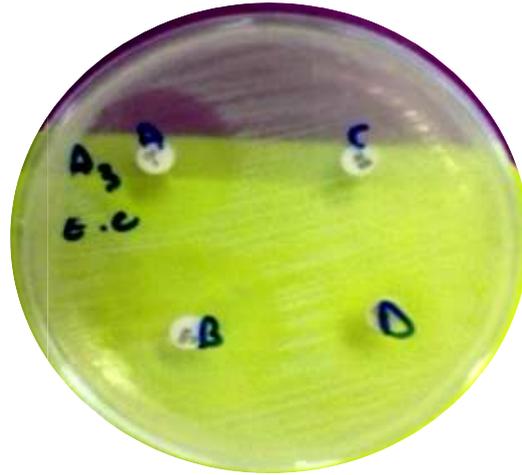


Figure 23: Zone d'inhibition de test d'antibiogramme.

Les résultats de test d'antibiogramme montrent que toutes les souches présentent une résistance aux trois antibiotiques testés à savoir : Ofloxacine, Acide nalidixique et Tétracycline alors que la majorité des souches sont sensibles à la gentamicine.

Cette résistance provoque de grands problèmes sur la santé des individus de poulet de chair de côté d'échec de traitement antibiotique dans le cas de la présence d'une maladie et d'un autre côté la transmission de cette résistance vers d'autres souches.

5.1. Test d'hémolyse

Les résultats de teste d'hémolyse montrent une absence totale de zone d'hémolyse pour tous les échantillons des poulaillers testés. L'absence des zones d'hémolyse signifie que les souches d'*E.coli* testés sont hémolyse γ .

Ces résultats et les résultats de recherche d'*E.coli* indiquent la présence des souches d'*E.coli* qui ne sont pas pathogènes pour le poulet et n'induisent pas des maladies.

Conclusion et perspectives

En totale ,70 échantillons des fiente ont été collectées d' après 07 élevages privés non agréé par l'état situés aux subdivisions Bouira , Haizer, et El Asnam de la wilaya de Bouira, touchant deux phase de cycle de vie des poulets (la phase de démarrage et de croissance). Précédé par une enquête afin de pouvoir suivre les mesures d'ambiance, la qualité des équipements, la consommation d'aliment et d'eau, les vaccinations, le respect des règles sanitaires etc.

Les résultats de dénombrement et de recherche de certains genres bactériens montrent la présence d'une flore intestinale équilibrée et terme de la présence de bactéries lactiques, de levures et absence de *Salmonella*.par contre le test de pathogénicité montre une absence d'hémolyse pour les souches d'*E.coli* mais une résistante importante aux antibiotiques testés.

En Algérie, la filière avicole « chair » pâtit en raison de la faiblesse de ses performances techniques, résultat d'un sous équipement chronique (en éleveuses, mangeoires, abreuvoirs, radiants et systèmes de ventilation) et les difficultés à maîtriser les paramètres techniques de l'élevage (isolation, ventilation, éclairage et densité).

Ces faiblesses techniques ont généré de piètres résultats économiques (coût de production élevé, taux de rentabilité plus qu'insuffisant et faible marge nette).

Cependant, La santé intestinale des volailles est une problématique essentielle en élevage, qui peut impacter fortement la production la sante des volailles ainsi que celle des consommateurs et les professionnelles du domaine, or La microflore intestinale peut avoir des effets aussi bien sur la qualité bactériologique des produits que sur leur composition et qualités organoleptiques.

Notamment, la bonne maîtrise de l'hygiène permettra de minimiser les problèmes liés à d'autres pathologies surtout d'ordre digestif facilitant le déséquilibre de la flore intestinale.

Aussi, il est essentiel d'éviter une litière humide (contrôle des abreuvoirs, et la ventilation), et éviter le développement de moisissures, par l'utilisation des acidifiants organiques dans la litière.

Vu le taux de la résistance élevé (100%) des E coli isolées dans cette étude aux antibiotique a savoir tétracyclines, Acide nalidixine et ofloxacine il semble donc indispensable d'implémenter des mesures de surveillance régulières et de revoir les pratiques d'hygiène d'élevages de poulet, et l'utilisation des antibiotiques, il faut aussi signaler que les bactéries multi résistantes peuvent êtres facilement transmises aux humains, et leurs traitements par antibiotiques seraient inefficaces.

Conclusion et perspectives

En perspectives, les *Escherichia coli* isolées dans cette étude devraient faire l'objet d'autres études génétiques afin de les mieux caractériser en vue de les comparer avec les souches circulantes au niveau régional et/ou mondial, et de déterminer les facteurs génétiques responsables de leur résistance aux antibiotiques

Références bibliographiques

1. Elgroud R, Zerdoumi F, Benazzouz M, Bouzitouna C, Granier S, Brisabois A, et al. Contaminations du poulet de chair par les salmonelles non typhiques dans les élevages et abattoirs de la wilaya de Constantine. *Sciences & Technologie C*. 2008(27):37-48.
2. Alfort YMM. Contaminations du poulet de chair par les salmonelles non typhiques en élevages et abattoirs de la wilaya de Constantine: Caractérisations phénotypiques et génotypiques par ERIC-PCR, IS-PCR et PFGE. 2009.
3. Ammar A. Epidémiologie de salmonella typhimurium et salmonella enteritidis dans la filière avicole: Université El Hadj Lakhdar de Batna 1; 2010.
4. Alloui N, Ayachi A, Alloui Lombarkia O, Zeghina D. Evaluation de l'effet du statut hygiénique des poulaillers sur les performances zootechniques. *Cinquièmes Journées de la Recherche Avicole, Tours*. 2001;26.
5. Chouder Nedjma. contribution a l'étude des flores intestinales des poulets conventionnelles saines. constantine: Université Mentouri 2006.
6. Gabriel I, Mallet S, Sibille P. La microflore digestive des volailles: facteurs de variation et conséquences pour l'animal. *productions animales-paris-institut national de la recherche agronomique-*. 2005;18(5):309.
7. Wael Abdelrahman. Un intestin sain pour un meilleur avenir. Herzogenburg, AUSTRIA2014 [15-05-2017]; Available from: http://www.biomin.net/uploads/tx_news/ART_No01_Probiotics_P_FR_0114_03.pdf.
8. Van Eekeren N, Maas A, Saatkamp H, Verschuur M. L'élevage des poules à petite échelle. Digigraphi, Wageninagen-Pays Bas, 97p. 2006.
9. TOSSOU LM, HOUNDONOUGBO M, ABIOLA F, CHRYSOSTOME C. Etude comparée des performances de production et de la qualité organoleptique de la viande de trois souches de poulets chair (Hubbard, Cobb et Ross) élevés au Bénin. *Sciences de la vie, de la terre et agronomie*. 2014;2(1).
10. BENCHIKH N. Evaluation de la compétitivité de la filière poulet de chair algérienne dans le cadre de l'association de l'Algérie à la Zone de Libre Echange euro-méditerranéenne: INA; 2008.
11. Amghrou S, Bedrani S. La compétitivité de l'aviculture algérienne. 2007.
12. OFIVAL, 2004. Le marché des produits avicoles dans le monde. Rapports 2002 à 2004, Alger
13. Kaci A, Cheriet F. Analyse de la compétitivité de la filière de viande de volaille en Algérie: tentatives d'explication d'une déstructuration chronique. *New Mediterr J Econ Agric Environ*. 2013;12:11-21.

Références bibliographiques

14. OFAL (2001) : observatoire des filières avicoles Rapport 2001 Ed. Alger ITPE.
15. Belkacem B. Contribution à l'étude des espèces de lactobacilles a caractère probiotique isolées de la poule domestiques (*Gallus gallus domesticus*) de l'ouest algérien: Université d'Oran; 2012.
16. Christèle Pineau. Produire du poulet de chair en AB. 2009,20.
17. Azeroul E. Elevage de poulet de chair. Institut royal des techniques spécialisées en élevage Fourat–Kenitra. 2007.
18. Agabou Amir. Determination du microbisme en elevage avicole constantine: université mentouri de constantine; 2006.
19. Kazi T, Arain M, Jamali MK, Jalbani N, Afridi H, Sarfraz R, et al. Assessment of water quality of polluted lake using multivariate statistical techniques: A case study. *Ecotoxicology and Environmental Safety*. 2009;72(2):301-9.
20. Bengoumi M, Traoure A, Bouchriti N, Bengoumi D, El Haraiki A. qualité de l'eau en avicole. *Revue trimestrielle d'information scientifique et technique*. 2004;3(1):5-29.
21. El moustaine R, Chahlaoui A, BEngoumi D, Rour e H, Belghiti L. qualite de l'eau en elevage avicole dans la region de meknes (maroc) impact sur la sante et la production. 2013.
22. jeunes Andsaed. *Aviculture – Elevage de Poulets de chair–*. 2010,08.
23. Drouin P, Toux J. La conduite de la décontamination des poulaillers des pondeuses en cages vis-à—vis de Salmonella. *Journée nationale œufs de consommation Ploufragan le*. 1997;4.
24. DU MAROC R. Contribution à l'étude des entérites chez le poulet de chair dans un élevage de la région de Témara: INSTITUT AGRONOMIQUE ET VÉTÉRINAIRE HASSAN II; 2012.
25. Gournier-Chateau N, Larpent J-P, Castellanos M-I, Larpent J-L. Probiotics in animal and human nutrition: *Technique et Documentation Lavoisier*; 1994.
26. Ndiaye c. etude anatomo-clinique et bacteriologique sur des cas suspects de colibacillose aviaire dans les regions de dakar et thies (senegal) these: universite cheikh anta diop de dakar; 1983.
27. ROBINEAU B, MOALIC P-Y. Une maladie d'actualité en production aviaire: la colibacillose. 2010.
28. Mellata M. Rôle des facteurs de virulence des *Escherichia coli* pathogènes aviaires dans la colibacillose. 2004.

Références bibliographiques

29. LY MC. ECOLE INTER-ETATS DES SCIENCES ET MEDECINE VETERINAIRE: UNIVERSITE CHEIKH ANTA DIOP DE DAKAR; 1974.
30. Stordeur P, Mainil J, editors. La colibacillose aviaire. Annales de médecine vétérinaire; 2002: Annales Medecine Veterinaire.
31. Atba H. Isolement et identification des salmonelles à partir de poulets de chair et des eaux usées: Souna D; 2016.
32. Pressanti C. Les risques professionnels en aviculture 2007.
33. Castagnos S. Contribution à l'étude de l'efficacité d'une flore de barrière indéfinie (AVIGUARD©) contre les salmonelles sur des poulets labels du sud-ouest: Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE; 1977.
34. J-P GANIERE. Salmonellose de la poule et de la dinde 2008:9.
35. Bichet H, Dorchies P, Reperant J, Sanaa M. Impact sanitaire et zootechnique des coccidioses cliniques chez la poule pondeuse au Senegal. Revue de Medecine Veterinaire. 2003;154(6):431-8.
36. DU MAROC R. Contribution à l'étude des entérites chez le poulet de chair dans un élevage de la région de Témara. 2012.
37. Dakpogan HB, Salifou S, Mensah GA, Gbangbotche A, Youssao I, Naciri M, et al. Problématique du contrôle et de la prévention de la coccidiose du poulet. International Journal of Biological and Chemical Sciences. 2012;6(6):6088-105.
38. NACIRI M, BROSSIER F. Les coccidioses aviaires: importance et perspectives de recherche. 2009.
39. BOKA MO. Evaluation de l'effet des anticoccidiens ionophores sur les performances zootechniques des poulets de chair en élevage semi-industriel: Universite Cheikh Anta Diop De Dakar; 1980.
40. VETERINAIRE DEM. Impact de la décharge de Mbeubeuss sur la santé et la productivité des élevages avicoles riverains dans la commune d'arrondissement de Malika: UNIVERSITE CHEIKH ANTA DIOP DE DAKAR; 1975.
41. ABDEL-AZIZ AI. Contribution à la lutte contre la maladie de Gumboro: détermination du meilleur protocole de vaccination à partir des vaccins disponibles sur le marché à Dakar: Universite Cheikh Anta Diop De Dakar; 1978.
42. SENIN CBV. Influence de la qualité de l'eau de boisson distribuée dans les élevages avicoles de la région périurbaine de Dakar sur l'efficacité de la vaccination contre la maladie de Gumboro chez le poulet de chair: Universite Cheikh Anta Diop De Dakar; 1980.

Références bibliographiques

43. Maminaiina OF. Caractérisation des virus de la maladie de Newcastle (APMV-1), circulant sur les hautes terres de Madagascar. 2011.
44. Dao BTA, Tripodi A, Carles M, Bodin G. Maladie de Newcastle, Maladie de Gumboro et bronchite infectieuse aviaire au Viet Nam. *Revue Méd Vét.* 2001;152(3):239-46.
45. NANA GS. Pour obtenir le grade de DOCTEUR VETERINAIRE: UNIVERSITE CHEIKH ANTA DIOP DE DAKAR; 1970.
46. Hamad B. Contribution à l'étude de la contamination superficielle bactérienne et fongique des carcasses camelines au niveau de l'abattoir d'El-Oued. *Mém Magister Méd Vét, Université de Constantine, Algérie.* 2009:29-30.
47. Sawsen H. Evaluation des aptitudes technologiques et probiotiques des bactéries lactiques locales. 2012.
48. Sawadogo Mgi, Moumouni Ma. evaluation de la qualite microbiologique de deux laits de consommation commercialises sur le marche de niamey (niger): le yaourt et le lait en poudre. *evaluation.* 2010(01).
49. Gueye O. Utilisation des méthodes biométriques dans l'identification de quelques bacilles à Gram négatif. *P.* 2007;22:24-8.
50. Missohou Mac. recherche de bacteries associees aux mammites subcliniques dans le lait de chevre en mauritanie et au togo et determination de leur antibiosensibilite: universite cheikh anta diop de dakar; 1976.
51. Bonnet R, Caron F, Cavallo J, Chardon H, Chidiac C, Courvalin P, et al. Comité de l'antibiogramme de la société française de microbiologie. *Recommandations 2012.* 2012.
52. Kaci A, Nouri M, Ferrah A, Kabli L, Azzouz H. Conduite des élevages de poulets de chair en Algérie: Un sous-équipement chronique. *Agroligne*18. 2001;1719.
53. Gabriel I, Mallet S, Leconte M, Travel A, Lalles J. Effects of whole wheat feeding on the development of the digestive tract of broiler chickens. *Animal Feed Science and Technology.* 2008;142(1):144-62.
54. Zulkifli I, Rahayu HI, Alimon A, Vidyadaran M, Babjee S. Gut microflora and intestinal morphology of commercial broiler chickens and Red Jungle Fowl fed diets containing palm kernel meal. *Arch Geflugelk.* 2009;73(73):49-55.
55. Colao A, Petersenn S, Newell-Price J, Findling JW, Gu F, Maldonado M, et al. A 12-month phase 3 study of pasireotide in Cushing's disease. *New England Journal of Medicine.* 2012;366(10):914-24.
56. Fuller R. Probiotics in human medicine. *Gut.* 1991;32(4):439.

Références bibliographiques

57. Piquepaille C. Place des probiotiques dans le traitement de diverses pathologies intestinales 2013.
58. Giannenas I, Tontis D, Tsalie E, Chronis E, Doukas D, Kyriazakis I. Influence of dietary mushroom *Agaricus bisporus* on intestinal morphology and microflora composition in broiler chickens. *Research in veterinary science*. 2010;89(1):78-84.

Annexe I

1. Les milieux de culture

➤ Eau physiologie

- NaCl 09g
- Eau distillée 1000ml

➤ Bouillon nutritif

- Extrait de viande 5g
- Peptone 10g
- NaCl 5g
- Agar 15g
- Eau distillée 1000ml

➤ Gélose MRS

- Peptone 10g
- Extraits de viande 10g
- Extrait de levure déshydraté 5g
- Glucose ($C_6H_{12}O_6$) 20g
- Tween 80 (sorbitanne monoléate) 01g
- Hydrogéno-orthophosphate dipotassique (K_2HPO_4) 02g
- Acétate de sodium, trihydraté ($CH_3CO_2Na \cdot 3H_2O$) 02g
- Citrate d'ammoniaque ($C_6H_6O_7(NH_4)_2$) 02g
- Sulfate de magnésium heptahydraté ($MnSO_4 \cdot 7H_2O$) 0,2g
- Sulfate de manganèse tétrahydraté ($MnSO_4 \cdot 4H_2O$) 0,05g
- Agar-agar 15g
- Eau distillée 1000ml. pH = 6,5

➤ Gélose OGA

- Extrait de levure 5g
- Glucose 20g
- Oxytetracyclique 0.1g
- Eau distillée 1000ml

➤ **Milieu Eva-litsky**

- Peptone 20g
- Glucose 5g
- chlorure de sodium 5g
- phosphate monopotassique 2,7g
- phosphate bipotassique 2,7g
- azoture de sodium 0,3g
- éthyle-violet 0,4mg
- Eau distillée 1000ml

➤ **Milieu Roth**

- Extrait de viande de bœuf 4,5g
- Tryptone 15g
- Glucose 7,5g
- Chlorure de sodium 7,5g
- Azoture de sodium 0,2g
- Eau distillée 1000ml

➤ **Eau peptonée**

- peptone de caséine et de gélatine 10g
- chlorure de sodium 5g
- Di-sodum hydrogénophosphate (12 H₂O) 9g
- Potassium dihydro génophosphate 1,5g
- Eau distillée 1000ml

➤ **Gélose Hektoen**

- Peptone de viande 12g
- Extrait de levure 3g
- Sels biliaires 9g
- Lactose 12g
- Saccharose 12g
- Salicine 2g
- Chlorure de sodium 5g
- Hyposulfite de sodium 5g
- Citrate de fer ammoniacal 1,5g
- Bleu de bromothymol 0,0064g

-Fuchsine acide 0,040g

-Agar 13,5g

- Eau distillée 1000ml

➤ **Gélose EMB**

-Peptone de gélatine 10g

-Lactose 5g

-Saccharose 5g

-Phosphate bipotassique 2g

-Eosine 0,4g

-Bleu de méthylène 0.0065g

- Eau distillée 1000ml

➤ **Gélose Muller Hinton**

- Extrait de viande 2g

- Hydrolysate acide de caséine 17,5g

- Amidon 1,5g

- Agar 10g

- Eau distillée 1000ml

- pH = 7,4



Figure N°01 : La préparation des milieux de culture.



Figure N°02: Les milieux de culture utilisée.

2. Le matériel utilisé dans l'échantillonnage



Figure N°03: Le matériel utilisé dans le prélèvement (Pots de crachats, glacière, pinces et sachets réfrigérants)

Annexe II Résultats

1. Résultats de questionnaire

Date de la visite : 10 avril 2017

Poulailler : A

Nombre de bâtiments : 1

Paramètres			Remarques	
Type d'élevage		Traditionnel, Moderne	Traditionnel	
Mode d'élevage		Au sol/ En batterie/ Mixte (sol-batterie)	Au sol	
Bâtiment	Environnement	Ville/Village/Vallée/ Colline.	Village	
	Type de bâtiment	Clair, Obscure	Claire	
	Eloigné de tous facteur de stress	Oui/Non	Oui	
	Surface (m ²)		450m ²	
	Aération	Naturelle		
		Ventilation		
		Fréquence		Fréquence
	Lumière	Naturelle, Artificielle		Artificielle
		Intensité		
	Méthode de chauffage			Gaz de butane
	Température (chaque étape)			37°C
	Humidité			/
	Mangeoire	Nombre		20
		Taille		80 Cm
		Matière		Plastique
Abreuvoir	Nombre		40	
	Taille		20 Cm	

		Matière	Plastique	
	Fréquence de nettoyage	Mangeoire Abreuvoir	Chaque semaine Chaque semaine	
	Sol	Bitant, gravillon/caillons	Bitant	
	Mur	Chaulé, parpaing, métal	Chaulé	
	Toit	Matière :	Bitant	
	Fenêtre	Nombre :	16	
		Grillagée : Oui/Non	Oui	
Poulet	Nombre totale		7000	
	Catégorie d'âge		5 jours	
	Densité (poulet/m ²)		15/m ²	
	Nombre/cage		/	
	Race	Locale		Locale
		Importée		
	Souche		Cobb	
	Choix de la souche		Disponibilité	
	Age d'abattage		55j	
	Poids d'abattage		2,70 kg	
Nbr de bande/an		4 fois		
Eau	Fréquence de remplissage		Une fois par jour	
	Distribution régulière	Oui/Non (heure fixe)	Non	
	Analyse microbiologique	Oui/non Fréquence	Non	
Aliment	Type d'aliment	Général		
		Spécifique : Démarrage Croissance Finition	Spécifique	
	Qt distribuée/j		/	

	Qt consommée/j		/
	Fréquence de distribution		/
	Période de distribution		/
	Distribution régulière	Oui/Non (heure fixe)	Non
	Ingrédients		/
	Avec additifs	Vitamines	Non
		Antibiotiques (facteur de croissance, médicament)	Non
		Autres	
	Analyse microbiologique	Oui/non Fréquence	Non
Hygiène	Sol (litière)	Epaisseur	5cm
		Genre: Sèche /Humide	Humide
		Nature :	copeaux de bois
		Fréquence de renouvellement	/
		Pulvérisation anti-septique	/
	Local	Désinfection : oui/non Fréquence	Fréquence
		Durée de vide sanitaire	10 J
		Aération préalable	Oui
Pédiluve	Oui/ non	Non	
	Type	/	
L'éleveur	Nbr de main d'ouvre		02
	Expérience dans le domaine		2 ans
	Niveau d'étude		/

	Connaissances dans le domaine		Expérience
	Formation, amélioration		Non
	Culture d'hygiène		Oui
	Autres activités		Non
Soin vétérinaire	Mortalité	Taux Causes	600 Malade
	Elimination de sujets malades	Oui/non	Oui
	Fréquence de contrôle		2
	Maladies	Parasitaire Bactérienne Virale Carence	Bactérienne

	Vaccination	Antibiothérapie
Date	HB1 contre Newcastle AntiGomboro Rappelle Newcastle	/
Dose	1 dose / 1000 poussins	/
Mode d'administration	Par l'eau	/



Figure N°04: La structure de poulailler A

Date de la visite : 7 mai 2017

Poulailler : E et F

Nombre de bâtiments : 2

Paramètres			E	F
Type d'élevage		Traditionnel, Moderne	Traditionnel	Traditionnel
Mode d'élevage		Au sol/ En batterie/ Mixte (sol-batterie)	Au sol	Au sol
Bâtiment	Environnement	Ville/Village/Vallée/ Colline.	Village	Village
	Type de bâtiment	Clair, Obscure	Claire	Claire
	Eloigné de tous facteur de stress	Oui/Non	Oui	Non
	Surface (m ²)		370m ²	500m ²
	Aération	Naturelle		
		Ventilation		
		Fréquence	Fréquence	Fréquence
	Lumière	Naturelle, Artificielle	Artificielle	Artificielle
		Intensité		
	Méthode de chauffage		Gaz de butane	Gaz de butane
	Température		1 ^{er} j à 5J égale 35°C	1 ^{er} j à 5J égale 35°C
	Humidité		/	/
	Mangeoire	Nombre	40	80
		Taille	20kg	20kg
		Matière	Plastique	Plastique
	Abreuvoir	Nombre	24	36
		Taille	Libre	Libre
Matière		Plastique	Plastique	
Fréquence de nettoyage	Mangeoire Abreuvoir	Chaque 10j	Chaque 10j	
Sol	Bitant,	Bitant	Bitant	

		gravillon/caillons			
	Mur	Chaulé, parpaing, métal	Parpaing	Parpaing	
	Toit	Matière :	Plastique	Polystère	
	Fenêtre	Nombre :	7cheminés	24	
		Grillagée : Oui/Non	Non	Oui	
Poulet	Nombre totale		3000	5000	
	Catégorie d'âge		5J	5j	
	Densité (poulet/m ²)		8/m ²	10/m ²	
	Nombre/cage		/	/	
	Race	Locale		Locale	Locale
		Importée			
	Souche		Cobb	Cobb	
	Choix de la souche		/	/	
	Age d'abattage		50j	50j	
	Poids d'abattage		3kg	3kg	
Nbr de bande/an		/	/		
Eau	Fréquence de remplissage		2fois	2fois	
	Distribution régulière	Oui/Non (heure fixe)	24 h	24 h	
	Analyse microbiologique	Oui/non Fréquence	Fréquence	Fréquence	
Aliment	Type d'aliment	Général			
		Spécifique : Démarrage Croissance Finition	Démarrage	Démarrage	
	Qt distribuée/j		/	/	
	Qt consommée/j		/	/	
	Fréquence de distribution		/	/	

	Période de distribution		/	/
	Distribution régulière	Oui/Non (heure fixe)	Heure fixe	Heure fixe
	Ingrédients		/	/
	Avec additifs	Vitamines	Oui	oui
		Antibiotiques (facteur de croissance, médicament)	Facteur de croissance	Facteur de croissance
		Autres	/	/
	Analyse microbiologique	Oui/non Fréquence	Fréquence	Fréquence
Hygiène	Sol (litière)	Epaisseur	5cm	5cm
		Genre: Sèche /Humide	Humide	Humide
		Nature :	copeaux de bois	copeaux de bois
		Fréquence de renouvellement	/	/
		Pulvérisation anti-septique	/	/
	Local	Désinfection : oui/non Fréquence Durée de vide sanitaire Aération préalable	15j	15j
		Pédiluve	Oui/ non	/
		Type	/	/
	L'éleveur	Nbr de main d'ouvre		01
Expérience dans le domaine			10ans	10ans
Niveau d'étude			9 ^{ème} année	9 ^{ème} année
Connaissances dans			/	/

	le domaine			
	Formation, amélioration		Non	Non
	Culture d'hygiène		/	/
	Autres activités		/	/
Soin vétérinaire	Mortalité	Taux Causes	150 Malade	300 Malade
	Elimination de sujets malades	Oui/non	Oui	Oui
	Fréquence de contrôle		3	3
	Maladies	Parasitaire Bactérienne Virale Carence	Bactérienne	Bactérienne



Figure N°05 : la structure de poulailler E



Figure N°06 : la structure de poulailler F

Date de la visite : 17 avril 2017

Poulailler : B et C

Nombre de bâtiments : 1

Paramètres			B	C
Type d'élevage		Traditionnel, Moderne	Traditionnel	Traditionnel
Mode d'élevage		Au sol/ En batterie/ Mixte (sol-batterie)	Au sol	Au sol
Bâtiment	Environnement	Ville/Village/Vallée/ Colline.	Village	Village
	Type de bâtiment	Clair, Obscure	Claire	Claire
	Eloigné de tous facteur de stress	Oui/Non	Oui	Non
	Surface (m ²)		310 ²	360m ²
	Aération	Naturelle	Naturelle	Naturelle
		Ventilation		
		Fréquence		
	Lumière	Naturelle, Artificielle	Artificielle et naturel	Artificielle et naturel
		Intensité		
	Méthode de chauffage		Gaz de butane	Gaz de butane
	Température		20 à 30°C	20 à 30°C
	Humidité		/	/
	Mangeoire	Nombre	20	40
		Taille	20kg	20kg
		Matière	Plastique	Plastique
	Abreuvoir	Nombre	19	35
Taille		/	/	
Matière		Plastique	Plastique	
Fréquence de	Mangeoire	2 fois par	2 fois par semaine	

	nettoyage	Abreuvoir	semaine		
	Sol	Bitant, gravillon/caillons	caillons	caillons	
	Mur	Chaulé, parpaing, métal	Parpaing	Parpaing	
	Toit	Matière :	Polystère Eternité	Polystère	
	Fenêtre	Nombre :	10	18	
		Grillagée : Oui/Non	Oui	Oui	
Poulet	Nombre totale		2000	2400	
	Catégorie d'âge		30J	30j	
	Densité (poulet/m ²)		6/m ²	6/m ²	
	Nombre/cage		/	/	
	Race	Locale		Locale	Locale
		Importée			
	Souche		Cobb	Cobb	
	Choix de la souche		/	/	
	Age d'abattage		50j	50j	
	Poids d'abattage		2,8kg	2,8kg	
Nbr de bande/an		/	/		
Eau	Fréquence de remplissage		2fois	2fois	
	Distribution régulière	Oui/Non (heure fixe)	Non	Non	
	Analyse microbiologique	Oui/non Fréquence	Non	Non	
Aliment	Type d'aliment	Général			
		Spécifique : Démarrage Croissance Finition	Croissance	Croissance	
	Qt distribuée/j		/	/	

	Qt consommée/j		/	/
	Fréquence de distribution		2 fois	2 fois
	Période de distribution		/	/
	Distribution régulière	Oui/Non (heure fixe)	Non	Non
	Ingrédients		/	/
	Avec additifs	Vitamines	Oui	Oui
		Antibiotiques (facteur de croissance, médicament)	Facteur de croissance	Facteur de croissance
		Autres	/	/
	Analyse microbiologique	Oui/non Fréquence	Non	Non
Hygiène	Sol (litière)	Epaisseur	3cm	3cm
		Genre: Sèche /Humide	Humide	Humide
		Nature :	copeaux de bois	copeaux de bois
		Fréquence de renouvellement	27 semaines	27 semaines
		Pulvérisation anti-septique	/	/
	Local	Désinfection : oui/non Fréquence Durée de vide sanitaire Aération préalable	Après chaque bande 15 à 20j	Après chaque bande 15 à 20j
		Pédiluve	Oui/ non	Non
		Type	/	/
	L'éleveur	Nbr de main d'ouvre		02

	Expérience dans le domaine		10ans	10ans
	Niveau d'étude		7 ^{ème} année	6 ^{ème} année
	Connaissances dans le domaine		/	/
	Formation, amélioration		Non	Non
	Culture d'hygiène		/	/
	Autres activités		Agriculture	Agriculture
Soins vétérinaires	Mortalité	Taux Causes	Presque 200 divers	Presque 192 Diverse
	Elimination de sujets malades	Oui/non	Oui	Oui
	Fréquence de contrôle		2 fois	2 fois
	Maladies	Parasitaire Bactérienne Virale Carence	Parasitaire Bactérienne Carence	Parasitaire Bactérienne Carence

	Vaccination	Antibiothérapie
Date	HB1 contre Newcastle AntiGomboro Rappelle Newcastle	/
Dose	1 dose pour 1000sujet	/
Mode d'administration	Voie orale	/

Date de la visite : 24 avril 2017

Poulailler : D

Nombre de bâtiments : 1

Paramètres			Remarques	
Type d'élevage		Traditionnel, Moderne	Traditionnel	
Mode d'élevage		Au sol/ En batterie/ Mixte (sol-batterie)	Au sol	
Bâtiment	Environnement	Ville/Village/Vallée/ Colline.	Village	
	Type de bâtiment	Clair, Obscure	Claire	
	Eloigné de tous facteur de stress	Oui/Non	Oui	
	Surface (m ²)		200m ²	
	Aération	Naturelle		Naturelle
		Ventilation		
		Fréquence		
	Lumière	Naturelle, Artificielle		Artificielle
		Intensité		
	Méthode de chauffage		Gaz de butane	
	Température (chaque étape)		27 à 28°C	
	Humidité		/	
	Mangeoire	Nombre		16
		Taille		50/30 Cm
		Matière		Plastique
	Abreuvoir	Nombre		2
		Taille		1,5 m
Matière			Métal galvanisé	
Fréquence de nettoyage	Mangeoire Abreuvoir		/ Chaque matin	
Sol	Bitant,		caillons	

		gravillon/caillons		
	Mur	Chaulé, parpaing, métal	Chaulé	
	Toit	Matière :	Végétaux	
	Fenêtre	Nombre :	08	
		Grillagée : Oui/Non	Oui	
Poulet	Nombre totale		1200	
	Catégorie d'âge		30j	
	Densité (poulet/m ²)		6/m ²	
	Nombre/cage		/	
	Race	Locale		Locale
		Importée		
	Souche		Alborac	
	Choix de la souche		Vite grossie	
	Age d'abattage		45j	
	Poids d'abattage		2,8 kg	
Nbr de bande/an		¾		
Eau	Fréquence de remplissage		Chaque matin	
	Distribution régulière	Oui/Non (heure fixe)	Oui	
	Analyse microbiologique	Oui/non Fréquence	Non	
Aliment	Type d'aliment	Général		
		Spécifique : Démarrage Croissance Finition	Spécifique	
	Qt distribuée/j			
	Qt consommée/j			
	Fréquence de distribution		Matine et soire	
	Période de		/	

	distribution		
	Distribution régulière	Oui/Non (heure fixe)	Oui
	Ingrédients		/
	Avec additifs	Vitamines	Oui
		Antibiotiques (facteur de croissance, médicament)	/
		Autres	
	Analyse microbiologique	Oui/non Fréquence	Non
Hygiène	Sol (litière)	Epaisseur	/
		Genre: Sèche /Humide	Humide
		Nature :	/
		Fréquence de renouvellement	/
		Pulvérisation anti-septique	/
	Local	Désinfection : oui/non Fréquence Durée de vide sanitaire Aération préalable	5 à 20j
	Pédiluve	Oui/ non	Non
		Type	/
L'éleveur	Nbr de main d'ouvre		01
	Expérience dans le domaine		12 ans
	Niveau d'étude		/
	Connaissances dans le domaine		/
	Formation, amélioration		Non

	Culture d'hygiène		Non
	Autres activités		Non
Soin vétérinaire	Mortalité	Taux Causes	250 Malade
	Elimination de sujets malades	Oui/non	Oui
	Fréquence de contrôle		Dans le cas de malade
	Maladies	Parasitaire Bactérienne Virale Carence	Bactérienne

	Vaccination	Antibiothérapie
Date	HB1 contre Newcastle AntiGomboro Rappelle Newcastle	/
Dose	1 dose / 1000 poussins	/
Mode d'administration	Par l'eau	/

Date de la visite : 15 mai 2017

Poulailler : G

Nombre de bâtiments : 1

Paramètres			Remarques	
Type d'élevage		Traditionnel, Moderne	Traditionnel	
Mode d'élevage		Au sol/ En batterie/ Mixte (sol-batterie)	Au sol	
Bâtiment	Environnement	Ville/Village/Vallée/ Colline.	Village	
	Type de bâtiment	Clair, Obscure	Claire	
	Eloigné de tous facteur de stress	Oui/Non	Oui	
	Surface (m ²)		450m ²	
	Aération	Naturelle		
		Ventilation		
		Fréquence		Fréquence
	Lumière	Naturelle, Artificielle		Artificielle
		Intensité		
	Méthode de chauffage			Gaz de butane
	Température (chaque étape)			18°C
	Humidité			/
	Mangeoire	Nombre		20
		Taille		80 Cm
		Matière		Plastique
	Abreuvoir	Nombre		40
		Taille		20 Cm
Matière			Plastique	
Fréquence de nettoyage	Mangeoire		Chaque semaine	
	Abreuvoir		Chaque semaine	
Sol	Bitant,		Bitant	

		gravillon/caillons		
	Mur	Chaulé, parpaing, métal	Chaulé	
	Toit	Matière :	Bitant	
	Fenêtre	Nombre :	16	
		Grillagée : Oui/Non	Oui	
Poulet	Nombre totale		7000	
	Catégorie d'âge		30 jours	
	Densité (poulet/m ²)		15/m ²	
	Nombre/cage		/	
	Race	Locale		Locale
		Importée		
	Souche		Cobb	
	Choix de la souche		Disponibilité	
	Age d'abattage		55j	
	Poids d'abattage		2,70 kg	
Nbr de bande/an		4 fois		
Eau	Fréquence de remplissage		Une fois par jour	
	Distribution régulière	Oui/Non (heure fixe)	Non	
	Analyse microbiologique	Oui/non Fréquence	Non	
Aliment	Type d'aliment	Général		
		Spécifique : Démarrage Croissance Finition	Spécifique	
	Qt distribuée/j		/	
	Qt consommée/j		/	
	Fréquence de distribution		/	
	Période de		/	

	distribution		
	Distribution régulière	Oui/Non (heure fixe)	Non
	Ingrédients		/
	Avec additifs	Vitamines	Non
		Antibiotiques (facteur de croissance, médicament)	Non
		Autres	
	Analyse microbiologique	Oui/non Fréquence	Non
Hygiène	Sol (litière)	Épaisseur	5cm
		Genre: Sèche /Humide	Humide
		Nature :	
		Fréquence de renouvellement	/
		Pulvérisation anti-septique	/
	Local	Désinfection : oui/non Fréquence	Fréquence
		Durée de vide sanitaire	10 J
		Aération préalable	Oui
Pédiluve	Oui/ non	Non	
	Type	/	
L'éleveur	Nbr de main d'ouvre		02
	Expérience dans le domaine		2 ans
	Niveau d'étude		/
	Connaissances dans le domaine		Expérience
	Formation, amélioration		Non

	Culture d'hygiène		Oui
	Autres activités		Non
Soins vétérinaires	Mortalité	Taux Causes	980 Malade
	Elimination de sujets malades	Oui/non	Oui
	Fréquence de contrôle		2
	Maladies	Parasitaire Bactérienne Virale Carence	Bactérienne

	Vaccination	Antibiothérapie
Date	HB1 contre Newcastle AntiGomboro Rappelle Newcastle	/
Dose	1 dose / 1000 poussins	/
Mode d'administration	Par l'eau	/

2. Résultats de dénombrement

Tableau I : Résultats de dénombrement des bactéries lactiques à la phase de démarrage (log₁₀/g)

Echantillon	Poulailler A	Poulailler E	Poulailler F
E1	8,5910646	8,5797836	8,78532984
E2	8,2304489	8,6434527	8,462398
E3	8,8864907	8,447158	8,69019608
E4	8,3617278	8,9190781	9,32633586
E5	7,60206	7,7781513	9,88592634
E6	8,6901961	7,9542425	9,09342169
E7	9,25042	8,3617278	8,84509804
E8	8,1139434	8,2787536	9,11394335
E9	8,9294189	9,1583625	8,99122608
E10	8,9822712	8,9444827	9,07188201

Tableau II: Résultats de dénombrement des bactéries lactiques à la phase de croissance (log₁₀/g)

Echantillon	Poulailler B	Poulailler C	Poulailler D	Poulailler G
E1	8,84509804	9	8,6901961	1,5797836
E2	8,90308999	9	9,4608978	9,5965971
E3	8	9	9,25042	8,36172784
E4	/	/	9,5024271	8,07918125
E5	7,90308999	9	9,6683859	8,96848295
E6	7,69897	9	9,39794	7,69897
E7	8,67209786	7,84509804	9,4265113	9,62117628
E8	9,11394335	8,11394335	9,5490033	9
E9	7,69897	9,33041377	9,1583625	9,5865873
E10	7,90308999	8,36172784	9	9,24303805

Tableau III: Résultats de dénombrement de levures à la phase de démarrage (log₁₀/g)

Echantillon	Poulailler A	Poulailler E	Poulailler F
E1	5,62324929	6	6,307496038
E2	5,39794001	6,31597035	6
E3	5,68124124	6,11058971	5,924279286
E4	4,60205999	6,27415785	6,372912003
E5	5,51851394	6,53655844	6,320146286
E6	6,18184359	6,36921586	6,465382851
E7	5,91907809	6,5132176	5,531478917
E8	6	6,38201704	5,477121255
E9	6,16731733	6,42324587	5,755874856
E10	5,59106461	6,56702637	6,217483944

Tableau IV: Résultats de dénombrement de levures à la phase de croissance (log₁₀/g)

Echantillon	Poulailler B	Poulailler C	Poulailler D	Poulailler G
E1	6	4,60205999	6	6
E2	6	4,69897	6	6
E3	6	5,69019608	6	8,814247596
E4	6	4,69897	6	6
E5	6	6	6	6
E6	6	6	6	8,799340549
E7	6	6	6	8,426511261
E8	6	6	6	6
E9	6	6	6	6
E10	6,2833012	6	6	6

3. Résultats de l'antibiogramme

Tableau V: Diamètres de zones d'inhibition de l'antibiogramme (en mm)

Poulailler	Les échantillons	Ofloxacine		Gentamicine		Acide nalidixine		Tétracycline	
		≥ 25	<22	≥ 21	<19	≥20	<15	≥19	<17
A	A1	20		30		<6		12	
	A3	27		30		<6		15	
	A5	9		13		<6		<6	
	A6	17		26		<6		<6	
	A7	20		10		<6		<6	
	A8	15		29		<6		<6	
	A9	<6		27		<6		<6	
	A10	<6		28		<6		<6	
B	B1	21		15		<6		<6	
	B2	22		29		15		10	
	B5	<6		14		<6		<6	
	B6	21		15		<6		<6	
	B9	14		19		<6		<6	
C	C5	11		23		<6		<6	
	C6	22		25		<6		8	
	C7	30		29		<6		10	
	C8	27		32		<6		13	
	C4	10		13		<6		<6	
D	D4	15		27		<6		<6	
E	E2	15		10		<6		<6	
	E4	20		29		<6		<6	
	E5	11		8		<6		<6	
	E6	25		27		15		<6	
	E8	27		20		<6		12	
	E9	12		18		<6		<6	
	E10	8		15		<6		<6	
F	F1	19		25		<6		<6	
	F2	24		30		<6		<6	
	F3	25		16		<6		<6	
	F4	26		29		16		<6	
	F5	19		30		<6		<6	
	F6	22		15		19		<6	
	F7	14		22		<6		<6	
	F8	20		27		<6		<6	
	F9	20		30		<6		<6	
	F10	29		30		27		11	

Résumé

La présente étude a été effectuée pour évaluer et mettre en évidence le degré d'équilibre de la flore intestinale des poulets de chair d'apparence clinique sain et le niveau de maîtrise des conditions d'élevages, afin d'estimer les dangers pour la santé publique. Cette étude a été effectuée au niveau de laboratoire microbiologie de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et Sciences de la Terre, de début de mois d'avril jusqu'au mois de juin 2017 à porte sur 07 prélèvements de matière fécales d'après des poulaillers privées non agréée par l'état, précédé d'un questionnaire sur la maîtrise des conditions d'élevage. L'analyse microbiologique de la fiente à porté sur le démembrement des bactéries lactiques, les levures ainsi que la recherche des Entérocoques, les Salmonelles et *E.coli*. Les résultats de dénombrement et de recherche des germes étudiés montrent la présence d'une flore intestinale équilibrée et terme de la présence de bactéries lactiques, de levures et absence de *Salmonella*. Par contre le test de pathogénicité montre une absence d'hémolyse pour les souches d'*E.coli* mais une résistante importante aux antibiotiques testés.

Les mots clés : Elevage, Poulet de chair, Matière fécale, Flore intestinale, Agents pathogène

Abstract

This study was conducted to evaluate and demonstrate the degree of balance of the intestinal flora of broiler chickens of healthy clinical appearance and the level of control of the rearing conditions in order to estimate the health hazards public. This study was carried out at the level of laboratory microbiology of the Faculty of Sciences of the Nature and Life and Earth Sciences, from the beginning of April until June 2017 on 07 catches of fecal matter According to private henhouses not approved by the State, preceded by a questionnaire on the control of the conditions of breeding. Microbiological analysis of manure-to-gate on the dismemberment of lactic bacteria, Ansai yeasts as the Enteroquque research, Salmonella and E. coli. The results of enumeration and research of the germs studied show the presence of a balanced intestinal flora and term of the presence of lactic bacteria, yeasts and absence of Salmonella. On the other hand, the pathogenicity test shows an absence of hemolysis for the E.coli strains but a significant resistance to the antibiotics tested.

Key words: livestock, Chicken, fecal matter, intestinal flora, pathogens.

ملخص

أجريت هذه الدراسة لتقييم وتسليط الضوء على درجة توازن الفلورا المعوية في الدواجن صحية المظهر السريري ومستوى إتقان أساليب التربية، لتقدير المخاطر الصحية على المستهلك وقد أجريت هذه الدراسة على مستوى مخبر العلوم الدقيقة في كلية علوم الطبيعية والحياة وعلوم الأرض البويرة، من أوائل أبريل حتى يونيو 2017 حول 07 عينات من براز دواجن مزارع خاصة لم تتم الموافقة من قبل الدولة، على أن يسبقه استبيان بشأن مراقبة نوعية احترام مقاييس التربية متبوعة بتحليل ميكروبيولوجي للبراز من أجل البحث عن اشريشيا كولي و السالمونيلا و عد الخمائر و البكتيريا اللاكتكية . وأظهرت نتائج بحث وعد هذه الجراثيم ان الفلورا المعوية متوازنة من ناحية وجود البكتيريا الاكتيكية والخمائر وعدم وجود السالمونيلا اما اختبار المرضية دل على عدم وجود انحلال الدم عند كل لسالات اشريشيا كولي المدروسة ، ولكن اظهرت مقاومة مهمة للمضادات الحيوية التي تم اختبارها.

الكلمات المفتاحية: تربية الحيوانات، الدجاج اللحم، البراز، الفلورا المعوية، العوامل المسببة للأمراض