
République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Centre Universitaire Belhadj Bouchaïb d'Aïn-Témouchent



Institut des Sciences
Département de science de la nature et de la vie

Mémoire

Pour l'obtention du Diplôme de Master en Sciences Biologiques
Option : Microbiologie Appliquée

Présenté par :
Melle. Moussi Fadella et Sidi yakoub Sarah

Recherches des souches bactériennes pathogènes dans le tube digestif des poulets de chair

Encadrant :
M.CHERIF, Nadjib
Maitre de conférences "B" à C.U.B.B.A.T.

Soutenu en Juin 2018

Devant le jury composé de :

Président:	M. MOUEDDEN Nasr Eddine Réad (M.A.A)	C.U.B.B.A.T.
Examinatrice :	Mme. Madani (M.A.A)	C.U.B.B.A.T.
Encadrant :	M.CHERIF, Nadjib (M.C.B)	C.U.B.B.A.T.

Remercîment :

Avant tout, nous remercions Dieu tout puissant de nous avoir accordé la santé le courage et les moyens pour suivre nos études et pour la réalisation de ce travail.

*Tout d'abord, ce travail ne serait pas aussi riche et n'aurait pas pu avoir le jour sans l'aide et l'encadrement de **MONSIEUR CHERIF** on le remercie pour la qualité de son encadrement exceptionnel, pour sa patience, sa rigueur et sa disponibilité et ses conseils bienveillants et qui nous a permis de réaliser ce travail dans des conditions convenables.*

*Nous somme consciente de l'honneur que nous a fait **Monsieur Moueddénen** étant président du jury*

***Mme Madani** qui a accepté sans hésitation de jugé ce travail.*

*On remercie aussi **Monsieur Bennabi, Monsieur Bakli** et **Mme Mhamdipour** leur encouragement.*

*Nos vifs remerciements s'adressent également à toute l'équipe du laboratoire **M. Walid, M. Khaled** et **Mme. Chokria** qui nous a beaucoup aidés durant notre stage.*

Nous remerciment s'adresse également à tous professeurs pour leurs générosités et la grande patience dont ils ont su faire preuve malgré leurs charges académiques et professionnelles.

Nos profonds remerciements vont également à toutes les personnes qui nous ont aidés et soutenue de près ou de loin.

Dédicace :

Je dédie ce modeste travail aux être qui me sont les plus chers, je cite :

A la lumière de mes jours, la source de mes efforts, la flamme de mon cœur, ma vie et mon bonheur ; ma mère, vous m'avez tendu les bras et accueilli, vous m'avez intégré à votre famille. ce soutien m'a permis de bien mener mes études sans difficultés majeurs.

Aucune dédicace ne saurait exprimer mon respect, mon amour éternel et ma considération pour les sacrifices que vous avez consenti pour mon instruction et mon bien être.

Je vous remercier pour tout le soutien et l'amour que vous me portez depuis mon enfance et j'espère que votre bénédiction m'accompagne toujours.

Puisse dieu, le très haut, vous accorder santé, bonheur et longue vie et faire en sorte que jamais je ne vous déçoive.

A la mémoire de mes papas adoptifs et biologiques :

J'aurais tant aimé que vous soyez présents, que dieu ait vos âmes dans sa sainte miséricorde.

Papa, aucune dédicace ne saurait exprimer l'amour, l'estime, le dévouement et le respect que j'ai eu pour vous.

Rien au monde ne vaut les efforts fournis jours et nuits pour mon éducation et mon bien être.

Ce travaille est le fruit de tes sacrifices que tu as consentis pour mon éducation et ma formation.

A mon trésor mon fiancé AMINE Smahi

A mes chers frères, Slimane, fayçal, sofiane, sidahmed ,laradj , badro, chikh, les mots ne suffisent guère pour exprimer l'attachement, l'amour et l'affection que je port pour vous.

Mes anges, mes fidèles compagnons dans les moment les plus délicats.

Je vous dédie ce travail avec tous mes vœux de bonheur, de santé et de réussite.

A mes chers petits neveux et nièces :

Achraf, aguïda ,mohamed , hanna, farouk, mohamed et salsabil

Aucun mot ne pourrait exprimer l'attachement, l'amour et la tendresse que j'éprouve pour vous.

A souhilasarahfaizabochra Plus que des sœurs, vous êtes mes amies, mes confidentes, mes complices

Ce témoignage de mon affection est bien peu de choses au regard

De tout ce que je te dois.

Toute ma reconnaissance et ma profonde gratitude.

A mes belles-sœurs

Nassima hayatfatiha

À MES CHERS ONCLES, TANTES, LEURS EPOUX ET EPOUSES

*Salîha , Kouider Meriem Zoulikha Ali Naima Zenagui Ahmed fatiha Dahou FATIHA
Malîka Hamid*

A MES CHERS COUSINS COUSINES

*Bochra keltoum ikou aicha mimi ikram fatna iyyes amir fethi amine med younes said yasmine
hayat*

*Veillez trouver dans ce travail l'expression de mon respect le plus profond et mon
affection la plus sincère.*

A mon binôme Sarah et toute la famille sidi yakoub

*En témoignage de mon affection fraternelle, de ma profonde tendresse et reconnaissance, je
vous souhaite une vie pleine de bonheur et de succès et que Dieu, le tout puissant, vous
protège et vous garde.*

*Aux personnes qui m'ont toujours aidé et encouragé, qui étaient toujours à mes côtés, et qui
m'ont accompagnaient durant mon chemin d'études supérieures, mes aimables amis, collègues
d'étude, et frères de cœur*

*Et à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin pour que ce projet soit possible, je vous
dis merci.*

Hanane

Dédicace

Rien n'est aussi beau à offrir que le fruit d'un labeur
Qu'on dédie du fond du cœur à ceux qu'on aime
Et qu'on remercie en exprimant La gratitude
Et la reconnaissance durant toute notre existence.

Je dédie ce modeste travail

*D'abord à mon père, Ma mère pour leur soutien moral, leur encouragement infini
pour m'avoir aidé afin d'être a ce Niveau*

A mon très cher oncle Bachir

Mon héro que j'aime, J'espère être digne de l'éducation et des précieux conseils que tu m'as
toujours prodigué. Six ans déjà que tu nous as quittés.

Et quelle tristesse je ressens aujourd'hui encore à constater ton absence !

*Tu nous manqueras toujours et le temps n'effacera jamais le vide que tu as laissé.
Puisse Dieu t'accueillir dans son paradis en récompense de toutes les bonnes actions
réalisées sur terre.*

Repose en paix

A mes chères sœurs

Hafidha, Sabrina et Amina, Merci pour votre support continu et de votre amour.

A Mon très cher frère

*Amine Puisse Dieu tout puissant jouir votre vie, vous combler d'avantage, vous
apporter du bonheur.*

A ma chère tante

*Malika, aucun mot ne pourra exprimer l'amour et le respect que j'éprouve pour
vous, ni vous remercier pour votre soutien et vos prières qui m'ont toujours apporté
soutien moral et affectif lors des épreuves difficiles de ma carrière.*

" A mes cousins, cousines et nièces"

*Anfel, Ines, Assil, Amian, Salima, Khadidja , Chaima, Hayet, Samia, mehdi , Ilyes En
témoignage de mon respect et de mon profond attachement, je vous souhaite longue
et heureuse vie.*

Je veux dédier aussi un grand merci à mon binôme Hanane

A tous mes collègues de promotion, Merci pour votre amour et votre amitié

A tous ceux qui ont été à mes côtés jusqu'à aujourd'hui.

Sarah

Table des matières	Numérotation des pages
Résumé	V, vi
Table des figures	Vii,viii
Liste des tableaux	Ix
Liste des abréviations	X,xi
Introduction Générale	01
Partie I : SYNTHÈDE BIBLIOGRAPHIQUE	
Chapitre I : Production et consommation de la viande de volaille dans le monde et en Algérie	
1. Production et consommation de la viande de volaille dans le monde et en Algérie	02
Chapitre II : Elevage de poulets	
1. Elevage de poulets	05
2. Situation de la poule domestique en Algérie	05
3. L'anatomie de tube digestif de la poule	06
3.1. Le bec	07
3.2. Œsophage	07
3.3. Le jabot	07
3.4. Proventricule	07
3.5. Gésier	08
3.6. Le duodénum	08
3.7. Le jéjunum	08
3.8. L'iléon	09
3.9. Un caecum	09

3.10. Le rectum	09
3.11. le Cloaque	09
3.12. Le coprodeum	09
3.13. L'urodeum	09
3.14. Le proctodeum	09
4. L'alimentation de poulets	09
5. La composition de la microflore de tube digestif de poulet	12
6. Les principales maladies Bactériennes chez les volailles	12
6.1 Les colibacilloses	12
6.2. Les Salmonelloses	13
6.3. Les campylobactérioses	13
Chapitre III : Utilisation des antibiotiques	
1. Utilisation des antibiotiques	14
2. Mode d'action des antibiotiques	14
2.1. Spectre d'activité / sensibilité	15
2.2. Effets bactériostatiques et bactéricides des antibiotiques	16
3. Utilisation des antibiotiques autant qu'additifs	16
3.1. Définition d'additif	16
3.2. Les effets des additifs	16
4. Effets zootechniques des additifs antibiotiques	17
5. Antibiorésistance	18
5.1. Antibiorésistance chez les bactéries commensales	18
5.2. Antibiorésistance chez les bactéries des volailles	20
Chapitre IV : Alternatives aux antibiotiques	

1. Alternatives aux antibiotiques	21
1.1. Les prébiotiques	22
1.2. Les symbiotiques	22
1.3. Les acides organiques	23
1.4. Les enzymes	23
1.5. Les extraits de plantes	23
1.6. Les probiotiques	24
1.7. Les protéines	25
2. Les microorganismes utilisés comme probiotiques	27
3. Genre d' <i>Escherichia coli</i>	28
Partie II : MATERIELS ET METHODES	
1. Echantillonnage	29
2. Prélèvement et conservation	29
3. Préparation des suspensions	30
4. Isolement et purification des souches	31
5. Identification des souches isolées	32
5.1. Observation macroscopique et microscopique	32
5.2. L'ensemencement de la plaque API20E	32
6. Teste de sensibilité aux antibiotiques	32
6.1. Aromatogramme	33
6.2 Détermination de la Concentration Minimale Inhibitrice CMI	33
7. Recherche de <i>Clostridium</i>	34
7.1. Isolement dans les tubes	34
7.2 Isolement sur les boîtes	35

Partie III : RESULTATS ET DISCUSSIONS	
1. Isolement des souches	36
2. Identification des souches isolées	40
2.1. Etude microscopique	40
2.2.1 L'ensemencement de la galerie API 20 ^E	40
3. Etudes de la sensibilité des souches aux antibiotiques	42
4. Etudes de la sensibilité des souches aux extraits de <i>M.suaveolens</i>	44
5. Etude de la CMI des antibiotiques	46
6. Isolement de <i>Clostridium perfringens</i>	49
6.1. Sur milieux Viande –Foie	49
6.2. Sur le milieu TSC	50
Conclusion	52
Référence bibliographique	
Annexe	

Résumé :

Les élevages de poulets de chair sont fréquemment contaminés de manière asymptomatique par les bactéries pathogènes. La santé intestinale des volailles est une problématique essentielle en élevage.

Différentes bactéries pathogènes d'importance chez le poulet de chair telles que *Salmonella*, *Campylobacter*, *E. coli* et *Clostridium perfringens* seront aussi évaluées quant à leur influence sur les composantes bénéfiques de cette flore digestive retrouvée chez les poulets de chair en santé.

L'objectif de cette mémoire était de recherché des bactéries pathogènes vis-à-vis de *Salmonella*, *E.Coli* , *Clostridium*.

Dans l'objectif de sélectionner des souches potentiellement pathogènes, nous avons exploré la flore de tube digestif du poulet de chair.

La première étape : l'échantillonnage selon le poids et l'état sanitaire (selles diarrhéique) de la poule de chair

La deuxième étape : abattage des poules de chair malades, et l'isolement des parties de l'appareil digestif

Troisième étape : après plusieurs repiquages sur des milieux gélosés sélectifs pour entérobactéries (Mac.Conkey, Hektoen et Shigella-Salmonella), les différents genres bactériens isolés des Parties de l'intestin (Caecum, iléon et cloaque, jabot, duodénum) des poulets issus de différentes unités d'élevage, nous analyseront les résultats obtenus. Dans le but de sélectionné et identifié le genre et l'espèce de ces germes

Enfin de trouver un traitement pour les poules par les techniques antibiogramme et CMI et les effets des antibiotiques et les extrait des végétaux sur *Salmonella*, *E.Coli* , *Clostridium*

Parmi les isolats ont qui sont considérer comme des bactéries pathogènes. l'étude a montré que ces isolats sont : *E.Coli* , *Salmonelle spp*, *Clostridium spp*

Mots clés : abattage, germes pathogènes, antibiotique , CMI , extrait végétaux , *E.Coli* , *Salmonelle spp*, *Clostridium spp*

Abstract :

broiler flocks are frequently asymptotically infected with pathogenic bacteria.

The intestinal health of poultry is an essential problem in breeding. Various pathogenic bacteria of importance in broiler chickens such as Salmonella, Campylobacter, E. coli and Clostridium perfringens will also be evaluated for their influence on the beneficial components of this digestive flora found in healthy broiler chickens. .

The objective of this memory was to search pathogenic bacteria for Salmonella, E.Coli, Clostridium.

In order to select potentially pathogenic strains, we explored the flora of the digestive tract of the broiler.

The first step: sampling by weight and sanitary status (stool diarrhea) of the hens

The second step: slaughter of sick hens, and isolation of parts of the digestive tract

Third step: after several subcultures on selective agar media for enterobacteria

(Mc.Conkey, Hektoen and Shigella-Salmonella), the different bacterial genera isolated from parts of the intestine (Caecum, ileum and cloaca, crop, duodenum) chickens from different breeding units, we will analyze the results. for the purpose of selecting and identifying the genus and species of these germs

finally, to find a treatment for hens by antibiogram and MIC techniques and the effects of antibiotics and plant extracts on Salmonella, E. Coli, Clostridium.

Key words: slaughter, pathogens, antibiotics, MICs, plant extracts, E.Coli, Salmonella spp, Clostridium spp.

Liste des figures	Numérotation des pages
Figure N°01 : tractus digestif du poulet après nécropsie	05
Figure N°02 : Présentation des différents germes microbiens autorisés en tant qu'additifs en alimentation avicole en Europe	17
Figure N°03 : Schéma représentant des alternatives biologiques aux antibiotiques promoteurs de croissances chez les volailles	22
Figure N°04 : les poules de chair malades	29
Figure N°05 : Les différentes parties de l'appareil digestif de poule de chair	30
Figure N°06 : Les différentes dilutions différentes parties du tube digestif.	31
Figure N°07 : Aspect des souches <i>Escherichia coli</i> et <i>Salmonella</i> sur le milieu EMB	31
Figure N°08 : les extraits végétaux	33
Figure N°09 : ensemencements dans les tubes (milieu Viande-Foie)	34
Figure N°10 : ensemencements sur milieux TSC	35
Figure N°11 : repiquage dans la gélose au sang et mettre dans un dessiccateur	35
Figure N°12 : Résultats d'ensemencement de l'échantillon de JABO sur EMB et GN	36
Figure N°13 : Résultats d'ensemencement de l'échantillon de Duodénum sur EMB et GN	37
Figure N°14 : Résultats d'ensemencement de l'échantillon de l'iléon sur EMB et GN	38
Figure N° 15 : Résultats de l'ensemencement du milieu Mac Conkey	38
Figure N°16 : Observation microscopique (B, Ec7)	40
Figure N°17 : la galerie Api 20E	41
Figure N° 18 : Résultats de l'antibiogramme de <i>Salmonella SPP</i>	42
Figure N° 19 : Résultats de l'antibiogramme d' <i>Escherichia coli</i>	43

Figure N°20 : Aromatogramme de la souche <i>Escherichia coli</i>	45
Figure N° 21 : Aromatogramme de la souche <i>Salmonella</i>	45
Figure N°22 : la CMI Testé sur la souche B sous action d'antibiotique EnroEnrofloxacine	46
Figure N°23 : la CMI Testé sur la souche B sous action d'antibiotique Oxytétracycline	47
Figure N°24 : la CMI Testé sur la souche Ec7 sous action d'antibiotique Oxytétracycline	47
Figure N°25 : la CMI Testé sur la souche Ec7 sous action d'antibiotique EnroEnrofloxacine	47
Figure N°26 : résultats de l'ensemencement de la gélose de Viande –Foie	49
Figure N°27 : Résultats de l'ensemencement de la gélose TSC	50
Figure N°28 : résultats de repiquage sur milieu TSC	50

Liste des tableaux	Numérotation des pages
Tableau N°01: Nombre de bactéries viables (log10 /g de contenu) des groupes majoritaires dans le tube digestif du poulet	12
Tableau N° 02 : Tableau récapitulatif contenant les alternatives biologiques et leurs propriétés bénéfiques pour les volailles	26
Tableau N° 03 : Principaux microorganismes utilisés comme	27
Tableau N°4: l'aspect macroscopique des différentes colonies sur milieu EMB obtenues avec différentes parties	36
Tableau N°05 : l'aspect macroscopique des différentes colonies sur milieu GN	37
Tableau N°06 : l'aspect macroscopique des différentes colonies sur milieux EMB et milieux Mac conkey	39
Tableau N° 07 : Les caractéristiques microscopique des souches	40
Tableau N°08: Identification de quelques souches isolées	41
Tableau N°9 : Les différentes concentrations des antibiotiques	42

Liste des abréviations

FAO : Organisation des Nation Unies pour l'alimentation l'agriculture

ml : millilitre

µl : microlitre

EMB : Milieu Eosine Bleu de Méthylène.

GMQ : gain moyen quotidien

C. jejuni: *Campylobacter jejuni*

S. choleraesuis : *Salmonella choleraesuis*

S. Abortusovis : *Salmonella Abortusovis*

S. Gallinarum : *Staphylococcus gallinarum*

S. Pullorum : *Salmonella pullorum*

Log : logarithme

ONAB : L'Office National des Aliments du Bétail

UFC : Unité Formant Colonie

ISO : Organisation International de Standardisation

c : critique inférieure

H : heur

% : Pourcentage

ATB : antibiotique

E. coli : *Escherichia coli*

GN : Gélose Nutritif

MT : tonnes métriques

g : gramme

CMI : Concentration Minimale Inhibitrice

C : critique supérieure
pH : Unité de mesure d'acidité
Kcal : kilocalorie
U : unité
Ig : anticorps sécrétoires
cm : centimètre
m : mètre

Introduction

La production de la viande blanche a connu une progression appréciable passant de 24000 tonnes en 1968 à 200000 tonnes en 1999, soit une croissance moyenne annuelle de 7%. Cette augmentation s'explique par la politique mise en place par les pouvoirs publics dans le cadre de l'autosuffisance alimentaire (**Feliachi, 2003**).

Les principaux problèmes sanitaires rencontrés en élevage de poulets de chair sont de type infectieux. Les flores microbiennes des sphères respiratoire et digestive jouent un rôle majeur sur l'état sanitaire des animaux et leurs performances zootechniques. Un rapport étroit existe entre ce qu'il est convenu d'appeler le microbisme ambiant (l'élevage, des microflore, et la santé des animaux. L'introduction d'animaux d'origine diverses représente un risque important d'implantation de nouvelles souches microbiennes pouvant modifier les équilibres de flores dans un sens négatif, voire ouvrir la voie à des bactéries pathogènes. (**Baraka, 2002**)

Les infections à *E.coli* chez la volaille de distribution mondiale sont devenues plus fréquentes et redoutables par les dégâts qu'elles occasionnent. Les pertes économiques sont importantes à savoir mortalités, contre-performances et troubles divers de la reproduction, chute de l'éclosabilité, augmentation de la mortalité en coquille ou en boîtes les premiers jours. Ces infections à *E.coli* se placent actuellement au premier rang des pathologies aviaires fréquentes (**Amara et al, 1995**).

L'utilisation des antibiotiques suscite toujours de nombreuses interrogations bien que des décisions aient conduites à la réduction de leur utilisation, notamment avec l'interdiction récente de presque tous les antibiotiques utilisés comme facteurs de croissance. Leurs nécessités dans l'arsenal thérapeutique et leur utilité économique est cependant indéniable. Il convient donc de s'interroger sur les risques qu'encourent les consommateurs liés à leur utilisation chez les animaux producteurs de denrées alimentaires (**Pavlov et al., 2008**).

Notre étude consiste à rechercher des germes pathogènes dans les tubes digestifs de poulets de chair dans l'objectif de sélectionner les souches « *Ecoli, Salmonella, Clostridium*) et déterminer les effets des antibiotiques et les extraits végétaux dans le but de savoir la résistance et la sensibilité de ces souches à des antibiotiques commerciaux actuels.

Partie I :
Synthèse bibliographique

Chapitre I : Production et consommation de la viande de volaille dans le monde et en Algérie**1. Production et consommation de la viande de volaille dans le monde et en Algérie :**

Le terme « volaille » englobe : les poulets, canards, oies, dindes, pintades....etc.
De tous, ce sont les poulets dont l'élevage est le plus répandu.
L'aviculture est une partie importante des plans de développement de nombreux pays pour des raisons (Stewart et Abbott, 1962)

Avec 7.28 milliards d'humains, la production mondiale de viande de volailles a été estimée par la **FAO (2015)** à près de 110.5 MT.

En 2014, La production mondiale de la viande de volaille est estimée à 110,5 tonnes métriques, en hausse de 3,9% par rapport à l'an 2013 .Les perspectives agricoles de la FAO montrent que l'on peut s'attendre à une progression de la production de volailles de 1,8 % par an de 2015 à 2024, tandis que la production de toutes viandes confondues augmenterait seulement de 1,3 % par an. Le secteur de la volaille deviendra le premier producteur mondial de viande (134,5 MT en 2023), principalement afin de répondre à l'évolution des préférences alimentaires (**FAO, 2015**)

En 2015, la production mondiale de volaille a atteint, selon la FAO, 114,8 MT. Le premier producteur de volaille en 2015 reste l'Asie avec 35 % de la production mondiale (Chine, Inde, Thaïlande, Indonésie). 20 % de la production mondiale de volaille est assurée par l'Amérique du Nord (aux Etats-Unis principalement). En 3ème position l'Amérique du Sud qui contribue à hauteur de 19 % de la production mondiale grâce à la production Brésilienne.

La FAO rapporte une hausse de la production mondiale de volaille en 2016 de 0,9 % par rapport à 2015 soit 115,8 MT produites dans le monde (**FAO, 2016**).

L'aviculture Algérienne produit entre 330 et 342 millions de tonnes de viande blanche annuellement, environ 240 millions de poulets par an Elle est constituée de 20000 éleveurs, emploie environ 500 000 personnes et fait vivre environ 2 millions de personnes.

Enfin, cette pratique importe près de 80% des 2,5 millions de tonnes d'aliment qui est constitué principalement de (Maïs et tourteaux de soja), 3 millions de poussins reproducteurs, des produits vétérinaires et des équipements selon les chiffres de (**I'OFAL de 2001**).

Dans le monde entier la consommation de viande de volaille a augmenté plus rapidement que celle des autres viandes (**FERRARA, 1989**).

La consommation mondiale de viandes de volailles est estimée à plus de 13 kg/hab/an, selon Mette (2014), elle est en croissance moyenne de 2 à 3 % au cours des dix dernières années. Le marché international de la viande devrait augmenter de l'ordre de 40 % dans les deux Prochaines décennies et le passage de la part de la volaille de 34 % à 39 % (**Malpel et al., 2014**).

Au niveau Européen, la consommation des viandes est à 81 kg En moyenne par habitant. Les variations entre pays sont fortes avec 34 kg en Roumanie et 112 kg en Espagne (**Anonyme, 2012**).

Dans les économies moins développées, la popularité du poulet s'explique en grande partie par un facteur. La viande de volaille est la moins chère et constitue la source de protéines animales la plus viable. Le poulet a un excellent taux de conversion alimentaire et son cycle de production est très court, ce qui rend sa viande plus compétitive que les autres. Au cours des dernières décennies, La production de poulets a subi de profondes transformations. Il est devenu industriel dans de nombreuses économies émergentes et maintenant intégré à grande échelle et souvent verticalement. La présence des grandes multinationales dans bon nombre de pays a accéléré la standardisation des unités de production. Cette amélioration de l'efficacité technique a permis à ces pays de rattraper les économies développées, telles que les États-Unis ou l'Europe. (**JEAN, 2015**).

On ne s'étonne donc pas de voir que parallèlement à la production, ce sont les États-Unis qui occupent la première place, tandis que l'Afrique occupe la lanterne rouge en termes de consommation.

Les pays développés avec 22 % de la population mondiale, Soit près de la moitié des volailles produites. Il est à noter que dans ces pays, les entreprises des filières avicoles développent sans cesse de nouveaux produits (crus, fumés, marinés). La croissance de consommation la plus forte s'observe en Asie, en raison de l'émergence de la Chine.

Au début des années 1970, les planificateurs Algériens, confrontés à un important déficit 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 leur propre de production .Le développement du secteur de la volaille en Algérie a permis une augmentation sensible 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 (**FERNADJI, 1990**) puis à 9,70 kg/hab/an (**FAO, 2016**).

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 (**OFIVAL, 2004**)

Cependant, « la consommation de viande blanche et d'œufs en Algérie a fait un bond singulier de 15% entre 2003 et 2007, une dynamique qui vient de se confirmer en 2016 », affirme-t-elle.

Chapitre II : Elevage de poulets

1. Elevage de poulets :

L'élevage de poulet de chair a connu un essor phénoménal, grâce à l'amélioration rapide des performances de production d'une part, et l'évolution de la consommation d'autre part. L'âge du poulet correspondant à 1,8 kg de poids vif a passé de 38 jours en 1994 à 33 jours en 2003 un indice de consommation de 1,62, et un pourcentage de 18,2 de viande de bréchet, pour 17 % en l'année 1994 (**Gonzalez Mateos, 2003**).

De toutes les productions animales en Algérie, l'élevage du poulet de chair est le plus intensif. Complètement "artificialisée" depuis les années 80, pratiqué industriellement dans toutes les régions du pays. Ce système est celui qui a introduit le plus de changements aussi bien chez la population rurale (surtout la femme, responsable traditionnelle de l'élevage avicole) que chez l'éleveur moderne et le consommateur au cours des vingt dernières années (**INRAA, 2003**).

2. Situation de la poule domestique en Algérie :

L'Aviculture est indéniablement la branche des productions animales qui a enregistré en Algérie le développement le plus remarquable dès les années 70 (**Fenardji, 1990**), le poulet reste la volaille la plus demandée sur le marché (**Benabdeljelil, 2004**).

Historiquement, le secteur de la volaille nationale algérienne peut être différencié en trois périodes de temps différentes :

La première période : est le temps de l'indépendance jusqu'en 1968, lorsque les modifications se limitaient principalement à la conversion des porcheries aux poulaillers.

La deuxième période : de 1969 à 1989, a vu la création d'une grande entreprise publique (ONAB : L'Office National des Aliments du Bétail) des offres axées principalement sur le développement de la volaille et d'autres secteurs de l'élevage. Plusieurs complexes modernes ont été réalisés sous différents plans nationaux de développement. Au cours de cette période, la gestion de certains facteurs de production (les installations de reproduction, poussins, aliments, etc.) est devenue la vocation des structures publiques (**Alloui et Bennoune, 2013**), alors que la production de produits finis (œufs et poulets) a été contrôlée par le secteur privé (**Benabdeljelil, 2004**).

La troisième période : commence, à partir de 1990 à nos jours suite à la suppression du monopole de l'État, a été caractérisée par le développement exponentiel du secteur privé et l'arrêt total de l'investissement de l'État dans la chaîne de production de volailles (**Alloui et Bennoune, 2013**).

3. L'anatomie de tube digestif de la poule :

Le tube digestif des volailles est un ensemble d'organes qui concourent à la digestion. Ces organes assurent la préhension, le transport et la digestion par un ensemble de phénomènes mécaniques et chimiques au cours desquels les aliments sont convertis en simples éléments absorbables de sang. Les déchets issus de cette digestion sont expulsés par l'anus. Ces tubes digestifs sont de diamètre variable et comportent les portions suivantes :

- Portion ingestive : bec, œsophage, jabot
- Portion digestive : estomac, intestin
- Portion éjective : le cloaque et l'anus

Le tube digestif est l'organe le plus important d'un nutritionniste (Figure N°01) , mais aussi pour le pathologiste car il est en contact avec les aliments, milieu hautement septique, et assure parfois le passage des germes pathogènes qui provoquent des lésions, souvent caractéristiques, notamment L'opérateur sera utilisé pour diriger son diagnostic (**ALAMARGOT (J.), 1982**)

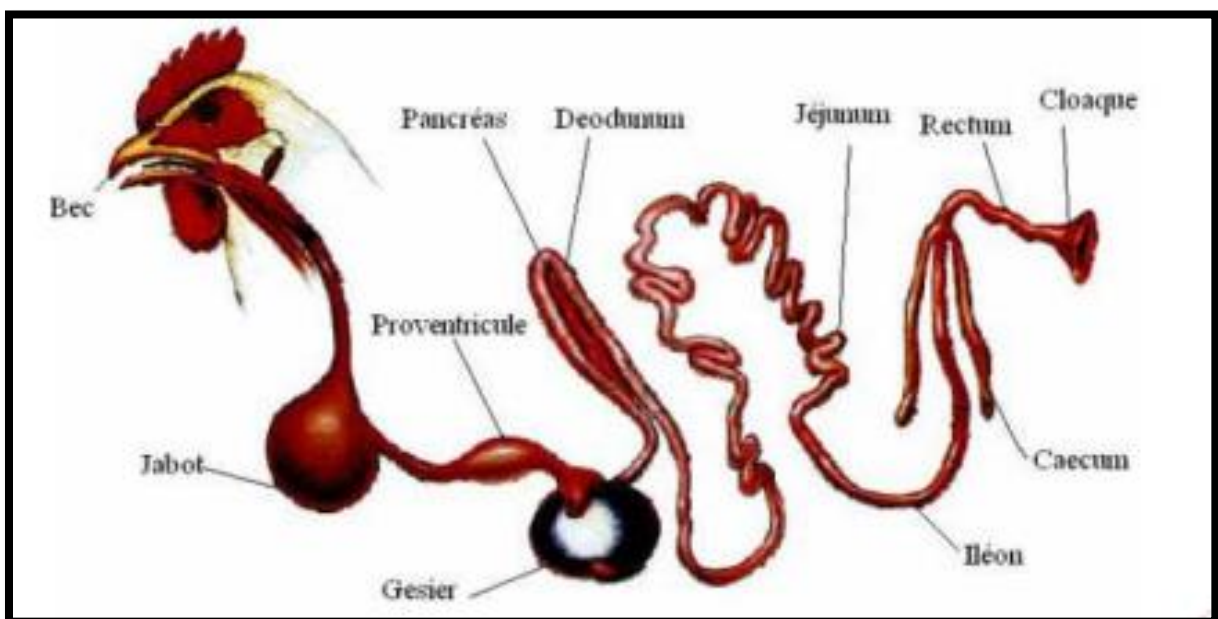


Figure N°01 : tractus digestif du poulet après nécropsie.

3.1 Le bec :

Il est utilisé pour capturer des particules alimentaires, il a deux parties, la maxille ou mandibule supérieure sur la face dorsale et la mandibule ou mandibule inférieure sur la face ventrale (**Beghoui, 2006**). Sa partie visible est de nature cornée (rhamphothèque) et de croissance continue (**Bonou, 1987**). Le bec est suivi d'une cavité buccale dépourvue de voile du palais et de l'épiglotte de sorte que la bouche et le pharynx forment une seule cavité souvent appelée bucco-pharynx (**Larbier et Leclercq, 1992**).

Cette cavité contient des glandes salivaires qui assurent l'humidification du bol alimentaire afin de faciliter son passage dans l'œsophage

3.2. Œsophage :

L'œsophage est un organe tubuliforme très dilatable qui se trouve entre le pharynx et le proventricule, comprenant deux parties :

- l'une cervicale accolée à la trachée artère
- l'autre intrathoracique placée au-dessus du cœur.

A la limite des deux parties il y a le jabot, ce dernier est une dilatation de l'œsophage en forme de réservoir où les aliments s'humectent, il constitue une partie régulatrice du transit digestif (**Larbier et Leclercq, 1992**).

3.3. Le jabot :

Le jabot est un élargissement de l'œsophage en forme de réservoir situé à la base du cou, au ras de l'entrée de la poitrine. Rudimentaire chez de nombreux oiseaux, il est bien développé chez nos espèces domestiques, sauf chez le Canard.

Il se présente chez la Poule sous la forme d'un sac ventral très extensible qui adhère dans sa partie ventrale à la peau et aux muscles sous-cutanés du cou et dans sa partie caudo-dorsale aux muscles pectoraux droits. Sa paroi, qui est très mince, a une musculature (lisse) peu développée mais est riche en fibres élastiques. (**ALAMARGOT. J 1982**)

3.4. Proventricule :

Le ventricule succenturié ou proventricule est une petite cavité ovoïde entourée. Les glandes qui sont nombreuses et de type tubulaire ont des orifices formant des rangées de mamelons visibles à l'œil nu. Les alvéoles de ces glandes sont bordées de cellules très spécialisées oxyntico-peptiques sécrétant à la fois de l'acide chlorhydrique et une pro-enzyme protéolytique : le pepsinogène. Le chyme séjourne dans le proventricule relativement de

quelques minutes à une heure avant de passer dans le gésier à travers un isthme étroit et court (Larbier et Leclercq, 1992).

3.5. Gésier :

Le gésier n'a pas de sécrétion propre, sa paroi est musculaire, cornée vers l'intérieure, couvert à l'intérieur par une lame épaisse et grossière. Les éléments durs de ration, des petits cailloux restent un certain temps dans le gésier où ils jouent, le rôle des dents, permet de broyer et de triturer le chyme au cours des contractions musculaires qui se produisent 2 à 3 fois par minute (Surdeau et Henaff, 1979). Ainsi les deux estomacs ont des rôles complémentaires.

- Le premier a une fonction sécrétoire
- le second exerce surtout une fonction mécanique (Herpol, 1964)

3.6. Le duodénum :

Le Duodénum terme dérivé du grec dodekadaktulon, signifie (12 doigts) Il a été nommé ainsi parce que sa longueur correspond à la largeur de 12 doigts. C'est l'anse intestinale la plus ventrale dans la cavité abdominale, moyennement d'un diamètre de 0,8 à 2cm chez la poule. Elle débute du pylore puis enserme le pancréas sur une longueur de 15 à 20 cm en U, avec une branche ascendante dorsale droite et gauche.

Caudalement, elle contourne le gésier et dorsalement elle est en rapport avec les caecums . L'anse duodénale renferme de nombreux amas lymphoïdes, ses muscles circulaires sont les plus avancés et ses villosités sont aplaties. Contrairement aux mammifères le duodénum des oiseaux ne possède pas de glande de Brunner mais en général l'intestin est pourvu de cryptes ou glande de Lieberkühn à différents stades de développement. (Thomson et al., 2004, Souilem .2002, Alamargot, 1982). La fin du duodénum est limitée par une papille qui reçoit l'abouchement de trois canaux pancréatiques et de deux canaux biliaires, les sucs digestifs de ces deux glandes permettent d'élever du PH du chyme gastrique à ce niveau devient chyme intestinale d'une valeur de 2 ou 3 à une valeur de 6.5 à 6,8. (Alamargot, 1982 ; Souilem, 2002)

3.7. Le jéjunum :

Il est divisé en deux parties :

- L'une proximale qui est la plus importante ; tractus du Meckel. Petit nodule, est parfois visible sur le bord concave de ses courbures.
- L'autre distale qui s'appelle l'anse supraduodénale. (VILLATE. D 2001; ALAMARGOT. J 1982).

3.8. L'iléon :

Il est court et rectiligne, son diamètre et sa longueur sont variables en fonction des espèces (VILLATE. D 2001; ALAMARGOT. J 1982)

3.9. Un caecum :

Se présente comme un sac qui débouche dans le tube intestinal (Villate,2001). Les deux caecums sont relativement longs ,20 cm chacun chez l'adulte,aboutissent directement à un rectum d'environ 7 cm , et le côlon étant quasi inexistant (Larbier et Leclercq, 1992). Chacun des caecums possède une zone proximale étroite avec un épithélium lisse et une zone terminale plus large, un siège pour la fermentation bactérienne importante à ce niveau et une grande absorption de sels minéraux et d'eau (Delteil, 2012).

3.10. Le rectum :

Le rectum fait suite à l'ilion et débouche dans le cloaque. Sa longueur est d'environ 10 cm et son diamètre est légèrement plus gros que celui de l'iléon.

Le rectum des oiseaux à la différence des mammifères présente des villosités. Le rectum réabsorbe l'eau de son contenu « fèces et urine » ,lui faisant porter le nom de la couleur. (Souilem, 2002 ; Brugère-Picoux , 1992)

3.11. Cloaque :

Le cloaque est la partie terminale de l'intestin, dans laquelle s'ouvrent les conduits urinaires et génitaux.

Il est formé de trois régions séparées par deux plis transversaux (Larbier et Leclercq, 1992) .

3.12. Le coprodeum :

Qui peut être considéré comme une dilatation du rectum dans laquelle s'accumule la matière fécale avant leur émission.

3.13. L'urodeum :

Auquel aboutissent les deux uretères et aussi les deux canaux déférents chez le male et l'oviducte chez la femelle

3.14. Le proctodeum:

S'ouvre à l'extérieur par un double sphincter.

4. L'alimentation de poulets :

Pour qu'un poulet de chair atteigne le poids de 1500g, il fallait 120 jours en 1980 et 33 jours seulement en 1998, les relevés effectués à la station expérimentale d'aviculture de Ploufragan montrent à l'âge de (49 jours), le poids moyen du poulet de chair a doublé entre

1967 et 1996, alors que l'indice de consommation a diminué régulièrement, (**Sanchez.A et al, 2000**).

La sélection génétique et la maîtrise de l'alimentation et des conditions sanitaires ont contribué à accélérer la vitesse de croissance des poulets de chair. La première semaine de vie des poussins représente aujourd'hui d'environ 20% de la durée de vie d'un poulet, pendant cette période le poids des poussins augmente considérablement, (**Bigot.K et al, 2001**). La croissance et le rendement musculaire accrus des poulets sont valorisés par une alimentation plus concentrée en énergie métabolisable et en acides aminés disponibles pour les synthèses protéiques, (**Sanchez.A et al, 2000**)

a) ALIMENTATION EN PHASE DE DEMARRAGE :

La sélection génétique, le contrôle de l'alimentation et les conditions de santé ont contribué à accélérer le taux de croissance de la volaille. La première semaine de vie des poussins représente aujourd'hui presque 20% de la durée de vie d'un poulet de chair, c'est-à-dire d'un poulet à croissance rapide actuellement abattu vers 39-40 jours à un poids vif de 2kg environ. Pendant cette période, le poids des poussins augmente considérablement, (**Nitsan. Z et al 1991**).

Le poulet a une croissance plus rapide et un meilleur indice de consommation lorsqu'il reçoit pendant la phase de démarrage un aliment présenté en miettes et ensuite en granulés. Cette amélioration de performances sous l'effet de la granulation s'atténue cependant à mesure que la teneur énergétique des aliments s'élève, elle n'est guère perceptible au-delà de 3200Kcal EM/kg, (**Larbier.M et al, 1991**).

Le Poids vif des poussins doubles pendant les cinq premiers jours de la vie. La vitesse de croissance des poussins exprimée proportionnellement au poids vif (g/j/100g de poids vif) atteint son maximum entre 3 et 5 jours d'âge, (**Murakami.A et al 1992**). Leur consommation journalière augmente linéairement avec l'âge. A l'âge de deux jours, le poussin consomme quotidiennement environ 10g d'aliment contre 35g cinq jours plus tard, (**Bigot.K, 2001**).

Le développement du tractus gastro-intestinal est un phénomène prioritaire dans le développement global du poussin. Ainsi pendant les 4 premiers jours de vie, un quart des protéines absorbées est retenu par l'intestin, (**Vergara.P et al 1989**). Il faut un apport d'azote

maximum pendant les premiers jours de vie des poussins car une carence en azote se traduit par un arrêt de croissance et une perte d'appétit.

Les niveaux protéiques dans la ration sont adaptés en fonction de l'âge du poulet de chair, et les besoins protéiques correspondent à l'apport nécessaire en acides aminés indispensable, d'où le concept de besoins en protéines est de plus en plus remplacé par le concept d'acides aminés, (**Azzouz. H, 1997**).

b) ALIMENTATION EN PHASE DE CROISSANCE :

Pendant cette période d'élevage l'aliment démarrage sera remplacé par une ration moins riche en protéine, (**Buldgen.A et al, 1996**). La hiérarchie des besoins en acides aminés durant la période de croissance s'établit ainsi, (**Anonyme 1, 2005**)

- ✓ La croissance des plumes
- ✓ La croissance pondérale
- ✓ Le rendement en filet.
- ✓ L'engraissement.

L'accroissement du niveau énergétique conduit toujours à une amélioration de l'indice de consommation. Son effet sur la croissance, variable selon les croisements, peut être observé jusqu'à 3000kcalEM/kg pour les poulets âgés de 4 à 8 semaine ; en dessous de ces valeurs, la réduction du poids vif à 56 jours est voisine de 30g pour chaque diminution de 100kcalEM/kg pour le niveau énergétique de l'aliment, (**Larbier et al, 1991**). Le besoin protéique est décomposé en entretien, la croissance corporelle et la croissance des plumes, ces dernières pouvant représenter jusqu'à 20% des besoins en protéines totales nécessaires au poulet, (**Bouvarel. I, 2004**).

c) ALIMENTATION EN PHASE DE FINITION :

La croissance alimentaire au cours de cette période sera remplacée par des aliments moins concentrés en protéines et plus riches en énergie en ce qui concerne l'équilibre énergie / protéines, Il est a noté que Toute déficience nutritionnelle en un ou plusieurs acides aminés durant les deux premières phases d'élevages se traduit par une diminution du rendement en filet a la fin de cette période, (**Anonyme1, 2005**), car des travaux récents semblent montrer que les rendements filet sont optimisés lorsque les besoins permettant d'obtenir un I.C. minimum sont améliorées au cours les deux premières phases d'élevages, (**Leclercq.B et Beaumont, 2000**).

5. La composition de la microflore de tube digestif de poulet :

La flore digestive comprend des bactéries et des champignons. Chez le poulet, 29 genres bactériens ont été identifiés (Fuller, 1984). Chaque genre serait représenté par 3 à 4 espèces, et chaque espèce par 3 à 4 types métaboliques différents, ce qui ferait plus de 200 types différents, sachant que seulement 25% des souches seraient identifiées. Le tube digestif contient un grand groupe bactérien de différents types de métabolisme et de morphologie. Ainsi, le nombre total de cellules bactériennes est plus important que le nombre de cellules eucaryotes constituant le corps de l'hôte. Chez le poulet, les deux sites principaux d'activité bactérienne sont le jabot et les caeca. Généralement, la flore du jabot à l'iléon terminal est composée principalement d'anaérobies facultatifs alors que les caeca en plus des anaérobies stricts, ces derniers étant dominants (Fuller, 1984).

Tableau N°01: Nombre de bactéries viables (log₁₀ /g de contenu) des groupes majoritaires dans le tube digestif du poulet (d'après Smith, 1965)

log ₁₀	Jabot	Gésier	Duodénum	Iléon	Caeca
Lactobacilles	8.7	7.3	8.0	8.6	8.7
Enterocoques	4.0	3.7	4.0	4.2	6.7
Coliformes	1.7	-	2.0	2.7	5.6
Levures	2.7	-	1.7	-	2.0
Clostridies	-	-	(-)	(-)	9.0
Anaérobies obligatoire non sporulant	-	-	-	-	10.0
Streptocoque anaérobies	-	-	-	-	10.0

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

6. Les principales maladies digestif Bactériennes chez les volailles :

6.1. Les colibacilloses :

La colibacillose est une maladie infectieuse des oiseaux provoqués par *Escherichia coli*, qui est considérée comme l'une des principales causes de morbidité et de mortalité (Lutful-kabi, 2010).

Les problèmes attribués aux infections de coliforme sont souvent complexes, Il y a une variation marquée de sévérité, Les problèmes s'étendent des infections aiguës graves avec la mortalité soudaine et élevée aux infections bénignes à caractère chronique avec la basse de

morbidity et de mortalité , ces infections peuvent avoir comme conséquences une maladie respiratoire de l'infection de sac d'air, une maladie septicémique de l'infection généralisée, une entérite de l'infection intestinale, ou une combinaison de celles-ci, ou de toutes ces dernières (Joe et Delbert, 2008)

6.2. Les Salmonelloses :

A l'exception de

- *Salmonella enteritica* sérotype typhi
- *Salmonella enteritica* sérotype paratyphi A
- *Salmonella enteritica* sérotype paratyphi C

Qui sont spécifiques aux humains et dont le seul réservoir est l'homme, tous les autres sérotypes peuvent être considérés comme des zoonotiques ou potentiellement zoonotiques, ils ont de nombreux facteurs de virulence qui contribuent à causer des diarrhées, et des septicémies.

Les salmonelles d'origine animale provoquent une infection intestinale chez l'homme et les principaux symptômes sont : douleurs abdominales, nausées, vomissement et diarrhées.

Les sérotypes adaptés aux espèces animales sont habituellement moins pathogènes pour l'homme (*S. Pollorum*, *S. Gallinarum*, *S. Abortusovis*), à l'exception de *S. choleraesuis*, ce qui provoque une maladie grave avec une septicémie, splénomégalie et fièvre élevée quelques jours ou semaines après le début de la gastroentérite (Alleyne et al, 2001).

6.3. Les campylobactérioses :

Par campylo bactérioses, on entend les infections provoquées par les *Campylobacter spp* thermotolérants , le facteur causal le plus commun chez l'homme *C. jejuni*, suivi de

E. coli. Le réservoir le plus important est la volaille « *C.jejuni* principalement » (Bruhn, 2007).*Campylobacter jejuni* est considéré comme l'un des principaux agents bactériens provoque l'entérite et la diarrhée chez l'homme, en particulier dans les pays développés où l'incidence est semblable à celle de l'entérite causée par salmonelles (Alleyne et al. 2001).

Différentes sources de contamination sont citées comme étant responsables de cette infection, comme l'eau potable, l'environnement ou les flux humains, animaux ou matériel pénétrant dans le bâtiment (Puterflam et al. 2007)

I. Chapitre III : Utilisation des antibiotiques

1. Utilisation des antibiotiques :

Les antibiotiques sont des substances naturelles produites par des bactéries du sol et certains champignons, et peuvent également être obtenus par la synthèse chimique totale ou partielle qui, à faible concentration, agissent sur d'autres bactéries sans être toxiques sur l'homme. Chaque antibiotique a un mode d'action spécifique. En fonction de leur concentration et du temps de contact avec les bactéries ; ils peuvent tuer les bactéries « effet bactéricide » ou ralentir sa croissance « effet bactériostatique » (Stor et Meslin, 1998).

Les antibiotiques utilisés en médecine humaine et vétérinaire appartiennent à différentes familles et sous-familles, communes à l'homme et les animaux, à l'exception de quelques sous-familles utilisées exclusivement en médecine humaine et d'une sous-famille à la médecine vétérinaire « sous famille des pleuromutilines, macrolides apparentés ». Aucun antibiotique appartenant aux céphalosporines n'est autorisé pour les volailles.

En théorie, les éleveurs et les vétérinaires sont tenus de remplir une fiche sanitaire d'élevage pendant toute la durée de vie du troupeau. Sur cette fiche doivent être marquées les différents traitements administrés aux volailles (Marie, 2008).

2. Mode d'action des antibiotiques :

L'action d'antibiotique est le résultat des interactions organisme-antibiotique d'une part et antibiotique-bactérie d'autre part, pour résumer, on peut dire que pour être actif, un antibiotique doit :

- Pénétrer jusqu'à sa cible bactérienne
- Ne pas être inactivé
- Être capable de se lier à sa cible

Ce sont les conditions de l'activité antibactérienne, l'antibiotique exercera son action qui pourra être de deux types :

- Bactériostatique s'il n'y a qu'une simple inhibition de la croissance bactérienne
- Bactéricide s'il y a mort de la bactérie (Catherine et Jacques, 2005).

Le mécanisme d'action des antibiotiques antibactériens n'est pas toujours parfaitement élucidé, mais il existe cinq principales voies d'action:

- Action sur la synthèse du peptidoglycane
- Action sur la membrane cytoplasmique

- Action sur l'ADN
- Action sur la synthèse des protéines
- Action par inhibition compétitive (**Selman, 2010**)

2.1. Spectre d'activité / sensibilité :

Le spectre d'activité, pour un antibiotique donné, est défini comme la liste des espèces microbiennes dont la majorité des souches s'avèrent sensibles in vitro. Selon que le nombre d'espèces bactériennes couvertes est important ou non, on dit que l'antibiotique contient un spectre large ou étroit. En dehors de n'importe quelle résistance acquise, les espèces qui ne sont pas incluses dans ce spectre seraient naturellement résistantes (**Duval et Soussy, 1990 ; Martel, 1996**).

En termes cliniques, le spectre d'activité d'un antibiotique est la collection des microorganismes qui peuvent être efficacement traités d'une manière efficace aux dosages habituels. Le spectre clinique prend également en compte la CMI des bactéries, les propriétés pharmacocinétiques de l'antibiotique et les résultats cliniques habituellement obtenus (**Mogenet et Fedida, 1998**).

Au moyen de l'Antibiogramme on détermine la Concentration Minimale Inhibitrice (CMI) qui est la plus faible concentration d'antibiotique capable d'inhiber toute culture visible de la souche étudiée.

L'évaluation de la sensibilité repose ensuite sur l'intégration des données bactériologiques, représentées par la CMI, et pharmacocinétiques conditionnant les taux d'antibiotique qui se trouve dans le foyer infectieux : une molécule est active sur le plan thérapeutique lorsque, après administration, les concentrations sanguines et tissulaires qu'elle est capable d'atteindre sont supérieures à la CMI (**Fontaine et Cadoré, 1995**). Idéalement pour évaluer le degré de sensibilité serait de comparer la CMI de la souche avec la concentration de l'antibiotique au cours du foyer infectieux. La faute de pouvoir connaître le taux avec précision, on se réfère aux données pharmacocinétiques connues pour la molécule à tester (**Duval et Soussy, 1990**).

Classiquement, il existe trois catégories de souches bactériennes sont distinguées chacune par deux valeurs ; la concentration critique supérieure (C) et inférieure (c) qui sont spécifiques à chaque antibiotique :

- Souches sensibles « CMI < ou = c » : Les concentrations produites sont sensiblement plus élevées que la CMI. La probabilité de succès d'une telle thérapeutique est importante
- Souches intermédiaires « c < CMI < ou = » : Les concentrations produites sont proches de la CMI. L'issue thérapeutique est imprévisible
- Souches résistantes « CMI > C » : Les concentrations produites ne peuvent pas atteindre la CMI, même à fortes doses d'antibiotiques. Le risque d'échec est important (Duval et Soussy, 1990 ; Martel, 1996 ; Mogenet et Fedida, 1998).

2.2. Effets bactériostatiques et bactéricides des antibiotiques :

On distingue les ATB bactériostatiques et Les bactéricides en fonction de type d'activité des bactéries (Morin et al, 2005). Cette activité est évaluée in vitro par le dénombrement de la population bactérienne après la mise en culture en présence de l'ATB à des concentrations proches de la CMI, (Duval et Soussy, 1990 ; Fontaine, 1992).

3. Utilisation des antibiotiques autant qu'additifs :

3.1. Définition d'additif : Selon l'Union Européenne , , l'additif est défini comme toute substance qui n'est pas consommée comme un aliment en soi et qui n'est pas utilisée comme ingrédient ,caractérisé dans l'alimentation, qu'il s'agisse ou non d'une valeur nutritive, et dont l'adjonction intentionnelle aux denrées alimentaires, dans un objectif technologique au stade de leur fabrication, transformation, traitement, conditionnement, transport ou entreposage, a pour effet qu'elle devient elle-même ou ses dérivés deviennent, un composant des denrées alimentaires ,(Pujol-Dupuy, 2004).

3.2. Les effets des additifs : Selon guillemot (2006),

Les additifs sont ajoutés aux aliments pour animaux ou à l'eau pour remplir notamment une ou plusieurs des fonctions suivantes :

- Avoir un effet positif(+) sur les caractéristiques des aliments pour animaux
- Avoir impact un effet positif (+)sur les caractéristiques des produits d'origine animale
- Répondre aux besoins nutritionnels des animaux

- Avoir un impact positif (+) sur les conséquences environnementales de la production animal
- Avoir un impact positif (+) sur la production, le rendement ou le bien-être des animaux notamment en influençant la flore gastro-intestinale ou la digestibilité des aliments pour animaux.

4. Effets zootecniques des additifs antibiotiques :

L'addition de doses minimales d'antibiotique aux aliments des animaux améliore les performances zootecniques de ceux-ci, (Coates M, E et al 1963) L'apport d'antibiotique augmente le taux de croissance des animaux, de quelques pourcent. Le gain moyen quotidien (GMQ) s'améliore en moyenne de +3 à +7 %, (Coates M, E et al 1977. Chap. 8 : 311-346) De plus, les antibiotiques améliorent l'efficacité alimentaire, l'indice de consommation (IC) diminue de quelques pourcent (2 à 9 %). Il faut moins d'aliment pour produire de viande (Coates M, E et al 1977,12, 79-843).

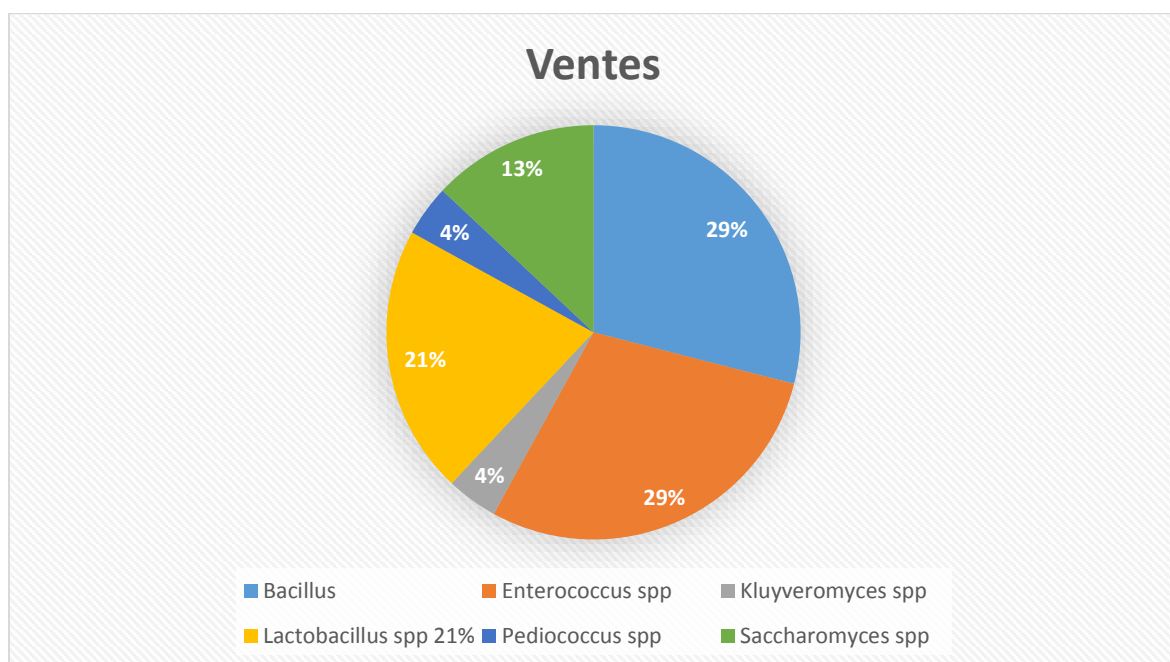


Figure N°02 : Présentation des différents germes microbiens autorisés en tant qu'additifs en alimentation avicole en Europe (adapté d'FCA-CIAL, Mars 2009)

5. Antibiorésistance :

L'utilisation des antibiotiques en thérapeutique humaine ou vétérinaire s'accompagne de l'apparition de résistances à ces antibiotiques chez les bactéries ce qui constitue un problème très préoccupant du fait des répercussions directes sur les possibilités thérapeutiques, pour de nombreux auteurs, les résidus d'antibiotiques entraînent une sélection des souches bactériennes a provoqué une résistantes dans le tractus gastro-intestinal des consommateurs mais jamais une induction de la résistance, sauf exceptions, comme pour l'érythromycine ,la pression favorise l'augmentation du nombre de micro-organismes résistants, que cette résistance soit naturelle ou acquise, et que ces microorganismes soient pathogènes ou non (**Van-Den Bogaor,2001**)

Deux définitions de la résistance bactérienne données par L'OMS de (**Chabbert,1982**)

- ✓ un germe est dit résistant quand la concentration d'antibiotique qu'il est capable de supporter est notablement plus fort que la concentration qu'il est possible d'atteindre in vivo
- ✓ une souche microbienne ou une bactérie sont aussi appelée résistantes quand elles comporte une concentration d'antibiotique notablement plus élevée que celle qui inhibe le développement de la majorité des autres souches de la même espèce ou des individus de la même culture.

5.1. Antibiorésistance chez les bactéries commensales :

Bactéries de l'environnement La résistance des bactéries isolées de l'environnement a été étudiée à très grande échelle, notamment pour l'eau. La pression de sélection par les antibiotiques est faible, voire inexistante, dans l'environnement. Seul le traitement de maladies bactériennes des végétaux ne peuvent guérir que la sélection des résistances bactériennes. D'autre part, l'environnement est contaminé par les bactéries résistantes hébergées par l'homme et les animaux, cette contamination est principalement d'origine fécale. Il n'est donc pas surprenant de trouver des bactéries résistantes dans les eaux usées, les effluents d'élevage, les eaux de rivières (**Avignon et Lafont, 1985; Bell et al., 1983; Cooke, 1976; Grabow et Van Zyl, 1976; Kelch et Lee, 1978; Pohl et Thomas, 1979; Sizemore et Colwell, 1977**). Pour les coliformes et les entérobactéries qui reflètent la contamination fécale, la proportion de bactéries résistantes peut varier de quelques pourcent à plus de 50% selon l'emplacement des échantillons. Dans l'eau des rivières, en particulier,

l'urbanisation et la proximité d'élevages augmentent la fréquence d'isolement de bactéries résistantes.

Le support plasmidique de la résistance a été mis en évidence et dans certains cas, près de 20% des coliformes résistants hébergeaient des plasmides transférables.

Les bactéries d'intérêt agronomique, principalement *Aeromonas*, *Pseudomonas* et *Vibrio*, sont également résistantes aux antibiotiques. Même si les bactéries résistantes de l'environnement ne représentent parfois qu'une faible proportion des bactéries isolées, cette présence est préoccupante, parce que elles sont généralement multi-résistantes aux antibiotiques et tolérantes aux métaux lourds (le cuivre, le plomb, le zinc et le cadmium). De plus, elles peuvent être disséminées dans la haute mer, puisque l'on a pu en retrouver à plus de 500 km des côtes, à plus de 8000 m de profondeur et dans les sédiments du plateau continental où ils ont pu survivre plusieurs années (Goyal et Adams, 1984; Sizemore et Colwell, 1977). Compte tenu de ces caractéristiques, il n'est donc pas surprenant d'en retrouver dans les eaux destinées à la boisson (Calomiris et al., 1984).

Les antibiotiques utilisés en médecine humaine et vétérinaire appartiennent à différentes familles et sous-familles, communes à l'homme et les animaux, à l'exception de quelques sous-familles utilisées exclusivement en médecine humaine et d'une sous-famille propre à la médecine vétérinaire « sous famille des pleuromutilines, macrolides apparentés ». Aucun antibiotique appartenant aux céphalosporines ne sont pas autorisés pour la volaille.

- ✓ Les β -lactamines sont utilisées pour des usages généraux, infections pulmonaires, infections digestives.
- ✓ Les macrolides ont un spectre d'activité étroit, ce qui indique qu'ils sont particulièrement dans les infections pulmonaires à Gram positif ainsi que les mycoplasmoses respiratoires fréquentes en élevage de volailles.
- ✓ Les sulfamides sont indiqués dans des usages généraux comme les infections pulmonaires, les colibacilloses.
- ✓ Les tétracyclines sont les plus utilisées pour le traitement d'infections respiratoires ou digestives.
- ✓ Les quinolones et fluoroquinolones sont indiquées dans les infections digestives et pulmonaires.

5.2. Antibiorésistance chez les bactéries des volailles :

La flore intestinale des animaux peut être un réservoir de bactéries antibio-résistantes qui peuvent infecter ou coloniser les hommes par la chaîne alimentaire. Ces souches sont souvent présentes chez les animaux destinés à la consommation humaine, y compris chez les volailles.

Les poulets peuvent être des réservoirs pour nombreux agents pathogènes véhiculés par les aliments, dont *Campylobacter* et *Salmonella* (**Kazwala R.R., et al (1990).**)

La contamination bactérienne des carcasses de poulet se produit au moment de l'abattage et la transformation, et ces micro-organismes peuvent survivre dans le produit vendu au consommateur. Une étude de Bok et coll. basé sur l'incidence des agents pathogènes alimentaires dans les poulets de chair vendus au détail en Afrique du Sud fait état de la mise en évidence de *Salmonella*, *Aeromonas*, *Shigella*, *Campylobacter* et *Yersinia*. Il a également été démontré dans ce travail que plusieurs carcasses de poulet étaient contaminées d'un agent pathogène à la fois (**Bok H.E., et al (1986).** Le rapport de l'ACMSF a également souligné que la chair de volaille est un réservoir important de *Campylobacter jejuni* et *Campylobacter coli*.

De nombreuses publications montrent, dont certaines émanent du continent africain, font état d'antibio-résistances observées chez des bactéries trouvées dans des poulets abattus et revendus au détail, même chez des poulets errants (**Aarestrup F.M., et al (2000).**, **Bebora L.C., et al (1994)**, **Keyes K., et al. (2000)**, **Manie T, et al (1998).**, **Ojeniyi A.A. (1985)**, **Ojeniyi A.A. (1989).**). L'enrofloxacin qui appartient à la famille des quinolones est très utilisée en aviculture dans certains pays, et de scientifiques estiment, à l'appui d'un nombre croissant de données, que l'émergence d'espèces de *Campylobacter spp.* Résistantes aux quinolones traduit l'utilisation de ces produits en médecine vétérinaire. *Campylobacter* tout comme *Salmonella* DT 104 « également présente chez les volailles » ont un pouvoir à développer des résistances aux quinolones. Pour les espèces de *Salmonella*, on a cependant plutôt caractérisé à ce jour une légère perte de sensibilité qu'une résistance.

Chapitre IV : Alternatives aux antibiotiques

1. Alternatives aux antibiotiques :

Dans le cadre d'un bannissement, partiel ou total, des facteurs de croissance antibiotiques et dans un souci du maintien du niveau de productivité et la santé de la filière avicole, la recherche de solutions alternatives à l'utilisation des facteurs de croissance antibiotiques connaît un regain d'intérêt.

Ces solutions alternatives doivent être à la fois efficaces sur le plan zootechnique, et apporter les garanties nécessaires en matière de sécurité alimentaire. Des mesures globales sont envisageables aussi bien au niveau de la gestion sanitaire et hygiénique des élevages, qu'au niveau de l'alimentation (**Choct, 2001; Fooks et Gibson, 2002 ; Revington, 2002 ; Gabriel et al, 2003**).

Dans le premier cas, on peut limiter le développement de la microflore néfaste en gérant en mieux l'aménagement des bâtiments et en pratiquant le vide sanitaire (**Doyle, 2001; Barton, 1998**). - Au niveau nutritionnel, de nombreuses alternatives « composition de l'aliment, traitements technologiques » ont été proposées.

En ce qui concerne les traitements technologiques, on peut d'abord stériliser les aliments en vue de limiter l'apport de flores exogènes, d'autres part utiliser capacité un traitement technologique approprié pour augmenter la digestibilité de l'aliment et réduire ainsi les substrats disponibles pour la microflore (**Gabriel et al, 2003**). Ce dernier objectif peut aussi être atteint en équilibrant au mieux les formules alimentaires avec des acides aminés synthétiques, ou en ajoutant des enzymes.

Ces enzymes peuvent hydrolyser les composants alimentaires pour être plus facilement disponibles pour l'hôte, ou hydrolyser les composants moins digestibles utilisés comme substrats par les micro-organismes.

En plus la microflore et ses actions peuvent être contrôlées. Par exemple, il serait possible d'utiliser des acides organiques qui peuvent avoir un effet toxique sur les bactéries ou inhiber l'activité des enzymes bactériennes néfastes à l'hôte avec des inhibiteurs comme dans le cas des enzymes hydrolysant les acides biliaires. Ainsi que l'orientation de la microflore en utilisant des pro et prébiotiques (**Apajalahti et Bedford, 2000 ; Mallet, 2001**).

L'étude suivante propose de répertorier les principales alternatives aux antibiotiques comme des facteurs de croissance et leurs modes d'action :

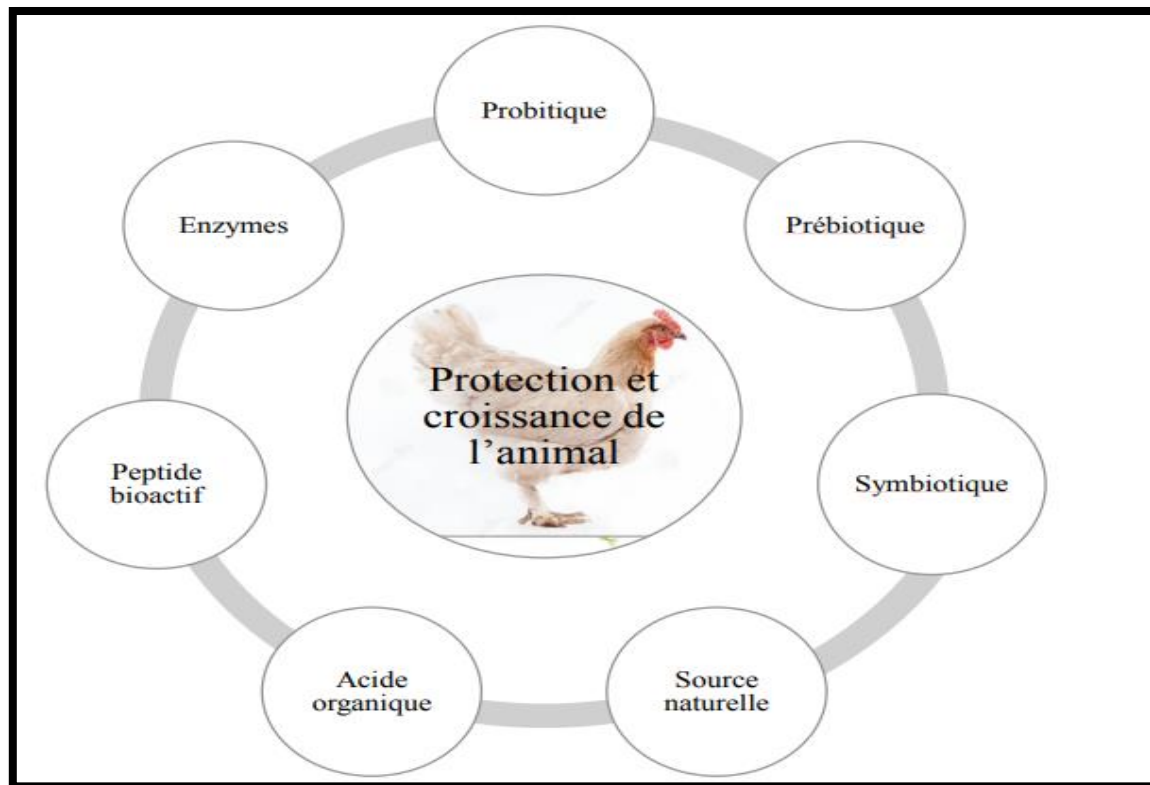


Figure N°03 : Schéma représentant des alternatives biologiques aux antibiotiques promoteurs de croissances chez les volailles, réalisé par (Mona Chaali, décembre 2015)

1.1. Les prébiotiques :

Dans le terme prébiotique le préfixe (pro) a été remplacé par (pré), pour exprimer un (après) ou (pour) (Gibson, Probert et al. 2004). Ils ont défini les prébiotiques comme « un ingrédient alimentaire non digestible qui avantageusement affecte l'hôte en stimulant sélectivement la croissance et ou l'activité d'une ou d'un nombre limité de bactéries dans le colon » (Schrezenmeir and de Vrese 2001). Ce sont une sorte de nourriture en forme d'oligosaccharides pour les probiotiques et la flore intestinale d'assurer une bonne croissance (Griggs and Jacob 2005).

1.2. Les symbiotiques :

Les symbiotiques sont un mélange entre les probiotiques et les prébiotiques. (Collins and Gibson 1999). Cette combinaison est intéressante pour le bon fonctionnement et la survie des organismes probiotiques, car elle met à leur disposition les éléments nécessaires pour vivre et se développer (Fallah, Kiani et al. 2013). Les symbiotiques sont responsables de l'immunité chez les volailles (Zhang, Ma et al. 2006). D'après (Awad, Ghareeb et al. 2009), la conduite symbiotique peut entraîner une meilleure absorption des aliments par

l'organisme récepteur. Les symbiotiques ont un réel potentiel d'amélioration des performances chez les volailles (**Mohnl, Acosta Aragon et al. 2007**). Liong et Shah ont conclu que l'utilisation dans symbiotiques de l'équivalent régule la concentration des acides organiques et réduit les taux de cholestérol chez les poulets (**Liong and Shah 2006**) (**Fallah, Kiani et al. 2013**).

1.3. Les acides organiques :

Les acides organiques sont des éléments essentiels pour le maintien de la bonne santé de l'appareil gastro-intestinal chez les poulets, car ils sont responsables de la régulation du pH à l'intérieur de leurs systèmes digestifs, pour améliorer le processus de la digestion des protéines. Ils ont également de nombreux effets bénéfiques tels que la conservation des aliments, l'amélioration de l'absorption des minéraux et le contrôle des bactéries pathogènes et les bactéries non pathogènes (**Abdel-Fattah, ElSanhoury et al. 2008**).

1.4. Les enzymes :

Les enzymes ont été définies comme des protéines spéciales capables de catalyser ou d'accélérer les réactions biochimiques (**Ferket 1993**). Ces réactions vont faciliter la digestion des nutriments en les décomposant en éléments plus petits et plus rapidement (**Yang, Iji et al. 2009**). Les effets de l'ajout d'enzymes selon Bedford, est de réduire le nombre de bactéries en augmentant le taux de digestion, limiter la quantité des éléments nutritifs disponibles pour la flore intestinale (**Bedford 2000**). En conséquent, les profils bactériens de l'intestin seront modifiés et les performances des animaux seront améliorées (**Ferket 2004**).

1.5. Les extraits de plantes :

Les extraits de plantes et les huiles essentielles sont comptés parmi les éléments à effet antimicrobien (**Griggs and Jacob 2005**) et sont connues par leur action sur la stimulation de la digestion (**Brenes and Roura 2010**). Les plantes ont la capacité de répondre à l'attaque microbiennes grâce à un répertoire hautement coordonné de barrières défensives moléculaires, cellulaires et tissulaires à la colonisation et l'invasion des pathogènes. Quant aux huiles essentielles, ils composent des défenses massives contre certain composants chimiques (**Taylor 2013**) (**Botsoglou, Yannakopoulos et al. 1997**). Certaines des formes chimiques antimicrobiennes bioactives, dérivent de plantes grâce aux terpènes qui sont des composés phénoliques, des glycosides et des alcaloïdes. Le gingembre, le poivre, la coriandre, le laurier,

l'origan, le romarin, la sauge, le thym, les clous de girofle, la cannelle, l'ail, le citron, la moutarde, l'écorce d'agrumes « citron vert, orange, citron jaune », et le tabac sont une partie d'une très longue liste de produits de plantes ayant des propriétés antibactériennes (**Hume 2011**).

1.6. Les probiotiques :

Parmi les additifs alimentaires qui peuvent remplacer l'utilisation des antibiotiques en tant que facteurs de croissance pour l'amélioration des performances ou en prophylaxie pour la prévention des maladies, les probiotiques suscitent beaucoup d'intérêt. Les microorganismes les plus utilisables dans les préparations de probiotiques en alimentation animale sont principalement des souches bactériennes appartenant à différents genres, par exemple *Lactobacillus*, *Enterococcus*, *Pediococcus* et *Bacillus*.

D'autres probiotiques sont des champignons microscopiques « des levures du genre *Saccharomyces* ». Certains microorganismes probiotiques font partie du tube digestif de l'hôte normal, alors que d'autres n'ont pas (**Guillot, 2001**).

Le mécanisme d'action des probiotiques sont encore incomplètement élucidés, mais il est clairement permis, par le biais de la flore intestinale : (**Doyle, 2001 ; FAO/WHO, 2004; Oyetayo, 2005**).

- ✓ la suppression ou l'élimination d'entéro-pathogènes.
 - ✓ l'inhibition de l'activité métabolique des bactéries indésirables
 - ✓ la stimulation des mécanismes de défense non spécifiques et immunitaires
- Le concept des probiotiques provient d'un chercheur et Prix Nobel Russe, Elie Metchnikoff, qui avait pour théorie que la longévité des paysans bulgares était directement liée à leur consommation de laits fermentés (**Sanders, 1999; Mercenier et al, 2002; Chukeatirote, 2003; Fuller, 2004; Rastall et Gibson, 2004 ; Edelman, 2005**).

Le terme probiotique dérive des deux mots grecs « pros » et « bios » qui signifient littéralement "pour la vie" contrairement au terme antibiotique signifiant "contre la vie" (**Andrieu, 1995 ; Catanzaro et al, 1997**).

Ce terme a été décrit pour la première fois par Lilly et Stillwell en 1965 pour décrire des substances produites par un microorganisme et la croissance d'autres microorganismes (**Soomro et al, 2002**). Depuis, plusieurs définitions ont été données aux probiotiques dépendamment de ses effets sur la santé. Les probiotiques désigne les microorganismes et les

substances qui maintien de l'équilibre de la flore intestinale (**Parker (1974), Sanders, 2000 ; Mercenier et al, 2002 ; Prioult, 2003 ; Callaway et al, 2003 ; Fooks et Gibson, 2003; .Krehbiel et al, 2003; Fuller, 2004; Crittenden et al, 2005**).

les probiotiques « préparations microbiennes vivantes, utilisées comme additif alimentaire, ils ont un effet bénéfique sur l'animal hôte pour améliorant la digestion et l'hygiène intestinale » (**Fuller (1991) Casas et Dobrogosz, 2000; Gusils, 2002; Jones, 2002 ; FAO/WHO, 2004; Anuradha et Rajeshwari, 2005**). Récemment, la définition de probiotique « tous les microorganismes vivant qui, une fois il rentre en une certaine quantité, exerce des effets bénéfiques au-delà des fonctions nutritionnelles de base (**Klaenhammer, 2000; Moreira et al, 2005 ; Grajek et al, 2005**). OMS 2004, **Anuradha et Rajeshwari 2005** récemment, la définition maintenant le terme probiotique « des micro-organismes vivants qui en cas d'ingestion certaines quantités, exercent des effets bénéfiques au-delà des fonctions nutritionnelles de base »

1.7. Les protéines :

Les protéines sont des promoteurs de croissance naturels. Elles sont essentielles à la formation et le développement des muscles. Ses effets antimicrobiens sont dus à des peptides bioactifs, qui sont des protéines synthétisées sous forme de grandes prépropeptides, modifiés et clivés pour donner des produits actifs et efficaces. Ils jouent un rôle intéressant dans les fonctions physiologiques et dans la pathogenèse (**Sharma, Singh et al. 2011**).

Tableau N° 02 : Tableau récapitulatif contenant les alternatives biologiques et leurs propriétés bénéfiques pour les volailles

Alternatives	Propriétés bénéfiques pour les volailles	Références
Enzyme	<ul style="list-style-type: none"> • Utiliser pour briser spécialement les polysaccharides non amylacés • Faciliter l'assimilation des nutriments par les microorganismes de la flore intestinale • Améliore l'assimilation des aliments 	- (Yang, Iji et al. 2009)
Probiotique	<ul style="list-style-type: none"> • Modifier microflore intestinal • Stimuler le système immunitaire • Prévenir la colonisation pathogène • Améliorer les performances des volailles 	(Alloui, Szczurek et al. 2013)
Prébiotique	<ul style="list-style-type: none"> • Oligosaccharide • Nourriture pour les probiotiques et la microflore intestinales • Source de vie et stimulant des microorganismes digestifs 	(Patterson and Burkholder 2003, Hume 2011)
Symbiotique	<ul style="list-style-type: none"> • Combinaison entre les probiotiques et prébiotiques pouvant améliorer la survie de l'organisme probiotique 	(Fallah 2013)
Huiles essentielles	<ul style="list-style-type: none"> • Effets antimicrobiens grâce aux composés phénoliques • Réduire la prolifération des bactéries 	(Taylor 2013)
Acide organique	<ul style="list-style-type: none"> • Diminuer la valeur du pH à l'intérieur des intestins • Agir comme agents conservateurs • Empêcher contamination microbienne 	(Joerger 2003, Sharma, Singh et al. 2011)
Protéines	<ul style="list-style-type: none"> • Croissance des muscles • Effet antimicrobiens grâce aux peptides bioactifs • Régulateur de l'activité des hormones 	(Joerger 2003, Sharma, Singh et al. 2011)

2. Les microorganismes utilisés comme probiotiques :

Les principaux microorganismes probiotiques connus à ce jour sont des bactéries « *lactobacilles, bifidobactéries, propionibactéries, escherichia coli et entérocoques* » et des levures « *saccharomyces boulardii* » (andrieu, 1995; gibson et fuller, 2000; malinen, 2002 ; mercenier et al 2002; herzig et al, 2003 ; cumming et al, 2004 ; anuradha et rajeshwari, 2005).

Un probiotique peuvent être constitués uniquement d'une tension bactérienne ou ce peut être un consortium aussi (rolfe, 2000 ; zhang, 2004 ; oyetayo, 2005).

En fonction de la viabilité et du type de microorganismes utilisé, les formes d'apport s'effectuent dans l'aliment granulé (résistance à la température et à la pression), sous forme liquide, ou sous forme encapsulée (protection chimique et mécanique) (o'sullivan et al, 2005).

Tableau N° 03 : Principaux microorganismes utilisés comme probiotiques (Coppola et Turnes, 2004).

<i>Lactobacillus</i>	<i>Bifidobacteriu m</i>	Autres bactéries lactiques	Autres
<i>L. acidophilus</i>	<i>B. adolescentis</i>	<i>EnterococcusFaecalis</i>	<i>Bacillus cereus</i>
<i>L. amylovirus</i>	<i>B. animalis</i>	<i>EnterococcusFaecium</i>	<i>Escherichia coli</i>
<i>L. casei</i>	<i>B. bifidum</i>	<i>Lactococcuslactis</i>	<i>propionibacteriumfreudenreic hii</i>
<i>L. crispatus</i>	<i>B. breve</i>	<i>LeuconstocMesenteroid es</i>	<i>Saccharomyces</i>
<i>L.delbrueckiiBulgar is</i>	<i>B. infantis</i>	<i>Pediococcusacidilactici</i>	<i>Cerevisiae</i>
<i>L. gallinarum</i>	<i>B. lactis</i>	<i>SporolactobacillusInulin us</i>	<i>Saccharomyces boulardii</i>
<i>L. gasseri</i>	<i>B. longum</i>	<i>Streptococcus termophilus</i>	
<i>L. johnssonii</i>			
<i>L. paracasei</i>			
<i>L. plantarum</i>			
<i>L. reuteri</i>			
<i>L. rhamnosus</i>			

3. Genre d'*Escherichia coli* :

Escherichia coli fait partie de la flore endogène des mammifères et des oiseaux. Certaines souches pathogènes chez l'homme, les animaux, à des troubles digestifs (**Caprioli et al., 2005**). La première souche pathogène isolée était O157 : H7 en 1982 et depuis cette date, *E. coli* a continué de participer à des infections d'origine alimentaire. Des souches multirésistantes sont devenues de plus en plus fréquentes (**Trevejo et al, 2005**).

La sélection d'*Escherichia coli* multirésistantes a été la conséquence de l'utilisation accrue d'antibiotiques à large spectre chez les animaux et chez l'Homme. Le développement de l'antibiorésistance chez *E. coli* provoqué des problèmes dus à leur propension élevée de disséminer leurs gènes d'antibiorésistance , il est possible de "tracer" des plasmides de résistance transmis de *E.Coli* animaux à des entérobactéries humaines (**Bories et Louisot, 1998**)

Partie II :
Matériels et Méthodes

1. Echantillonnage

Chez chaque éleveur des poules adultes ont fait l'objet d'une description sur la base d'observations visuelles. Les données qualitatives décrites portent sur le sexe, les caractéristiques du plumage, la peau, des yeux et du bec

- ✓ les données quantitatives : le poids corporel des poules
- ✓ l'état sanitaire : cloaque souillé par les selles diarrhétiques...

10 échantillons de poulet de chair (Annexe N° 01 ,figure 4) ont été prélevés des différents bâtiments d'élevage privé des régions de AinTemouchent et de Tlemcen.



Figure 4 : les poules de chair malades

2. Prélèvement et conservation

L'abattage a été effectué dans laboratoire microbiologie dans la zone aseptique, dans un lavabo, juste après l'action, à l'aide d'un couteau et une pince stériles les organes des différentes parties de l'appareil digestif de poulets de chaires ont été prélevés

La masse digestive doit être réclinée progressivement vers l'arrière, on sépare les attaches du gésier et de l'intestin, jusqu'à arriver à la région rectale. On fait une section au niveau du rectum et le cloaque reste en place, le tube digestif a été disposé sur une planche à dissection stériles, Sectionner le Jabot, pro ventricule, Gésier, le duodénum, le jéjunum, l'iléon et les caecums(Figure 5) .

Les parties prélevées sont :

- ✓ 10 jabots
- ✓ 10 proventricules
- ✓ 10 gésiers
- ✓ 10 duodénums
- ✓ 10 jéjunums
- ✓ 10 iléons



Figure 5 : Les différentes parties de l'Appareil digestif de poule de chair.

3. Préparation des suspensions

Une incision de l'extrémité après gratter la partie intérieur a été effectuée pour obtenir le contenu intestinal des volailles puis les mettre dans des tubes stérile contenant 9 ml d'eau physiologique pour avoir une solution mère, puis 1ml de cette dernière est prélever à l'aide d'une micropipette puis transférer dans 9 ml d'eau physiologique pour avoir une dilution de 10^{-1} , le meme protocolé est répété jusqu'aux les dilutions 10^{-3} (Figure 6).

Les géloses EMB (Annexe N°02) et GN (Annexe N°03) sont coulées en surfusion dans des boites de pétri devant le bec bunsen puis laisser à se gélifier pour les ensemenecer dans une étape suivante.



Figure 6 : Les différentes dilutions des différentes parties du tube digestif.

4. Isolement et purification des souches

La gélose EMB, est utilisée pour isoler et identifier *Escherichia coli* et *Enterobacter*, ainsi que les bactéries intestinales à Gram négatif dans les produits pharmaceutiques, les produits laitiers et les autres produits alimentaires. Elle est également employée pour le contrôle des eaux comme milieu d'isolement et d'identification après culture en milieu liquide (test présomptif).

L'espèce *Escherichia coli* apparaitre comme des colonies violet foncé, bombées, faiblement confluentes, de 2 à 3 mm de diamètre, à centre noir étendu à plus des 3/4 du diamètre et qui présentent un éclat métallique verdâtre en lumière réfléchi, alors que *Salmonella* et *Shigella* apparaitre comme des colonies ambrées transparentes(Figure 7).

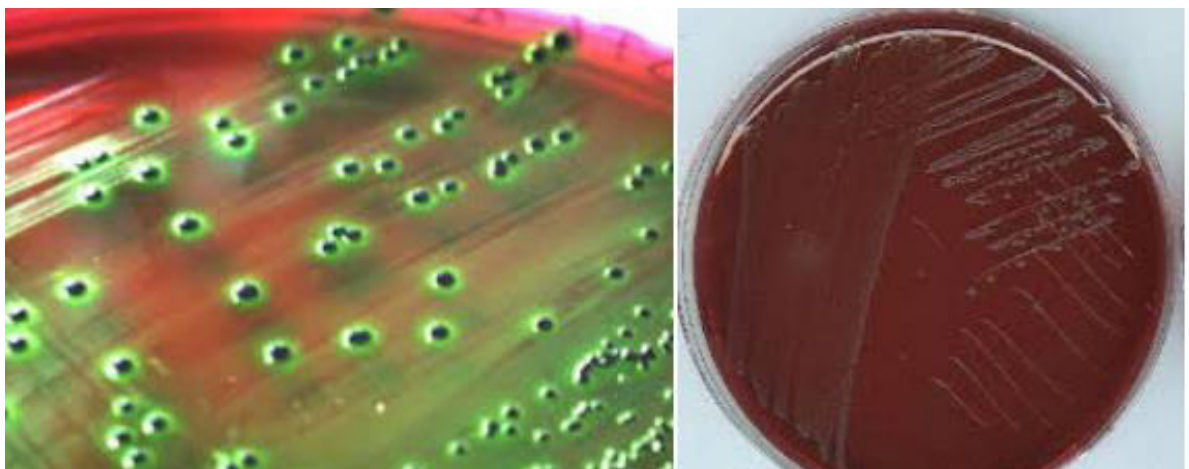


Figure 7: Aspect des colonies des souches *Escherichia coli* et *Salmonella* sur le milieu EMB

0.1 ml de chaque dilution a été ensemencé en surface sur la gélose EMB et nutritive, la quantité est déposée au milieu de la gélose, et à l'aide d'un râtelier, un étalement de toute la boîte a été effectué.

Les souches ayant le même aspect microscopique sont repiquées et purifiées puis conservées.

5. Identification des souches isolées

5.1. Observation macroscopique et microscopique

L'analyse macroscopique des différentes souches se repose sur l'observation de la forme, la couleur, et la taille des colonies, alors que la forme des bactéries et leur mode de regroupements a été mis en évidence par une observation microscopique après une coloration de Gram.

5.2. L'ensemencement de la plaque API20E

Identification de souches inconnues par un ensemble de réactions du métabolisme intermédiaire avec la galerie commerciale API20E, permettant de réaliser 23 tests biochimiques pour identifier des bacilles Gram négative.

Les galeries API20E comportent des micro-tubes contenant des substrats déshydratés. Les micro-tubes sont inoculés avec une suspension bactérienne qui reconstitue les tests. Les réactions produites pendant la période d'incubation 37°C/24h se traduisent par des virages de couleur spontanés ou révélés par l'addition de réactifs

6. Teste de sensibilité aux antibiotiques

Les différents antibiotiques utilisés pour déterminer la sensibilité des souches sont : Amoxiciline, Tylosine, Doxycycline, Erythromycine, Enrofloxacin, Oxytétracycline, Sulfamide, et Florfenicol, ils sont d'origine des produits vétérinaires destinés pour les volailles.

Une suspension bactérienne préparée a été ensemencée et incubée à 37°C pendant 18h, est ajustée à une densité optique 625nm comprise entre 0,08-0,1 (charge bactérienne de 10^8 UFC/ml)

La méthode utilisée est celle de la diffusion en gélose. Elle consiste à déposer des disques d'antibiotiques (amoxiciline, Tylosine, Doxycycline, Erythromycine, Enrofloxacin, Oxytétracycline, Sulfamide, et Florfenicol) sur une gélose Muller Hinton précédemment

ensemencée par inondation avec une suspension des souches isolées. Il s'établit dans la gélose un 15 gradient de concentration d'antibiotique autour de chaque disque. Après 18 heures d'incubation, il se produit un halo d'inhibition autour de chaque disque qui permet de mesurer un diamètre. La comparaison de ce diamètre aux diamètres critiques publiés par le CASFM (Comité de l'antibiogramme de la Société Française de Microbiologie) permet de répondre qualitativement si la souche étudiée est sensible, intermédiaire ou résistante

6.1. Aromatogramme

Cet examen se fait de la même manière qu'un antibiogramme où les antibiotiques sont remplacés par des extraits végétaux.

L'ensemencement de l'inoculum est réalisé en surface du milieu Mueller Hinton, puis Des disques stériles imprégnés d'une quantité de 50µl d'extrait végétal (HT , DCM, EAU DISTILLE, EP ,ET) (Figure 8) sont déposés au centre des boîtes. Celles-ci sont ensuite incubées à 37 °C pendant 24 h.



Figure 8 : les extraits végétaux

6.2. Détermination de la Concentration Minimale Inhibitrice CMI

La CMI (Concentration Minimale Inhibitrice) est la concentration de l'antibiotique la plus faible pour que la croissance bactérienne soit inhibée.

Les antibiotiques Enrofloxacin et l'Oxytétracycline sont choisis pour déterminer la CMI vis-à-vis la souche E. coli et d'autres souches, et cela à raison de leur utilisation très répandue dans l'aviculture en Algérie. Les concentrations préparées sont comme suite :

- ✓ Enrofloxacin : 0.05-0.1-0.3-0.7-1-1.2-1.6-2-2.5 µg/ml
- ✓ Oxytétracycline : 5-0-20-40-60-80-100 µg/ml

on distribue dans un premier temps, dans une série de micro tube stériles, un volume de 100µl, des concentrations décroissantes d'antibiotique puis on ajoute dans chacun des tubes un même volume, de suspension 200µl additionné de 6ml de milieu semi solide additionné de rouge phénol ,après 24 heures à 37°C d'incubation , la croissance des bactérie se traduit par le virage du couleur de l'indicateur vers le jaune.

7. Recherche de *Clostridium*

7.1. Isolement dans les tubes

L'isolement des clostridies a été effectué sur deux milieux :

Gélose Viande Foie (VF) (Annexe N°04), un milieu de culture utilisé en tube pour la détermination le type respiratoire des microorganismes, et la gélose Wilson Blair, un milieu sélectif utilisé pour l'isolement de Salmonella Typhi et des autres salmonelles dans les produits pathologiques d'origine animale

Les géloses sont régénérés à 100°C pendant 20 minutes puis de le refroidir à 45-50°C, ensuite, de 500 µL de Na₂SO₃ et 200 µL de citrate de fer ammoniacal stériles sont ajoutés à 20 ml de chaque milieu préalablement coulés dans des tubes. 1 ml de chaque échantillon est additionné au milieu en état de surfusion, l'ensemencement a été effectué par mouvement de spirale. Les tubes sont placés dans un bain froid pour 5 mn, puis incubés à 37 °C pendant 24h à 48h (Figure 9).



Figure 9 : ensemencements dans les tubes (milieu Viande-Foie)

7.2. Isolement sur les boîtes

1 mL de différentes dilutions des échantillons a été transféré sur des boîtes de Petri stériles. 25 ml de la gélose VF a été coulés dans la boîte de l'échantillon puis homogénéiser parfaitement en mouvement de « 8 » et laisser solidifier sur une surface froide.

Dans la jarre les boîtes sont placées et une bougie a été allumée pour créer l'anaérobie. On referme le couvercle après l'ajout de huile de paraffine, si la bougie est bien éteinte on remet immédiatement la jarre dans l'étuve, l'incubation dure 24h à 37°C (figure N°12)

Le même protocole a été effectué sur gélose au sang (Figure N°11) et gélose TSC (Annexe N°05, Figure N°10).

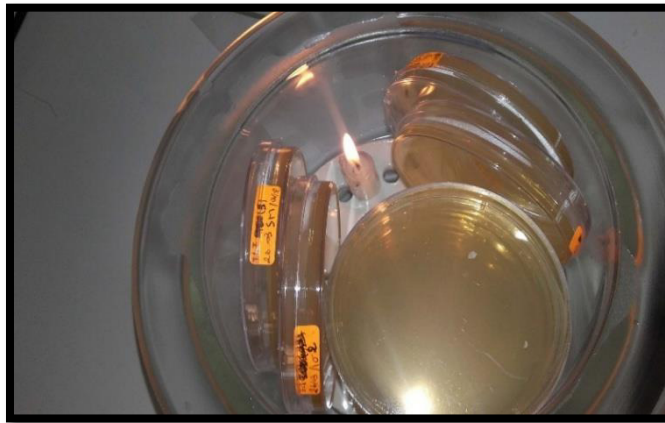


Figure 10 : ensemencements sur milieux TSC



Figure 11 : repiquage dans la gélose au sang et mettre dans un dessiccateur

Partie III :
Résultats et Discussions

1. Isolement des souches :

L'ensemencement en surface sur les milieux EMB et GN a permis d'isoler 53 différentes souches à partir de différentes parties du tube digestif. Le tableau suivant résume l'aspect macroscopique des différentes colonies obtenues.

Tableau N °4: l'aspect macroscopique des différentes colonies sur milieu EMB obtenues avec différentes parties

Les parties	Nombre de souches	Les caractéristiques
Gésier et Caecum	40	Colonies violet foncé, bombées, présentant un éclat métallique verdâtre en lumière réfléchi.
Duodénum, Jéjunum et Ilion	6	des colonies de forme bombées muqueuses, sans reflets, couleur violette, différents taille.
Jabot et Proventricule	4	des grosse colonies, couleur violette, forme bombées, sans reflets
Jéjunum et Duodénum	3	Colonies ambrée, transparentes et grisâtre.

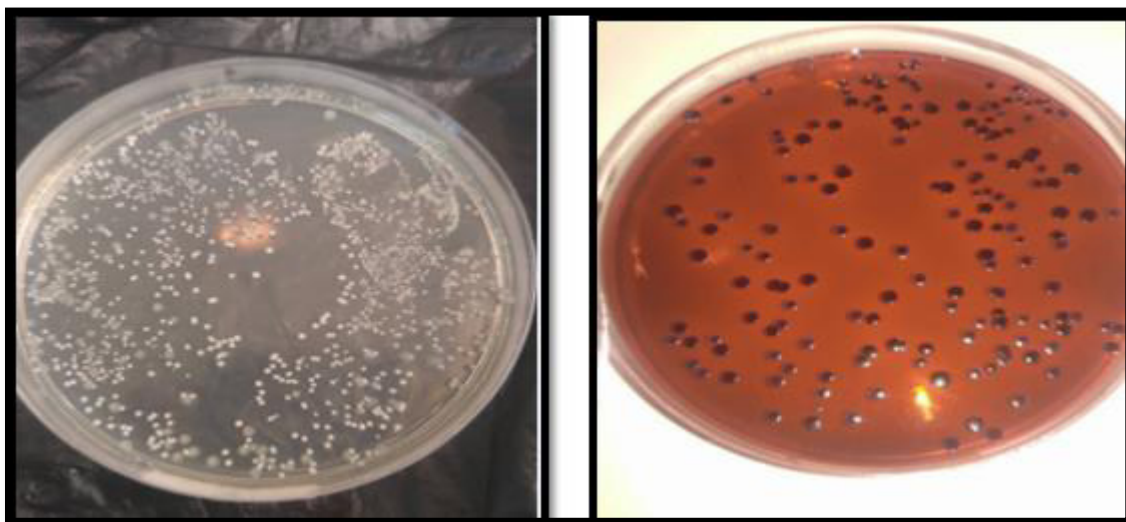


Figure N°12: Résultats d'ensemencement de l'échantillon de JABO sur EMB et GN.

Tableau N°05 : l'aspect macroscopique des différentes colonies sur milieu GN

<u>Parties</u>	<u>Bord</u>	<u>Surface</u>	<u>Couleur</u>	<u>Consistance</u>	<u>Opacité</u>
Duodénum, Caecum, Gésier, Proventricule, JABO	régulier	lisse	blanche	homogène	opaque
Jéjunum, Proventricule, JABO, Ilion, Jéjunum	irrégulier	lisse	Beige blanche	muqueuse	opaque

Le milieu EMB contient des colorants (éosine et bleu de méthylène) qui inhibent la plupart des bactéries à Gram positif (sauf *Enterococcus faecalis*), c'est un milieu d'isolement sélectif des entérobactéries, qui permet de différencier les espèces fermentant le lactose de celles qui ne le fermentent pas.

La couleur violet foncé des colonies indique l'acidification par fermentation du lactose, ce qui classe la souche comme **bactéries lactose +**.

Colonies à reflet vert métallique, dites "en dos de scarabée", centre foncé, lactose + ont été suggérées comme des *E. coli*, alors que les colonies grisâtres indiquent qu'il y a pas d'acidification du milieu donc pas de fermentation du lactose, se sont des bactéries lactose -.

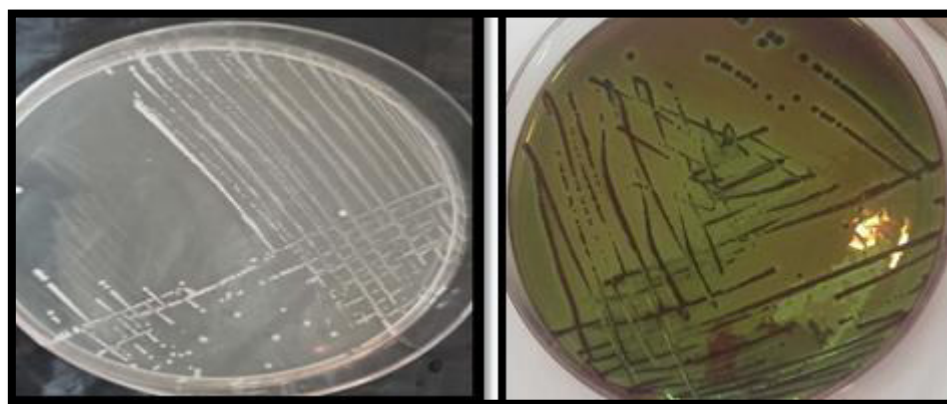


Figure N°13 : Résultats d'ensemencement de l'échantillon de Duodénum sur EMB et GN.



Figure N°14: Résultats d'ensemencement de l'échantillon de l'Iléon sur EMB et GN.

08 souches n'ayant pas présentées l'aspect de *E. coli* sur la gélose EMB et GN, ont subi un repiquage sur la gélose Mac Conkey, qui est un milieu sélectif pour l'isolement des entérobactéries. En effet, elle contient des agents sélectifs qui freinent le développement des bactéries à Gram positif tel que le cristal violet et les sels biliaries.

L'orientation de l'identification est basée sur l'utilisation du lactose, repérable grâce à un indicateur de pH (rouge neutre).

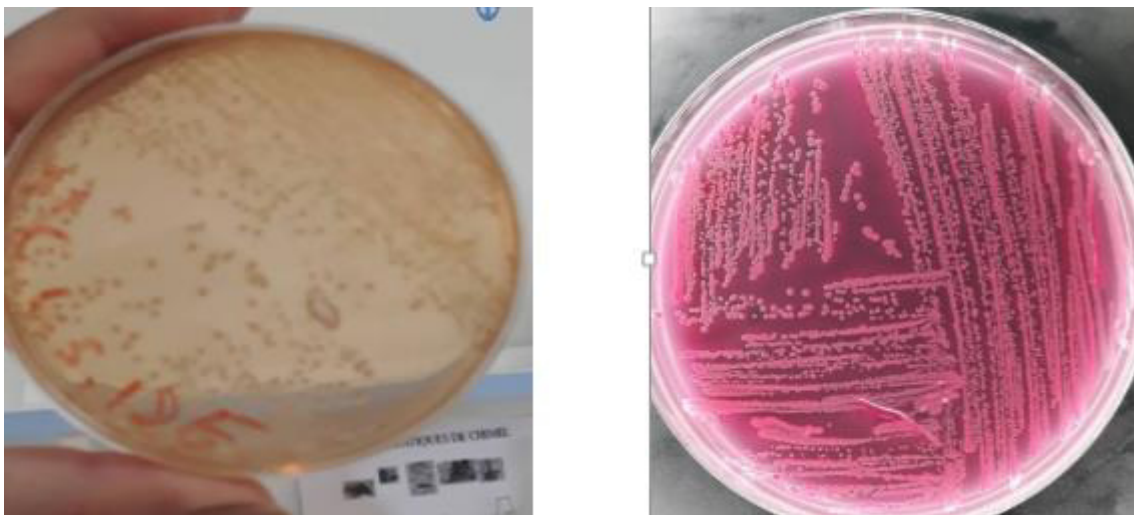


Figure N° 15: Résultats de l'ensemencement du milieu Mac Conkey.

Tableau N°06 : l'aspect macroscopique des différentes colonies sur milieux EMB et milieux Mac conkey

Boîtes ensemencées en surface	Résultats sur Mac Conkey	Résultat sur EMB
A	Changement de couleur de milieu Colonies de couleur rose entourées d'un halo opaque	Colonies rose
B	Changement de couleur de milieu Colonies beiges	Colonies incolore
C	Changement de couleur de milieu Colonies de couleur rose entourées d'un halo opaque	Colonies rose
D	Changement de couleur de milieu Colonies beiges	Colonies rose
E	Changement de couleur de milieu Colonies beiges	Colonies rose
F	Changement de couleur de milieu Colonies beiges	Colonies rose et incolore
G	Changement de couleur de milieu colonies incolores à beiges	Colonies incolore
H	colonies de couleur rose	Colonies verdâtre

La fermentation du lactose (+) : Elle se traduit aussi par une coloration jaune du milieu. Cette fermentation témoigne de la production d'une bêta-galactosidase qui hydrolyse le lactose en galactose et en glucose qui est ensuite utilisé comme source d'énergie. Les souches qui ne produisent pas de bêta-galactosidase (lactose -) ne peuvent acidifier le milieu, par conséquent ne peuvent faire virer la couleur rouge (**Joffin et Leyral., 1998**).

2. Identification des souches isolées :

2.1. Etude microscopique

Tous les germes isolés ont une morphologie identique, des bâtonnets Gram -, de taille et de forme variable. (E.coli/ Salmonelle)

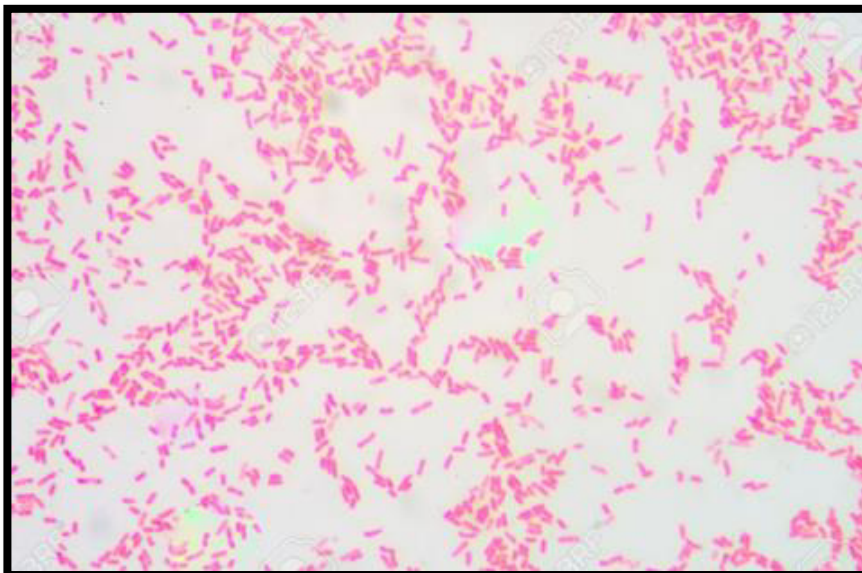


Figure N°16 : Observation microscopique (B , Ec7)

Tableau N° 07 : Les caractéristiques microscopique des souches

Les caractéristiques	Résultats
Morphologie	Bacille
Mode de regroupement	Isolés
Gram	-

2.2.1. L'ensemencement de la galerie API 20 E

Pour confirmer le genre des souches on a donc effectué une identification biochimique par la galerie API20E (la figure 43). Les résultats de l'API20 E, sont présentés dans annexe n°10 et le tableau ? qui a identifié par un logiciel spécifique.



Figure N°17 : la galerie Api 20E

La lecture de la galerie se fait généralement au bas de chaque microtube sauf CIT (citrate) et IND (indole). Il faut Lire les réactions de la façon suivante :

VP : Ajouter une goutte d'hydroxyde de potassium et une goutte d'alpha-naphtol Attendre 10 minutes avant de faire la lecture de la réaction.

TDA: Ajouter une goutte de chlorure ferrique Lire la réaction immédiatement.

IND (indole) : Additionnée une goutte du réactif de James. Lire la réaction immédiatement (Lise V et Michel L., 2005).

Nous avons comparé la couleur obtenue de chaque cupule et inscrit le résultat sur la Fiche dans le but de déterminer le code de 7 chiffres (Lise V et Michel L., 2005).

Tableau N°08: Identification de quelques souches isolées.

N° de souche	Code	Genre et Espèce
Les souches Lactose -	0104552	<i>Selmonella SPP</i>
Souches ayant le reflet métallique sur EMB	5164553	<i>Escherichia coli</i>

3. Etudes de la sensibilité des souches aux antibiotiques :

Les souches isolées ont été soumises à un test d'antibiogramme par la méthode de diffusion d'antibiotiques sur gélose Mueller Hinton. Les résultats sont montrés dans la figure 18 et le tableau N°09.

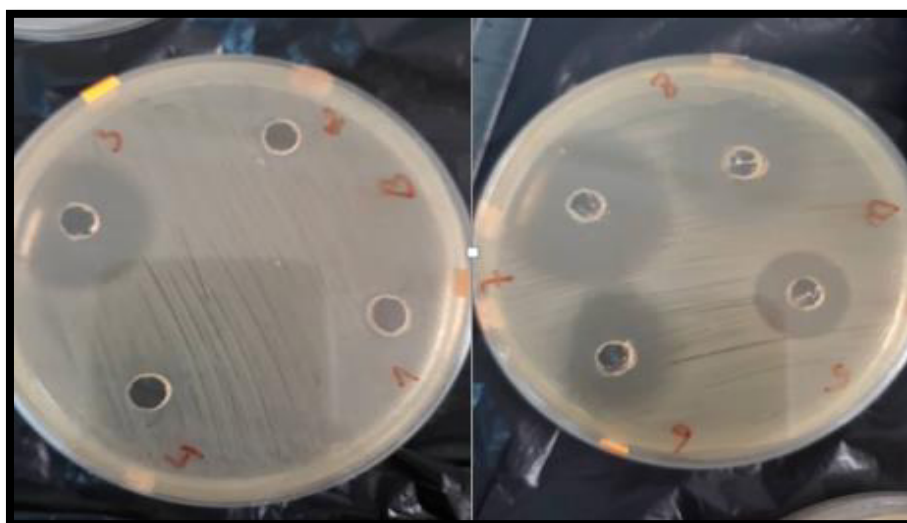
A l'aide d'un double décimètre, nous avons mesurées les diamètres des zones autour de chaque puits de chacune des boîtes de pétrie pour confirmer si la souche est résistante aux antibiotiques ou sensible.

- Les diamètres sont présentés dans l'annexe N°11

Tableau n°9 : Les différentes concentrations des antibiotiques

Souches	Les Antibiotiques							
	Amox n°1	Tylosi ne n°2	Doxy n°3	Ery n°4	Enr o n°5	Oxy n°6	Sul n°7	Flor n°8
B (<i>Salmonella SPP</i>)	25µg /µ l	30µg/ µL	34µg/ µl	16,3µ g/µl	5µg/ µl	30µg/ µl	200 µg/µl	30 µg/µl
Ec7(<i>Escherichia Coli</i>)	25 µg/µL	30 µg/µl	34µg/ µl	16,3 µg/µl	5µg/ µl	30 µg/µl	200 µg/µl	30µg/µ l

Figure N° 18: Résultats de l'antibiogramme de *Salmonella SPP*



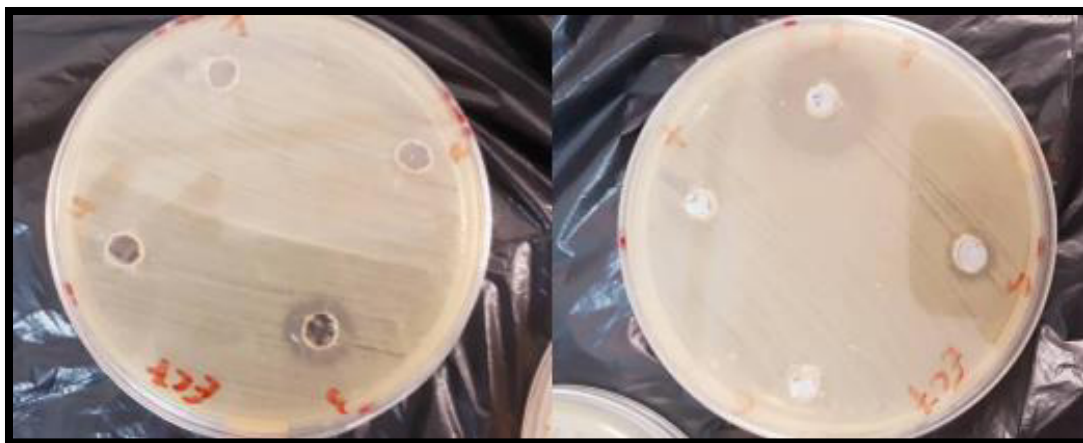


Figure N° 19: Résultats de l'antibiogramme *d'Escherichia coli*

La résistance des germes aux antibiotiques présente des différences significatives.

La proportion de souches *d'E. coli* résistantes à plus de 5 antibiotiques est plus importante comparée à celle de *Salmonella spp.*

- 100% des souches sont résistantes à l'Erythromycine. Par contre elles sont toutes sensibles à la Florfenicol
- 90 % des souches isolées à partir des volailles sont résistantes à la Tylosine et à l'Oxytétracycline,
- 50% des souches sont résistantes à l'Amoxiciline et Doxycyline et Sulfamide.

Nos résultats montrent, par ailleurs, que les souches *d'E. coli* sont plus résistantes que celles des salmonelles vis-à-vis de la plupart des antibiotiques testés. Ceci a été rapporté par d'autres auteurs (BELHADJ C., 2004. ; FOFANA A., 2004). La résistance à des antibiotiques observée chez les salmonelles.

Dans cette étude, les résultats observés chez les isolats démontrent que la tendance de résistance *d'E. coli* à certains antibiotiques est à l'augmentation au niveau marocain. La comparaison des résultats de notre étude avec ceux rapportés par le réseau de surveillance français de l'antibio-résistance (Resapath de l'agence française ANSES) pour les années 2010 et 2014, montre que les taux de résistance enregistrés au Maroc sont très inquiétants.

Les souches étudiées résistent à ces antibiotiques par la production de bêtalactamases qui les inactivent antibiotiques (Armengaud et al., 1994).

Courvalin (2008) a montré que les antibiotiques qui appartiennent à la même classe agissent par le même mécanisme d'action et que les bactéries cibles peuvent leur résister par un mécanisme identique.

Par contre, elles sont inférieures à celles obtenues par **Diouf (2006)** qui sont de Les tétracyclines, sont d'anciennes molécules largement utilisées en première intention. La résistance à ces molécules est assez connue et serait généralement due à un gène plasmidique qui peut être acquis assez facilement par les bactéries. Par ailleurs, c'est un antibiotique bactériostatique à large spectre, actif contre les bactéries Gram+ et les Gram- (**Armengaud et al., 1994**). Cependant, de fortes sensibilités ont été observées avec Ciprofloxacine (100%), au Céftriaxone (92,68%) et à la Gentamicine (95,12%). L'enquête a montré que les fluoroquinolones ne sont très peu ou pas utilisés dans la filière avicole au Tchad ; ce qui pourrait justifier cette sensibilité des souches.

L'antibioresistance des souches isolées au chloramphénicol ; a montré un taux inférieur aux résultats de **Somda (2012)** au Burkina Faso et **Bonny et al. (2011)** de la Côte d'Ivoire, qui avaient trouvé respectivement 85% et 41,7%.

Par ailleurs l'étude a montré une résistance de salmonelles à l'ampicilline et imipenème (100%), similaire à celle de **Wahome et al. (2014)** au Kenya (100%)

4. Etudes de la sensibilité des souches aux extraits de M.suaveolens

L'effet antimicrobien des extraits de M.suaveolens se traduit par l'apparition d'une zone d'inhibition autour disque.

Les résultats obtenus étant exprimés dans les figures suivantes :

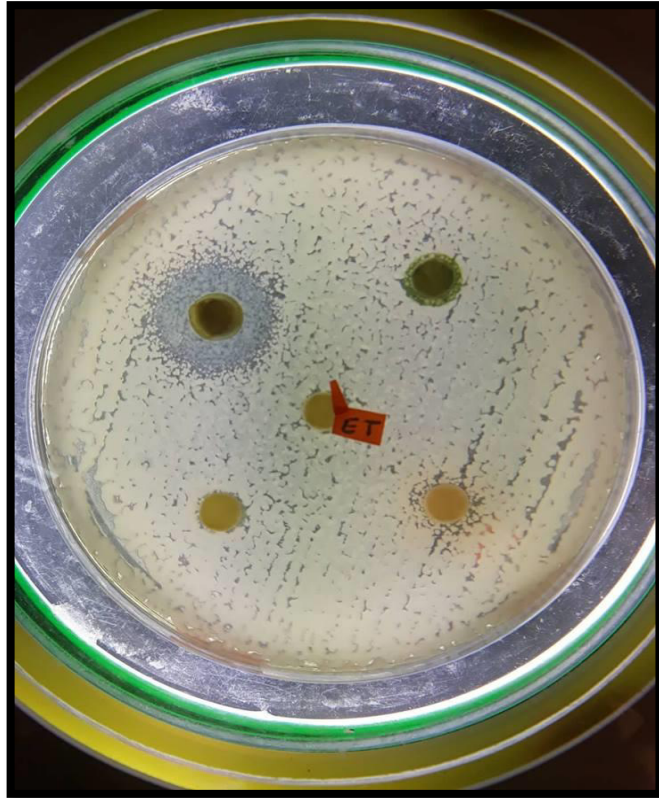


Figure N°20 : Aromatogramme de la souche *Escherichia coli*

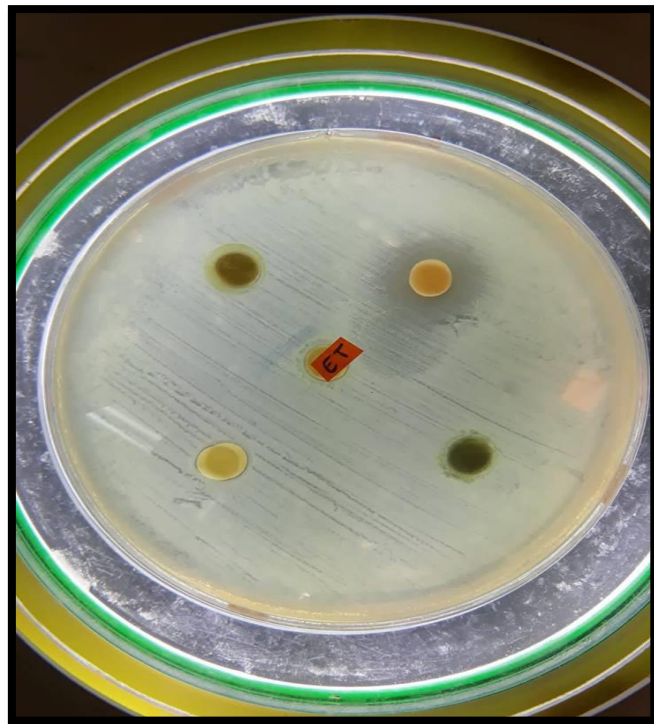


Figure N° 21: Aromatogramme de la souche *Salmonella*

La plupart des études ont montré que les extraits végétaux ont une plus grande activité contre bactéries à Gram positif par rapport aux bactéries à Gram négatif (Shelef 1984; Zaika 1988; Smith-Palmer, Stewart et al. 1998; Ceylan and Fung 2004).

Selon les figures, les souches *E coli* et *Salmonella SPP* était les plus résistantes aux extraits (DCM, ED, EP, ET) et sensibles au (EHT).

Les résultats de (Moldovan et al 2014) sont similaires à ceux que nous trouvons pour *E coli* et *salmonella spp*.

Nos résultats vont dans le même sens que ceux trouvés par (Bakht et al 2014) qui ont montré que l'extrait de DCM a aucune activité antibactérienne pour *E-coli*.

L'extrait HT de *M.suaveolens* à une activité antibactérienne enregistré pour *E coli* avec une zone d'inhibition de 8mm et *salmonella* avec un diamètre ne dépassant pas les 9mm.

Barchan 2015 révèle que les bactéries Gram négatifs sont sensibles à l'extrait hexanique.

5. Etude de la CMI des antibiotiques :

La plus faible concentration d'antibiotique pour laquelle il n'existe pas de croissance visible dans des conditions de culture standardisée est nommée la concentration minimale inhibitrice.

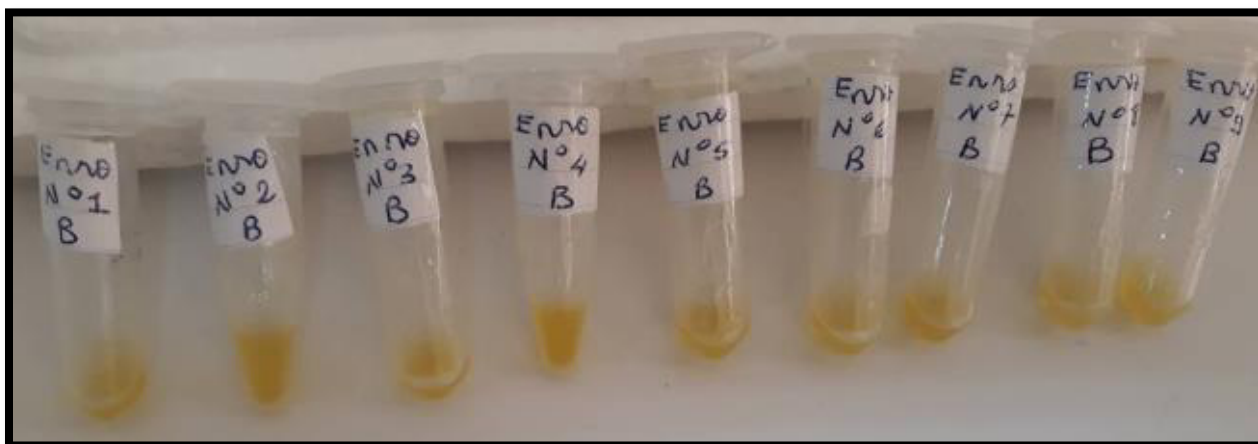


Figure N°22 : la CMI Testé sur la souche B sous action d'antibiotique EnroEnrofloxacine

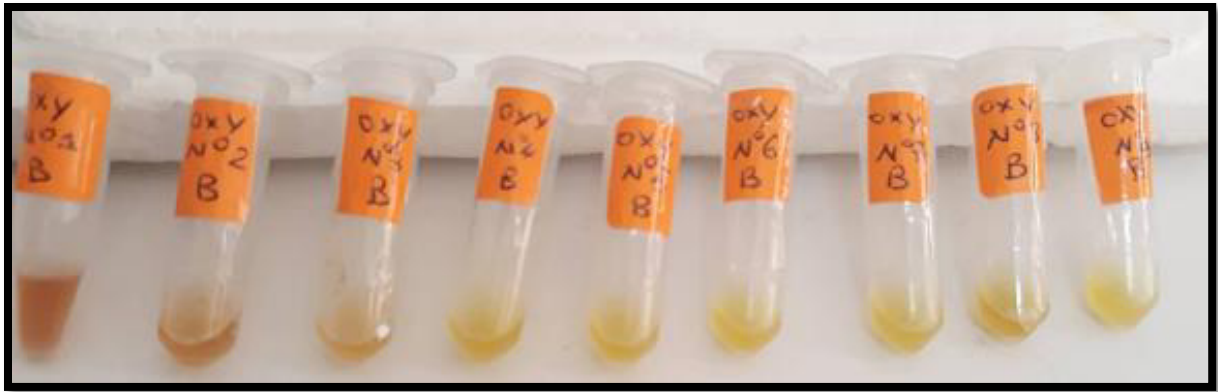


Figure N°23 : la CMI Testé sur la souche B sous action d'antibiotique Oxytétracycline

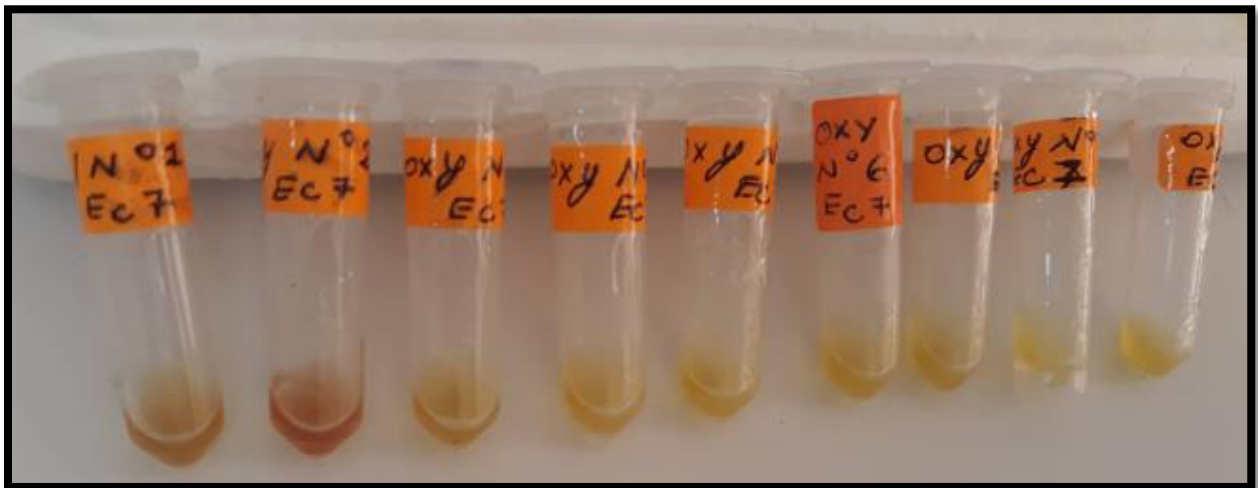


Figure N°24 : la CMI Testé sur la souche Ec7 sous action d'antibiotique Oxytétracycline

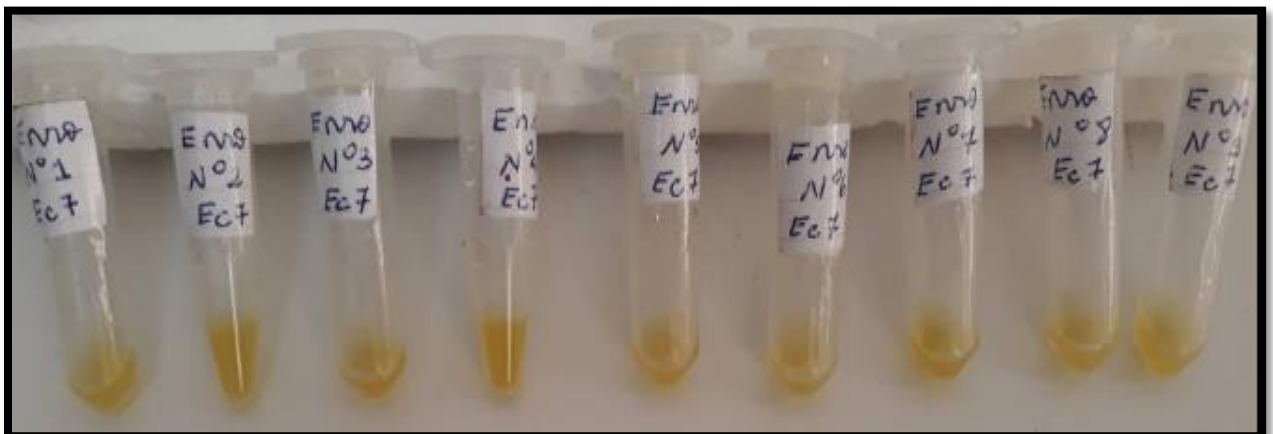


Figure N°25 : la CMI Testé sur la souche Ec7 sous action d'antibiotique EnroEnrofloxacin

Les tableaux suivants résument les CMI des différents antibiotiques vis-à-vis deux souches de *E.coli*

Numéro de tube	01 B	02 B	03 B	04 B	05 B	06 B	07 B	08 B	09 B
Aspect après 24h	S	S	S	S	S	S	S	S	S
Concentration d'antibiotique Enroflaxacine	0,05 ug	0,1ug	0,3ug	0,7ug	1ug	1,2ug	1,6 ug	2ug	2,5ug

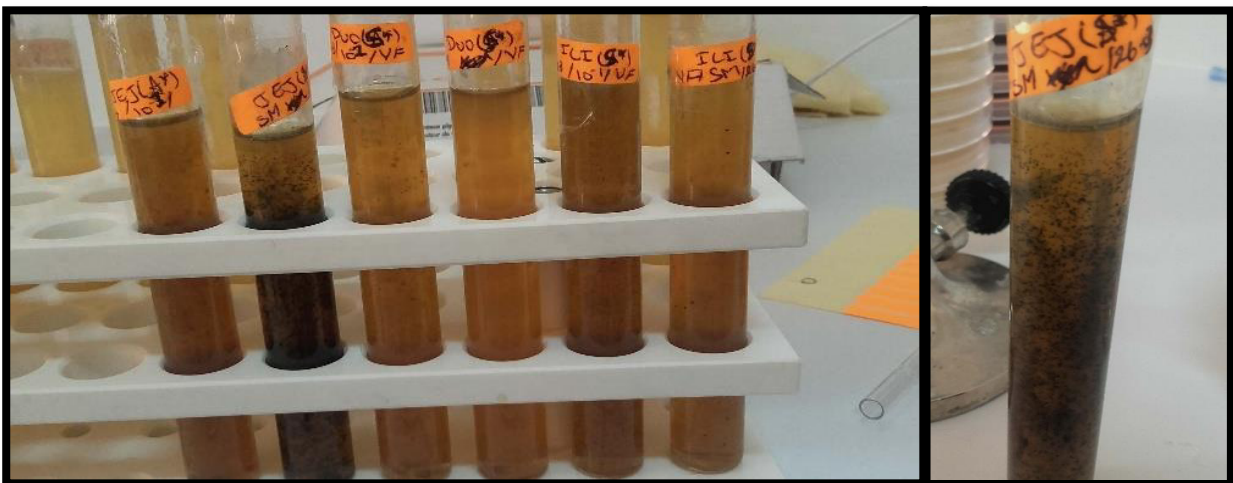
Numéro de tube	01 B	02 B	03 B	04 B	05 B	06 B	07 B	08 B	09 B
Aspect après 24h	R	R	R	S	S	S	S	S	S
Concentration d'antibiotique Oxytétracycline	0,5ug	5ug	10ug	15ug	20ug	40ug	60ug	80ug	100ug

Numéro de tube	01 Ec7	02 Ec7	03 Ec7	04 Ec7	05 Ec7	06 Ec7	07 Ec7	08 Ec7	09 Ec7
Aspect après 24h	R	R	S	S	S	S	S	S	S
Concentration d'antibiotique Oxytétracycline	0,5ug	5ug	10ug	15ug	20ug	40 ug	60ug	80ug	100ug

Numéro de tube	01 Ec7	02 Ec7	03 Ec7	04 Ec7	05 Ec7	06 Ec7	07 Ec7	08 Ec7	09 Ec7
Aspect après 24h	S	S	S	S	S	S	S	S	S
Concentration d'antibiotique Enroflaxacine	0,05ug	0,1ug	0,3ug	0,7ug	1ug	1,2ug	1,6ug	2ug	2,5ug

6. Isolement de *Clostridium perfringens*

6.1. Sur milieux Viande –Foie



Après 48H d'incubation on a obtenus les tubes suivants :

Figure N°26 : résultats de l'ensemencement de la gélose de Viande –Foie

Il suffit juste de voir le noircissement qui indique la présence des *clostridium* car sont des bons indices d'une ancienne contamination.

- les *claustridium* sont des bactéries anaérobies strictes et sporulé leur recherche sur milieu de cultures VF (viande -foie) il faut additionner l'alun de fer ammoniacal et le sulfite de sodium car ils ont la capacité de réduire le sulfite de sodium en sulfure de fer en présence de l'alun de fer d'où la coloration noire des spores ou bien des colonies

6.2. Sur le milieu TSC :

À 46°C pendant 4 jours d'incubation, on a obtenu les résultats suivant :

Apparition des taches noires qui représentent les colonies de Clostridium, ces taches noires sont des sulfures de fer qui résultent de la réduction des sulfites.

Les souches ont été repiqué dans le même milieu TSC pour obtenir plus de colonies noires.

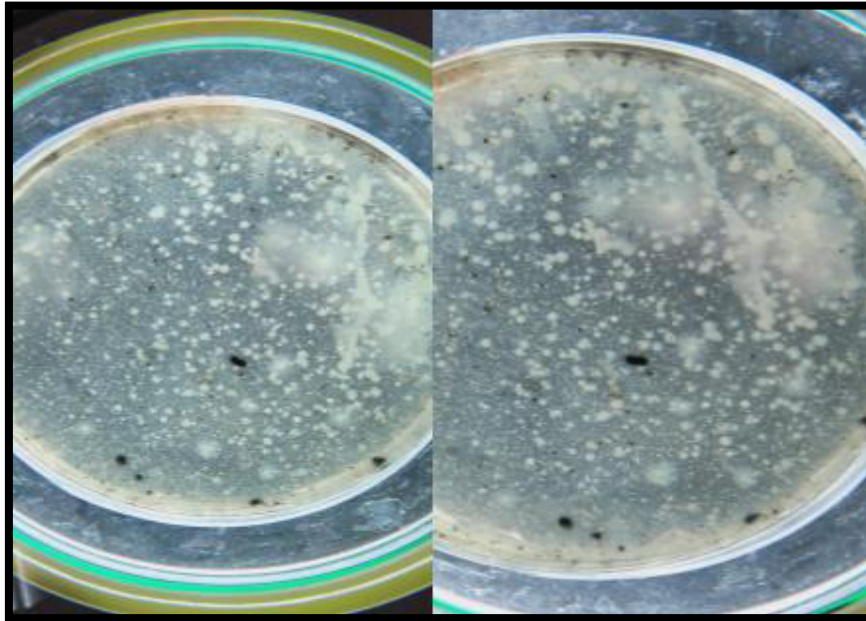


Figure N°27 : Résultats de l'ensemencement de la gélose TSC



Figure N°28 : résultats de repiquage sur milieu TSC

- ✓ Après l'incubation, en anaérobiose, les bactéries produisent, à partir des sulfites, des sulfures un précipité noir en présence d'ions fer III.

Les grosses colonies noires sont donc issues d'une bactérie anaérobie sulfite réductrice à 46°C (recherche dans TSC : *C. perfringens*)

Conclusion

Le secteur de l'élevage est depuis plusieurs années sous pression en ce qui concerne la qualité sanitaire et hygiénique des denrées alimentaires qu'il produit.

Ces denrées peuvent présenter un risque pour la santé humaine car elles peuvent être contaminées par des germes pathogènes.

Au cours de notre étude, on a isolées et identifiées des entérobactéries à partir de l'appareil digestif, révélant une certaine diversité des genres et des espèces. Les genres les plus fréquents sont : *Escherichia coli*, *Salmonella SPP* et *Clostridies SPP*.

L'utilisation massive des antibiotiques et les sélections consécutives des souches résistantes peut faire craindre le pire. La principale voie de transmission de microorganismes résistants de l'animal à l'homme se fait via la chaîne alimentaire. Ainsi, la résistance des bactéries pathogènes aux antibiotiques, d'importance stratégique en médecine humaine et vétérinaire, constitue une charge importante pour la santé publique et animale mais aussi un coût considérable pour la société de nombreux pays

Perspective

- ✓ Bannir l'utilisation des antibiotiques
- ✓ Une bonne sensibilisation des abatteurs de volaille à travers des formations pourrait permettre à ces derniers d'avoir une meilleure maîtrise des techniques modernes d'abattage.
- ✓ Le respect des règles d'hygiène au niveau des élevages ;
- ✓ l'installation des locaux modernes pour l'abattage et le respect des conditions de l'hygiène lors des opérations d'abattage ;
- ✓ La formation et la sensibilisation des éleveurs sur l'utilisation rationnelle des antibiotiques ;

Référence bibliographique

1. **Stewart J. and Fyfe L. (1998)** Antimicrobial properties of plant essential oils and essences against five important food-borne pathogens. *Letters in Applied Microbiology* 26 : 118-122
2. **Aarestrup F.M., Agers Y., Ahrens P., Jorgensen J.C., Madsen M. & Jensen L.B. (2000)**. Antimicrobial susceptibility and presence of resistance genes in staphylococci from poultry. *Vet. Microbiol.*, 74 (4), 353-64.
3. **Abdel-Fattah, S., et al. (2008)**. "Thyroid activity, some blood constituents, organs morphology and performance of broiler chicks fed supplemental organic acids." *Int. J. Poult. Sci* 7(3): 215-222.
4. **aika L., (1988) Spices and herbs: Their antimicrobial activity and its determination.** *J. of Food Saf.* 9 : 97-118 Smith-Palmer
5. **Alleyne G.A.O., Acha P.N and Szyfres.B. (2001)** .Zoonoses and communicable disease common man and animals.P.A.H.O. V.1.1225P.
6. **Alloui N. and Bennoune O. (2013)**. Poultry production in Algeria: current situation and future prospects. *World's Poultry Science Journal* 69 : 613-620.
7. **Almargot, J ,(1982)**. L'appareil digestif et ses annexes , In : Manuel d'anatomie et d'autopsie aviaires .-Edition : Le point vétérinaire . Paris (France)
8. **Amara A et al.** "Antibioresistance of Escherichia coli strains isolated in Morocco from chickens with colibacillosis". *Veterinary Microbiol.* 1995; 43:325-330. Available on :<http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/0378113594001012>
9. **Andrieu, V., 1995**. Intérêt des probiotiques dans le gavage du canard. Application a la région des landes. Thèse Docteur vétérinaire. Faculté de médecine de Nantes.
10. **Anuradha, S., Rajeshwari, K., 2005**. Probiotics in Health and Disease. *JIACM.*, 6(1): 67- 72.
11. **Apajalahti, J., and Bedford, M., 2000**. Impact of dietary and environmental factors on microbial communities of the avian gut tract.
12. **Armengaud M, Astruc J, Aubertin J,Auvergnat JC, Beaucaire G, Becq-Giraudon B, Bertrand JL. 1994**. Antibiotiques : *Les Maladies Infectieuses*. APPIT (ed) 2M2: France;p.671.
13. **Avignon M. & Lafont J.P. (1985)** Etude des coliformes résistant aux antibiotiques dans une station d'épuration d'élevage de porcs. *Ann. Rech. Vet.* 16, 245-253.

14. **Awad, W., et al. (2009).** "Effects of dietary inclusion of probiotic and synbiotic on growth performance, organ weights, and intestinal histomorphology of broiler chickens." *Poultry Science* 88(1): 49-56.
15. **Azzouz, H., 1997.** - Alimentation du poulet de chair, institut technique des petits élevages (ITPE), édition 1997, p (2), (7-9).
16. **Bakht, J., Khan, S., & Shafi, M. (2014).** In vitro antimicrobial activity of *Allium cepa* (dry bulbs) against Gram positive and Gram negative bacteria and fungi. *Pak. J. Pharm. Sci*, 27(1), 139-145
17. **Baraka, A., Rizk, M., Muallem, M., Bizri, S. H., & Ayoub, C. (2002).** Posterior-beveled vs lateral-beveled tracheal tube for fiberoptic intubation. *Canadian Journal of Anesthesia/Journal canadien d'anesthésie*, 49(8), 889-890.
18. **Barchan, A., Bakkali, M., Arakrak, A., & Laglaoui, A. (2016).** Effet antibactérien et anti-biofilm de trois espèces de *Mentha*: *Mentha spicata*, *Mentha pulegium* et *Mentha piperita*. *Phytothérapie*, 14(2), 88-96.
19. **Barton, M., 1998.** Does the use of antibiotics in animals affect human health. *Aust. Vet. J.* Vol., 76: N° 3.
20. **Bebora L.C., Oundo J.O. & Yamamoto H. (1994).** Resistance of *E. coli* strains, recovered from chickens to antibiotics with particular reference to trimethoprim-sulfamethoxazole. *East Afr. Med. J.*, 72 (10), 624-627.
21. **Bedford, M. R. (2000).** Exogenous enzymes in monogastric nutrition-their current value and future benefits. *Animal Feed Science and technology* 86(1-2), 1-13.
22. **Beghoul S. (2006).** Bilan Lésionnel des autopsies des volailles effectuées au niveau du laboratoire vétérinaire régional de Constantine. Magister Médecine Vétérinaire. Université Mentouri Constantine.
23. **BELHADJ C., GUESSOUSS M., BELHADJ O. et BEN – MAHREZ K., 2004.** Acquisition, délétion, insertion et évolution des plasmides de résistance aux antibiotiques chez les entérobactéries cliniques. *Microb. Hyg. Alim.* 16 (46) : 51 – 55.
24. **Belhadj, K., Delfau-Larue, M. H., Elgnaoui, T., Beaujean, F., Beaumont, J. L., Pautas, C., ... & Farcet, J. P. (2004).** Efficiency of in vivo purging with rituximab prior to autologous peripheral blood progenitor cell transplantation in B-cell non-Hodgkin's lymphoma: a single institution study. *Annals of oncology*, 15(3), 504-510.

- 25. Bell J.B., Elliott G.E. & Smith D.W. (1983)** Influence of sewage treatment and urbanization on selection of multiple resistance in fecal coliform populations. *Appl. Environ. Microbiol.* 46, 227-232.
- 26. Benabdeljelil K. (2004).** Maghreb countries modernize. *World Poultry* 20 (5) : 10-13.
- 27. Bigot.K, Tesseraud.S, Taouis.M, Picard.M, 2001.** - Alimentation néonatale et développement précoce du poulet de chair, *INRA production animal*, 14, 219-230, 2001.
- 28. Bludgen. André et Collaborateurs, 1996.** - Aviculture semi industrielle en climat subtropical, guide pratique, les presses agronomiques de gembloux : 45-46, 47-48.
- 29. Bok H.E., Holzapfel W.H., Odendaal E.S. & Van der Linde H.J. (1986).** Incidence of foodborne pathogens on retail broilers. *International Journal of Food Microbiology*, 3, 273-285.
- 30. Bonny AC, Karou TG, Atobla K, Bohoua LG, Niamkey LS. 2011.** Portage de Salmonella au niveau du gésier cru de poulets exposés a la vente à Abidjan, Côte d'Ivoire. *J. Appl. Biosci.*, 47: 3230-3234.
- 31. Bonou C. H(1987)** l'appareil Digestif de la poule : Histologie Normale et Histologie Pathologique de la maladie de Newcastle. These.Doctorat .Science Vétérinaires.Ecole Inter-états des sciences Vétérinaires. Université Cheikh Anta Diop.Dakar .
- 32. Bories G., Louisot P. 1998** - Rapport concernant l'utilisation d'antibiotiques comme facteurs de croissance en alimentation animale. Février 1998
- 33. Botsoglou, N. A., et al. (1997).** "Effect of dietary thyme on the oxidative stability of egg yolk." *Journal of agricultural and food chemistry* 45(10): 3711-3716.
- 34. Bouvarel. Isabelle, 2004.** - Sequentiel Feeding Programms for Broiler Chickens : 2' and 48 hour cycles. *Poultry*
- 35. Brenes, A. and E. Roura (2010).** "Essential oils in poultry nutrition: Main effects and modes of action." *Animal Feed Science and Technology* 158(1): 1-14.
- 36. Brugere-Picoux. J et Silim. A. 1992**
 - Particularités de la physiologie des oiseaux
 - Manuel de pathologie aviaire, édit. Jeanne Brugere-Picoux et Amer Silim, 16-17

37. Bruhn. (2007). Rapport Suisse sur les zoonoses. 2006. Magazine de l'O.V.F. 3.P.27-29.

38. Callaway, T. R., Anderson, R. C., Edrington, T. S., Elder, R. O., Genovese, K. J., Bischoff, K. M., Poole, T. L., Jung, Y. S., Harvey, R. B., and Nisbet, D. J., 2003. Preslaughter intervention strategies to reduce food-borne pathogens in food animals. *J. Anim. Sci.*, 81: 17-23.

39. Calomiris J.J., Armstrong J.L. & Seidler R.J. (1984) Association of metal tolerance with multiple antibiotic resistance of bacteria isolated from drinking water. *Appl. Environ. Microbiol.* 47, 1238-1242.

40. Caprioli A., Morabito S., Brugère H et Oswald E. 2005 - Entérohaémorragic *Escherichia coli* : emerging issues on virulence and modes of transmission. - *Veterinary Research*, 2005, 36 (3), 289-311.

41. Casas, I. A. and Dobrogosz, W.J., 2000. Validation of the probiotic concept: *Lactobacillus reuteri* confers broad-spectrum protection disease in humans and animals. *Microbial ecology in health and disease.*, 12: 247-285.

42. Catanzaro, J. A and Green, L., 1997. Microbial Ecology and Probiotics in Human Medicine (Part II). *Rev. Alternative. Medicine.* Vol 2, N° 4.

43. Catherine G. et Jacques B. (2005). Antibiotiques : pharmacologie et thérapeutique. Ed. Éclips. P14-15.

44. Chabbert Y.A. (1982) Sensibilité bactérienne aux antibiotiques. In : *Bactériologie Médicale* (L. Le Minor & M. Véron, eds.), Flammarion Médecine Sciences, Paris, pp. 204-212

45. Ceylan, E. and D. Y. C. Fung (2004). "Antimicrobial activity of spices." *Journal of Rapid Methods and Automation in Microbiology* 12(1): 1-55.

46. Choct, M., 2001. Alternatives to in-feed antibiotics in monogastric animal industry. *ASA Technical bulletin.* Vol. An 30

47. Chukeatirote, E., 2003. Potential use of probiotics. *J. Sci. Technol.*, 25(2): 75-282.

48. Coates M, E et al 1963 -COATES M.E., FULLER R., HARRISON G.F., LEV M. et SUFFOLK S.F. : A comparison of the growth of chicks in the Gustafsson germ-free apparatus and in a

conventional environment, with and without dietary supplements of penicillin. *Brit. J. Nutr.*, 1963, 17, 141-150

- 49. Coates M, E et al 1977. Chap. 8 : 311-346— COATES M.E. et FULLER R. :** The gnotobiotic animal in the study of gut microbiology. in: *Microbial Ecology of the gut*, edit. by Clarke and Bauchop. 1977. Chap. 8 : 311-346.
- 50. Coates M, E et al sci 1977,12, 79-843— COATES M.E., HARRISON G. F. et TURVEY A. :** Effects on germfree and conventional quail of substituting isolated soya protein for free amino acids in a purified diet. *Br. Poult. Sci.*, 1977, 18, 79-84.
- 51. Collins, M. D. and G. R. Gibson (1999).** "Probiotics, prebiotics, and synbiotics: approaches for modulating the microbial ecology of the gut." *The American journal of clinical nutrition* 69(5): 1052s-1057s.
- 52. Cooke M.D. (1976)** Antibiotic resistance among coliform and fecal coliform bacteria isolated from sewage, seawater and marine shellfish. *Antimicrob. Agents Chemother.* 9, 879-884.
- 53. Coppola, M. M., and Turnes, C. G., 2004.** Probiotics and immune réponse. *Ciencia. Rural. Santa Maria.*, 34(4): 1297-1303.
- 54. Courvalin P. 2008.** La résistance des bactéries aux antibiotiques: combinaison des mécanismes biochimiques et génétiques. *Bull. Acad. Vét.*, 161:7-12.
- 55. Crittenden, R., Bird, A.R., Gopal, P., Henriksson,A., Lee, Y.K., and Playn, M.J., 2005.** Probiotic Research in Australia, New Zealand and the Asia-Pacific Region. *Curr. Pharm. Design.*, 11: 37-53
- 56. Cummings, J. H. and Kong, S. C., 2004.** Probiotics, prebiotics and antibiotics in inflammatory bowel disease *Inflammatory bowel disease_crossroads of microbes, epithelium and immune systems.* Wiley, Chichester (NovartisFoundation Symposium263): 99-114.
- 57. Delteil L. (2012).** Nutrition et alimentation des animaux d'élevage. 3ème édition. Dijon : educagri éditions, 1 : pp. 86-87.
- 58. Diouf KCN. 2006.** Surveillance de la résistance aux antibiotiques des souches de *Salmonella* spp. et *Escherichia coli* isolées de la viande de poulet de chair au Sénégal. Mémoire de DEA, EISMV, Dakar, p.60.
- 59. Doyle, M.E., 2001.** Alternatives to antibiotic use for growth promotion in animal husbandry. *Food research Institute.*, 1-12.
- 60. Duval J., Soussy C.J. 1990 -** Antibiothérapie. Masson, 4ème édition.

- 61. Edelman, S., 2005.** Mucosa-Adherent Lactobacilli: Commensal and Pathogenic Characteristics. University of Helsinki.
- 62. Fallah, R., et al. (2013).** "A review of the role of five kinds of alternatives to in-feed antibiotics in broiler production." *Journal of Veterinary Medicine and Animal Health* 5(11): 317-321
- 63. FAO, 2015** (Food outlook FAO, octobre 2015 et Commission européenne)
- 64. FAO., 2016** (Le secteur avicole et, 26 April 2016) **OFAL, 2001** (Observatoire des filières avicoles. Rapport annuels 1999 à 2001, Ed.ITPE, Alger).
- 65. FAO/WHO, 2004.** Health and Nutritional Properties of Probiotics in food including powder Milk with Live Lactic acid Bacteria.
- 66. Feliachi K. (2003).** Rapport national sur les recourses génétiques animales. Algérie. Commission nationale. P18-19.
- 67. FENARDJI F., 1990** "Organisation, performances et avenir de la production avicole en Algérie", in *Options Méditerranéennes*, série A, n° 7.
- 68. FERARRA J., 1989.** Science et vie. Paris. p 164
- 69. Ferket, P. R. (1993).** "Practical use of feed enzymes for turkeys and broilers." *The Journal of Applied Poultry Research* 2(1): 75-81
- 70. Ferket, P. R. (2004).** Alternatives to antibiotics in poultry production: responses, practical experience and recommendations. Alltech's Annual Symposium.
- 71. FOFANA A., 2004.** Etude de la résistance aux antibiotiques des souches de salmonella (spp) et Escherichia coli isolées de la viande de poulets de chair au Sénégal. Mem. : DEA-PA : Dakar (EISMV) ; 6.
- 72. Fofana, I. B., Sangaré, A., Collier, R., Taylor, C., & Fauquet, C. M. (2004).** A geminivirus-induced gene silencing system for gene function validation in cassava. *Plant molecular biology*, 56(4), 613-624
- 73. Fontaine M., Cadore J.L. 1995** - Vade-mecum du vétérinaire. Vigot, 16ème édition.
- 74. Fontaine. M(1992)** - Vade-mecum du vétérinaire, formulaire vétérinaire de pharmacologie, de thérapeutique et d'hygiène, 15 ème édition, page 106-119. Volume 1
- 75. Fooks, L.J. and Gibson, G. R., 2002.** Probiotics as modulators of .the gut flora. *Brit. J. Nutr.*, 88, suppl. I: 39-49.
- 76. Fuller, R. (1992).** History and development of probiotics. Probiotics, Springer: 1-8
- 77. Fuller, R., 1984.** *Proc., Nutr., Soc.*, 43, 55-61.

- 78. Fuller, R., 2004.** Probiotics: their development and use.
http://www.old-herborn-university.de/literature/books/OHUni_book_8_article_1.pdf
- 79. Gabriel, I., Mallet, S., Lessire, M., 2003.** La microflore digestive : une composante oubliée de la nutrition des volailles. Cinquièmes journées de la recherche avicole. Tours.
- 80. Gibson, G. R., and Fuller, R., 2000.** Aspects of in vitro and in vivo research approaches directed toward identifying probiotics and prebiotics for human use. *J. Nutr.*, 130: 391–395.
- 81. Gibson, G. R., et al. (2004).** "Dietary modulation of the human colonic microbiota: updating the concept of prebiotics." *Nutr Res Rev* 17(2): 259-275.
- 82. GONZALEZ MATEOS G** (Energy and protein requirement for poultry under heat stress.Zaragoza (Spain), 26 – 30 May 2003.
- 83. Gournier-Chateau Nathalie, Larpent Jean-Paul, Maria-Ines Castellanos, Jean-Luc**
- 84. Larpent. 1994**
 - Les Probiotiques (L'écosystème digestif, les probiotiques en alimentation animale et Humaine)- Techniques et documentation, édit. Lavoisier, 1994
- 85. Grabow W.O.K. & Van Zyl M. (1976)** Behavior in conventional sewage purification processes of coliform bacteria with transferable or non transferable drug resistance. *Water Res.* 10, 717-723.
- 86. Grajek, W., Olejnik, A., and Sip, A., 2005.** Probiotics, prebiotics and antioxidants as functional foods. *ACTA Biochimica. Polonica.*, Vol. 52 N°. 3: 665–671.
- 87. Griggs, J. P. and J. P. Jacob (2005).** "Alternatives to Antibiotics for Organic Poultry Production." *The Journal of Applied Poultry Research* 14(4): 750-756.
- 88. Guillemot. D (2006)** - Usages vétérinaires des antibiotiques, résistance bactérienne et conséquences pour la santé humaine, page10-214.(AFSSA Agence Française de Sécurité Sanitaire des Aliments).http://www.cndwebzine.hcp.ma/cnd_si/MG/pdf/35821/35822pdf.(Consulterle20-01-2017)
- 89. Guillot, J. F., 2001.** Consequences of Probiotics Release in the Intestine of Animals. *Ciheap-Iamz.*, p. 17-21 (Cahiers Options Méditerranéennes; v. 54), 3.
- 90. Gusils, C., Bujazha, M., and Gonzalez, S., 2002.** Preliminary studies to design a probiotic for use in swine feed. *Aug.*, Vol. 27. N° 08.

91. **Hahn, M. A, Singh, A. K, Sharma, P., Brown, S. C. & Moudgil, B.M (2011).** Nanoparticles as contrast agents for in-vivo bioimaging : current status and future perspectives. *Analytical and bioanalytical chemistry*, 399(1),3-27.
92. **Hajati, H. and M. Rezaei (2010).** "The application of prebiotics in poultry production." *International Journal of Poultry Science* 9(3): 298-304.
93. **Herpol C. (1964).** Activité protéolytique de l'appareil gastrique d'oiseaux granivores et carnivores. *Ann. Biol. anim. Bioch. Biophys.* 4 (3) : 239-244.
94. **Herzig, I., Gopfert, E., Pisarikova, B., Strakova, E., 2003.** Testing of growth promoting and protective activity of the probiotic lactiferm in weaned piglets. *Acta. Vet. Brno.*, 72: 331-338.
95. **Hume, M. (2011).** "Food safety symposium: potential impact of reduced antibiotic use and the roles of prebiotics, probiotics, and other alternatives in antibiotic-free broiler production." *Poultry Science* 90: 2663-2669.
96. **INRAA., 2003.** Rapport National Sur les Ressources Génétiques Animales en Algérie, Rapport, INRA Algérie. 46p
97. **JEAN S., 2015** (Viande de volaille, le coopérateur agricole, édition avril 2015, vol.44 N°4, Montréal).
98. **Joe-Berry G. et Delbert W. (2008).** Bacterial diseases of poultry. Division of agricultural science and natural resources. Oklahoma state university cooperative extension fast sheets (VTMD-9190). Consulter le (01-04-2012).
99. **Joerger, R. D. (2003).** Alternatives to antibiotics : bacteriocins, antimicrobial peptides and bacteriophages. *Poultry science*, 82(4), 640-647.
100. **Jones, P.J., 2002.** Functional foods more than just nutrition. *CMAJ.*, 166 (12): 1555-1563.
101. **Kazwala R.R., Collins J.D., Hannan J., Crinion R.A.P. & O'Mahony H. (1990).** Factors responsible for the introduction and spread of *Campylobacter jejuni* infection in commercial poultry production. *Veterinary Record*, 126, 305-306.
102. **Kelch W.J. & Lee J.S. (1978)** Antibiotic resistance patterns of gram-negative bacteria isolated from environmental sources. *Appl. Environ. Microbiol.* 36, 450-456.
103. **Keyes K., Hudson C., Maurer J.J., Thayer S., White D.G. & Lee M.D. (2000).** Detection of florfenicol resistance genes in *Escherichia coli* isolated from sick chickens. *Antimicrob. Agents Chemother.*, 44 (2), 421- 424.

- 104. Klaenhammer, T. R., 2000.** Probiotic Bacteria: Today and Tomorrow. *J. Nutr.*, 130: 415-416.
- 105. Krehbiel, C. R., Rust, S. R., Zhang, G., and Gilliland, S. E., 2003.** Bacterial direct-fed microbials in ruminant diets: Performance response and mode of action. *J. Anim. Sci.*, 81: 120–132.
- 106. Larbier M. et Leclercq B. (1992)** Nutrition et alimentation des volailles. INRA editions.pp. 81-82.
- 107. Larbier.M et al, 1991** - Alimentation des monogastrique, porc, lapin et volailles, 2e édition revue et corrigée, INRA 1991 : p (85), (86)
- 108. Leclercq.B et Beaumont, 2000.** - Etude par simulation de la réponse des troupeaux de volailles aux apports d'acides aminés et de protéines, Station de recherche avicole de l'INRA, Nouzilly (France), *INRA production animal*, 13, 47-59, 2000.
- 109. Leyral, G., Joffin, J. N., & Boineau, F. (1998).** Microbiologie technique. *Centre régional de documentation pédagogique (CRPD) d'Aquitaine, 2 eme édition*, 249-297.
- 110.Liong, M. and N. Shah (2006).** "Effects of a *Lactobacillus casei* synbiotic on serum lipoprotein, intestinal microflora, and organic acids in rats." *Journal of dairy science* 89(5): 1390-1399.
- 111. Lulful-Kabi S.M. (2010).** Avian colibacillosis and salmonellosis a closer look at epidemiology, pathogenesis, diagnosis, control and public health concerns, international, *journal of environmental research and public health Int. J. Environ. Res. Public Health* 2010.V. 7.N° 89.P 90.
- 112. Malinen, E., 2002.** Molecular methods for detection of probiotics and intestinal microbiota and evaluation of *Lactobacillus brevis* as a potential probiotic dietary adjunct. University of Helsinki.
- 113. Mallet, S., Bouvarel, I., and Lessire, M., 2001.** Facteurs de variation de la microflore intestinale des oiseaux domestiques : impact de l'alimentation. Quatrièmes journées de la recherche avicole. Nantes.
- 114. Malpel G P, Marigeaud M, Marty S., 2014.** La filière Volaille de chair Inspection générale des finances.France. 122p
- 115. Manie T, Khan S., Brozel V.S., Veith W.J. & Gouws P.A. (1998).** Antimicrobial resistance of bacteria isolated from slaughtered and retail chickens in South Africa. *Lett. Appl. Microbiol.*, 26 (4), 253-258.
- 116. Marie B.P. (2008).** Étude de l'influence du nettoyage et de la désinfection et des procédés d'abattage en abattoir de volaille sur le niveau de résistance aux antibiotiques des campylobacters.Thèse de doctorat. Université de Rennes(France).237P.

- 117. Martel J.L. 1996** - Critères de choix d'un antibiotique. - Epidémiologie et surveillance de l'antibiorésistance des bactéries pathogènes chez l'animal. - EPIDEM. SANTE. ANIM. 1996, 29, 107-120.
- 118. Mercenier, A., Gaskins, R., D. Berg, R., Cortesy, B., Delespesse, G., Gill, H., Grangette, C., and Pouwels, P. H., 2002.** Probiotics and the Immune System. Immunol Today., 18: 335-343.
- 119. Mercenier, A., Pavan, S., and Pot, B., 2002.** Probiotics as Biotherapeutic Agents: Present Knowledge and Future Prospects. Curr. Pharm. Design., 8: 99-110.
- 120. Mogenet L., Fedida D. 1998** - Rational antibiotherapy in poultry farming. - Edition : CEVA.
- 121. Mohnl, M., et al. (2007).** Effect of synbiotic feed additive in comparison to antibiotic growth promoter on performance and health status of broilers. Journal of dairy science, AMER DAIRY SCIENCE ASSOC 1111 N DUNLAP AVE, SAVOY, IL 61874 USA.
- 122. Moldovan, D. I. (2014).** *Parallel processing from applications to systems*. Elsevier.
- 123. Moreira, J. L. S., Mota, R. M., Horta, M. F., Teixeira, S. MR., Neumann, E., Nicoli, J. R. and Nunes, A. C., 2005.** Identification to the species level of Lactobacillus isolated probiotic prospecting studies of human, animal or food origin 16S-23S rRNA restriction profiling. BMC. Microbiol., 5:15
- 124. Morin. R, Uhland. C, Lévesque. G (2005)** - L'utilisation des antibiotiques en pisciculture au Québec, page 6. L'AQUICOLE Vol.9 no3.
- 125. Murakami Akiba.Y, Horiguchi.M, 1992.** - Growth and utilization of nutrients in newly-hatched chick with or without removal of residual yolk. Growth Devel. Aging, 56, 75-84.
- 126. Nitsan.Z, Ben-Avraham.G, Zoref.Z, Nir.I, 1991.** - Growth and development of the digestive organs and some enzymes in broiler chicks after hatching. Br. Poult. Science., 32, 515-523.
- 127. O'Sullivan, G.C., Kelly, P., O'Halloran, S., Collins, C., Collins, J.K., Dunne, C., and Shanahan, F., 2005.** Probiotics: An Emerging Therapy. Curr. Pharm. Design., 11: 3-10.
- 128. OFAL. , 2001.** Observatoire des filières avicoles. Rapport annuels 1999 à 2001, Ed. ITPE, Alger.
- 129. OFIVAL., 2004** "Le marché des produits avicoles dans le monde". Rapports 2002 à 2004, Alger
- 130. Ojeniyi A.A. (1985).** Comparative bacterial drug resistance in modern battery and free-range poultry in a tropical environment. Veterinary Record, 117 (1), 11-12..

- 131. Ojeniyi A.A. (1989).** Public health aspects of bacterial drug resistance in modern battery and town/village poultry in the tropics. *Acta. Vet. Scand.*, **30 (2)**, 127-132.
- 132. Oyetayo, V.O., and Oyetayo, F.L., 2005.** Potential of probiotics as biotherapeutic agents targeting the innate immune system. *Afri. J. Biotechnol.*, **4 (2)**: 123-127
- 133. Parker,G. A, (1974).** Assessmentstrategy and the evolution of fighting behaviour. 134. *Journal of theoretical Biology*, **47(1)**. 223-243.
- 135. Patterson, J. A , & Burkholder , K. M. (2003).** Application of prebiotics and probiotics in poultry production . *poultry science*, **82(4)**,627-631.
- 136. Pavlov AL., Lashev L., Vachin I., Rusev.V. (2008).** residus of antimicrobial DRUGSIN chicken meat and offal's. *Trakia journal of science*. Vol.6.Supp.1.P 23-25.
- 137. Pohl P. & Thomas J. (1979)** Les réservoirs de plasmides R et leur circulation. *Ann. Med. Ve t.* **123**, 385-396.
- 138. Prioult, G., 2003.** Effet des probiotiques sur l'induction et le maintien de la tolérance orale à la β -lactoglobuline chez la souris et étude de leurs mécanismes d'action. Thèse. Université Laval Québec.
- 139. Pujol-Dupuy. C (2004) –** Accidents alimentaires d'origine bactérienne liés à la consommation de laits et produits laitiers, page38-39.Thèsede docteur vétérinaire de l'école nationale vétérinaire de Lyon
- 140. Puterflam J., Bouvaral I., Ragot O. and Drouet M. (2007).** Contamination des élevages de poulet de chair par campylobacter: quels moyens de maitrise ? Septicémie. Journée de la recherche avicole 28 et 29 mars. Tours (France). Alleyne G.A.O., Acha P.N and Szyfres.B. (2001) .Zoonoses and communicable disease common man and animals.P.A.H.O. V.1.1225P.
- 141. Revington, B., 2002.** Feeding poultry in the post-antibiotic era.Multi-State Poultry Meeting.<http://ag.ansc.purdue.edu/poultry/multistate/multi-state.pdf>.
- 142. Rolfe, R. D., 2000.** The Role of Probiotic Cultures in the Control of Gastrointestinal Health. *J. Nutr.*, **130**: 396–402.
- 143. Sanchez A, Plouzeau.M, Rault.P, Picard.M, 2000.** -Croissance musculaire et fonction cardio-réspiratoire chez le poulet de chair, *INRA production animal*, **13**, 37-45, 2000.
- 144. Sanders, M. E., 1999.** Probiotics. *Food. Technol.* vol. **53**, no. 11
- 145. Sanders, M. E., 2000.** Considerations for Use of Probiotic Bacteria to Modulate Human Health. *J. Nutr.* **130**: 384S–390S, 2000.
- 146. Schrezenmeir, J. and M. de Vrese (2001).** "Probiotics, prebiotics, and synbiotics—approaching a definition." *The American journal of clinical nutrition* **73(2)**: 361s364s.

- 147. Selman-Waksman A. (2010).** La chimiothérapie antimicrobienne dans lamicrobiologie. Ed. 3. P838-839.
- 148. Sharma, S., et al. (2011).** "Bioactive peptides: a review." Int J Bioautomation 15(4): 223-250.
- 149. Shelef, L. A. (1984).** "Antimicrobial Effects of Spices." Journal of Food Safety 6(1):29-44.
- 150. Sizemore R.K. & Colwell R.R. (1977)** Plasmids carried by antibiotic-resistant marine bacteria. Antimicrob. Agents Chemother. 12, 373-382.
- 151. Smith, H. W., 1965b.** J.Pathol.Bacteriol., 89, 95-122.
- 152. Smith-Palmer, A., J. Stewart, et al. (1998).** "Antimicrobial properties of plant essential oils and essences against five important food-borne pathogens." Letters in Applied Microbiology 26(2): 118-122.
- 153. Somda N. 2012.** Sérotypage et antibiorésistance des souches de *Salmonella* spp. et de *Shigella* spp. isolées chez les enfants de moins de cinq ans en milieux urbain et rural au Burkina Faso. Mémoire DEA, Université de Ouagadougou, p.60.
- 154. Soomro, A.H., Masud, T. and Anwaar, K., 2002.** Role of lactic acid bacteria (LAB) in Food Preservation and Human Health. Rev. Pakistan Journal of Nutrition., 1(1) : 20-24
- 155. Souilem 1. O et Gony M2. 2002**
Particularité de la physiologie digestive des volailles.
1 service de physiologie thérapeutique, école nationale vétérinaire, 2020 Sidi Thabet, Tunisie
2 services de physiologie, pharmacodynamie thérapeutique, école nationale vétérinaire (CP 3013, F-44087 Nantes Cedex 03 90. Swift S. 2000 - Cell-cell communication chapter 4: Bacteria/bacteria interactions European Concerted Action Pl 98 4230 (1999-2000)
- 156. Steiner T., (2006) Managing gut health – Natural Ceylan, E. and D. Y. C. Fung (2004).** "Antimicrobial activity of spices." Journal of Rapid Methods and Automation in Microbiology 12(1): 1-55
- 157. Stewart G.F. et Abbott J.C. (1962).** Commercialisation des œufs et de lavolaille. Collection FAO. N°4.P1.
- 158. Stor K. et Meslin F.X. (1998).** Des antimicrobiens pour les animaux de boucherie. Santé du monde. N°4.12P.
- 159. Surdeau P. et Henaff R. (1979).** La production du poulet pp. 29-33.
- 160. Taylor, P. W. (2013).** "Alternative natural sources for a new generation of antibacterial agents." International Journal of Antimicrobial Agents 42(3): 195-201.
- 161. Thomson A.B.R., Pare .P et Fedorak. R.N, 2004a**
- Anatomie macroscopique de l'intestin grêle page 283, 2004
- 162. Trevejo R.T., Barr M.C et Robinson R.A.2005-** Important emerging bacterial zoonotic infections affecting the immunocompromised. - Veterinary Research, 2005, 36 (3), 493-506.
- 163. Van-Den Bogaor A.E.(2001).** Human health aspects of antibiotic use in food animals. Review tijdschrift voor diergenees kund.V.126.N°18.P590-595.

- 164. Vergara.P, Jimenez.M., Ferrando.C, Fernandez.E, Gonalons.E, 1989.** - Age influence on digestive transit time of particulate and soluble markers in broiler
- 165. villate , d. (2001)** l'appareil digestif , pages 27-38 .- in: les maladies des volailles. edition : inra.france
- 166. Wahome CN, Okemo PO, Nyamache AK.2014.** Microbial quality and antibiotic resistant bacterial pathogens isolated from groundwater used by residents of Ongata Rongai, Kajiado North County, Kenya. *Int. J. Biol. Chem. Sci.*, 8(1): 134-143.
- 167. Yang, Y., et al. (2009).** "Dietary modulation of gut microflora in broiler chickens: a review of the role of six kinds of alternatives to in-feed antibiotics." *World's Poultry Science Journal* 65(01): 97-114.
- 168. Zaika, L. L. (1988).** "Spices and Herbs - Their Antimicrobial Activity and Its Determination." *Journal of Food Safety* 9(2): 97-118.
- 169. Zhang, G., et al. (2006).** Efficiency of probiotics, prebiotics and synbiotics on weight increase of chickens (*Gallus Domesticus*)
- 170. Zhang, Z., 2004.** Development of probiotics and prebiotics opportunities and challenges. <http://www.ttc-binzen.de/ttcsite/dokumente/zhang.pdf=zang>

ANNEXE

Annexe :

Annexe n°1 :

- Unité de productions des différents poulets de l'expérimentation

Wilaya	Nombres	Nombre d'éleveurs
Ain Temouchent	5	3
Tlemcen	5	2

Annexe n°2 : Gélose EMB

Pour 1 litre de milieu :

- Peptone pancréatique de gélatine10,0 g
- Lactose10,0 g
- Phosphate dipotassique.....2,0 g
- Eosine Y.....0,4 g
- Bleu de méthylène65,0 mg
- Agar agar bactériologique.....15,0 g
- pH du milieu prêt-à-l'emploi à 25°C : 7,0 ± 0,2.

Annexe n°3 : Gélose Nutritive (GN)

Pour 1 litre de milieu :

- Peptone6,0g/litre
- Extrait de bœuf1,0g/litre
- Extrait de levure.....2,0g/litre
- Chlorure de sodium5,0g/litre
- Agar.....14,0g/litre
- pH final : 7,3 ± 0,2

Annexe n°4 : Gélose de Wilson-blair modifiée

Pour 1 litre de milieu :

- Tryptone.....5,00 g
- Peptone pepsique de viande5,00 g
- Extrait de viande5,00 g
- Glucose.....5,00 g
- Phosphate disodique4,00 g
- Sulfate ferreux.....0,30 g
- Citrate de bismuth ammoniacal.....1,85 g
- Sulfite de sodium6,15 g
- Vert brillant.....25,0 mg
- Agar agar bactériologique.....14,70 g

- pH du milieu prêt-à-l'emploi à 25°C : 7,6 ± 0,2.

Annexe n°4 : Milieu Viande foi (VF)

Pour 1 L de milieu viande foie

- base viande foie 30,0 g
- glucose 2,0 g
- agar 6,0 g
- pH = 7,4

Annexe n°5 : Gélose TSC

Pour 1 litre de milieu :

- Tryptone.....15,0 g
- Peptone papainique de soja.....5,0 g
- Extrait autolytique de levure5,0 g
- Métabisulfite de sodium.....1,0 g
- Citrate ferrique ammoniacal.....1,0 g
- D-cyclosérine.....0,4 g
- Agar agar bactériologique.....15,0 g
- pH du milieu prêt-à-l'emploi à 25°C : 7,6 ± 0,2.

Annexe n°6 : Gélose Mueller-Hinton

Pour 1 litre de milieu.

- Peptone..... 17,50 g
- Extrait de viande.....2,00g
- Ami.....1,50g
- Agar..... 17,00 g
- pH final à 25°C : 7,3 ± 0,1

Annexe n°7 : Gélose de Mac CONKEY

Pour 1 litre de milieu :

- Peptone pancréatique de gélatine17,0 g
- Tryptone.....1,5 g
- Peptone pepsique de viande1,5 g
- Lactose10,0 g
- Sels biliaires.....1,5 g
- Chlorure de sodium.....5,0 g
- Rouge neutre30,0 mg
- Cristal violet1,0 mg
- Agar agar bactériologique.....13,5 g
- pH du milieu prêt-à-l'emploi à 25°C : 7,1 ± 0,2.

Annexe n°8 : Milieu pour CMI

- Peptone de caséine 10g/l
- Glucose.....8g/l
- Rouge phénol.....0,04g/l

- Agar3,5g/l
- pH=7

Annexe n°9 : Les antibiotiques commerciaux

Préparation des dilutions d'antibiotiques :

1. Oxytétracycline :
50 µl=30µg de Oxytétracycline

2. Enrofloxacin :
50µl = 5µg de Enrofloxacin

3. Florfenicol :
50µl = 30 µg de Florfenicol

4. **Amoxicilline :**
50µl =25 µg de amoxicilline

5. Tylosine :
50µl = 30µg de Tylosine

6. Doxycycline :
50µl = 34 µg de Doxycycline

7. Erythromycine :
50µl = 16,3µg d'Erythromycine

8. Sulfamide :
50µl = 200µg de Sulfamide

Annexe n°10 :

AUTO MODE [N]
USER: Souche A
DATABASE VERSION: Enterobacteriaceae 2.6.6-052018
STRAIN CODE: 0104552

Back Home Library Print Help Exit

RESULTS

1. *Salmonella* spp. (possibility of serovar Paratyphi A) ~ similarity: 98.5%
No opposing tests · Probability = 99.91% · Integrity = 100%
2. *Klebsiella pneumoniae* subsp. *rhinoscleromatis* ~ similarity: 85.9%
Expected tests: **ODC-** · Probability = 0.06% · Integrity = 100%
3. *Yokenella regensburgei* (*Koserella trabulsii*) ~ similarity: 82.7%
Expected tests: **ONPG+ LDC+ Sorbitol-** · Probability = 0% · Integrity = 100%
4. *Buttiauxella izardii* ~ similarity: 82.7%
Expected tests: **ONPG+ Sorbitol-** · Probability = 0% · Integrity = 100%

INPUT tests: **ONPG- ADH- LDC- ODC+ VP- Indole- H2S- Citrate- Tartrate- Gelatin hydrolysis- Urease- Arabinose+ Glucose+ Mannitol+ Melibiose+ Rhamnose+ Sorbitol+ and Sucrose-**

AUTO MODE [F]
USER: Souche E
DATABASE VERSION: Enterobacteriaceae 2.6.6-052018
STRAIN CODE: 5164553

Back Home Library Print Help Exit

RESULTS

1. *Escherichia coli* ~ similarity: 98%
No opposing tests · Probability = 96.19% · Integrity = 100%
2. *Escherichia coli* 2 (inactive) ~ similarity: 92%
No opposing tests · Probability = 3.69% · Integrity = 100%
3. *Escherichia fergusonii* ~ similarity: 88%
Expected tests: **Melibiose- Sorbitol-** · Probability = 0.04% · Integrity = 100%
4. *Serratia fonticola* ~ similarity: 87.5%
Expected tests: **Indole- Citrate+** · Probability = 0.02% · Integrity = 100%

INPUT tests: **ONPG+ ADH- LDC+ ODC+ VP- Indole+ H2S- Citrate- Tartrate+ Gelatin hydrolysis- Urease- Arabinose+ Glucose+ Mannitol+ Melibiose+ Rhamnose+ Sorbitol+ and Sucrose-**