



République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique



Université Amar Thelidji- Laghouat

FACULTE : SCIENCES

DEPARTEMENT : SCIENCES AGRONOMIQUES

MEMOIRE DE MASTER

Présenté par : OUARAB Fatma et BELLI Bouchra

DOMAINE : SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE (SNV)

FILIERE : SCIENCES ALIMENTAIRES

OPTION : AGROALIMENTAIRE ET CONTROLE DE QUALITÉ

Thème

Contrôle de la qualité microbiologique et physicochimique de deux types de viandes blanches (poulet fermier et poulet de chair)

Soutenu le 13/07/2022

Jury de soutenance :

Nom et Prénom	Grade	Qualité
M ^{me} ZAAMOUM Myada	Maître de Conférences « A »	Présidente
M.RAHMANI Mokhtar	Maître Assistant « A »	Examineur
M ^{me} LOUNICI Safia	Maître Assistant « A »	Rapporteur
M ^{me} TOBBICHE Friha	Ingénieur LVRL	Co-rapporteur

Promotion : Juin- Juillet 2022

Remerciement

Avant tout, Nous remercions Allah le Tout Puissant de nous avoir donné la santé et la volonté, l'amour du savoir et surtout la patience d'entamer et de terminer ce mémoire

Nous adressons nos sincères gratitudee et nos plus

Profonds remerciements à notre promotrice Mme LOUNICI SAFIA, pour ses précieux

conseils et son orientation ficelée tout au long de notre recherche.

On tient à remercier Mme TOBBICHE FRIHA, notre Co promotrice pour ses conseils judicieux et son aide

Nos remerciements vont également aux honorables membres du jury

Mme. ZAMOUM MAYADA et Mr. RAHMANI MOKHTAR MOHAMED d'avoir examiné ce mémoire et évaluer notre travail.

On remercions aussi Mme OTHMANI Reguia, ingénieur de laboratoire, à l'université de Laghouat, pour son suivie, , sa gentillesse et ses orientations .

Nos remerciements s'adressent à tout le personnel du laboratoire vétérinaire régional de Laghouat

Nos remerciements s'adressent à tout le personnel du laboratoire de recherche en sciences fondamentales surtout Mr. Youcefi

Nos remerciements également Mr. DJOKHDEM L., pour ses conseils et sa patience et merci aussi de rependre a nos questions

Et tous les étudiants de notre promotion « Technologies des Industries Agro-alimentaires et contrôle de qualité 2021-2022».

Dédicace

A l'homme de ma vie, mon exemple éternel, celui qui s'est toujours

Sacrifié pour me voir réussir , à toi mon père Omar

A la lumière de mes jours, la source de mes efforts, la flamme de mon

Cœur, ma vie et mon bonheur ma mère

A mes très chères frères et sœurs Fatima Mohamed Khadidja et

Abed Arahman

A mon soutien moral et source de joie et de bonheur, mon fiancée Ahmed

Makhloufi

A mon cousin Yacine pour l'encouragement et l'aide qu'il m'a toujours

accordé

A chaque membre de la famille Belli et Kireche

A mes âme sœur Rihab Yousra Abir Souad Khaoula et Ihsane

A mon binôme Fatma et à toute sa famille

Je remercie toute la promo de 2022 pour tous les moments qu'on a passés ensemble

BOUCHRA

Dédicace

Je dédie ce modeste travail aux deux bougies qui ont éclairé ma vie.

À la plus tendre et la plus caressante mère dans le monde, à maman.

À celui qui m'a toujours encouragé à mon père.

Je dédie ainsi ce travail à :

Mon support moral, chère frère Zin el Abdîn , Bilal , Hamza et Yacine.

Mon petit prince Mohammed Amir

Et ma belle-sœur Wassila

A mes âme sœur bouchra et wahiba

A mon binôme Bouchra et sa famille.

Et tous les étudiants de notre promotion « Technologies des Industries

Agro-alimentaires et contrôle de qualité ».

FATMA

Liste des tableaux

Tableaux	Titre	Page
01	Principales productions mondiales de viande de volailles (en millions de tonnes équivalent carcasse)	6
02	Evolution de production de la viande blanche en Algérie	7
03	Composition chimique de viande de poulet en %	9
04	Teneur en acides aminés du poulet en mg pour 100g de protéines	10
05	Teneur en acides gras de la viande du poulet, pourcentage en acides gras totaux	11
06	Composition en vitamines (mg) de viande de poulet	12
07	teneur en sels minéraux de la viande du poulet, teneur pour 100g	12
08	Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux d'humidité (%) dans les filets de poulet de chair et fermiers.	42
9	Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux d'humidité (%) des cuisses de poulet de chair et de poulet fermier.	42
10	Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux d'humidité (%) des cuisses et des filets dans le poulet de chair.	43
11	Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux d'humidité (%) des cuisses et des filets de poulet fermier.	43
12	Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux d'extrait sec (%) dans les cuisses de poulets de chair et fermier.	45
13	Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux d'extrait sec (%) dans les filets de poulets de chair et fermier.	46
14	Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux d'extrait sec (%) dans les cuisses et les filets de poulet de chair.	46
15	Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux d'extrait sec (%) dans les cuisses et les filets de poulet fermier.	46
16	Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux de cendre (%) dans les filets de poulets de chair et fermiers.	47
17	Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux de cendre (%) des cuisses de poulets de chair et fermier.	48

18	Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux de cendre (%) dans les cuisses et les filets de poulet fermier.	49
19	Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des pH des cuisses de poulet de chair et fermier.	49
20	Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des pH des filets de poulet de chair et fermier.	51
21	Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des pH des cuisses et des filets de poulet de chair.	51
22	Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des pH des cuisses et des filets de poulet fermier.	51
23	Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) du taux de la matière grasse (%) dans les filets de poulet de chair et fermier.	52
25	Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux de la matière grasse (%) dans les cuisses et les filets de poulet de chair.	54
26	Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux de la matière grasse (%) dans les cuisses et les filets de poulet fermier.	55
27	Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux de la matière grasse (%) dans les cuisses et les filets de poulet fermier.	55
28	Résultats des analyses microbiologiques effectués sur les cuisses et les filets de poulet de chair.	57
29	Résultats des analyses microbiologiques effectués sur les cuisses et les filets de poulet fermier	57

Liste des figures

Figure	Titre	Page
01	Structure du muscle squelettique	4
02	Photographie montrant les poulets de chair utilisée.	19
03	Photographie montrant les 5 unités de poulets fermier analysé	20
04	Photographie montrant les creusets placés dans le four à moufle (détermination du taux de cendres)	23
05	Photographie montrant les étapes de la détermination de la teneur en matière grasse.	25
06	Photographie de la mesure du pH.	25
07	Photographie montrant la pesée de la viande en vue de la préparation de la suspension mère	27
08	Préparation des délutions décimales	28
09	Schéma représentatif des méthodes d'identification de <i>Staphylococcus aureus</i>	30
10	Photographie montrant un test de la catalase (positif)	31
11	Photographie montrant le test de la coagulase (négatif)	32
12	Recherche et dénombrement des <i>Escherichia coli</i> sur TBX	34
13	Protocole pour la recherche des <i>salmonelles</i>	38
14	Planche représentative des boites à moustache des différents taux d'humidité (%) dans les filets du poulet fermier et poulet de chair.	41
15	Planche représentative des boites à moustache des différents taux d'humidité (%) des cuisses de poulet fermier et celles de poulet de chair.	41
16	Planche représentative des boites à moustache des différents taux d'extraits secs (%) dans les cuisses de poulet fermier et de poulet de chair.	44
17	Planche représentative des boites à moustache des taux d'extraits secs (%) dans les filets de poulet fermier et ceux de poulet de chair.	45
18	Planche représentative des boites à moustache des différents taux de cendre (%) dans les filets de poulet fermier et de poulet de chair.	47
19	Planche représentative des boites à moustache des différents taux de cendre (%) dans les cuisses de poulets de chair et de poulets fermiers.	48
20	Planche représentative des boites à moustache des différents pH des cuisses de poulet fermier et celles de poulet de chair.	50
21	Planche représentative des boites à moustache des différents pH de filets de poulet fermier et celles de poulet de chair.	50

22	Planche représentative des boites à moustache des différents taux de la matière grasse (%) dans les filets de poulet fermier et celles de poulet de chair.	53
23	Planche représentative des boites à moustache des différents taux de la matière grasse (%) dans les cuisses de poulet fermier et celles de poulet de chair.	53

Liste des abbreviations

ADH : l'arginine dihydrolase

AGI : acides gras insaturés

AGMI : acides gras monoinsaturés

an : année

°C : degré celsius

CIT : citrate

EPT : eau peptonée tamponnée

°F : degré Fahrenheit

Fe⁺⁺ : fer ferreux

g : gramme

h: heure

H₂S :sulfure d'hydrogène

IMANOR : Institut Marocain Normalisation

ISO : L'Organisation internationale de normalisation

JORA : Journal Officiel De La République Algérienne

Kcal : kilo calorie

Kg : kilogramme

LDC: la Lysine Décarboxylase

MKTTn : Müller-Kauffmann tétrathionate-novobiocine

mm : millimètre

MSRV : Rappaport-Vassiliadis semi-solide

ODC : l'Ornithine Décarboxylase

ONPG : L'ortho nitrophényl galactosidase

pH : potentiel hydrogène

RVS : bouillon Rappaport-Vassiliadis

TBX : tryptone-bile-glucuronide

TSE : Tryptone Sel Eau

TSI : Gélose Triple Sugar Iron

µm : Micromètre

UV : ultraviolet

UFC : unités formant colonie

URE : l'urée

XLD : Gélose xylose-lysine-désoxycholate

% : pourcentage

Table des matières

Introduction	1
I. Généralités Sur les viandes de poulet.....	3
I.1. Définitions	3
I.1.1. Viande.....	3
I.1.2. Viande blanche	3
I.1.3. Chair de volaille.....	3
I.2. Structure anatomique des viandes.	4
I 2.1. Les fibres musculaires.	4
I.2.2. Le tissu conjonctif.	5
I.3. Transformation du muscle en viande	5
I.3.1. L'état pantelant	5
I.3.2. La rigidité cadavérique	5
I.3.3. La maturation.....	6
I.4. Production de la viande de volaille	6
I.4.1. Dans le monde	6
I.4.2. En Algérie.....	7
II. Qualité de la viande de poulet	8
II.1. Les critères de la qualité des viandes	8
II.1.1. Qualité nutritionnelle.....	8
II.1.1.1. L'apport calorique	8
II.1.1.2. Eau.....	9
II.1.1.3. Protéines	9
II.1.1.4. Lipides	10
II.1.1.5. Glucides.....	10
II.1.1.6. Vitamine	10
II.1.1.7. Minéraux	11
II.1.2. Qualité sensorielle	12
II.1.2.1. Couleur	12
II.1.2.2. Tendreté.....	12
II.1.2.3. Flaveur.....	12

II.1.2.4. Jutosité.....	13
II.1.3. Qualité technologique.....	13
II.1.4. Qualité hygiénique	13
II.1.4.1. Contamination de la viande.....	14
II.1.4.2. Altérations d’origine microbienne.....	15
II.2. Facteurs susceptibles d’influencer la qualité des poulets	16
II.2.1. Effet de l’âge	16
II.2.2. Effet du génotype	17
II.2.3. Effet du sexe.....	17
II.2.4. Effet de l’alimentation.....	17
II.2.5. Effet des conditions d’élevage	17
II.2.6. Effet des conditions de transport et d’abattage	17
II.3. Conservation de la viande.....	17
Partie II. Matériel et Méthodes	19
I – Matériel	19
I.1. - Matériel biologique	19
I.2. - Matériel technique.....	20
II - Méthodes d’analyses.....	21
II.1 – Méthodes d’analyses biochimiques.....	21
II.1.1 – Détermination du taux d’humidité	21
II.1.2 – Détermination du taux de cendres	21
II.1.3 – Détermination de la teneur en matière grasse totale (NA 1895).	22
II.1.4 – Détermination du potentiel d’hydrogène (pH) (NA2233 / ISO 1842).....	24
II.2 – Analyses Microbiologiques.....	25
II.2.1 – Préparation de la suspension mère et des dilutions décimales (ISO 6887).	25
II.2.2– Recherche et dénombrement des Staphylocoques (ISO 6888-1:2021(F))	27
II.2.3 – Recherche et dénombrement des Escherichia coli : (ISO 16649-2:2001(F)).....	32
II.2.4– Recherche et l’identification des salmonelles (ISO 6579-1:2017(F)).....	33
II.2.5 – Interprétation des résultats microbiologiques.....	38
II.2.5.1 – Plan à trois classes.....	38
II.2.5.2 – Plan à deux classes	38
II.3 – Analyses qualitatives.....	39
Partie III. Résultats et Discussions	41

III.1. Résultats des analyses physicochimiques.....	41
III.1.1. Taux d'humidité.....	41
III.1.2. Teneur en matière sèche.....	44
III.1.3. Taux de cendres	47
III.1.4. Potentiel d'hydrogène (pH).....	49
III.1.5. Teneur en matière grasse.....	52
III.2. Résultats des analyses microbiologiques.....	56
Conclusion	61
Références bibliographiques.....	61
Annexe.....	61

Titre du mémoire : Contrôle de la qualité microbiologique et physicochimique de deux types de viandes blanches (poulet fermier et poulet normal)

Nom et Prénom : Belli Bouchera et Ouarab Fatma

Encadreur : LOUNICI Safia

Résumé :

Le but de notre étude est d'étudier la qualité physicochimique et microbiologique de deux types de viande de poulet à savoir le poulet de chair et le poulet fermier et voir aussi la différence entre deux muscles différents : le filet et la cuisse. Les résultats obtenus pour les analyses physicochimiques ont montré que les paramètres étudiés présentent parfois des différences non significatives dans la teneur en eau et en matière grasse ; cependant la teneur en cendres présente une différence significative et une différence hautement significative a été observé dans le pH. En effet et outre la méthode d'analyse choisie, plusieurs facteurs déterminent ces teneurs. Les analyses microbiologiques montrent que la viande des filets et cuisses du poulet fermier est d'une qualité microbiologique satisfaisante. Cependant, le poulet de chair présente une qualité microbiologique non satisfaisante à la suite d'une contamination des filets avec *Salmonella*. La charge des deux viandes depoulet en *Escherichia coli* et *Staphylococcus aureus* a révélé des résultats conformes aux normes algériennes. A l'issue de cette étude, La viande de poulet fermier est jugée de qualité microbiologique satisfaisante ; celle de poulet de chair est dangereuse.

Mots clés : qualité physicochimique, qualité microbiologique, poulet de chair, poulet fermier, filet, cuisse.

Thesis title: Microbiological and Physicochemical Quality Control of Two Types of White Meats (Free Range Chicken and Normal Chicken)

name first name: Belli Bouchera Ouarab Fatma

tutor : LOUNICI Safia

Summary:

The object of our study is to study the physicochemical and microbiological quality of two types of chicken meat, namely broiler chicken and free-range chicken, and also to see the difference between two different muscles: the fillet and the thigh. The results obtained for the physico-chemical analyses showed that the parameters studied sometimes show non-significant differences in moisture content and fat content; however the ash content shows a significant difference and a highly significant difference has been observed in the pH. Indeed, in addition to the method of analysis chosen, several factors determine these levels. Microbiological analyses show that the meat of the fillets and thighs of the free-range chicken is of satisfactory microbiological quality. However, broiler chicken has unsatisfactory microbiological quality as a result of *Salmonella* contamination in the fillets. The load of the two meats from *Escherichia coli* and *Staphylococcus aureus* showed results in line with Algerian standards.

At the end of this study, farmed chicken meat is considered to be of satisfactory microbiological quality; broiler chicken meat is dangerous.

Keywords: physicochemical quality, microbiological quality, broiler chicken, free-range chicken, fillet, thigh.

عنوان المذكرة : مراقبة الجودة الميكروبيولوجية والفيزيائية الكيميائية لنوعين من اللحوم البيضاء (الدجاج الحر والدجاج العادي)

الاسم فاطمة بشرى

المشرفة لونيبي صافية

اللقب وعراب بلي

الملخص

الغرض من دراستنا هو دراسة الجودة الفيزيائية والميكروبيولوجية لنوعين من لحوم الدجاج (دجاج العادي والدجاج الحر) ، وكذلك لمعرفة الفرق بين عضلتين مختلفتين: الصدر والفخذ. أظهرت النتائج التي تم الحصول عليها للتحليلات الفيزيائية والكيميائية أن المعايير التي تمت دراستها تظهر أحياناً اختلافات غير كبيرة في الرطوبة ؛ ومع ذلك، يبدو أن محتوى الرماد مختلف تماماً ولوحظ اختلاف كبير جداً في الأس الهيدروجيني. في الواقع، بالإضافة إلى طريقة التحليل المختارة، هناك عدة عوامل تحدد هذه المحتويات تظهر التحليلات الميكروبيولوجية أن لحوم وأفخاذ الدجاج المجانية تتمتع بجودة ميكروبيولوجية مرضية. ومع ذلك، فإن الجودة الميكروبيولوجية لدجاج العادي غير مرضية بسبب تلوث *selmonelle* في الشرائح. أظهرت حمولة نوعين من اللحوم *Staphylococcus aureus* و *Escherichia coli* نتائج وفقاً للمعايير الجزائرية. في نهاية هذه الدراسة، يكون لحم الدجاج الحر ذا جودة ميكروبيولوجية مرضية ؛ و الجودة الميكروبيولوجية لدجاج العادي غير مرضية.

الكلمات الرئيسية: الجودة الفيزيائية الكيميائية، الجودة الميكروبيولوجية، دجاج العادي ، دجاج الحر، صدر، فخذ.

INTRODUCTION

Introduction

Pour son maintien en vie et ses activités, l'homme a besoin de se nourrir. Cette nourriture provient de divers aliments pouvant être d'origine animale ou végétale. Parmi les aliments d'origine animale, un aliment noble, appelé : viande, très riche en nutriments particulièrement les protéines. (Lounici S.2009)

La viande est riche en nutriments précieux. Elle apporte des acides aminés essentiels, des lipides, source d'énergie mais aussi des acides gras essentiels, des minéraux, comme le fer assimilable, et des vitamines, en particulier la vitamine B12 (Combes et Dalle Zotte, 2005).

La consommation importante de viande rouge contrairement à celle de viande blanche augmente la formation endogène de composés N-nitrosés. (Parnaud, G et Corpet, D. E.1997) De manière générale, la viande rouge perd de la popularité au profit de la viande blanche. La plupart des analyses socio-économiques attribuent cette évolution à un changement profond des préférences alimentaires des consommateurs. En effet, la forte tendance santé en alimentation, qui consiste à limiter sa consommation de viande rouge et de gras animal, influence le régime alimentaire des consommateurs dans le monde. En conséquence, les sociétés développées remplacent de plus en plus la viande rouge dans leur régime alimentaire par d'autres sources de protéines, notamment la volaille. Aussi riche en protéines que les viandes rouges, les viandes de poulets sont bien pauvres en gras. (Robitaille, J. 2012)

L'élevage de poulet peut être traditionnel ou industriel ; en effet l'élevage traditionnel, pratiqué depuis très longtemps existe toujours. Il se caractérise par un faible investissement initial, il est présent essentiellement dans les zones rurales, c'est toujours une tradition d'associer l'élevage de volaille aux autres cultures agricoles (Kirouani, 2015). En aviculture villageoise, les volailles exploitées sont de races diverses. Elles sont peu performantes, avec une croissance faible donnant des sujets d'environ 1,5 kg de poids vif à 4 mois d'âge (Tall, 2003). Ce mode d'élevage donne ce qu'on appelle ici le poulet fermier.

Dans l'élevage industriel, on fait plus attention à l'alimentation et au contrôle des maladies et on élève des poulets à des fins commerciales (Kirouani, 2015). Dans ce type de production les bâtiments sont des éléments clefs. Le bâtiment permet de créer un environnement propice à l'élevage des volailles, c'est-à-dire répondant à leurs besoins physiologiques (Chabat et Maza, 2012). Ce type d'élevage donne des poulets de chair.

Le poulet de chair a connu une amélioration spectaculaire de sa productivité, grâce aux progrès concomitants des méthodes d'élevage, de la nutrition, de la génétique et de la médecine

vétérinaire. Ces progrès se sont traduits par une forte réduction de l'âge à l'abattage, principal déterminant de la qualité sensorielle de la viande. Ce critère a été le principal élément de la segmentation qualitative de la filière (Beaumont et *al.*, 2004). Mais le poulet fermier, considéré comme poulet « bio » garde toujours sa place précieuse.

L'objectif de ce présent travail est de voir s'il y'a une ou des différences de composition physicochimique et microbiologique entre la viande du poulet fermier et celle de poulet de chair et ce dans deux pièces anatomiques différentes (cuisses et poitrine).

Après l'introduction, notre travail est divisé en 3 parties principale :

- Une partie bibliographique qui représente deux chapitres
 - Chapitre I : Généralités sur les viandes
 - Chapitre II : Qualité de la viande de poulet
- Une 2^{ème} partie de Matériel et méthodes consacré à la présentation du matériel et méthodes utilisées.
- Une 3^{ème} partie de résultats et discussions des résultats de la qualité physicochimique et microbiologiques des filets et cuisses du poulet de chair et le poulet fermier.

En fin une conclusion des résultats essentiels et perspectives .

Chapitre I

Généralités sur les viandes de poulet

I. Généralités Sur les viandes de poulet

I.1. Définitions

I.1.1. Viande

Selon l'organisation mondiale de la santé animale, la viande désigne toutes les parties comestibles d'un animal et considère le mot « animal », dans ce contexte, « tout mammifère ou oiseau ». Les viandes se caractérisent par une grande hétérogénéité, elles sont principalement composées de muscles striés squelettiques et d'autres tissus, dont le nombre varie fortement selon l'espèce, la race, l'âge, le régime alimentaire et les régions anatomiques associées. Ce sont principalement du tissu conjonctif, parfois des os gras et de la peau.

Les viandes sont divisées en viandes rouges et viandes blanches selon leur couleur. Elles sont aussi classées en fonction de leur teneur en matières grasses : viandes maigres et viandes plus ou moins grasses (Staron, 1982).

Le *codex alimentarius*, lui, définit la viande comme étant "toutes les parties d'un animal destinées, ou jugées saines et aptes, à la consommation humaine" (*Codex Alimentarius*, 2015).

I.1.2. Viande blanche

La viande blanche est un aliment à vocation protéinique ; une protéine animale présentant autant de qualités nutritives que la viande rouge (ovine, bovine). Dans le passé cette protéine était qualifiée de viandes des pauvres (Boukhalifa, 2006).

L'aviculture prend une place de choix dans les plans de développement de nombreuses nations tant pour des raisons nutritionnelles et économiques que de goût. Parmi les nutriments indispensables à la vie figure les matières azotées et plus particulièrement celles d'origine animale. L'azote peut être apporté par les viandes dont celles de volailles (Ndiaye, 2002).

I.1.3. Chair de volaille

La chair de volaille est définie comme étant la partie comestible de tout oiseau domestique, y compris les poulets, les dindes, les canards, les oies, les pintades et les pigeons, tués en abattoir (*Codex Alimentarius*, 2015).

Le poulet est un oiseau domestique, appartenant généralement aux galliformes ou aux ansériformes, élevé pour sa chair et ses œufs, soit en basse-cour traditionnelle, soit en élevage industriel (Pichereau, 2012).

I.2. Structure anatomique des viandes.

Les muscles des vertébrés peuvent être caractérisés par leur forme (fusiforme, deltoïde, cylindrique) qui dépend largement de l'arrangement des fibres et des points d'encrage aux os. Du point de vue anatomique, le muscle est enveloppé d'un tissu conjonctif appelé «épimysium» (figure 01) ; à l'intérieur, les fibres musculaires sont enserrées dans un autre tissu conjonctif dit «périmysium» (Alaïs et Linden, 1997).

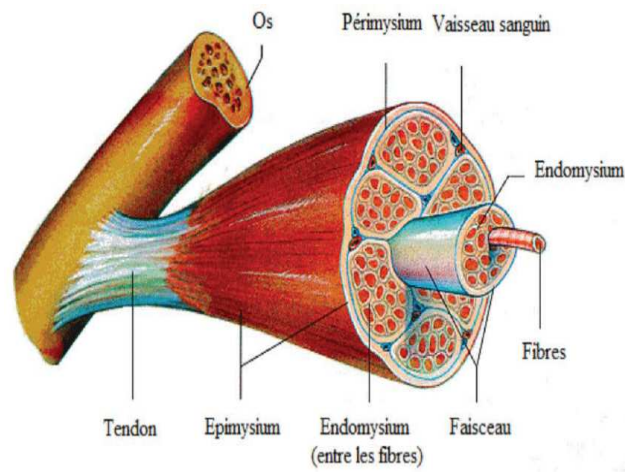


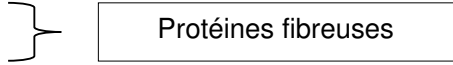
Figure 01: Structure du muscle squelettique (Dib A ,2020).

I 2.1. Les fibres musculaires.

La fraction noble des viandes : la fibre musculaire est une grande cellule très longue (jusqu'à quelques centimètres de longueur), avec un diamètre de 10 à 100 μm . Elle contient une centaine de filaments de 1 μm de diamètre nommés « myofibrilles » disposées en parallèle et assurant la contraction musculaire ; le cytoplasme environnant est dénommé « sarcoplasme » il contient aussi des noyaux et des mitochondries. Les myofibrilles sont elles-mêmes composées de myofilaments (actine et myosine). Elles sont colorées par un pigment dit : « myoglobine » qui sert de réserve d'oxygène à la cellule en vue de la contraction et entourées d'une gaine souple ou « endomysium » qui est en contact avec le sarcolemme, la membrane cellulaire (Alaïs et Linden, 1997 ;Le Mest *et al.*, 2002).

I.2.2. Le tissu conjonctif.

Il s'agit d'une trame assemblant les faisceaux de fibres musculaires et qui représente la source nutritionnelle du muscle. Il comprend quatre (04) éléments principaux :

- Le collagène (80% du tissu conjonctif)
 - L'élastine
 - Les fibroblastes (cellules qui synthétisent le collagène et l'élastine)
 - La substance fondamentale : contient des ramifications vasculaires et nerveuses ainsi que des cellules adipeuses (tissu conjonctif grasseux ou adipeux) (Fredot, 2006).
- 

I.3. Transformation du muscle en viande

C'est un ensemble de phénomènes d'évolution post mortem naturels et spontanés permettant de transformer le muscle en viande.

Dès l'abattage, le muscle subit un ensemble de transformation physiques, chimiques et biologiques pour donner la viande (Bensid, 2018).

L'évolution du muscle se fait en trois phases qui :

- Etat pantelant ;
- Etat de rigidité cadavérique ou de *Rigormortis*
- Etat de maturation ou de résolution de la rigidité cadavérique

I.3.1. L'état pantelant

La phase de pantelance suit directement l'abattage. Malgré l'interruption du courant sanguin, on observe une succession de contractions et relaxations musculaires. En effet, le muscle continue de vivre. Il y a donc un épuisement des réserves énergétiques, puis une mise en place de la glycolyse anaérobie. L'accumulation d'acide lactique qui s'en suit provoque ainsi une baisse du pH qui passe de 7 à 5,5 (Boccard et Valin, 1984).

I.3.2. La rigidité cadavérique

L'état de « *Rigormortis* » ou de rigidité cadavérique : Apparaît de 1 à 3 heures après l'abattage et dure 24 heures (Soltner, 1981 ; Bourgeois et *al.*, 1990).

La musculature devient progressivement raide et inextensible dans les heures qui suivent la mort de l'animal. Ce phénomène résulte de l'épuisement du composé qui permet au muscle vivant de conserver son élasticité et qui par ailleurs fournit l'énergie nécessaire au travail musculaire, l'adénosine triphosphate (ATP) (Boccard et Valin, 1984).

I.3.3. La maturation

Après le passage du *Rigormortis*, la viande continue de s'attendrir. Il est bien connu que la viande des grands animaux d'élevage tels que le bœuf gagne en tendreté et en saveur lorsqu'elle est mûrie sous réfrigération, entre 1 et 4 °C (35 et 40 °F) pendant une période allant de 10 à 14 jours. La maturation est le résultat de l'action des protéines musculaires. Elle se déclenche dès l'abattage, mais ses effets sont masqués par la *Rigormortis*. Le système protéolytique dégrade les protéines myofibrillaires et celles du cytosquelette (Guillem et *al.* 2009).

Lors de la maturation, le muscle est relaxé après la résolution de la rigormortis cette relaxation n'est pas due au glissement des myofibrilles, mais c'est la viande qui est en partie digérée par des enzymes (calpaïnes), surtout par solubilisation des lignes de striation Z dans les sarcomères. La disparition de la réserve énergétique du muscle, ainsi que l'acidification du milieu durant la *rigormortis* placent les différentes fractions protéiques dans des conditions favorables à leur dénaturation. Cette dénaturation peut se traduire par des modifications de la sensibilité aux enzymes protéiques (Bensid, 2018).

I.4. Production de la viande de volaille

I.4.1. Dans le monde

Les échanges mondiaux de viande de volaille (hors commerce intra-Union Européenne), représentent 11 % de la production totale. Ils ont été multipliés par 2 depuis 2000, mais sont en léger recul en 2019 (tableau 01). Le premier exportateur mondial est le Brésil avec 32 % des parts de marché en volume, suivi des États-Unis (28 %), de l'Union européenne (12 %), de la Thaïlande (8 %) et de la Chine (5 %).

Tableau 01 : Principales productions mondiales de viande de volailles (en millions de tonnes équivalent carcasse)

	Production	Evolution 2009/2019
Etats-Unis	22.5	+1,8 %
Chine	22.4	+3.5 %
Brésil	13.7	+2.9 %
UE à 28	15.2	+2.7 %
Russie	4,7	+ 7,0 %
Inde	3,7	+ 0,8 %
Monde	129	+ 2,6 %

Source : ITAVI d'après OCDE/FAO

I.4.2. En Algérie

La production de la viande blanche en Algérie a évolué de 24 000 en 1968 à 200 000 tonnes en 1999. Soit un taux de croissance annuel moyen de 7 %. Les efforts consentis par la filière avicole peuvent expliquer cette croissance, surtout dans le sens des facteurs de production. La consommation de viande blanche est passée de 0,5 kg/an/habitant en 1968 à 9 kg/an/habitant en 1995 (Feliachi, 2003). Le tableau suivant résume l'évolution de la production nationale de la viande blanche.

Tableau 02 : Evolution de production de la viande blanche en Algérie (1968-1999) (Feliachi, 2003 ; FAO 2005 ; Bouazghi, 2018).

Années et périodes (Moyenne)	Viandes blanches (Tonnes)
1968	24.000
1973	27.000
1977	70.000
1982	116.000
1984-1989	200.000
1990-1995	220.000
1996-1999	185.585
2009	101.604
2017	254.011

Chapitre II

Qualité de la viande de poulet

II. Qualité de la viande de poulet

La qualité de la carcasse du poulet est un sujet complexe qui comporte de nombreux éléments : conformation de l'animal, absence de défauts de présentation, engraissement, composition anatomique des cadavres, Et le goût, la fonction et les bactéries de la viande (Ricard, 1994).

II.1. Les critères de la qualité des viandes

Pour le consommateur, la perception de qualité de viande englobe les caractéristiques suivantes :

- La qualité hygiénique, qui concerne la sécurité du consommateur
- La qualité nutritionnelle, qui rend compte de la valeur nutritive des viandes
- La qualité organoleptique, qui recouvre les propriétés sensorielles des viandes et qui est à l'origine des sensations de plaisir associées à sa consommation
- La qualité technologique, qui détermine l'aptitude d'une viande à servir de matière première pour la fabrication d'un produit carné élaboré (Belhamri et Elmeddah,2006).

II.1.1. Qualité nutritionnelle

La viande est un aliment qui peut apporter de nombreux nutriments essentiels à la santé. C'est une excellente source de protéines pour une teneur faible en matières grasses. Il est riche en vitamines, notamment du groupe B (B3 et B6) et en minéraux surtout le phosphore (Iberraken, 2006).La composition chimique moyenne de la viande du poulet est donné dans le tableau (03)

Tableau 03 : Composition chimique de viande de poulet en % (Frayse et Darre, 1990 ; CIV, 2010).

Composé (%)	Teneur
Eau	72.2
Protéines	21
Glucides	Traces
Lipides	5.6
Valeur calorique (Kcal/ 100g)	138

II.1.1.1. L'apport calorique

Cet apport est basé sur les quantités de trois macronutriments qui composent les aliments : Protéines (4 Kcal/g), lipides (9 Kcal/g) et glucides (4 Kcal/g), il est étroitement lié au taux de lipides, la viande du poulet est pauvre en graisse, elle a donc un faible apport calorique et compte parmi les viandes les plus maigres (Hoint-Pradier et Astier-Dumas, 1992 ; Ait Addiet Ait Oufella, 2015).

II.1.1.2. Eau

La viande de poulet est constituée principalement d'environ 70% d'eau, les 3/4 du poids du muscle (Alais et Linden, 1994).

II.1.1.3. Protéines

Les viandes renferment en moyenne 20 % de protéines. Ces protéines sont composées essentiellement de myosine, myoalbumine et de collagène. Il s'agit, pour la myosine et la myoalbumine, de protéines d'excellente qualité comportant tous les acides aminés indispensables ce qui confère aux viandes un très bon coefficient d'efficacité protidique. Le collagène, pauvre en tryptophane et en acides aminés soufre, diminue la valeur biologique des viandes qui en sont riches. Il en est de même pour l'élastine dont l'équilibre en acides aminés indispensables est médiocre. Les viandes apportent d'autre part une petite quantité de substances azotées non protéiques (Anonyme, 2011).

Les protéines des viandes représentent 75 % de la matière sèche. La teneur de la viande de volailles en protéines est en moyenne de 16 à 22g et celle du poulet est d'environ 21g pour 100g de parties comestible (Nillus et *al.*, 1995).

L'avantage de la protéine de viande est qu'elle est de très bonne qualité Parce qu'ils contiennent tous les acides aminés essentiels. Le poulet est une source de protéines d'excellente qualité, 40% de ces protéines sont des acides aminés essentiels qui sont présents dans des proportions équilibrées et bien absorbé par l'organisme (Gandemer, 1992 ; CIV, 2010). La teneur en acides aminés de la viande de poulet est donnée dans les tableaux 04.

Tableau 04 : Teneur en acides aminés du poulet en mg pour 100g de protéines (Larbier et Leclercq, 1992 ; Brunel et *al.*, 2008).

Acide aminé (Larbier et Leclercq, 1992).		Acides aminé essentiels (Brunel et <i>al.</i> , 2008).	
Cystéine	1.3	Lysine	8.96
Histidine	3.5	Méthionine	2.40
Arginine	6.8	Tryptophane	1.12
Tyrosine	4.3	Thréonine	4.16
		Leucine	7.52
		Valine	4.80
		Phénylalanine	4.48
		Isoleucine	4.64

II.1.1.4. Lipides

La teneur en lipides du poulet est sans doute le facteur le plus variable de sa composition en fonction de l'origine anatomique de la viande (Gandemer, 1992).

Si on considère l'ensemble des lipides des muscles de poulet, c'est la cuisse qui est la plus grasse avec 3,9 g/100 g, le filet ne contenant que 1,33 g. Ce dernier est riche en acides gras insaturés (AGI) avec un pourcentage de 62,5 dont plus de la moitié en acides gras monoinsaturés (AGMI). La cuisse en contient sensiblement les mêmes teneurs, mais contrairement au filet, elle est plus riche en cholestérol (Brunel et al., 2006).

Les lipides des viandes sont constitués principalement d'acides gras *saturés et mono-insaturés*. Leur composition varie cependant en fonction du type de viande considéré. Les volailles représentent globalement une bonne source d'acides gras mono et polyinsaturés (Amarouche, 2011).

Tableau 05 : Teneur en acides gras de la viande du poulet, pourcentage en acides gras totaux (COMBS, 2004).

Acide gras	Teneur (%)
Acide gras saturé	32.0
Acide gras monoinsaturé	41
C 18 : 2 n-6	20.4
C 18 : 3 n-3	0.49
C 20 : 4 n-6	3.64
Acide gras polyinsaturés	25.1

II.1.1.5. Glucides

Le poulet est très pauvre en glucides, environ 0,5% sous forme de glycogène. Il est négligeable car il n'y a pratiquement plus de glycogène dans la viande au stade de sa commercialisation (Amarouche, 2011).

II.1.1.6. Vitamine

Le poulet est riche en vitamines B. Les vitamines hydrosolubles sont bien présentes dans le muscle de poulet. La vitamine la plus abondamment représentée est la vitamine B3 avec une teneur de 6 à 9mg/100 g de muscle selon l'espèce ; alors que les vitamines B1 et B6 ont des teneurs assez faibles dans la viande de poulet (tableau 06) (Watier, 1992).

Les viandes sont dépourvues de vitamines liposolubles. Les abats (principalement le foie) en sont les plus riches et représentent en outre un apport important de vitamines A et D (Anonyme, 2011).

Tableau 06:Composition en vitamines (mg) de viande de poulet (pour 100 g de fraction comestible (Dalle Zotte, 2004).

Vitamine	Teneur
Vit B1	0.06-0.12
Vit B2	0.12-0.22
Vit B6	0.23-0.51
Vit 12	0.4
Vit E	0.13-0.17
Vit D(μ g)	0.2 - 0.6
Acide folique(μ g)	8- 14

II.1.1.7. Minéraux

Les viandes représentent la meilleure source alimentaire de fer héminique. Il s'agit de fer ferreux (Fe^{++}), mieux absorbé que le fer ferrique (Fe^{+++}) des végétaux (Anonyme, 2011). La viande de volailles est riche en Potassium (tableau 07), surtout dans le filet qui en contient près de 350 mg. Pour 100 g de viande. Le phosphore est un élément minéral également présent en grande quantité. Enfin, la faible teneur en sodium (en moyenne 70 mg/100 g) fait de la viande de volailles un aliment intéressant lors d'un régime hyposodé (Vierling, 2003).

Tableau 07 : teneur en sels minéraux de la viande du poulet, teneur pour 100g de parties comestibles (Vierling, 2003).

Elément	Sodium	Potassium	Phosphore	Calcium	Magnésium	Fer	Zinc
Teneur (mg/100g)	80	350	200	12	37	1.8	0.85

II.1.2. Qualité sensorielle

Une des préoccupations majeures de la filière avicole est de fournir une viande de qualité constante et élevée en termes de couleur, de texture, de flaveur et de jutosité. Les deux plus importants paramètres sont l'apparence et la texture (à l'origine de l'acceptabilité ou le rejet par le consommateur). Toutefois la Jutosité et la flaveur, restent extrêmement importants dans la détermination de la qualité. La couleur est l'un des paramètres sensoriels déterminant de la qualité (Belhamri et Elmeddah, 2006).

II.1.2.1. Couleur

Chez la volaille de même que chez les autres espèces, la couleur de la viande fraîche ou cuite est un critère très important dans la décision d'achat par le consommateur. Cette couleur est souvent considérée par le consommateur comme un indicateur de fraîcheur et de qualité globale de la viande (Fletcher, 1999).

La couleur est déterminée par la réflexion de la lumière qui s'opère sur une épaisseur de viande qui n'excède pas 8 mm. La couleur des viandes blanches sera aussi influencée par d'autres types de pigments, notamment les caroténoïdes de couleur jaune-orangée et qui sont apportés par l'alimentation (Jlali, 2012).

II.1.2.2. Tendreté

La tendreté correspond à la facilité avec laquelle la viande est découpée, déchirée et broyée au cours de la mastication (Fredot, 2009). Elle joue un rôle important dans l'acceptabilité de la viande par le consommateur (Rosset, 1982). Elle représente souvent un critère de qualité, mais elle peut varier beaucoup d'un morceau à l'autre et dépend essentiellement :

- Du collagène du tissu conjonctif.
- Des protéines myofibrillaires des fibres musculaires.

La durée de conservation pour l'obtention d'une tendreté optimale est fonction de la température de stockage. Elle est de 8 jours à 6°C, de 14 jours à 2°C et de 16 jours à 0°C. (Lamoise et *al.*, 1984).

II.1.2.3. Flaveur

C'est l'ensemble des perceptions olfactives et gustatives liées à la consommation d'un aliment. Elle est donnée par plus de 650 composés chimiques (Henry, 1992).

La viande crue a une flaveur peu prononcée. La cuisson, par son action sur les précurseurs d'arômes formés pendant la maturation, développe la flaveur caractéristique des différentes viandes (Abdelouaheb, 2009).

II.1.2.4. Jutosité

La jutosité, également appelée succulence, caractérise la capacité d'exsudat de la viande lors de la dégustation. Le facteur essentiel est la capacité de rétention d'eau du muscle, qui se traduit par la capacité de la viande à retenir sa propre eau ou à se reconstituer en eau (Lamoise et al., 1984; Coibion, 2008). La viande de poulet peut apparaître plus sèche à la dégustation après cuisson, puisqu'elle présente un pouvoir de rétention d'eau moins fort, et qui s'aggrave par l'hydrolyse de glycogène à la chaleur et à la libération de l'eau liée (Bozzolo, 2004).

II.1.3. Qualité technologique

La viande doit répondre aux critères essentiels attendus par le consommateur autres que ceux d'ordre strictement alimentaires tel que l'aptitude à la conservation, qui se traduit par la durée de vie de l'aliment après l'achat dans des conditions de conservation déterminées, la commodité d'emploi par la facilité de stockage (réfrigération) et opération de préparation facile et de courte durée (Touraille, 1994).

II.1.4. Qualité hygiénique

La qualité hygiénique de la viande constitue l'exigence élémentaire du consommateur. Elle peut être altérée par la prolifération de microorganismes néfastes, de parasites et/ou la présence de composés toxiques. La viande peut être contaminée par des microorganismes à différentes étapes de la chaîne de transformation. Le contrôle des proliférations microbiennes dépend avant tout du respect de la chaîne du froid (Lamoise et al. 1984 ; Coibion, 2008).

La microflore initiale de la viande regroupe les germes survenus de l'animal vivant ; Ils sont porteurs de microorganismes variés, en particulier *Escherichia Coli*, *Staphylococcus aureus* et Streptocoques fécaux. Ces germes peuvent provenir aussi des matières fécales, du sol et de l'eau ; jusqu'à l'obtention de la carcasse (Vierling, 2003 ; Fernandes, 2009). Ces germes proviennent soit des animaux eux-mêmes par contact direct via le cuir, les pattes, les sabots ou le tractus digestif, soit de l'eau utilisée, soit des hommes, de la méthode de travail, du milieu ou soit du matériel utilisé par contact indirect (Corry, 2007 ; Fernandes, 2009) ; l'abattoir est le point critique majeur de dépôt des germes sur les masses musculaires nouvellement mises à nues. Il est souhaitable de faire en sorte que les transferts des éléments pollués vers les masses musculaires jusqu'alors stériles, soient infimes (Cartier, 2004).

II.1.4.1. Contamination de la viande

Peut se faire à plusieurs niveaux :

a) Contamination à l'élevage : Au niveau des élevages les sources de contamination sont variées :

- L'aliment et en particulier les matières premières d'origine animale ont depuis longtemps été incriminés dans la contamination des animaux (Lahellec, 1991). D'après Jouve (1996), *Clostridium perfringens* et *Staphylococcus aureus* sont des microorganismes fréquemment décelés dans le sol, la poussière ou les matières fécales des animaux et dans les bâtiments d'élevage. De même il n'est pas rare d'isoler *salmonella sp*, *Campylobacter sp* ou *Listeria sp* dans l'environnement des bâtiments ;
- Contamination par les vecteurs animés (oiseaux, rongeurs et insectes)
- Dissémination de microorganisme par l'intermédiaire de l'eau des abreuvoirs. (Colin, 1992).

b) Contamination lors du transport : Le transport des poulets peut propager davantage la contamination dans le troupeau du fait de la dissémination des matières fécales sur les animaux ; les poulets sont typiquement contaminés par la matière fécale sur leurs pieds, plumes et peau (Sarid, 1994).

c) Contamination lors des opérations d'abattage

Les opérations d'abattages, constituent des points à risque extrêmement importants, les possibilités de contamination et de propagation des microorganismes pathogènes sont grandes. Elles peuvent se réaliser non seulement d'une carcasse à l'autre, à l'intérieure d'un même lot, mais également d'un animal à un autre issu d'un élevage différent (Colin, 1992).

d) Contamination lors de l'échaudage

L'échaudage est l'une des majeurs sites de contamination croisée dans l'abattoir, en effet le trempage intégral des carcasses dans une eau dont la température est comprise entre 49 et 52°C (pour les carcasses destinées à être congelés), permet une survie et une dissémination des microorganismes à tropisme intestinal présents initialement sur les plumes et dans les déjections de volailles (Jouve, 1996).

e) Contamination lors de la plumaison

La plumaison des volailles entraîne une augmentation de la pollution superficielle, cette contamination a pour origine :

- Le lavage des carcasses durant cette étape en particulier quand la qualité microbiologique de l'eau est mauvaise
- L'apparition d'un « biofilm » sur les doigts en caoutchouc. L'une des contaminations principales à cette étape arrive souvent avec *Staphylococcus aureus* particulièrement lorsque les procédures de nettoyage et de désinfection ne sont pas correctes (Salvat et Gerber, 1992).

f) Contamination lors de l'éviscération

Une mauvaise technique d'éviscération, qu'elle soit automatique ou manuelle peut entraîner la contamination des carcasses, ceci peut être aggravé par le fait d'un mauvais réglage des machines, d'une hétérogénéité trop importante dans la taille et la morphologie des animaux (Lahellec, 1991).

g) Contamination lors du lavage

Cette étape est un point principal de contamination primaire par les *Pseudomonas*. Il est maintenant bien évalué que cette contamination a pour origine l'eau, qui peut avoir une mauvaise qualité dans quelques abattoirs. La plupart du temps, cette mauvaise qualité est expliquée par l'apparition de « biofilm » à l'extrémité des tuyaux de distribution (Salvat et Gerber, 1992).

h) Contamination lors du refroidissement

Les chambres froides constituent un véritable écosystème favorable au développement des psychrotrophes, et la contamination peut se produire essentiellement par l'intermédiaire des différents vecteurs à savoir l'air ou l'eau (Labadie et al, 1988).

II.1.4.2. Altérations d'origine microbienne

Plusieurs types d'altérations sont susceptibles d'atteindre la viande selon la température de conservation. Il s'agit des altérations à basse, à moyenne et à forte température (Salifou et al., 2013).

a) Altérations à température élevée (25 à 40 °C) ou putréfaction profonde

Les températures de 25 à 40 °C sont les températures ambiantes fréquentes dans les pays tropicaux ou équatoriaux. Dans les masses musculaires internes de carcasses maintenues à ces températures (absence de réfrigération après l'abattage), s'installe une putréfaction profonde.

Elle est due au développement rapide des bactéries anaérobies putréfiantes provenant du tractus intestinal des animaux (Salifou et *al.*, 2013).

b) Altérations à températures intermédiaires (10 à 25°C.) ou puanteur d'os

À côté de la multiplication rapide en surface d'un certain nombre de germes aérobies provoquant une « putréfaction superficielle » ou un verdissement, on observe parfois dans les carcasses insuffisamment réfrigérées une altération très particulière en profondeur au niveau des membres postérieurs : « la puanteur d'os » .

La puanteur d'os est une altération qui résulte des phénomènes microbiens et d'autolyse par des enzymes tissulaires. Elle est fréquente chez les bouchers qui exposent la viande à température ambiante élevée, et lourde est lent en raison de leur grande épaisseur muscles et leur quantité excessive de graisse, de sorte qu'une température élevée peut persister dans la musculature profonde et donner lieu à des altérations profondes (Lounici, 2008).

c) Altérations à basse température (< 10°C.) ou putréfaction superficielle

Aux températures de réfrigération, les germes psychotropes de surface, à l'origine de la « putréfaction superficielle », continuent à se développer

La putréfaction Elle est due souvent à l'absence de réfrigération après l'abattage ou un refroidissement lent des carcasses Elle commence par une formation de gaz en l'absence de toute mauvaise odeur due à la présence d'un nombre élevé de *Clostridium perfringens* sous forme végétative (plus de 10^7 bactéries / gramme) provenant du tractus intestinal des animaux ; par la suite, la viande verdit (putréfaction verte) et devient très malodorante (Bensid, 2018).

II.2. Facteurs susceptibles d'influencer la qualité des poulets

Les principaux facteurs affectant la qualité du poulet, de manière schématique, peuvent être divisés en facteurs intrinsèques liés aux animaux (âge à l'abattage, génotype et sexe) et en facteurs extrinsèques (alimentation, transport et conditions d'abattage) (Sauveur,1997 ; Mary,1998).

II.2.1. Effet de l'âge

L'âge d'abattage exerce une influence essentielle sur les caractéristiques organoleptiques de la chair (Touraille et *al.*, 1981).La texture de la viande devient plus ferme avec l'âge en raison d'une diminution de la solubilité du collagène (Touraille et *al.*, 1981 ; Bastiaens et *al.*, 1992 ; Rabot et *al.*, 1996).

II.2.2. Effet du génotype

Etant donné l'importance de l'âge pour la qualité du poulet, le choix de races à croissance lente se justifie totalement dans le cas de production. Il est en effet impossible d'élever jusqu'à 12 semaines des poulets à croissance rapide, car leur poids et leur engraissement seraient excessifs et entraîneraient des troubles locomoteurs et physiologiques.

La vitesse de croissance n'étant plus le critère recherché, la sélection s'est orientée vers des critères plus qualitatifs, tels que la rusticité des animaux, la conformation, le rendement en muscle, la répartition des graisses, l'aspect de la peau, la finesse du squelette, la densité des plumes, la facilité de plumaison (Sauveur, 1997 ; Rabot et *al.*, 1999).

II.2.3. Effet du sexe

L'effet du sexe sur la croissance musculaire est très important. La différence sur le poids du muscle entre le mâle et la femelle pourrait donc être due à un nombre et/ou une longueur plus importante des fibres musculaires chez le mâle que chez la femelle.

II.2.4. Effet de l'alimentation

L'aliment de démarrage destiné au poulet de chair de 0 à 3 semaines d'âge, doit contenir une concentration de 3.200 Kcal et un pourcentage protéique de 22 à 23%, avec un apport de 10% de lipides alimentaires (Larbier et Leclercq, 1992). Certains types de tourteaux de colza) sont en revanche connues pour altérer la flaveur de la viande (Sauveur, 1997).

II.2.5. Effet des conditions d'élevage

Une température ambiante et un éclairage constant plutôt que fractionné pourrait également avoir une légère incidence notamment en influençant les quantités d'aliments ingérées (Sauveur, 1997).

II.2.6. Effet des conditions de transport et d'abattage

Les conditions de transport et d'attente avant l'abattage peuvent être une cause majeure de stress et de déclassement des carcasses. Dans le cas des productions, si les conditions préconisées visent à limiter le stress, l'effet d'un brusque changement de densité entre l'élevage et le transport n'a pas été envisagé (Rémignon et Culioli, 1995).

II.3. Conservation de la viande

La conservation de la viande comprend l'ensemble des techniques visant à conserver les propriétés nutritives de l'aliment en veillant à le garder comestible, et ce en particulier pour les humains.

La conservation permet de garder au maximum les différentes qualités de la viande. Selon Henry et Dupin, (1992), la conservation des viandes peut être faire par différents procédés :

-
- Par le froid : réfrigération, congélation et surgélation.
 - Par la chaleur : cuisson, pasteurisation, tyndallisation et appertisation.
 - Par déshydratation avec ou sans fumage : étuvage- fumage à 25-30°C, séchage à 10-12°C, boucanage (procédé le plus ancien), lyophilisation.
 - Par le sel de cuisine ou autre agent de salaison : chlorure de sodium, auquel on incorpore ou non du nitrate de sodium ; saccharose ou autres glucides ; acides ascorbiques ou autres additifs autorisés.
 - Par fermentation (lactique, notamment), quelque fois l'anhydride sulfureux ou certains antibiotiques
 - Par irradiation UV.
 - Au moyen d'emballages spéciaux dans lesquelles on peut faire le vide ou conditionner sous gaz carbonique ou azote

Dans le cas de poulet, les méthodes suivantes sont utilisées :

- ❖ *Refroidissement par immersion* : Les carcasses sont immergées dans un fluide d'eau continu à des températures 0-4°C pendant 45 min
- ❖ *Refroidissement par air* : Les carcasses sont placées dans un tunnel à circulation d'air à 0°C.
- ❖ *Refroidissement par voie sèche* : Passage de carcasses dans un congélateur à -35°C pendant 75 min. (Chougui, 2015).

Partie expérimentale

Partie II. Matériel et Méthodes

Cette partie pratique a été réalisée au niveau des laboratoires suivants :

- ❖ Laboratoires pédagogiques du département des sciences agronomiques de l'université Amar Telidji – Laghouat ;
- ❖ Laboratoires de recherche en sciences fondamentales de l'université Amar Telidji – Laghouat ;
- ❖ Laboratoire vétérinaire régional de Laghouat.

I – Matériel

I.1. - Matériel biologique

Le matériel biologique ayant fait l'objet de notre étude est représenté par la viande de poulet de chair et la viande de poulet fermier.

- Le premier échantillon de poulet de chair a été acheté directement d'une boucherie (choisie au hasard, située à El-M'hafir, centre-ville de Laghouat), cet échantillon est représenté par 5 unités : 5 poulets (figure 02). Les échantillons préparés par la boucherie et prélevés sont bien emballés, étiquetés par toutes les informations relatives à l'échantillon. Les échantillons sont ensuite transportés au laboratoire vétérinaire dans une glacière dont la température est de 4°C. la conservation des échantillons pour les analyses physicochimiques a été faite dans un réfrigérateur à 4°C pour une durée maximale de 24h.



Figure 02 : Photographie montrant les poulets de chair utilisée.

- Les échantillons de poulets fermiers est représenté par 5 unités de poulets fermiers dont 4 femelles et 1 male (figure 03) ; acheté de chez un aviculteur de k'sser el Hiran – Laghouat. Le poids des poules varie de 900 à 1200grammes. D'un âge compris entre 16 et 18 semaines. Il s'agit de poulets nourris essentiellement avec des débris culinaires et du maïs. L'éleveur a réalisé l'abattage, le déplumage et l'éviscération le jour même où les analyses microbiologiques ont été effectuées. Les échantillons sont ensuite transportés au laboratoire vétérinaire dans une glacière dont la température est de 4°C. la conservation des échantillons pour les analyses physicochimiques a été faite dans un réfrigérateur à 4°C pour une durée maximale de 24h.

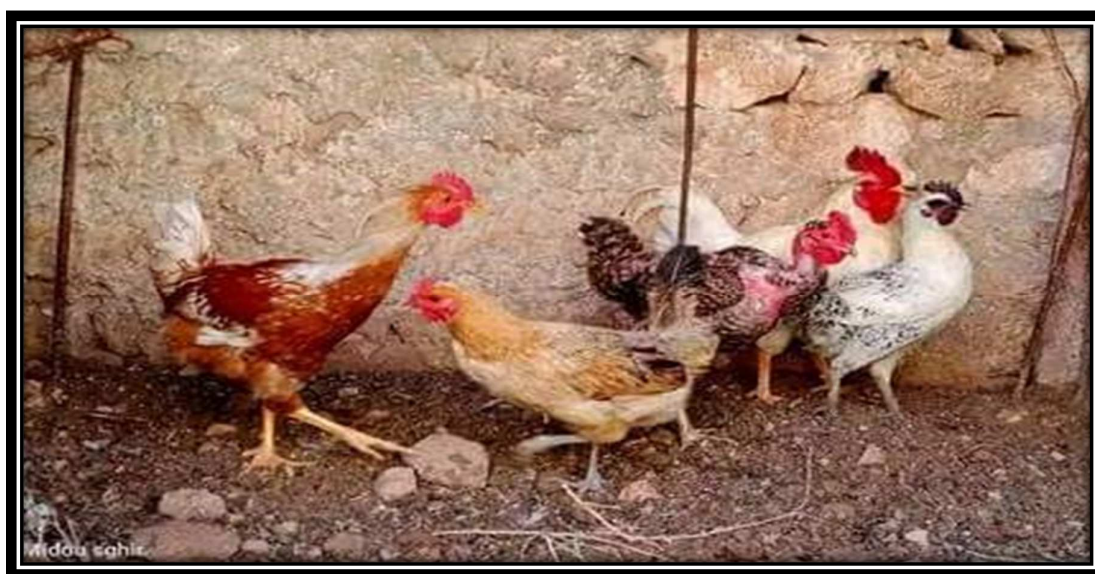


Figure 03 : Photographie montrant les 5 unités de poulets fermier analysé

Une homogénéisation à l'aide d'un *Stomacher* est effectuée avant la réalisation des analyses physico-chimiques et microbiologique après d'éventuels prélèvement au niveau de la viande des cuisses et des filets des deux types de poulets à savoir le poulets de chair ou le poulet fermier.

I.2. - Matériel technique

Le matériel technique utilisé durant notre expérimentation est représenté essentiellement par la verrerie ordinaire de laboratoire ; les différents appareillages utilisés sont regroupés dans l'annexe 01.

Les produits chimiques et milieux de culture utilisés sont à leur tour regroupés dans l'annexe 02.

II - Méthodes d'analyses

II.1 – Méthodes d'analyses biochimiques

II.1.1 – Détermination du taux d'humidité

La teneur en eau et en matière volatiles de la viande de poulet est la perte de masse qu'elle subit lorsqu'elle est soumise aux conditions expérimentales définies.

a. Principe

Le principe est basé sur la dessiccation de la substance à une température voisine de 103°C. dans une étuve isotherme et à pression atmosphérique jusqu' à une masse pratiquement constante.

b. Mode opératoire

- Peser environ 1g de viande dans une capsule préalablement tarée
- Etuver à 103°C ± 2 °C pendant 3 h
- Retirer la capsule, laisser refroidir dans le dessiccateur puis peser.
- Remettre dans l'étude 1 h et refaire la pesée jusqu'à l'obtention d'un poids constant
- Trois essais ont été réalisées pour chaque échantillon.

c. Expression des résultats

Les résultats exprimés en pourcentage du poids d'eau par rapport au poids initial, sont exprimés par l'équation suivante :

$$H (\%) = \frac{m_1 - m_2}{m_1 - m_0} \times 100$$

Où :

H : taux d'humidité, exprimé en pourcentage (%) en masse.

m₀ : masse, en grammes, de la capsule vide.

m₁ : masse, en grammes, de la capsule et de la prise d'essai.

m₂ : masse, en grammes, de la capsule et le résidu sec.

II.1.2 – Détermination du taux de cendres

Les cendres représentent le résidu obtenu après incinération d'une substance donnée.

a. Principe

Incinération de la viande dans un four a moufle réglé à 550°C., jusqu'à stabilité du poids.

b. Mode opératoire

- Peser environ 1g de viande dans un creuset en porcelaine (figure 04) préalablement tarée.
- Faire passer le creuset au four à moufles à une température de 550°C pendant 5 heures.
- Après refroidissement retirer le creuset et procéder à la pesée.
- Trois essais ont été réalisées pour chaque échantillon.

c. Expression des résultats

Les résultats, exprimés en pourcentage du poids de cendres par rapport au poids initial, sont obtenus à partir de l'expression suivante :

$$C (\%) = \frac{m_3 - m_0}{m_1 - m_0} \times 100$$

Où :

C : Taux de cendres, exprimé en pourcentage (%) en masse ;

m_0 : Masse, en grammes, du creuset vide ;

m_1 : Masse, en grammes, du creuset et de la prise d'essai ;

m_3 : Masse, en grammes, du creuset et son contenu (cendres) après incinération ;



Figure 04 : Photographie montrant les creusets placés dans le four à moufle (détermination du taux de cendres)

II.1.3 – Détermination de la teneur en matière grasse totale (NA 1895).**a. Principe**

Le principe consiste à effectuer une extraction par solvant à l'aide de dispositif *Soxhlet*. La chair de poulet hachée est épuisée en matière grasse par passage de l'hexane. On estime qu'une extraction est totale au bout de 6 heures.

Une fois l'extraction terminée, l'hexane, solvant d'extraction, est éliminé à l'aide d'un évaporateur rotatif.

Cette extraction repose sur le principe suivant : les composés apolaires comme les corps gras sont insolubles dans les composés polaires comme l'eau, mais solubles dans les solvants apolaires comme l'hexane. Le point d'évaporation de l'hexane étant inférieur à celui des matières grasses à extraire, il est donc très facile de les séparer par chauffage.

b. Mode opératoire

- Peser à 1 mg près, 1 g de viande
- Introduire l'échantillon dans la cartouche en cellulose
- Placer la cartouche dans l'extracteur Soxhlet. Ce dernier est muni d'un réfrigérant par le haut, d'un ballon et d'un chauffe ballon par le bas(Figure //).
- Verser la quantité nécessaire de solvant (250 ml d'hexane).
- Allumer le chauffe ballon.
- Le solvant va s'évaporer puis réfrigérer et le solvant tombe sur la substance à épuiser (ici viande) d'une façon à ce que la cartouche soit immergée. Lorsque la partie intermédiaire est suffisamment remplie de solvant, le siphon s'amorce et le solvant contenant la matière grasse retourne dans le ballon chargé en lipides.
- Après l'extraction, on récupère le solvant chargé de matière grasse.
- Une concentration dans l'évaporateur rotatif permis de chasser par distillation la majeure partie du solvant ce qui permet de laisser les lipides seuls.
- Peser le ballon.
- Trois essais ont été réalisées pour chaque échantillon.

c. Expression des résultats

Les résultats exprimés en pourcentage du poids de la matière grasse totale par rapport au poids initial, sont donnés par la formule suivante :

$$MG (\%) = \frac{B_p - B_v}{p} \times 100$$

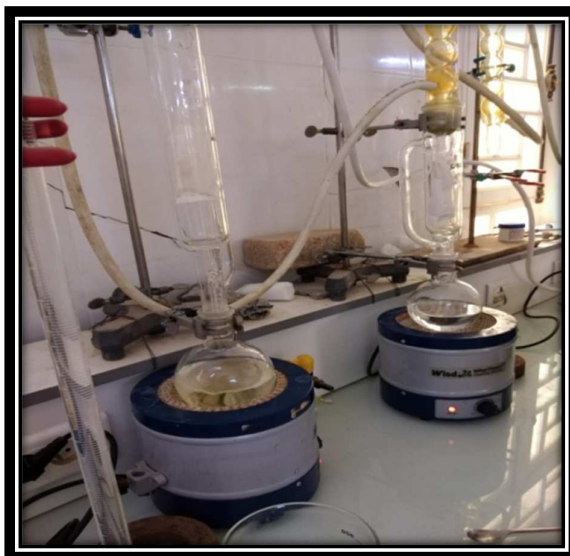
Où :

MG : Taux de la matière grasse, exprimé en pourcentage (%) en masse.

B_p : Masse, en grammes, du ballon plein (après extraction).

B_v : Masse, en grammes, du ballon vide.

p : Masse, en grammes, de la prise d'essai initiale.



Extraction par SOXHLET



Evaporation de l'hexane par l'évaporateur rotatif

Figure 05 : Photographie montrant les étapes de la détermination de la teneur en matière grasse.

II.1.4 – Détermination du potentiel d'hydrogène (pH) (NA2233 / ISO 1842)

La détermination du pH a été effectuée à l'aide d'un pH mètre de type (*Consort C5010*) par incorporation de l'électrode dans la solution préparée à base de la chair de poulet réduite selon la norme (NA2233 / ISO 1842). Les résultats, exprimés en unités pH, sont obtenus par lecture directe sur le pH mètre.



Figure 06 : Photographie de la mesure du pH.

II.2 – Analyses Microbiologiques

Les analyses Microbiologie ont été effectuées au sein de laboratoire vétérinaire régional de Laghouat selon les protocoles et les méthodes appliquées dans cette unité.

L'objectif des analyses microbiologique est de rechercher ou de quantifier un certain nombre de microorganismes. Les germes recherchés sont ceux indiqués dans le Journal Officiel de la République Algérienne (JORA), 2017 :

- *Staphylococcus aureus*.
- *Escherichia coli*
- *Salmonelles*

II.2.1 – Préparation de la suspension mère et des dilutions décimales (ISO 6887).

Les morceaux de poulets destinés aux analyses microbiologiques dans notre étude sont des produits solides donc pas directement pipetables, de ce fait, ils nécessitent une fluidisation représentée par ce qu'on appelle : la suspension mère (SM). Cette suspension doit être préparée dans des conditions d'asepsie rigoureuse en manipulant devant un bec benzène.

a. Préparation de la suspension mère

- Prélever 25g de chaque échantillon de viande fraîche : filet et cuisses des 5 unités de poulet fermier et filet et cuisses des 5 unités de poulet normal (figure 07)
- Introduire l'échantillon dans un sachet stérile de type « STOMACHER ».

- Ajouter 225ml de Tryptone Sel Eau (TSE) stérile.
- Homogénéisé dans un STOMACHER pendant deux minutes.
- La suspension obtenue a été directement versée dans un flacon stérile portant toutes les mentions du sac STOMACHER

Cette suspension constitue alors la suspension mère (SM). A partir de cette suspension ont été effectuées les différentes dilutions décimales qui serviront pour les dénombrements et la recherche des germes étudiés.



Figure 07 : Photographie montrant la pesée de la viande en vue de la préparation de la suspension mère.

b. Dilution décimale

- Introduire aseptiquement à l'aide d'une pipette pasteur en verre graduée et stérile 1ml de la SM dans un tube à vis stérile contenant au préalable 9 ml de TSE : cette dilution sera alors au 1/10 ou 10^{-1} (figure 08) ;
- Introduire à la suite 1 ml de la dilution 10^{-1} dans un tube à vis stérile contenant au préalable 9 ml du même diluant : cette dilution est sera alors 1/100 ou 10^{-2} .

- Introduire à la suite 1 ml de la dilution 10^{-2} dans un tube à vis stérile contenant au préalable 9 ml du même diluant cette dilution est sera alors $1/1000$ ou 10^{-3} .

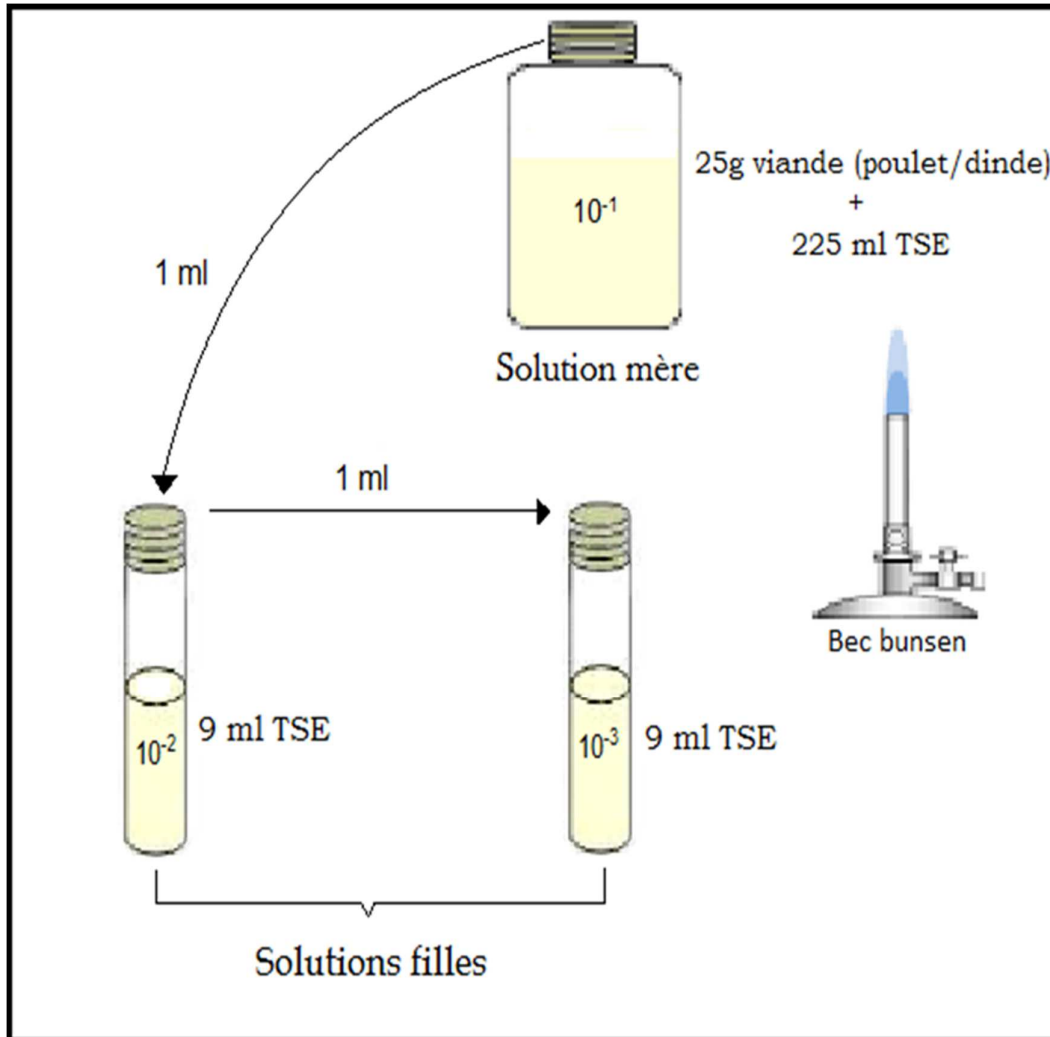


Figure 08 : Préparation des déluions décimales

II.2.2– Recherche et dénombrement des *Staphylocoques* (ISO 6888-1:2021(F))

Staphylococcus aureus, est une bactérie de type cocci gram+, il a un diamètre d'environ 0,5 à 2mm, non sporulé, immobile et facultativement anaérobique.

a. Principe

Ensemencement en surface d'un milieu gélosé sélectif, avec une quantité déterminée de la suspension mère.

Dans les mêmes conditions, ensemencement des dilutions décimales obtenues à partir de l'échantillon pour essai.

b. Mode opératoire

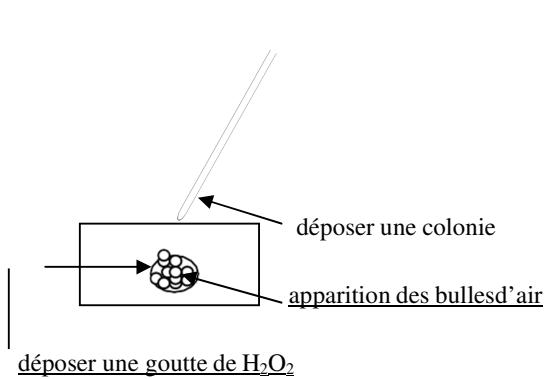
- A l'aide d'une pipette pasteur, distribué dans la boîte 0.1 ml du mélange préparé sur la surface de 15 ml de milieu (Baird Parker).
- Etaler soigneusement l'inoculum le plus rapidement possibles à la surface du même milieu en essayant de ne pas toucher les bords de la boîte avec l'étaler.
- Incuber la boîte dans une température de 37C° pendant 48h.

c. Lecture

Les colonies de *Staphylococcus aureus* donnent des colonies noires (réduction du tellurite en tellure) avec un halo clair dû à la protéolyse des protéines du jaune d'œuf, et éventuellement, un liseré blanc, opaque (précipitation des acides gras produits par la lécithinase qui hydrolyse la lécithine du jaune d'œuf). Leur taille 0,5 à 2mm, aspect : brillant

d. Identification

Les colonies suspectées sont de tailles moyennes, visqueux, forme de micellaire et pigmentées en jaune. Les deux tests d'identification de *staphylococcus aureus* sont le test de la catalase et le test de la coagulase (figure 09).

Tests d'identification de *Staphylococcus aureus*Test de la catalase**Catalase positive**test de la coagulase

1. ensemencer un tube de bouillon cœur- cervelle



2. Incuber 37°C pendant 48h

3. ajouter 0,1mL de plasma Incubé

0,3 mL de plasma de lapin

Incubation à 37°C pendant 24h

Apparition d'un coagulum

Coagulase négative**Figure 09** : Schéma représentatif des méthodes d'identification de *Staphylococcus aureus*

❖ Test de la catalase

Une colonie suspecte est déposée sur une lame en verre propre, puis des gouttes de l'eau oxygénée sont ajoutées. Une effervescence accompagnée d'un dégagement de gaz témoin de présence de la catalase (figure 10).

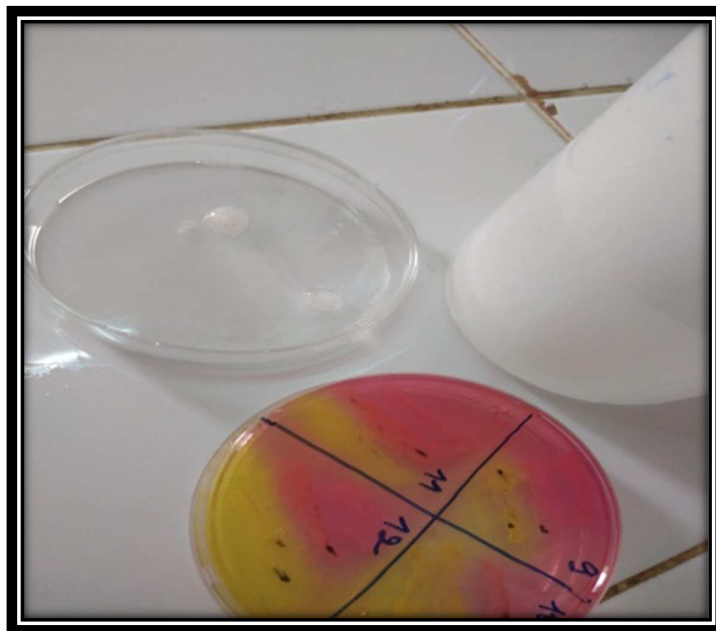


Figure 10 : Photographie montrant un test de la catalase (positif)

❖ Test de coagulase

– Préparation du plasma :

- Prélever exactement 10 ml de solvant à l'aide d'une pipette stérile.
- Additionner stérilement ces 10 ml de solvant directement dans le flacon de plasma de lapin lyophilisé.
- Agiter légèrement pour favoriser la dissolution en évitant la formation de mousse.

Préparation de l'échantillon

- Après avoir repiqué la souche pure dans la gélose chapman , et incubé à 37°C pendant 24 heures, 0.5 ml de cette culture sont mises dans un tube à hémolyse contenant 0.5 ml de plasma de lapin.
- Ces tubes sont ensuite incubés à 37°C pendant 1 heure à 4 heures.

La réaction de la coagulase est considérée comme positive s'il y a formation d'un coagulum (figure 11).



Figure 11 : Photographie montrant le test de la coagulase (négatif)

e. Comptage des colonies

- Après $24 \text{ h} \pm 2 \text{ h}$ d'incubation, marquer sur le fond des boîtes les emplacements des colonies caractéristiques éventuellement présentes.
- Incuber à nouveau toutes les boîtes entre $34 \text{ }^\circ\text{C}$ et $38 \text{ }^\circ\text{C}$ pendant $24 \text{ h} \pm 2 \text{ h}$ supplémentaires et marquer les nouvelles colonies caractéristiques. Marquer également les colonies non caractéristiques éventuellement présentes.

Pour le dénombrement, retenir uniquement les boîtes contenant un nombre total maximum

de 300 colonies (caractéristiques, non caractéristiques, flore annexe), et comprenant au maximum 150 colonies caractéristiques ou non caractéristiques, ou les deux, après deux dilutions successives.

II.2.3 – Recherche et dénombrement des *Escherichia coli* : (ISO 16649-2:2001(F))

Il s'agit de bactéries qui poussent à 44 °C, Gram négatif en forme de bâtonnet, forment des colonies bleues caractéristiques sur le milieu tryptone-bile-glucuronide (TBX).

a. Principe

Ensemencement en double du milieu tryptone-bile-glucuronide (TBX) avec une quantité spécifiée de la suspension mère.

Dans les mêmes conditions, ensemencement de deux boîtes par dilution, en utilisant les dilutions décimales obtenues à partir de la suspension mère.

Incubation des boîtes à 44 °C ±1 °C pendant 18 h à 24 h pour détecter la présence de colonies qui, à partir de leurs caractéristiques, sont considérées comme étant des *Escherichia coli* β-glucuronidase positive.

b. Mode opératoire

- À l'aide d'une pipette stérile ou d'une micropipette, transférer dans une boîte de Petri stérile 1ml de la suspension mère.
- Ensemencer deux boîtes par dilution.
- Si nécessaire, répéter ces opérations avec les dilutions décimales suivantes, en utilisant une nouvelle pipette stérile pour chaque dilution.
- Couler dans chaque boîte de Petri environ 15 ml du milieu TBX, refroidi préalablement dans le bain d'eau à une température comprise entre 44 °C et 47 °C.
- Mélanger soigneusement l'inoculum au milieu, et laisser le mélange se solidifier, en posant les boîtes de Petri sur une surface horizontale fraîche (Le temps s'écoulant entre le dépôt de l'inoculum dans la boîte de Petri et l'ajout du milieu ne doit pas dépasser 15 minutes).
- Retourner les boîtes ensemencées de façon que le bas soit tourné vers le haut et les placer dans une étuve réglée à 44 °C pendant 18 h à 24 h : Le temps total d'incubation ne doit pas être supérieur à 24 h.

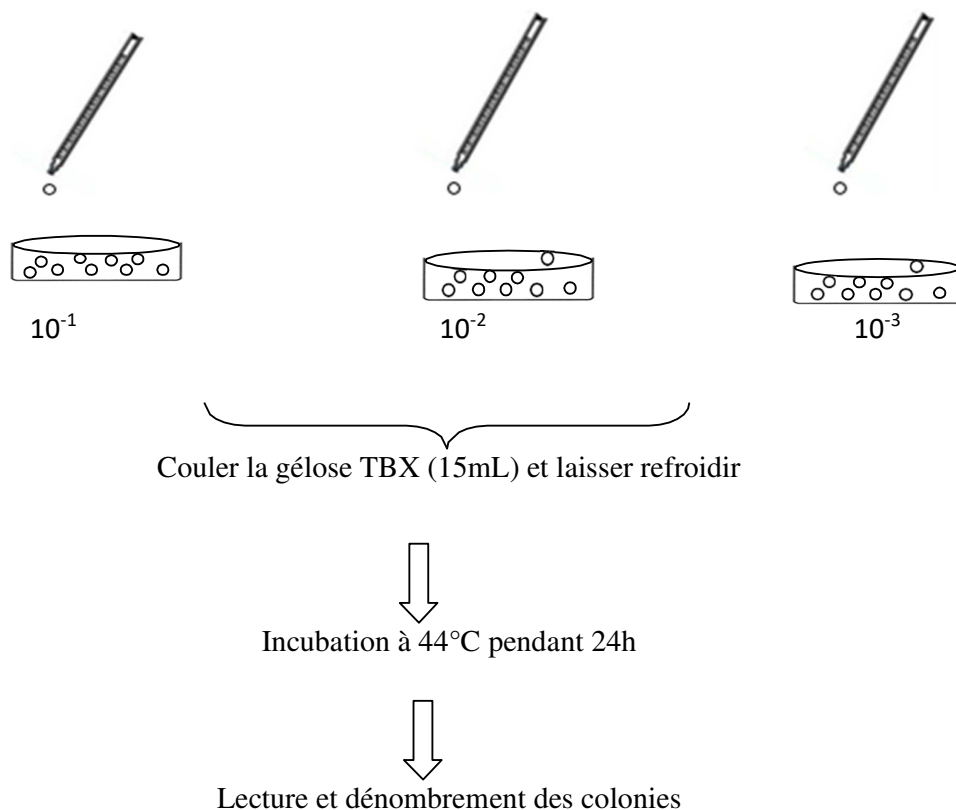


Figure 12 : Recherche et dénombrement des *Escherichia coli* sur TBX

c. Lecture

Après la période d'incubation spécifiée, compter les unités formant colonie (UFC) caractéristiques d'*Escherichia coli* β -glucuronidase positive dans chaque boîte contenant moins de 150 UFC caractéristiques et moins de 300 UFC au total (UFC caractéristiques et non caractéristiques).

II.2.4– Recherche et l'identification des salmonelles (ISO 6579-1:2017(F))

Ce sont des bactéries qui se présentent sous forme de bacilles à gram négatif et qui se développent à une température de 37°C de 24 à 72h sur milieu Hektoen, formant de petites colonies, pigmentées en vert ou en bleu vert.

Cette méthode consiste à la recherche et l'identification des salmonelles présentes dans la viande de poulet filets et cuisses du poulet fermier et le poulet normal.

a. Mode opératoire

La recherche de *Salmonella* nécessite quatre phases successives :

❖ **Etape 1 :Pré -enrichissement en milieu non sélectif liquide**

- Ensemencement de la prise d'essai dans de l'eau peptonée tamponnée à température ambiante, puis incubation entre 34 °C et 38 °C pendant 18 h ;

❖ **Etape 2 :Enrichissement en milieux sélectifs**

- Ensemencement du bouillon Rappaport-Vassiliadis avec soja (bouillon RVS) ou de la gélose Rappaport-Vassiliadis semi-solide modifiée (MSRV) et d'un bouillon Müller-Kauffmann tétrathionate-novobiocine(MKTTn)
- Incubation du bouillon RVS ou de la gélose MSRV à 41,5 °C pendant 24 h, et du bouillon MKTTn à 37 °C pendant 24 h.

Pour certains produits, il peut être nécessaire d'incuber le ou les milieux d'enrichissement sélectifs pendant 24 h supplémentaires.

❖ **Etape 3 :Isolement sur des milieux solides sélectifs**

À partir des cultures obtenue, ensemencement des deux milieux sélectifs solides suivants:

- Gélose xylose-lysine-désoxycholate (gélose XLD).
- Gélose hektoen milieu sélectif solide complémentaire de la gélose XLD

Incubation de la gélose XLD et gélose hektoen à 37 °C puis examen après 24 h.

Etape 4 :Isolement

- La gélose Hektoen et gélose XLD fondue, refroidie puis coulée dans des boîtes de pétri.
- Après solidification, l'ensemencement est réalisé par la méthode des stries avec une anse en platine et à partir du bouillon Müller-Kauffmann tétrathionate-novobiocine (MKTTn) ou bouillon Rappaport-Vassiliadis avec soja (bouillon RVS). L'incubation se fait à 37°C pendant 24 heures.

b. Lecture

La lecture se fait en tenant compte les colonies rondes vertes à centre noire. Les colonies caractéristiques de *Salmonella* cultivées sur gélose XLD ont un centre noir et sont entourées d'un halo clair rouge légèrement transparent dû à un changement de l'indicateur du milieu.

c. Confirmation

Repiquage des colonies présumées de *Salmonella* et confirmation au moyen des essais biochimiques et sérologiques appropriés :

❖ Essais biochimiques

Ensemencer les milieux de confirmation biochimiques avec chacune des cultures obtenues à partir des colonies sélectionnées

➤ Gélose Triple Sugar Iron (TSI) :

- Ensemencer en stries la pente du milieu et le culot par piqûre. Incuber à 37 °C pendant 24 h ± 3 h. Interpréter les changements dans le milieu de la façon suivante:

a) culot	jaune	rouge ou inchangé	noir	bulles ou fissures
	glucose positif (fermentation du glucose)	glucose négatif (pas de fermentation du glucose);	formation de sulfure d'hydrogène	formation de gaz à partir du glucose
b) pente	jaune		rouge ou inchangé	
	lactose et/ou saccharose positifs (fermentation du lactose et/ou du saccharose);		lactose et/ou saccharose négatifs (pas de fermentation du lactose et/ou du saccharose).	

La majorité des cultures caractéristiques de *Salmonella* correspondent à une pente alcaline (rouge) et un culot acide (jaune) avec formation de gaz (bulles), et (dans environ 90 % des cas) formation de sulfure d'hydrogène (noircissement de la gélose).

Lorsqu'une *Salmonella* lactose positive est isolée, la pente de la gélose TSI est jaune. En conséquence, une première étape de confirmation de cultures de *Salmonella* ne doit pas être fondée uniquement sur les résultats obtenus à partir de la gélose TSI.

➤ Gélose à l'urée :

- Ensemencer en stries la pente de la gélose. Incuber à 37 °C pendant une durée pouvant aller jusqu'à 24 h.
- En cas de réaction positive, l'urée est hydrolysée et produit un dégagement d'ammoniac, faisant virer le rouge de phénol au rose, puis au rouge foncé. La réaction est souvent visible au bout de 2 h à 4 h.

- Les cultures caractéristiques de *Salmonella* n'hydrolysent pas l'urée, de sorte que la couleur de la gélose à l'urée reste inchangée
- **L'ortho nitrophényl galactosidase (ONPG) :** On recherche la présence de l'enzyme (ONPG hydrolase, équivalente en terme de réaction chimique à la bêta-galactosidase) par l'hydrolyse d'un substrat incolore (l'ortho nitrophényl galactoside) en produit coloré (chromophore) : le développement d'une coloration jaune traduit la présence de cette enzyme.
- **Production de sulfure d'hydrogène H₂S :** On recherche la production de sulfure d'hydrogène (à partir de thiosulfate présent dans le milieu), révélée par la combinaison du H₂S formé avec des ions Fe³⁺ incorporés dans le milieu, sous forme d'un précipité noir.
- **LDC:** on recherche la présence d'une enzyme, la Lysine Décarboxylase, en mettant en évidence la décarboxylation (perte d'un carbone sous forme de CO₂) de la Lysine (un acide aminé) en cadavérine ; l'alcalinisation du milieu est révélée par le virage d'un indicateur coloré de pH incorporé (pourpre de bromocrésol) => métabolisme des protides
- **ODC :** on recherche la présence d'une enzyme, l'Ornithine Décarboxylase, en mettant en évidence la décarboxylation (perte d'un carbone) de l'Ornithine en Putrécine ; l'alcalinisation du milieu est révélée par le virage d'un indicateur coloré de pH incorporé (pourpre de bromocrésol) => métabolisme des protides
- **CIT :** on recherche l'utilisation du citrate comme seule source de carbone (pour ce faire, il faut veiller à introduire aucune autre molécule organique pouvant servir de source de carbone). Une assimilation se traduira par une alcalinisation du milieu, révélée par le virage de l'indicateur coloré de pH incorporé (bleu de bromothymol).
- **URE :** on recherche la présence d'une enzyme, l'uréase, en mettant en évidence l'hydrolyse de l'urée incorporée dans le milieu en produit alcalin (carbonate d'ammonium), se traduisant par une alcalinisation du milieu, révélée par le virage de l'indicateur coloré de pH incorporé (rouge de phénol).
- **IND :** on recherche une enzyme, la tryptophanase, en mettant évidence le produit de l'hydrolyse du tryptophane, révélé par une coloration rouge caractéristique avec le réactif de Kovacs
- **ADH :** décarboxylation de l'acide aminé arginine par l'arginine dihydrolas

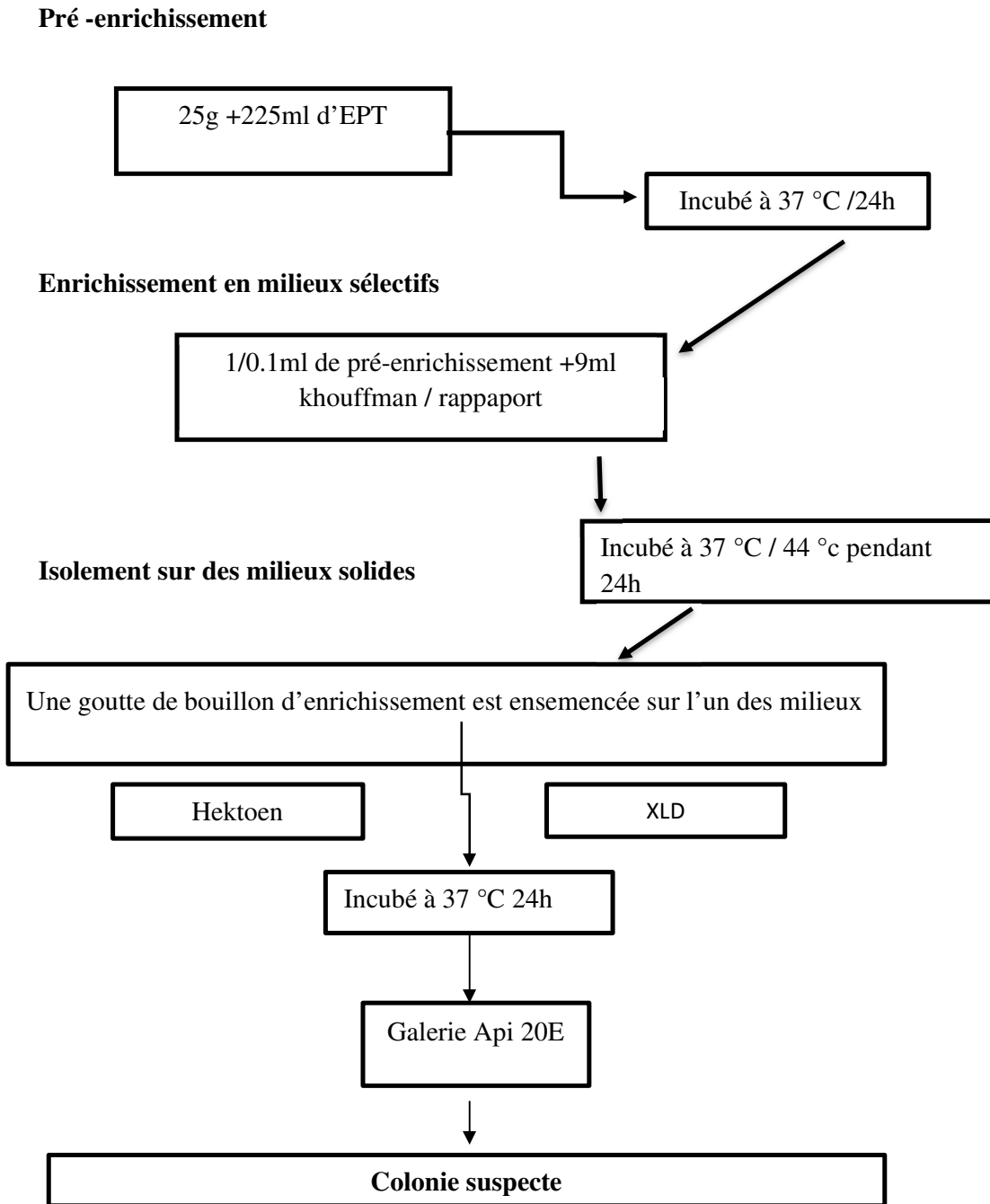


Figure 13 : Protocole pour la recherche des *salmonelles* (IMANOR ,2021)

II.2.5 – Interprétation des résultats microbiologiques

Pour interpréter nos résultats nous avons utilisé deux plans :

II.2.5.1 – Plan à trois classes

Ce plan est désigné parce que les résultats des examens interprétés sur cette base permettent de fixer trois classes de contamination, à savoir :

- Celle inférieure ou égale au critère « **m** » ;
- Celle comprise entre le critère « **m** » et le seuil « **M** » ;
- Celle supérieure au seuil « **>M** ».

Les critères qualitatifs « **m** » et « **M** », sauf autre indication, expriment le nombre de gemmes présents dans un gramme (g) d'aliment et dans 25 grammes d'aliment pour les *Salmonella*.

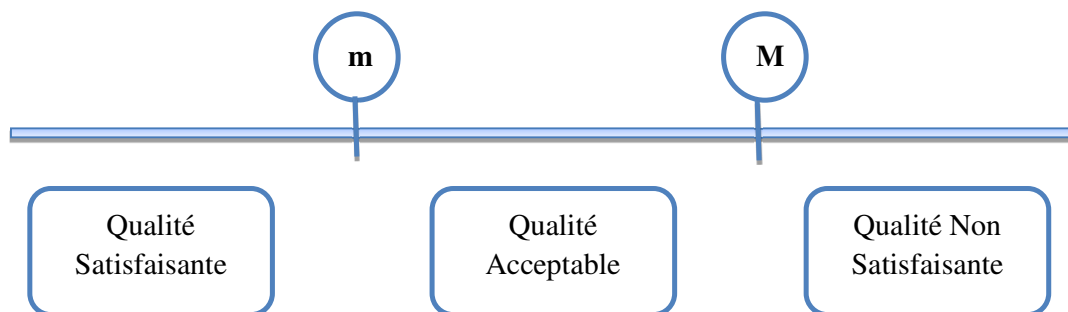
- **m** seuil au-dessous duquel le produit est considéré comme étant de qualité satisfaisante. Tous les résultats égaux ou inférieurs à ce critère sont considérés comme satisfaisants
- **M** seuil limite d'acceptabilité au - delà duquel les résultats ne sont plus considérés comme satisfaisants, sans pour autant que le produit soit considéré comme toxique :

M= 10 m lors du dénombrement effectué en milieu solide

M = 30 m lors du dénombrement effectué en milieu liquide

N : nombre d'unités composant l'échantillon

C : nombre d'unités de l'échantillon donnant des valeurs situées entre - m - et – M



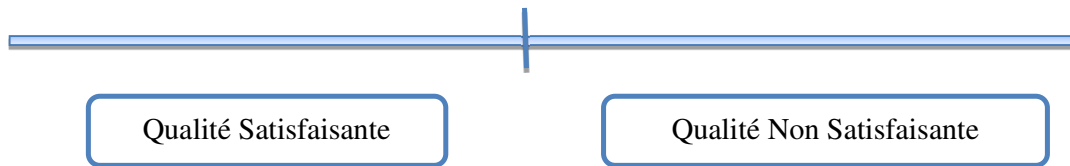
II.2.5.2 – Plan à deux classes

Ce plan donne des résultats permettant de déterminer 2 classes de contaminations.

Ce type de plan n'accepte aucune tolérance et correspond le plus souvent aux conclusions :

- Absence dans (le résultat est bon et le produit jugé satisfaisant)
- Présence dans (le résultat est mauvais et le produit est déclaré impropre à la consommation)

Ce plan est applicable aux contaminations par les *Salmonella* dans notre étude.



II.3 – Analyses qualitatives

Le logiciel " IBM SPSS Statistiques version 25 " (SPSS Version 25, Spss Inc. Chicago, Illinois, USA, 2017) a été utilisé pour toutes les analyses statistiques. Une analyse de variance unidirectionnelle (test ANOVA à 1 facteur) avec un seuil de signification de 95 %, a été appliquée pour tester la différence entre la viande du poulet de chair et celle de poulet fermier, et tous les critères étudiés ont été prisent comme des paramètres d'étude. Ainsi que la différence de ces mêmes paramètres mesurés dans un même type de poulet en fonction de la pièce anatomique : différence entre la composition des filets et des cuisses pour les deux types de poulets : fermier de chair.

Résultats et Discussions

Partie III. Résultats et Discussions

III.1. Résultats des analyses physicochimiques

III.1.1. Taux d'humidité

Les boîtes à moustaches (fig. 14 et 15) représentent les différentes valeurs de taux d'humidité dans les filets et les cuisses de poulet fermier et de poulet de chair, une variation peut être clairement observée avec des valeurs maximales en poulets de chair, et des valeurs minimales en poulet fermier et ce quelle que soit la nature du muscle filet ou cuisse.

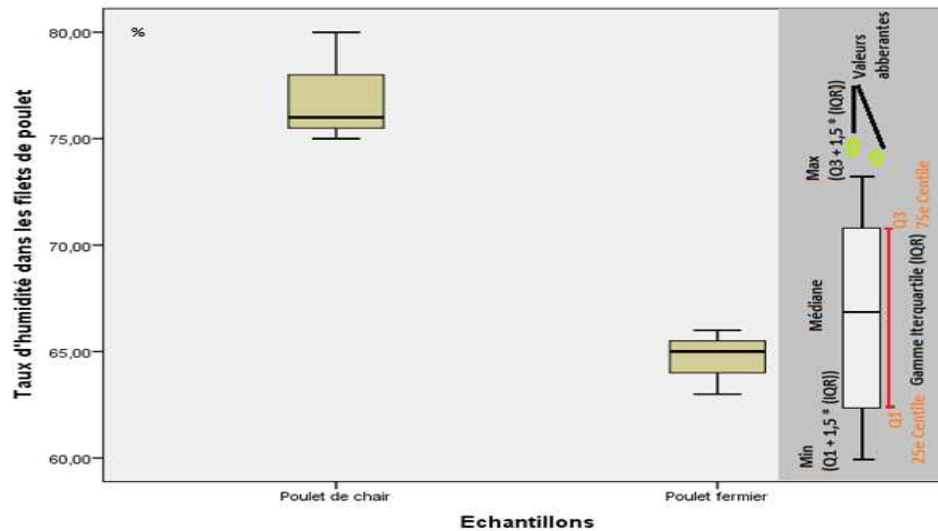


Figure 14 : Planche représentative des boîtes à moustache des différents taux d'humidité (%) dans les filets du poulet fermier et poulet de chair.

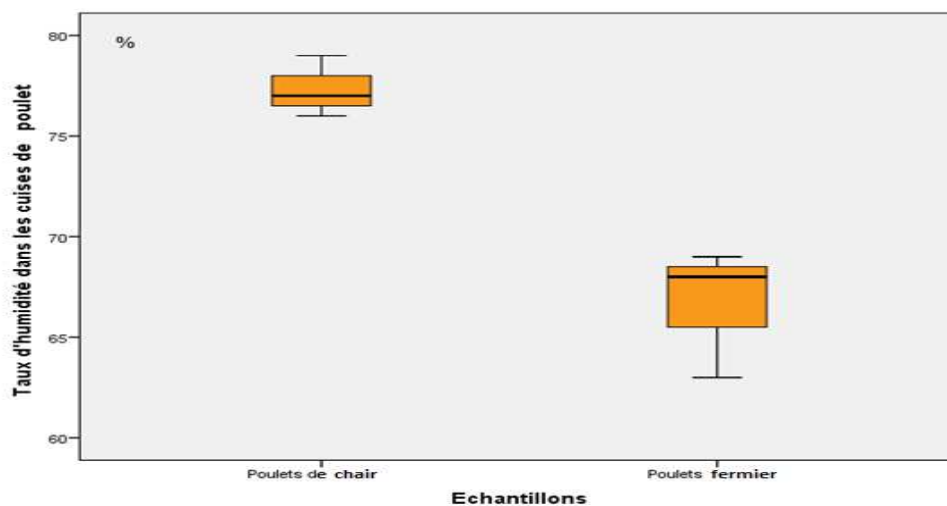


Figure 15 : Planche représentative des boîtes à moustache des différents taux d'humidité (%) des cuisses de poulet fermier et celles de poulet de chair.

D'après le tableau 09, le taux d'humidité dans les filets a affiché sa valeur maximale dans le poulet de chair et atteint 80%, et une valeur minimale dans le poulet fermier de l'ordre de 63%. De plus, l'analyse ANOVA unidirectionnel confirme que la variation en taux d'humidité dans la viande du poulet de chair et la viande du poulet fermier est significative avec la valeur ($P = 0,002^{**}$). Dans notre étude, le taux d'humidité moyen enregistré dans les filets de poulet de chair et les filets du poulet fermier se situe dans la plage de variation ($77,000 \pm 2,645$ pour le poulet de chair et $64,666 \pm 1,527$ % pour le poulet fermier).

Tableau 08 : Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux d'humidité (%) dans les filets de poulet de chair et fermiers.

Taux d'humidité (%)	Max (%)	Min (%)	Moy \pm Ecart type (%)	Valeur de P
Filets de poulets de chair	80	75	$77,000 \pm 2,645$	0,002**
Filets de poulets fermier	66	63	$64,666 \pm 1,527$	

0,1 : Non significative / 0,001** : Significative / 0,0001*** : Hautement significative. / Max : Maximum / Min : Minimum / Moy : Moyenne.

Le tableau 10, montre le taux d'humidité dans cuisses de poulets de chair et fermier. Les valeurs maximale et minimale sont enregistrées en poulet de chair : 80 % et 75 %, respectivement. En outre, l'analyse ANOVA à un facteur confirme la différence substantielle de taux d'humidité entre le poulet de chair et le poulet fermier ($P = 0,007^{**}$). Dans notre étude, la teneur moyenne en taux d'humidité des filets de poulets de chair et fermier était dans les limites de ($77,330 \pm 1,528$ % pour les poulets de chair, tandis que celles de poulet fermier est $66,67 \pm 3,215$ %).

Tableau 9 : Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux d'humidité (%) des cuisses de poulet de chair et de poulet fermier.

Taux d'humidité (%)	Max (%)	Min (%)	Moy \pm Ecart type (%)	Valeur de P
Cuisses de poulet de chair	79	76	$77,330 \pm 1,528$	0,007**
Cuisses de poulet fermier	69	63	$66,67 \pm 3,215$	

0,1 : Non significative / 0,001** : Significative / 0,0001*** : Hautement significative. / Max : Maximum / Min : Minimum / Moy : Moyenne.

Selon le tableau 11, on remarque que valeur maximale du taux d'humidité dans le poulet de chair est enregistrée dans les filets, et la valeur minimale est notée dans cuisses avec : 80 % et 75 %, respectivement. Par ailleurs, les résultats du test ANOVA unidirectionnelle ont montré qu'il n'y avait pas d'une signification dans changement en teneur d'humidité entre les cuisses et les filets de poulet de chair ($P = 0,859$). D'après notre travail, la teneur moyenne en taux d'humidité des filets et les cuisses de poulet de chair se situait entre $77,000 \pm 2,646$ % et $77,330 \pm 1,528$ %, respectivement.

Tableau 10 : Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux d'humidité (%) des cuisses et des filets dans le poulet de chair.

Taux d'humidité (%)	Max (%)	Min (%)	Moy ± Ecart type (%)	Valeur de P
Filets de poulets de chair	80	75	77,000 ± 2,646	0,859
Cuisses de poulets de chair	79	76	77,330 ± 1,528	

0,1 : Non significative / 0,001** : Significative / 0,0001*** : Hautement significative. / Max : Maximum / Min : Minimum / Moy : Moyenne.

Le tableau 12 présente les valeurs de la teneur en taux d'humidité des filets et des cuisses de poulet fermier. Il est à noter que la valeur maximale est enregistrée dans les cuisses, tandis que la valeur minimale est marquée dans les deux parties (les cuisses et les filets) et les valeurs sont 66 % et 63 %, respectivement. Cependant, le résultat du test ANOVA à un facteur a révélé qu'il n'y avait pas de différence significative dans ces teneurs de taux d'humidité entre les cuisses et les filets (P = 0,386). Selon notre analyse, les filets et les cuisses de poulet fermier avaient une teneur en taux d'humidité moyenne de 64,670 ± 1,528 % et de 66,670 ± 3,215 %, respectivement.

Tableau 11 : Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux d'humidité (%) des cuisses et des filets de poulet fermier.

Taux d'humidité (%)	Max (%)	Min (%)	Moy ± Ecart type (%)	Valeur de P
Filets de poulets fermier	66	63	64,670 ± 1,528	0,386
Cuisses de poulets fermier	69	63	66,670 ± 3,215	

0,1 : Non significative / 0,001** : Significative / 0,0001*** : Hautement significative. / Max : Maximum / Min : Minimum / Moy : Moyenne.

Nos résultats montrent qu'un taux d'humidité significativement élevé noté dans les filets et les cuisses du poulet de chair comparativement au poulet fermier. Ainsi, pour un même type de poulet, le taux d'humidité dans les deux muscles étudiés, filet et cuisse, varie peu : différence non significative.

Nos résultats, obtenus avec le poulet de chair sont très proches de ceux trouvés par Brunel et *al.*, (2006), pour eux : les muscles de poulet et de dinde contiennent environ 75 g d'eau (pour 100 g de viande crue). En effet, Les trois quarts du poids d'un muscle sont représentés par l'eau (Frayse et Darre, 1989).

Nos résultats se situent aussi dans la fourchette des résultats de Craplet (1966) allant de 60 à 80% d'eau. Le tissu musculaire constitue la principale réserve d'eau de la carcasse. L'eau est le principal constituant du corps des poulets (près de 75% à l'éclosion et 55% à l'âge adulte) (ANSEJ, 2010).

En outre, Rabot (1998), trouve que le filet de poulet contient en moyenne 74,7 % d'eau alors que les cuisses contiennent un taux d'humidité de l'ordre de 74,2%. Proches de nos résultats sur le poulet de chair.

La teneur en eau varie avec l'âge en sens inverse ; une viande jeune et /ou maigre contient 70% d'eau et 10% lipides. Tandis qu'une viande adulte et /ou grasse contient 60% d'eau et 20 % de lipides (Craplet et *al.*, 1979).

III.1.2. Teneur en matière sèche

D'après les boîtes à moustaches des figures 16 et 17, les teneurs en taux d'extrait sec des filets et des cuisses de poulet de chair et de poulet fermier varient considérablement, les valeurs maximales étant observées chez les poulets fermiers et les valeurs minimales chez le poulet de chair.

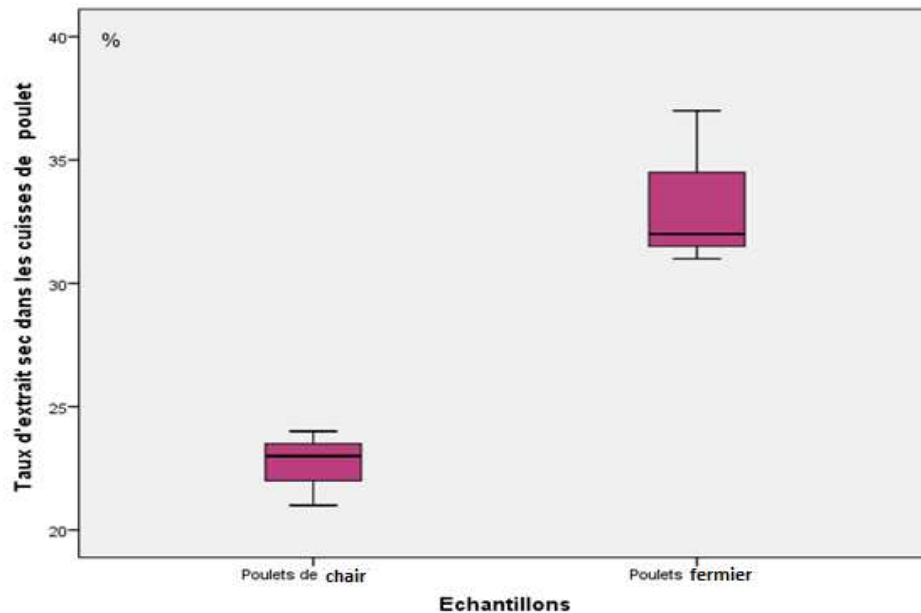


Figure 16 : Planche représentative des boîtes à moustache des différents taux d'extraits secs (%) dans les cuisses de poulet fermier et de poulet de chair.

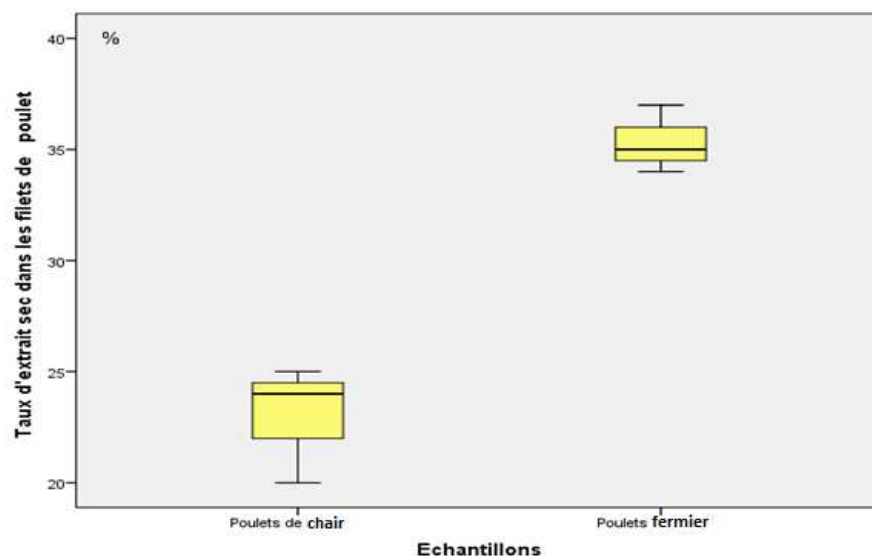


Figure 17 : Planche représentative des boîtes à moustache des taux d'extraits secs (%) dans les filets de poulet fermier et ceux de poulet de chair.

Selon le tableau 13, la teneur en matière sèche dans les cuisses a atteint un maximum de 37 % chez le poulet fermier et un minimum de 21 % chez le poulet de chair. La différence de teneur en taux d'extrait sec entre les poulets de chair et le poulet fermier a été confirmée par l'analyse ANOVA unidirectionnelle avec ($P = 0,007^{**}$). Le taux d'extrait sec moyen des Cuisses de poulet de chair et de poulets fermiers dans notre étude varient entre ($22,670 \pm 1,528$ % pour les poulets de chair et $33,330 \pm 3,215$ % pour le poulet fermier).

Tableau 12 : Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux d'extrait sec (%) dans les cuisses de poulets de chair et fermier.

Taux d'extrait sec (%)	Max (%)	Min (%)	Moy \pm Ecart type (%)	Valeur de P
Cuisses de poulet de chair	24	21	$22,670 \pm 1,528$	0,007**
Cuisses de poulet fermier	37	31	$33,330 \pm 3,215$	

0,1 : Non significative / 0,001** : Significative / 0,0001*** : Hautement significative. / Max : Maximum / Min : Minimum / Moy : Moyenne.

Le tableau 14 représente les statistiques descriptives des teneurs en taux d'extrait sec dans les filets de poulet de chair de celles de poulet fermier, la teneur maximale est notée chez le poulet fermier, et la valeur minimale est enregistrée chez les poulets de chair, et ses valeurs sont de 37 % et 20 %, respectivement. L'analyse ANOVA unidirectionnelle a également confirmée la différence significative de ces teneurs entre le poulet de chair et le poulet fermier avec ($P = 0,002^{**}$). D'après notre étude, la teneur moyenne en taux d'extrait sec des cuisses de

poulets de chair et de poulet fermier se situait entre ($23,000 \pm 2,646$ % pour le poulet de chair et $35,000 \pm 1,528$ % pour le poulet fermier).

Tableau 13 : Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux d'extrait sec (%) dans les filets de poulets de chair et fermier.

Taux d'extrait sec (%)	Max (%)	Min (%)	Moy \pm Ecart type (%)	Valeur de P
Filets de poulets de chair	25	20	$23,000 \pm 2,646$	0,002**
Filets de poulet fermier	37	34	$35,000 \pm 1,528$	

0,1 : Non significative / 0,001** : Significative / 0,0001*** : Hautement significative. / Max : Maximum / Min : Minimum / Moy : Moyenne.

Les tableaux 15 et 16, représentent respectivement, les valeurs de taux d'extrait sec dans les filets et les cuisses de poulet de chair, et de poulet fermier respectivement.

Tableau 14 : Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux d'extrait sec (%) dans les cuisses et les filets de poulet de chair.

Taux d'extrait sec (%)	Max (%)	Min (%)	Moy \pm Ecart type (%)	Valeur de P
Filets de poulet de chair	25	20	$23,000 \pm 2,646$	0,859
Cuisses de poulet de chair	24	21	$22,670 \pm 1,528$	

0,1 : Non significative / 0,001** : Significative / 0,0001*** : Hautement significative. / Max : Maximum / Min : Minimum / Moy : Moyenne.

Les valeurs maximales et minimales sont marquées, pour le poulet de chair, dans les filets avec les valeurs 25 % et 20 %, respectivement. Et pour le poulet fermier dans les cuisses : 37 % et 31 %, respectivement.

Tableau 15 : Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux d'extrait sec (%) dans les cuisses et les filets de poulet fermier.

Taux d'extrait sec (%)	Max (%)	Min (%)	Moy \pm Ecart type (%)	Valeur de P
Filets de poulet fermier	37	34	$35,330 \pm 1,528$	0,386
Cuisses de poulet fermier	37	31	$33,330 \pm 3,215$	

0,1 : Non significative / 0,001** : Significative / 0,0001*** : Hautement significative. / Max : Maximum / Min : Minimum / Moy : Moyenne

Par ailleurs, les résultats du test ANOVA unidirectionnelle ont montré qu'il n'y avait pas d'une signification dans changement en teneur d'extrait sec entre les cuisses et les filets de poulets de chair ($P = 0,859$) et entre les cuisses et les filets de poulet de chair ($P = 0,386$).

Nos résultats semblent être proches, dans le cas du poulet de chair, de ceux de Benyamina (2017), qui a trouvé un taux de matière sèche de 26,64% dans les cuisses de poulets et 26,25% dans le filet de poulet.

III.1.3. Taux de cendres

Les figures 18 et 19, représentent les teneurs en taux de cendre dans les filets et les cuisses de poulet de chair et de poulet fermier, notons que la valeur maximale et la valeur minimale étant marquées dans les filets de poulet fermier.

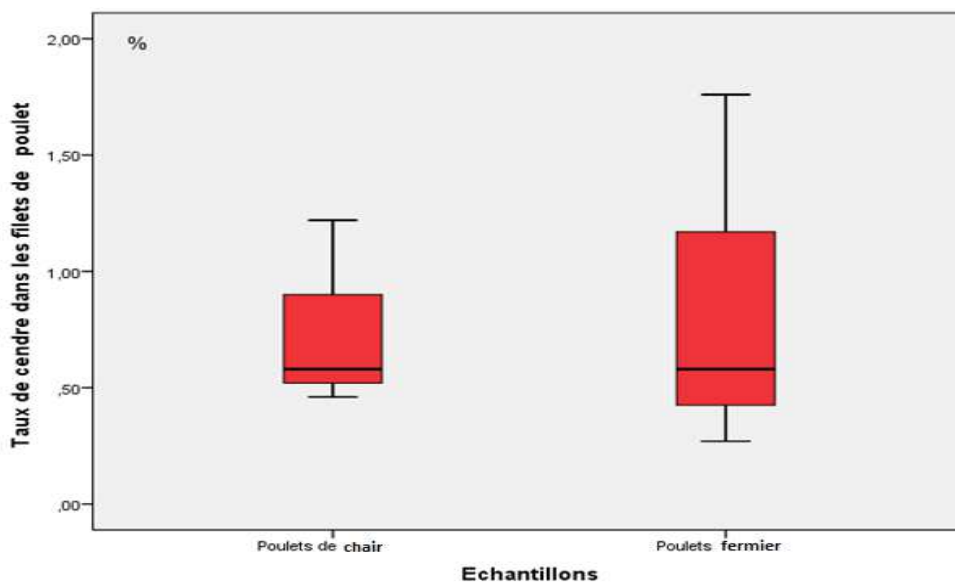


Figure 18 : Planche représentative des boîtes à moustache des différents taux de cendre (%) dans les filets de poulet fermier et de poulet de chair.

Suivant le tableau 17, le taux de cendre dans filets peut toucher un maximum de 1,76 %, et un minimum de 0,27 % chez les poulets de chair. Le test ANOVA unidirectionnelle confirme qu'il n'existe pas d'une différence significative entre ces teneurs dans les filets de poulet de chair et de poulet fermier et la valeur P trouvée est ($P = 0,831$). Le taux de cendre moyen des filets des poulet de chair et des poulet fermier dans notre étude varient de $0,753 \pm 0,408$ % chez le poulet de chair et $0,870 \pm 0,786$ % chez le poulet fermier.

Tableau 16 : Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux de cendre (%) dans les filets de poulets de chair et fermiers.

Taux de cendre (%)	Max (%)	Min (%)	Moy \pm Ecart type (%)	Valeur de P
Filets de poulets de chair	1,22	0,46	$0,753 \pm 0,408$	0,831
Filets de poulets fermier	1,76	0,27	$0,870 \pm 0,786$	

0,1 : Non significative / 0,001** : Significative / 0,0001*** : Hautement significative. / Max : Maximum / Min : Minimum / Moy : Moyenne.

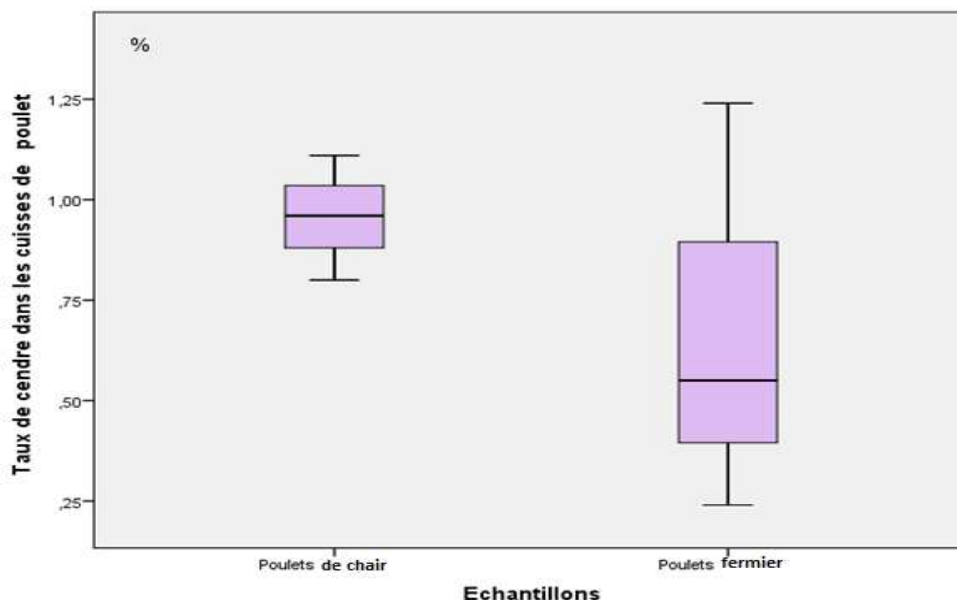


Figure 19 : Planche représentative des boîtes à moustache des différents taux de cendre (%) dans les cuisses de poulets de chair et de poulets fermiers.

Le tableau 18 représente les valeurs des statistiques descriptives des teneurs en cendres dans les cuisses de poulet de chair de celles de poulet fermier, les teneurs maximale et minimale ont été signalées dans les cuisses de poulet fermier, avec les valeurs de 1,24 % et 0,24 %, respectivement. Il n'existe pas d'une différence significative ($P = 0,416$). Et la teneur moyenne en taux de cendre dans les cuisses de poulet de chair est $0,956 \pm 0,155$ % ; celle de poulet fermier est $0,676 \pm 0,511$ %.

Tableau 17 : Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux de cendre (%) des cuisses de poulets de chair et fermier.

Taux cendre (%)	Max (%)	Min (%)	Moy \pm Ecart type (%)	Valeur de P
Cuisses de poulet de chair	1,11	0,80	$0,956 \pm 0,155$	0,416
Cuisses de poulet fermier	1,24	0,24	$0,676 \pm 0,511$	

0,1 : Non significative / 0,001** : Significative / 0,0001*** : Hautement significative. / Max : Maximum / Min : Minimum / Moy : Moyenne.

Les tableaux 19 et 20, regroupent les valeurs de taux de cendres dans les filets et les cuisses de poulet de chair et de poulet fermier respectivement ; la valeur maximale et minimale sont marquées dans les filets pour les deux types de poulet avec des valeurs de 0,46 % et 1,22 % pour le poulet de chair et de 0,27% et 1,76% pour le poulet fermier respectivement. Par ailleurs, le résultat de test ANOVA a montré qu'il n'y a pas d'une signification entre les teneurs

de taux de cendre entre les cuisses et les filets de poulet de chair ($P = 0,465$) et de poulet fermiers ($P = 0,739$).

Tableau 18 : Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux de cendre (%) dans les cuisses et les filets de poulet de chair.

Taux de cendre (%)	Max (%)	Min (%)	Moy \pm Ecart type (%)	Valeur de P
Filets de poulet de chair	1,22	0,46	0,753 \pm 0,408	0,465
Cuisses de poulet de chair	1,11	0,80	0,956 \pm 0,155	

0,1 : Non significative / 0,001 : Significative / 0,0001 : Hautement significative. / Max : Maximum / Min : Minimum / Moy : Moyenne.

Tableau 19 : Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux de cendre (%) dans les cuisses et les filets de poulet fermier.

Taux de cendre (%)	Max (%)	Min (%)	Moy \pm Ecart type (%)	Valeur de P
Filets de poulet fermier	1,76	0,27	0,870 \pm 0,786	0,739
Cuisses de poulet fermier	1,24	0,24	0,676 \pm 0,511	

0,1 : Non significative / 0,001** : Significative / 0,0001*** : Hautement significative. / Max : Maximum / Min : Minimum / Moy : Moyenne.

Les résultats des taux de cendres que nous avons obtenus montrent que toutes les parties, filets ou cuisses, des deux types de poulets ne présente aucune différence significative.

Benyamina (2017) indique un taux de cendres de 1,33 % \pm 0,00 dans le filet de poulet et un taux de 0,88 % \pm 0,16 dans les cuisses. Nos résultats sont proches à ses résultats.

III.1.4. Potentiel d'hydrogène (pH)

Les figures 20 et 21 donnent les boîtes à moustaches des valeurs de pH des filets et des cuisses de poulet de chair et de poulet fermier. La variation étant importante. Les valeurs maximales étant observées chez le poulet de chair et les valeurs minimales chez le poulet fermier.

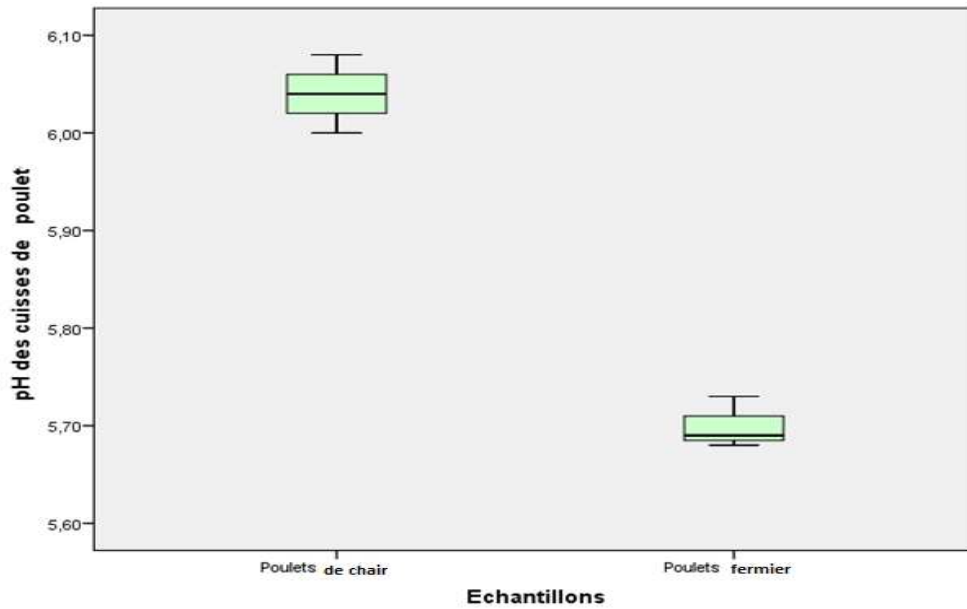


Figure 20 : Planche représentative des boîtes à moustache des différents pH des cuisses de poulet fermier et celles de poulet de chair.

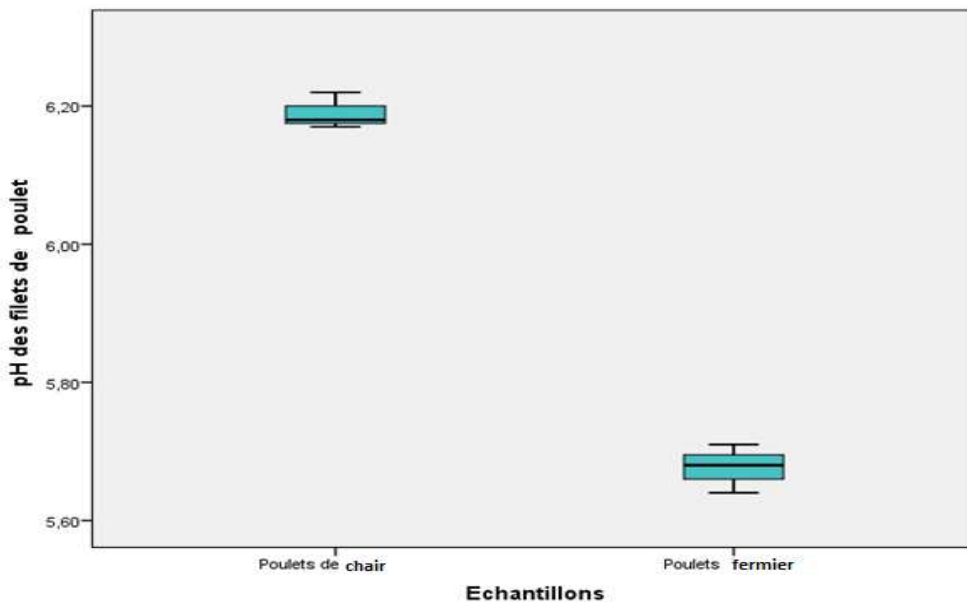


Figure 21 : Planche représentative des boîtes à moustache des différents pH de filets de poulet fermier et celles de poulet de chair.

Les tableaux 21 et 22 représentent les valeurs de pH dans les cuisses de poulet de chair de celles de poulet fermier, ainsi que les filets de poulet de chair et de poulet fermier respectivement. Les teneurs maximales sont enregistrées chez le poulet de chair (6,08 pour les cuisses et 6,22 pour les filets), et les teneurs minimales chez le poulet fermier avec les valeurs de 5,68 et 5,64 pour les cuisses et les filets respectivement. D'après cette étude, le pH moyen

des cuisses est de $6,040 \pm 0,040$ pour le poulet de chair et de $5,705 \pm 0,015$ pour le poulet fermier. Ainsi, les filets ont un pH moyen de $6,190 \pm 0,026$ et $5,676 \pm 0,035$ pour le poulet de chair et le poulet fermier respectivement.

Tableau 20 : Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des pH des cuisses de poulet de chair et fermier.

pH	Max	Min	Moy \pm Ecart type	Valeur de P
Cuisses de poulets de chair	6,08	6	$6,040 \pm 0,040$	0,0001***
Cuisses de poulets fermier	5,73	5,68	$5,705 \pm 0,015$	

0,1 : Non significative / 0,001** : Significative / 0,0001*** : Hautement significative. / Max : Maximum / Min : Minimum / Moy : Moyenne.

Tableau 21 : Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des pH des filets de poulet de chair et fermier.

pH	Max	Min	Moy \pm Ecart type	Valeur de P
Filets de poulets de chair	6,22	6,17	$6,190 \pm 0,026$	0,0001***
Filets de poulets fermier	5,71	5,64	$5,676 \pm 0,035$	

0,1 : Non significative / 0,001** : Significative / 0,0001*** : Hautement significative. / Max : Maximum / Min : Minimum / Moy : Moyenne.

Le résultat de test ANOVA a également révélée qu'il y a une différence hautement significative de ces teneurs de pH des cuisses de poulet de chair et des poulet fermier avec la valeur de ($P = 0,0001***$).

Cependant, les tableaux 23 et 24, regroupent les valeurs de taux de cendres dans les filets et les cuisses de poulet de chair et de poulet fermier respectivement ; la valeur maximale et minimale sont marquées dans les filets pour les deux types de poulet avec des valeurs de 0.46 % et 1.22 % pour le poulet de chair et de 0.27% et 1.76% pour le poulet fermier respectivement. Par ailleurs, le résultat de test ANOVA a montré qu'il n'y a pas d'une signification entre les teneurs de taux de cendre entre les cuisses et les filets de poulet de chair ($P = 0,465$) et de poulet fermiers ($P = 0,739$).

Tableau 22 : Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des pH des cuisses et des filets de poulet de chair.

pH	Max (%)	Min (%)	Moy \pm Ecart type (%)	Valeur de P
Filets de poulet de chair	6,22	6,17	$6,190 \pm 0,026$	0,006**
Cuisses de poulet chair	6,08	6,00	$6,04 \pm 0,040$	

0,1 : Non significative / 0,001** : Significative / 0,0001*** : Hautement significative. / Max : Maximum / Min : Minimum / Moy : Moyenne.

Tableau 23 : Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des pH des cuisses et des filets de poulet fermier.

pH	Max (%)	Min (%)	Moy ± Ecart type (%)	Valeur de P
Filets de poulet fermier	5,71	5,64	5,676 ± 0,035	0,410
Cuisses de poulet fermier	5,73	5,68	5,700 ± 0,026	

0,1 : Non significative / 0,001** : Significative / 0,0001*** : Hautement significative. / Max : Maximum / Min : Minimum / Moy : Moyenne.

Le Bihan-Duval *et al.* (2014), ont montré que lorsque le pH ultime descendait en dessous de 5,7, la viande était plus dure après cuisson (en raison d'un faible pouvoir de rétention en eau) et présentait un arrière-goût d'acidité à la dégustation. A l'inverse, pour les plus fortes valeurs de pH ultime ($\geq 6,2$), la viande était tendre (en lien avec un fort pouvoir de rétention en eau) et sans arrière-goût particulier lors de la dégustation.

Selon Musa *et al.*, (2006), Le pH des viandes de poulet peut être influencé par le sexe : 5.73 pour les males de la race Anka contre 5.69 pour les femelles de la même race et 5.69 pour les males de la race Ruggao contre 5.67 pour les femelles de la même race. Le sexe influe fortement sur la tendreté d'une viande, la force de cisaillement est plus importante chez le poulet mâle par rapport à la femelle dans les différentes races (Musa *et al.*, 2006). Selon Kirchgessner *et al.* (1992) le sexe a un effet significatif sur la jutosité, elle est plus importante chez la femelle que chez le mâle.

III.1.5. Teneur en matière grasse

Les figures 22 et 23, représentent les teneurs en taux de gras dans les filets et les cuisses de poulet de chair et de poulet fermier, notons que la valeur maximale et la valeur minimale étant marquées dans les filets de poulet fermier et ceux du poulet de chair respectivement.

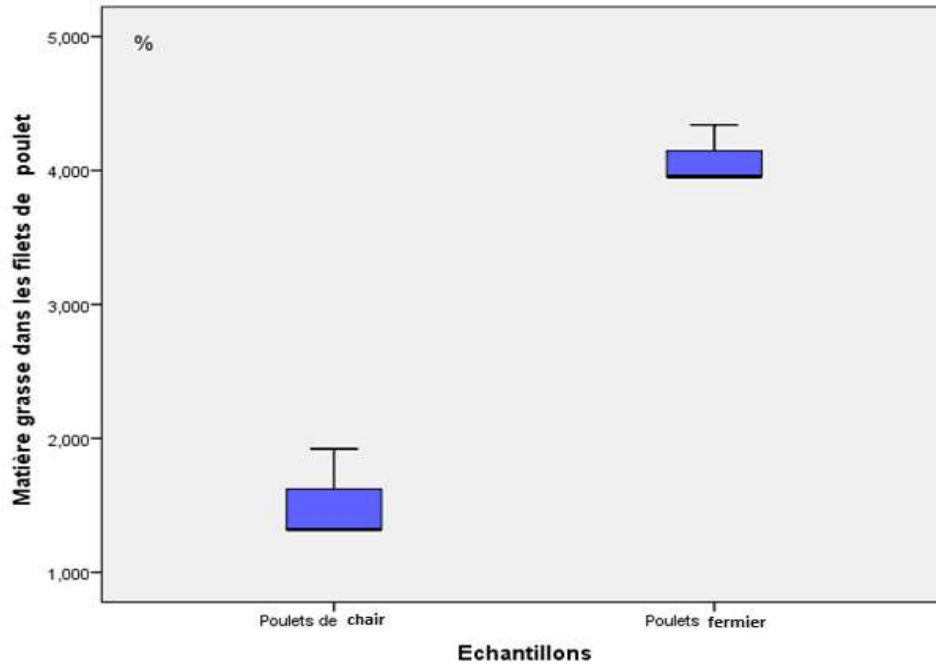


Figure 22 : Planche représentative des boîtes à moustache des différents taux de la matière grasse (%) dans les filets de poulet fermier et celles de poulet de chair.

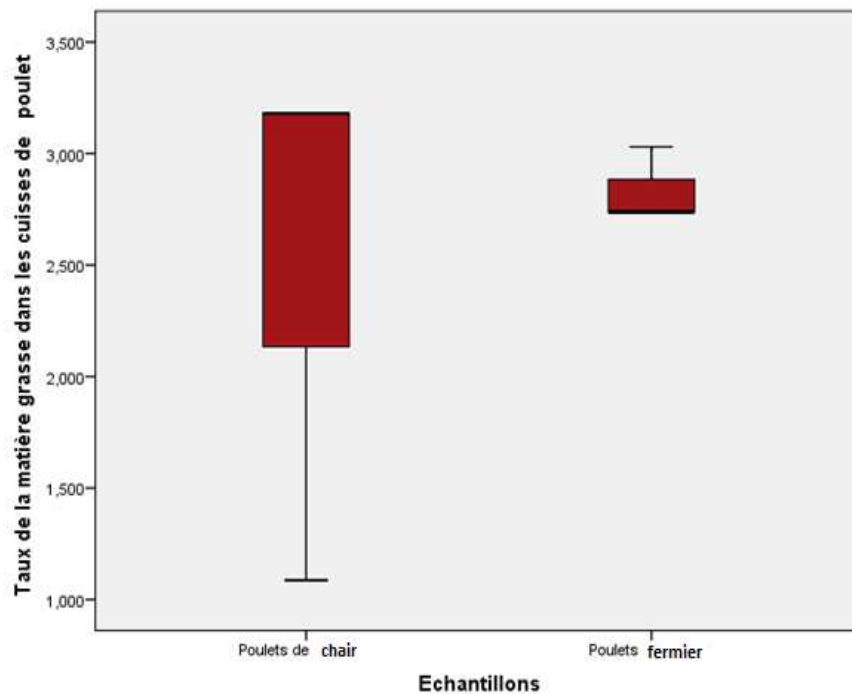


Figure 23 : Planche représentative des boîtes à moustache des différents taux de la matière grasse (%) dans les cuisses de poulet fermier et celles de poulet de chair.

Le tableau 25 représente les valeurs des statistiques descriptives des teneurs en matière grasse dans les filets de poulet de chair de celles de poulet fermier, les teneurs maximale et minimale ont été signalées dans les filets de poulet fermier, avec les valeurs de 4,340% et 1,320 % dans les filets de poulet de chair respectivement. La différence est hautement significative (0,0001***). Et la teneur moyenne en matière grasse dans les fillets de poulet de chair est de $1,520 \pm 0,346$ % ; celle de poulet fermier est de $4,082 \pm 0,222$ %.

Tableau 24 : Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) du taux de la matière grasse (%) dans les filets de poulet de chair et fermier.

Taux de la matière grasse (%)	Max	Min	Moy \pm Ecart type	Valeur de P
Filets de poulet de chair	1,921	1,320	$1,520 \pm 0,346$	0,0001***
Filets de poulet fermier	4,340	3,954	$4,082 \pm 0,222$	

0,1 : Non significative / 0,001** : Significative / 0,0001*** : Hautement significative. / Max : Maximum / Min : Minimum / Moy : Moyenne.

Suivant le tableau 26, la teneur en gras dans cuisses peut toucher un maximum de 3,18%, et un minimum de 1,087% dans le poulet de chair. Le test ANOVA unidirectionnelle confirme qu'il n'existe pas une différence significative entre ces teneurs dans les cuisses de poulet de chair et de poulet fermier et la valeur P trouvée est ($P = 0,643$). Le taux gras moyen des cuisses de poulet de chair et des poulet fermier dans notre étude varient de $2,482 \pm 1,208\%$ chez le poulet de chair et $2,835 \pm 0,168\%$ chez le poulet fermier.

Tableau 25 : Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) du taux de la matière grasse (%) dans les cuisses de pouletsde chair et fermier.

Taux de la matière grasse (%)	Max	Min	Moy \pm Ecart type	Valeur de P
Cuisses de poulet de chair	3,180	1,087	$2,482 \pm 1,208$	0,643
Cuisses de poulet fermier	3,030	2,738	$2,835 \pm 0,168$	

0,1 : Non significative / 0,001** : Significative / 0,0001*** : Hautement significative. / Max : Maximum / Min : Minimum / Moy : Moyenne.

Les tableaux 27 et 28 représentent les valeurs de taux de matière grasse dans les cuisses de poulet de chair de celles de poulet fermier, ainsi que les filets de poulet de chair et de poulet fermier respectivement. Les teneurs maximales sont enregistrées chez le poulet de chair (3.180 pour les cuisses et 1.921 pour les filets), et les teneurs minimales chez le poulet fermier 2.738 pour les cuisses et 3.954 pour les filets respectivement. D'après cette étude, Le taux gras moyen des cuisses est de $2,482 \pm 1,208$ pour le poulet de chair et de $2,835 \pm 0,168$ pour le poulet fermier. Ainsi, les filets ont un taux gras moyen de $1,520 \pm 0,346$ et $4,082 \pm 0,222$ pour le poulet de chair et le poulet fermier respectivement.

Tableau 26 : Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux de la matière grasse (%) dans les cuisses et les filets de poulet de chair.

Taux de la matière grasse (%)	Max (%)	Min (%)	Moy ± Ecart type (%)	Valeur de P
Filets de poulet de chair	1,921	1,320	1,520 ± 0,346	0,256
Cuisses de poulet de chair	3,180	1,087	2,482 ± 1,208	

0,1 : Non significative / 0,001** : Significative / 0,0001*** : Hautement significative. / Max : Maximum / Min : Minimum / Moy : Moyenne.

Ainsi, le tableau 28 illustre que la différence dans la teneur en matière grasse, des files de poulet fermier ($4,082 \pm 0,222\%$) et des cuisses de poulet fermier ($2,835 \pm 0,168\%$), est significative ($P = 0,002^{**}$).

Tableau 27 : Statistiques descriptives, et analyse de variance (ANOVA à 1 facteur) des taux de la matière grasse (%) dans les cuisses et les filets de poulet fermier.

Taux de la matière grasse (%)	Max (%)	Min (%)	Moy ± Ecart type (%)	Valeur de P
Filets de poulet fermier	4,340	3,954	4,082 ± 0,222	0,002**
Cuisses de poulet fermier	3,030	2,738	2,835 ± 0,168	

0,1 : Non significative / 0,001** : Significative / 0,0001*** : Hautement significative. / Max : Maximum / Min : Minimum / Moy : Moyenne.

La composition du muscle est variable entre les animaux et chez un même animal d'un muscle à l'autre (Coibion, 2008). Les viandes de volailles sont peu caloriques, elles sont relativement pauvres en graisses, une partie importante se situe dans la peau et est donc facile à enlever (Brunel et al., 2006). Nos résultats semblent être proches des résultats de plusieurs auteurs : Selon Gandemer (1992), On note une teneur en matière grasse de l'ordre de 1.25-1.44 g/100g dans le filet de poulet, cette teneur s'élève à 2.75-4.5 g/100g dans les cuisses.

Nos résultats sont inférieurs aux résultats de Larbier et Leclercq (1992) qui indiquent une teneur en lipides du poulet de 17,7 %.

Chez le poulet, les animaux à croissance rapide tendent à être plus gras. Ainsi, à poids égal, les poulets de chair tendent à être de plus en plus gras à mesure que la sélection sur la vitesse de croissance produit ses effets (Alleman et al., 1999) rapportent un effet significatif sur la composition en acides gras en comparant des poulets de chair standard (Ross) à croissance rapide à des poulets fermiers à croissance lente (Lab).

Pour une même espèce et à âge identique, les femelles sont généralement plus grasses que les mâles. Chez le poulet de 42 jours, la différence d'engraissement entre les deux sexes est de 21 % et atteint 21 % chez le dindon âgé de 112 jours.

D'une façon générale, l'état d'engraissement augmente régulièrement avec l'âge, exception faite du dindonneau dont la carcasse reste très maigre jusqu'à 7 semaines, elle ne renferme alors que 5 % de lipides, puis la teneur en lipides s'accroît très rapidement pour

atteindre 15,7 % chez la femelle, alors que le mâle reste relativement maigre : 7,1 % (Larbier et Leclercq 1992).

III.2. Résultats des analyses microbiologiques

Les résultats des analyses microbiologiques effectués ont conduit aux résultats regroupés dans le tableau 29 pour le poulet de chair et le tableau 30 pour le poulet fermier.

Tableau 28 : Résultats des analyses microbiologiques effectués sur les cuisses et les filets de poulet de chair.

Echantillon germe	<i>Les staphylococcus aureus</i>	<i>E. Coli</i>	salmonelles
F 1	0	3,2 .10 ¹	abs
F 2	0	4,51. 10 ²	Prés
F 3	0	3,17 .10 ²	abs
F 4	0	3,43 .10 ²	abs
F 5	0	3,09. 10 ²	abs
C 1	0	1,1 .10 ²	abs
C 2	0	1,7 .10 ¹	abs
C 3	0	1,5 .10 ¹	abs
C 4	0	1,7 .10 ¹	abs
C 5	0	1,87 .10 ²	abs

UFC : Unité formant colonie ; Abs: Absence ; Prés : Présence ; C : Cuise ; F : Filet

Tableau 29 : Résultats des analyses microbiologiques effectués sur les cuisses et les filets du poulet fermier.

Echantillon germe	Les staphylocoques aureus (UFC)	E. Coli (UFC)	salmonelles (UFC)
F 1	0	3,66 .10 ²	abs
F 2	0	3,7 .10 ¹	abs
F 3	0	1,14 .10 ²	abs
F 4	0	3,3.10 ²	abs
F 5	0	4,43 .10 ²	abs
C 1	0	5,9.10 ²	abs
C 2	0	5,45 .10 ²	abs
C 3	0	4,09 .10 ²	abs
C 4	0	3,63 .10 ²	abs
C 5	0	2,43 .10 ²	abs

UFC : Unité formant colonie ; Abs: Absence ; Prés : Présence ; C : Cuise ; F : Filet

D'après ces résultats, on remarque une absence totale de *Staphylococcus aureus* dans toutes les parties des deux types de poulets à savoir le poulet fermier et le poulet de chair. Les normes tolèrent un seuil de 10^3 germes/g d'aliment (JORA, 2017).

Escherichia coli est présente dans les deux types de poulets avec une moyenne de $2.90.10^2$ UFC/g pour les filets de poulet de chair et $6.9.10^1$ UFC/g de cuisses de poulet de chair.

Le poulet fermier présente une charge en *E. coli* de $2.6.10^2$ UFC/g pour les filets et de $4.3.10^2$ UFC/g pour les cuisses. Ces résultats sont dans les normes algériennes qui fixent le maximum à 10^3 UFC/g (JORA, 2017).

Les résultats de la recherche du genre *Salmonella*, montrent une absence totale dans le poulet fermier et dans les cuisses du poulet de chair alors qu'on note la présence de Salmonelles dans le filet de poulet de chair, ce qui rends **le poulet de chair de qualité microbiologique non satisfaisante et dangereuse**. Cette présence peut être liée aux conditions de non-hygiène ou à une contamination lors de l'éviscération ou par la peau de poulet.

Staphylococcus aureus est généralement l'agent causal des infections staphylococciques chez la volaille. En effet, *S. aureus* est un habitant normal de la peau et des voies respiratoires supérieures, aussi bien chez les individus malades et chez les individus sains et il est présent à des niveaux importants dans les bâtiments d'élevage de volaille et dans l'environnement contaminé (Peton et Le Loir, 2014).

Staphylococcus aureus est une bactérie pathogène des animaux et de l'homme causant plusieurs symptômes chez ceux-ci. De plus, elle est responsable d'intoxications alimentaires liées à l'ingestion de nourritures contaminées par des entérotoxines staphylococciques. La contamination par *S.aureus* est importante dans l'évaluation de la sécurité et de la qualité hygiénique de la viande de poulet Parmi les problèmes majeurs de ce pathogène, est celui de sa résistance aux antibiotiques réduisant ainsi le choix du traitement et une réussite peu probable.

Staphylococcus aureus est un germe de la famille des Micrococcaceae. Il s'agit de cocci à coloration de Gram positive, souvent disposés en grappe, immobiles catalase positive, non sporulés, coagulase positive. Cette espèce fait partie des bactéries aéro-anaérobies facultatives, mais préférant le métabolisme aérobie. C'est un germe mésophile, capable de se multiplier entre $4\text{ }^{\circ}\text{C}$ et $46\text{ }^{\circ}\text{C}$, de manière optimale à $37\text{ }^{\circ}\text{C}$, pour un pH allant de 5 à 9, avec un optimum de 7,2 à 7,6 et une Aw de 0,86 en aérobiose et 0,90 en anaérobiose (Nahdi, 2016).

Capable de produire une toxine. Ce germe est présent en faible nombre, sur l'animal vivant mais par la suite, il est disséminé sur l'ensemble de la carcasse, notamment lors de l'habillage.

L'espèce *E. coli* est la plus fréquemment associée au groupe bactérien des coliformes fécaux, ou coliformes thermo-tolérants (Elmund *et al.*, 1999., Edberg *et al.*, 2000). La bactérie *E. coli* représente toutefois 80 à 90 % des coliformes thermo tolérants détectés (Edberg *et al.*, 2000). Son dénombrement permet de suivre l'hygiène des manipulateurs de la viande. La présence de coliformes fécaux témoigne habituellement d'une contamination d'origine fécale (OMS, 2001). Ces germes peuvent devenir pathogènes pour le consommateur lorsqu'ils sont présents en grand nombre

E. coli est une bactérie mésophile : son optimum de croissance est proche de la température corporelle des animaux à sang chaud (35-43°C). La limite de croissance inférieure se situe aux environs de 7°C. Ceci indique qu'un contrôle efficace de la chaîne du froid en entreprises agroalimentaires est un des éléments essentiels afin d'éviter une croissance des *E.coli* dans les aliments.

La congélation ou la surgélation a peu d'effets sur la population des *E. coli* dans un aliment. Elle ne garantit en aucune manière la destruction d'un nombre suffisant de bactéries viables. Les *E. coli* sont tués rapidement lorsque la température dépasse 70°C comme dans le processus de pasteurisation. Outre la température, le pH et l'*a_w* peuvent aussi influencer la multiplication des *E. coli* l'optimum de croissance est 7,2 et 0,99 respectivement. La croissance des *E. coli* est arrêtée à des pH extrêmes (<3,8 ou >9,5) et à une valeur d'*a_w* inférieure à 0,94. Le degré d'acidité d'un produit peut donc constituer un facteur de protection pour sa sécurité.

Les bactéries du genre *Salmonella* appartiennent à la famille des Enterobacteriaceae. Regroupant de petits bacilles, Gram négatif habituellement mobiles par des cils péritriches mais des mutants immobiles peuvent exister. Ces bactéries mesurent 0,7 à 1,5 µm de diamètre, pour 2 à 5 µm de longueur et sont aéro-anaérobies facultatives, oxydase négatives et nitrate réductase positives. Elles sont mésophiles, capables de se développer à des températures comprises entre 5,2 °C et 47 °C et de manière optimale entre 35 et 37 °C, à des pH compris entre 4,5 et 9 et une *A_w* supérieure à 0,93.

Les caractéristiques spécifiques sont : L'absence de fermentation de lactose et de saccharose ; L'absence d'uréase et de tryptophane désaminase ; L'absence de production d'indole et d'acétoïne.

Les salmonelles peuvent être d'origine animale notamment dans les volailles, ou d'origine humaine. Elles prolifèrent dans le tube digestif des animaux ou des sujets atteints et sont éliminées dans les matières fécales (Nahdi, 2016).

La présence des salmonelles pourrait être révélée sur le matériel (eau bac d'échaudage et plumeuse) avant le début des opérations d'abattage, surtout pour les salmonelles résidentes (Colin, 1990).

L'origine de cette contamination est peut provenir de manque de rigueur au niveau de la pratique des soins sanitaire de l'élevage et l'abattage (mauvais nettoyage et mauvaise désinfection). L'origine des salmonelles sur les carcasses de volailles se situe dans la majorité des cas, en début de la chaîne de production (Tall 2003), Les salmonelles sont fréquemment isolées des carcasses de poulets et des viscères. Dans les carcasses de poulet de chair elles sont généralement en nombre relativement faible, environ 10 UFC /g par 100g de poulet (Sakho ,1988).

Les Salmonella sont responsables d'un large spectre de maladies. Dans les cas de salmonellose autres que typhi et paratyphi, les symptômes les plus fréquents sont diarrhée, vomissements, fièvre et crampes abdominales. Du sang peut être visible dans les selles. Une infection asymptomatique est également possible. Les fièvres typhoïde et paratyphoïde causent une maladie systémique dont les principaux symptômes sont la fièvre et moins fréquemment les douleurs abdominales. On peut aussi observer des nausées, des vomissements, de la constipation, une éruption cutanée, hépatosplénomégalie ainsi que des manifestations neuropsychiatriques. Une fièvre prolongée durant de 3 à 4 semaines survient fréquemment. Les Salmonella paratyphi causent en général une maladie moins grave que les Salmonella typhi. Certaines personnes peuvent être asymptomatiques.(Anonyme, 2016).

CONCLUSION

Conclusion

La présente étude avait pour objectif d'étudier la qualité physico-chimique et microbiologiques de deux types de poulets à savoir le poulet de chair et le poulet fermier en analysant deux muscles différents pour chaque type de poulet : le filet et les cuisses.

Les échantillons de poulet de chair ont été achetés du commerce de la ville de Laghouat et le poulet fermier a été acheté de chez un aviculteur de la commune de Ksar el-Hirane à Laghouat.

Du point de vue physicochimique, Nos résultats montrent que le taux d'humidité dans les filets et les cuisses du poulet de chair est significativement plus élevé que celui enregistré dans le poulet fermier ; alors que pour un même type de poulet, le taux d'humidité dans les deux muscles étudiés, filet et cuisse, varie peu : différence non significative.

Les résultats des taux de cendres que nous avons obtenus montrent que toutes les parties, filets ou cuisses, des deux types de poulets ne présente aucune différence significative.

La différence du pH entre les cuisses des deux types de poulets et leurs filets est une différence hautement significative. Le pH moyen des cuisses est de $6,04 \pm 0,04$ pour le poulet de chair et de $5,705 \pm 0,015$ pour le poulet fermier. Ainsi, les filets ont un pH moyen de $6,190 \pm 0,026$ et $5,676 \pm 0,035$ pour le poulet de chair et le poulet fermier respectivement.

En outre. Le taux de gras moyen est significativement différent entre les filets de poulet fermier et les filets de poulet de chair. Dans notre étude, la teneur en matière grasse des cuisses de poulet de chair et des poulet fermier n'est pas significative et varie de $2,482 \pm 1,208\%$ chez le poulet de chair et $2,835 \pm 0,168\%$ chez le poulet fermier.

L'étude de la qualité microbiologique des filets et cuisses du poulet fermier a montré que ce poulet est d'une qualité microbiologique satisfaisante. En revanche, dans le poulet de chair, on note la présence du genre *Salmonella* dans le filet ce qui rend le poulet de chair d'une qualité microbiologique non satisfaisante ou dangereuse, selon les normes algériennes du JORA (2017).

En perspectives : Augmenter le nombre d'échantillons, dosage des protéines, rechercher des résidus d'antibiotiques.

Références bibliographique

Références bibliographiques

A

- Abdelouaheb H B.,(2009). Enquête sur la situation de la filière viande rouge a elbayadh.memoire de stage.
- Alias C., & Linden G., (1994). Abrégé De Biochimie Alimentaire, 3ème Editions, Masson, Paris.
- Alleman F., Bordas A., Caffin J., Daval S., Diot C., Douaire M., Fraslin J., (1999). L'engraissement chez le Poulet aspects métabolique et génétiques, INRA Productions Animales, 12 (4), 257-264.
- Amarouche., (2010-2011). Les catégories d'aliments, Collège des Enseignants de Nutrition, Université Médicale Virtuelle Francophone.
- Anonyme,(2010-2011). Les catégories d'aliments, Collège des Enseignants de Nutrition. Université Médicale Virtuelle Francophone. 31P.
- Anonyme, (2016)., Maladies infectieuse salmonellose.
- ANSEJ , aviculture.elevage de poulet de chaire 2010 fiche technique .

B

- Baeza E., et Brillard P.,(2005). Effet d'une réversion du sexe sur le développement musculaire du poulet. Sixièmes journées de la recherche avicole. Saint Malo, du 30 au 31 Mars 2005, p.1.
- Belhamri., ELMeddah.,(2006). Caractéristique biochimiques et nutritionnelles de la viande de dindons de chair commerciaux,cas de la région de Mostaganem. Mém. Ing, université de Mostaganem. Mostaganem,60P.
- Bell C.,& Kyriakides A., (2002). Salmonella in Foodborne Pathogens. Hasards, risk analysis and control.Woodhead Publishing Limited. 307-334.
- Bensid A., (2018). Hygiène et inspection des viandes rouges, Djelfa info, p 77-79.
- Boccard.R, Valin.C.,(1984). Les viandes Informations Techniques des Services Vétérinaires. 93-96.
- Bonnefoy C.,(2002). Microbiologie et qualité dans les industries agro-alimentaires, France DOIN, p248.
- Bouazghi A, (2018), Filière avicole : La production en viande blanche a atteint 5,3 millions de quintaux : ministre de l'agriculture et du développement durable – Algérie. Communiqué de presse ; journal el Watan du 10 septembre 2018. Algérie.

- Boudechicha H., (2014). Khliaa Ezir, un produit carné traditionnel Algérien préparation, caractérisation microbiologique, physico-chimique et sensorielle, Magistère en sciences alimentaires, Institut de la Nutrition, de l'Alimentation et des Technologies Agro-Alimentaires I.N.A.T.A.A.
- Boukhalfa L., (2006). L'aviculture en Algérie. Journées sur la grippe aviaire, les 15-16 mars 2006, Batna. p.1.
- Bozzolo G., (2004). Appellations d'origine contrôlées et production animale, techniques et documentation. Lavoisier. Paris.
- Brenterch Y., Cazeau O., Crec'hriou R., (1997). Rapport sur la tendreté de la viande, 1997.
- Brunel V., Jehl N., Drouet L., et Portheau M.C., (2006). Viande de volaille, Sa valeur nutritionnelle .Ed. sciences et technique , viande Prod . Carnés, 25(1) : 19-20.
- Brunel V., Jeul N., Drouet L. & Portheau M C. (2008). Viande de Volailles : sa valeur nutritionnelle présente bien des atouts.

C

- Cardinale E., (2001). La qualité microbiologique de la viande de poulet de chair au Sénégal, épidémiologie des *campylobacter* et des *salmonelles* (Doctoral dissertation, UCLB).
- Cardinale E., Perrier J. D., Aidara A., Tall F., Coudert C., Gueye I. L., & Konte M., (2000). Identification d'une nouvelle *salmonelle* multirésistante dans une viande de poulet de chair au Sénégal. Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux. 53(1), 5-8.
- Carter P., (1990). Méthodologie de contrôle de la qualité hygiénique. Viandes et produits carnés 11 :215-216.
- Cartier P., (2004). Points de Repères en Matière de Qualité Microbiologique Viandes Bovines. Collection Interbev P 179.
- Chatrin P., Quentin M., Berri C., Lebihan-Duval E., Et Baeza E., (2003). Incidence du mode de production (Label, standard, certifié) sur la teneur en lipides et la composition en acides gras du filet et du blanc de poulet. Cinquièmes Journées de la recherche Avicole. Tours, France, p.4.

- Favier J. C., Ireland-Rippert J., Toque C., Et Feinberg M., (1995). Répertoire général des aliments. Ed. TEC & DOC-INRA, Paris, France, 270 p.
- Chougui N., (2015). technologie et qualité des viandes thèse de magister. Université Abderrahmane Mira de Bejaia.
 - Civ., (2010). Valeurs Nutritionnelles des Viandes .Paris.
 - Codex alimentarius., (2009). Production animale, Deuxième édition, FAO/OMS, Rome.
 - Codex alimentarius., (2015) . Norme pour le luncheon meat, CODEX STAN 89-1981, FAO/OMS.
 - Cohen N., & Karib H., (2006). Risque hygiénique lié à la présence des *Escherichia coli* dans les viandes et les produits carnés, Un réel problème de santé publique?. Les technologies de laboratoire.
 - Coibion L., (2008). Asquisition des qualités organoliptique de la viande bovine adaptation à la demande du consommateur p 7-25.
 - Colin P ., (1990). Importance de l'hygiène dans les abattoirs de volaille. Stat .exp. avis. Plufragon .
 - Collins D S., & Gracey J F., (1992). Food poisoning and meat microbiology, In Meat hygiene, ninth edition. London, Baillière Tindall, 222-250.
 - Combs L., (2004). Valeur Nutritionnelle de la Viande de Lapin. Productions Animales, 17 (5), PP 373 – 383.
 - Corry Tel., (2007). Spoilage organisms of red meat and poultry (101-122). In Microbiological Analysis of Red Meat, Poultry and Eggs, Mead GC (Ed). Woodhead publishing limited and CRC press LLC: Cambridge, England; 348p.
 - Craplet C., (1966). La viande des bovins .Tome I .Ed Vignot frère, Paris. P. 7 486.

D

- Dalle Zotte A., (2004). Le Lapin Doit apprivoiser le Consommateur, Avantage Diététique. Viande Produits Carnés, 23, 161-167.
- Djkaoua A., Bouhafs K., Kouader S., (2007). contrôle bactériologiques des viandes rouges congelées distribués dans la région de Ghardaïa, Mém. Microbiologie D.E.S., Ouargla.
- Dib A L., (2020). Tranformation du muscle en viande.
- Dupin H., (1992). Alimentation et nutrition humaines. ESF éditeur.

E

- Edberg., Ewrice., RJ Karlin, MJ Allen., (2000). *Escherichia coli* the best biological drinking water indicator for public health protection. *Journal of Applied Microbiology*, 88: 106S-116S.
- Elgroud R., (2009). Contaminations du poulet de chair par les *salmonelles* non typhiques en élevages et abattoirs de la wilaya de Constantine, Caractérisations phénotypiques et génotypiques par ERIC-PCR, IS-PCR et PFGE. Thèse de Doctorat en Sciences Vétérinaires, Option Biologie Animale. Université Mentouri Constantine, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Département des Sciences Vétérinaires, 149p.
- Elmund GK., MJ allen., EW rice., (1999). Comparison of *Escherichia coli*, *total coliform* and *fecal coliform* populations as indicators of wastewater treatment efficiency. *Water Environ. Res.*, 71: 332-339.
- Euzéby J.P., (2000). Dictionnaire de bactériologie vétérinaire. *Citrobacter*: <http://www.bacterio.cict.fr/bacdico/cc/citrobacter.html>(Erişim 15.02. 2011).

F

- FAO, (2005). Total meat production, ovine meat production.
- Feliachi K., (2003). Rapport National sur les Ressources Génétiques Animales: Algérie, Commission nationale Anger, p19.
- Fernandes R., (2009). Chilled and frozen raw meat, poultry and their products (1-52). In *Microbiology Handbook Meat Products*. Leatherhead Publishing, Randalls Read, Leatherhead, surrey KT22 7RY, UK and Royal Society of Chemistry, Thomas Graham House, Science Park Milton Road: Cambridge; 297p.
- Fletcher., (1999). Color Variation in Commercially Packaged Broiler Breast Fillets. *J. Appl. Poult. Res.* 8 : 67-69.
- Fraysse J.L., & Darre A., (1990). Produire des Viandes, Sur Quelques Bases Economique et Biologiques. *Technique et Documentation*. Editions, Lavoisier, Paris.
- Fredot E ., (2009). Connaissances des aliments. Bases alimentaire et nutritionnelle de la diététique, deuxième édition, Lavoisier .p112-132

G

- Gandemer G., (1992). Les lipides de la Viande, Vers une Estimation Précise de leurs Apport Nutritionnels dans L'Alimentation de l'Homme , in « Aspects Nutritionnels des Constituants des Aliments : Influence des Technologies ». Ed. ,Lavoisier, Paris.
- Gati E., (1988). contribution à l'étude de l'évolution des pertes de poids et des modifications biochimiques des carcasses de mouton au cours de la conservation Mém.Ing.Agro., I.N.A.EL.,Alger, p40.
- Guiraud J P., (1998)., Microbiologie alimentaire. France : Dunod, 658p.

H

- Henintsoa S. H.,(2009). Le cresson à Antananarivo: Qualité sanitaires des échantillons prélevés chez les grossistes. (Mémoire de Diplôme d'Etudes Approfondies de Sciences de la Vie, Département de Biochimie Fondamentale et Appliquée, Faculté des Sciences, Université d'Antananarivo).. 42p.
- Henry M., (1992). Les viandes de boucherie dans l'alimentation et la nutrition humaine. ESF. Paris.
- Hoint Pradier F., & Astier Dumas M., (1992). Densités Caloriques et Nutritionnelles des Aliments. Centre de Recherche Foch, Université René Descardites In «Aspect Nutritionnels des Constituants des Aliments Influences des Technologies». Editions, Lavoisier, Paris
- <https://meaty.ch/conservation-viande/>

I

- Iberraken M., ET maouche K., (2006). Les produits carnés, Ingéniorat en contrôle de qualité et analyse, université de Bejaïa.
- IMANOR.,2021. Méthode horizontale pour la recherche, le dénombrement et le sérotypage des salmonella.
- Ir erick S.M.,(2011). Toxicité aminée dans la viande en putréfaction. Université de Kinshasa. [En ligne] Accès https://www.memoireonline.com/09/12/6110/m_Toxicite-aminee-dans-la-viande-en-putrefaction10.html .

J

- Jlali m., (2012). Etude des mécanismes moléculaires impliqués dans les variations de qualité des viandes de volailles. Thèse de Sciences de la Vie, Université FRANÇOIS – RABELAIS de TOURS.
- Jouve J.L., (1996). Volailles et Ovo-produits In, « Qualité Microbiologique des Aliments : maîtrise et Critères». CNERNA-CNRS.
- JORA.,(2017) .Journal officiel de la République Algérienne N° 39

K

- Kirchgessner M., F.X Roth., and U. Steinruck., (1992). Nutritive effect of fumaric acid related to suboptimal protein content and quality of the feed on production Performance of layers. Arch. Geflügelk., 56: 27-3.
- Koreghli I., & Smail C., (2019). Portage de *Staphylococcus aureus* chez le poulet de chair et la dinde, caractérisation phénotypique des isolats (Doctoral dissertation, Université Mouloud Mammeri).

L

- Labadie J C., Dousse X., & Hebraud M., (1988). Les *pseudomonas* et autres bactéries d'altérations: In «microbiologie alimentaire , Aspect Microbiologique de la Sécurité et de La Qualité des Aliments».
- Labadie J C., Dousse X., & Hebraud M., (1996). Les *pseudomonas* et autres bactéries d'altérations In «microbiologie alimentaire : Aspect Microbiologique de la Sécurité et de La Qualité Des Aliments». Technique et Documentation, Ed, Lavoisier APRIA, Paris. pp 209-220.
- Lahllec C., (1991). Microbiologie des Produits Animaux: In «conserves appertisées».Editions : APRIA, Paris.
- Lamoise P., Roussel-Ciquard N., Rosset., (1984). Evolution des qualités organoleptiques. Les viande, informations technologiques des services vétérinaires.
- Larbier M., et Leclercq B.,(1992). Nutrition et alimentation des volailles. Ed. INRA, Paris, 335 p.

- Le Bihan-Duval, E., Chabault, M., Boulay, M., Guardia, S., Jégo, Y., Baéza, E., & Berri, C. (2014, March). Sélection Divergente sur le pH ultime du filet de poulet: premier bilan après 4 générations. In 10. Journées de la Recherche Avicole et Palmipèdes à Foie Gras. ITAVI-Institut Technique de l'Aviculture.
- Lessire M., (2001). Matières grasses alimentaires et composition lipidique des volailles. *Productions animales*, 14(5), 365-370.
- Lounici Safia., (2008). Essais de substitution des sels nitrites par la tomate en poudre en vue de la formulation d'une nouvelle conserve de viande. mémoire de mestre, UNIVERSITE SAÂD DAHLAB DE BLIDA.

M

- Marchandin H. (2007). Physiologie bactérienne, Cours bactériologie. Faculté de Médecine Montpellier- Nîmes p 1-3.
- Mary A., (1998). Convention 2471/2 entre la Région wallonne et la Faculté. Universitaire des Sciences Agronomiques de Gembloux - Unité de Technologie des Industries Agro-alimentaires, p : 63.
- Mescle., et Zucca., (1988). Comportements des microorganismes en milieu alimentaire. Microbiologie alimentaire. Aspect microbiologie de la sécurité et de la qualité alimentaire.
- Mourot J., (2010). Que peut-on attendre des pratiques d'élevage pour la viande de porcs et autres monogastriques ? *Oléagineux Corps Gras Lipides*, 17, 37-42.
- Musa H.H., Chen G.H., Cheng J.H., Shui E.S., Bao W.B. (2006). Breed and Sex Effect on Meat Quality of Chicken. *International Journal of Poultry Science* 5 (6): 566-568, 2006.

N

- Nahdi S., (2016). Caractérisation des bactéries Psychrotrophes de deux types aliments (Viande de Volaille et de Poisson Sardine, mémoire de master en Sciences Biologiques, Université des Frères Mentouri Constantine. Faculté des sciences de la nature et de la vie, Constantine, P 18-19.
- Ndiaye M.L., (2002). Contribution à l'étude de la contamination microbiologique de la viande de volailles. Mémoire de DEUA. Faculté des sciences et techniques institut de

technologie nucléaire appliquée I.T.N.A. Université CHEIKH AntaDiop de Dakar, p.p. 2-4.

- Ndiaye C., (1983). Étude anatomo-clinique et bactériologique sur des cas suspects de colibacillose aviaire dans les régions de Dakar et thies (senegal) these (Doctoral dissertation, UNIVERSITE CHEIKH ANTA DIOP DE DAKAR).
- Nillus P., Forrat C., & Appfelbaum M., (1995). Diététique et Nutrition. Editions, Masson, Paris.
- OCDE/FAO (2016)., « Viande » dans *Perspectives agricoles de l'OCDE et de la FAO 2016-2025*, Éditions OCDE, Paris.

O

- OMS.,(2001). Salubrité des aliments. Genève.: 75p.
- Ouali A., (1991). Conséquences des traitements technologique sur la qualité de la viande.INRA. prod.Anim p 196-197.
- Ouhayoun J., (1989). La composition corporelle du lapin; facteurs de variation. INRA Productions Animales, 2 (3), 215-226.

P

- Paquin., (1988).Valeur nutritionnelle des viandes de volailles. L'Aviculture Française. Informations Techniques des Services Vétérinaires, 100 à 103, Rosset (Ed.), 743-748.
- Peton V., Le Loir Y., (2014). *Staphylococcus aureus* in veterinary medicine. 21: 602-15. Doi : 10.1016/j.meegid.2013.08.011. Epub 2013 Aug 23.
- Pichereau A., (2012). Les techniques de prélèvement et d'insémination artificielle chez les oiseaux. Thèse de doctorat vétérinaire, école nationale vétérinaire d'Alfort, 83p.Productions Animales, 2 (3), 215-226.

R

- Rabot C., Gandemer G., JUIN H., Meynier A., et Lessir M., (1999). Importance relative de la souche, de l'aliment et de l'âge sur les caractéristiques lipidiques et sensorielles des muscles chez le poulet. 3èmes journées de la Recherche Avicole, Saint-Malo, Paris, p,p : 447-450.

- Rabot C., Rousseau F., Dumont J P., Remignon H., et Gandemer G., (1996). Viandes Prod. Carnés, 17(1) : 17-22.
- Rafalimanana R H., et al (2008). Le cresson à Antananarivo, Qualité sanitaire des échantillons prélevés dans les sites de production. Microbiologie des aliments : les moyens de maîtrise des contaminants microbiologiques de la chaîne alimentaire. Colloque organisé par la SFM. Institut Pasteur de Paris-France.
- Remignon H., et Culioli J., (1995). In Proc. 12th Europ. Symp. Poult. Meat, Zaragoza, p.p. 145-150.
- Renerre R.,(1997).La couleur, facteur de qualité. Mesure de la couleur de la viande. Renc, Rech. Ruminants. 89-102.
- Ricard F H., marche G., E. LE bihan-duval., (1994). Essai d'amélioration par sélection de la qualité de carcasse du poulet de chair. INRA Productions animales, 1994, 7 (4), pp.253-261.
- Rosset R., (1982). Les méthodes de décontamination des viandes : traitement divers. Hygiène et technologie de la viande fraîche. p 193-202.

S

- Sakho M O., (1988). Contribution à l'étude de la qualité bactériologique des viandes de volailles congelées importées au Sénégal .Université CHEIKH ANTADIOP .thèse Médecine vétérinaire 26-28.
- Salifou C. F. A., Boko K. C., Ahounou, G. S., Tougan P. U., Kassa, S. K., Houaga, I., & Youssao, A. K. I., (2013). Diversité de la microflore initiale de la viande et sécurité sanitaire des consommateurs. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 7(3), 1351-1369.
- Salvat G., & Gerber M., (1992). HACCP and poultry products in «predictive microbiology and HACCP». Editions.
- Sarid M .,(1994). Developpement of Nisin-based treatments to control pathogenic and spoilage microorganisms associated with poultry products. Faculty of NorthCarolina State University, Department of Food Science.
- Sauveur B., (1997). les critères et les facteurs. Ed. INRA Prod. Anim., 10(3): 219-226.
- Shackelford S D., Koohmaraie M., Miller M F., Crouse J D., Reagan J O.,(1991). An evaluation of tenderness of the longissimus muscle of the longissimus muscle of angus by hereford versus Brahman crossbred heifers. J. Anim. Sci., 1991, 69, 171-177.

- Staron., (1982). viandes et alimentation humain.ED .Apria. Paris p 110-140.

T

- Tall F .,(2003). Qualité bactériologique de la viande de poulet de chair au Sénégal incidence des conditions d'élevage et d'abattage des volailles, Mémoire de magister en Productions Animales, Ecole Inter-Etats des Sciences et Médecine Vétérinaire (EISMV), 37p.
- Touraille C., (1994). Incidences des caractéristiques musculaires sur les qualités organoleptiques des viandes. Renc Rech.Ruminants .p 169, 176.
- Touraille C., Lassaut B., et Sauvageo L., (1981). Viandes Prod. Carnés, 6 (2): 67-72.

V

- Vierling E., (2003). Aliments et Boissons, Filières et Produits. Biosciences et Techniques .2eme ED., Doin, CRDP Aquitaine.

W

- Watier B., (1992). Vitamines et Technologie Alimentaires in « Aspects Nutritionnels des constituants des aliments, Influence des Technologies ». Editions, Lavoisier, Paris.

Z

- Zohra A F., (2018). Prévalence de *Staphylococcus aureus* au Niveau de la Viande de Poulet de Chair (dans la région de Tiaret) (Doctoral dissertation, Université IBN-KHALDOUN Institut des Sciences Vétérinaires)

Annexe

Annexe

Annexe 1 : Matériel

Matériel de pesée :

-Balance Electronique De Précision

Matériel De Stérilisation :

-Autoclave

Matériel D'incubation :

Etuves Réglées A Températures 103 ° C

Divers Matériel :

-Appareil de SOXHLET

-pH mètre

-le four à moufle

- évaporateur rotatif

-Dessiccateur

-Agitateur magnétique

-Béchers et fioles

Instruments de prélèvement :

Pince - Spatule - Cuillère – Papier aluminium

-Pipettes pasteur

-Tubes à essai

-Boites de pétri

-Bec bunsen

- stomacher

-Sac Stomacher

-Porte Tubes (Portoirs)

-Marqueurs

Annexe 2 : Milieux de culture, Bouillon et réactifs

❖ Bouillon TSE (L'eau physiologique peptone) :

Formule :

Tryptone.....	1g/l
Chlorure de sodium.....	8.5g/l

❖ Milieu HEKTOEN:

Formule:

Peptone pepsine de viande.....	15g/l
Extrait de viande.....	3g/l
Extrait de levure.....	3g/l
Lactose.....	12g/l
Salicine.....	2g/l
Saccharose.....	12g/l
Chlorure de sodium.....	5g/l
Sels billiaires.....	4g/l
Bleu de Bromothymol.....	0.064g/l
Fuchine acide.....	0.1g/l
Agar.....	18g/l

❖ Milieu CHAPMAN:

Formule :

Extrait de viande.....	3g/l
Extrait de levure.....	3g/l
Tryptone.....	5g/l
Peptone bactériologique.....	10g/l
Chlorure de sodium.....	70g/l
Mannitol.....	10g/l
Rouge de phénol.....	0.05g/l
Agar.....	18g/l

❖ **La gélose Baird-Parker :****Formule :**

peptone de caséine :.....	10 g
extrait de bœuf	5 g
extrait de levure	1 g
glycine	12 g
pyruvate de sodium	10 g
chlorure de lithium	5 g
émulsion de jaune d'œuf :.....	50 ml
tellurite de potassium	100 mg
agar	20 g.

❖ **La gélose Xylose Lysine Deoxycholate (XLD)****Formule :**

Lactose	7.5 gm
Sucrose	7.5 gm
Sodium Thiosulfate.....	6.8 gm
L-Lysine.....	5.0 gm
Sodium Chloride	5.0 gm
Xylose.....	3.75 gm
Yeast Extract	3.0 gm
Sodium Deoxycholate.....	2.5 gm
Ferric Ammonium Citrate	0.8 gm
Phenol Red	0.08 gm
Agar.....	15.0 gm

❖ **La gélose TBX (Tryptone bile X-glucuronide) :****Formule :**

Enzymatic Digest of Casein	20.0 g/L
Bile Salts No.....	1.5 g/L.
X-glucuronide.....	0.075 g/L
Agar	15.0 g/L

❖ **Bouillon Rappaport-Vassiliadis avec soja (RVS):****Formule :**

- Peptone papaïnique de soja	4,50 g
- Chlorure de sodium.....	7,20 g
- Phosphate monopotassique.....	1,26 g
- Phosphate dipotassique.....	0,18 g
- Chlorure de magnésium anhydre.....	13,40 g
- Vert malachite (oxalate)	36,0 mg

❖ **Bouillon Müller- Kauffmann tétrathionate-novobiocine (MKTTn)****Formule :**

Peptic digest of animal tissue	4.3g/l
Casein enzymic hydrolysate.....	8.6 g/l
Ox bile	4.75 g/l
Sodium chloride.....	2.6 g/l
Calcium carbonate	38.7 g/l

Sodium thiosulphate, pentahydrate	47.8 g/l
Brilliant green	0.0095 g/l

❖ **Eau peptonée tamponnée :**

Formule :

Peptone.....	10,0 g/l
Chlorure de sodium.....	5,0 g/l
Phosphate disodique anhydre.....	3,5 g/l
Dihydrogénophosphate de potasssium.....	1,5 g/l

❖ **Plasma de lapine**

❖ **Emulsion de jaune d'œuf**

❖ **Solution hexane**

❖ **Réactifs kavacx**

❖ **Le disque d'indol**

