



RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITÉ MENTOURI DE CONSTANTINE –

FACULTÉ DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE

**DEPARTEMENT DES SCIENCES VÉTÉRINAIRES
EL KHROUB**

N° d'ordre : ...

Série :

Mémoire

Présenté pour l'obtention du diplôme
de Magister en médecine vétérinaire

Option : hygiène alimentaire

Spécialité : surveillance de la chaîne alimentaire de la filière viande

THEME

**CONTRIBUTION A L'ETUDE DE LA CONTAMINATION
SUPERFICIELLE BACTERIENNE ET FONGIQUE DES
CARCASSES CAMELINES AU NIVEAU DE
L'ABATTOIR D' EL - OUED**

Présenté par : Mr **HAMAD BRAHIM**

Jury de soutenance

Président : EL HADEF EL OKKI. S.

Professeur

U.M.C

Rapporteur : AISSI. M.

Professeur

E.N.V. Alger

Co rapporteur : HARHOURA. K.

Chargé de cours

E.N.V. Alger

Examineur : BENSEGUENI. A.

Maître de conférence

U.M.C

Examineur : BENAKHLA. A.

Professeur Centre Universitaire El- Tarf

ANNEE UNIVERSITAIRE 2008-2009

Remerciements

Il est rare qu'un travail soit le fruit d'une seule personne, et celui-ci ne fait pas parti des exceptions, aussi qui nous soit permis d'exprimer ma profonde reconnaissance et ma remerciements les plus sincères à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à sa réalisation, je tiens à remercier :

En premier lieu, nous exprimons toute ma gratitude à mon encadreur Dr. AISSI Miriem pour sa disponibilité, sa gentillesse, son amabilité qui lui ont valu le respect et la sympathie de tous les étudiants.

Mes vifs remerciements vont plus particulièrement au Dr. BOUFAIDA Asnour Zahida., chargée de cours à l'institut vétérinaire d'El Tarf pour son aide précieuse, ses conseils et sa gentillesse.

Mes vifs remerciements vont plus particulièrement au Dr. CHIBAT EL HADI., chargé de cours à l'institut vétérinaire d'El Khroub pour son aide précieuse, ses conseils et sa gentillesse.

Mes vifs remerciements vont plus particulièrement au Dr. HARHOURA Khaled., chargée de cours à l'E.N.V. pour son aide précieuse.

J'exprime toute ma gratitude aux membres du jury :

Mr EL HADEF EL OKKI Saadoun, pour avoir bien voulu présider mon jury.

Mr BENAÏFLA Ahmed, pour avoir bien voulu examiner ce travail.

Mr BENSEGUNI. Adlen pour avoir bien voulu examiner ce travail

Je tiens également à remercier Mr le directeur du laboratoire de l'Hygiène de la wilaya d'El-Oued, Mr BEN ABD ALLAH, pour avoir bien voulu m'accueillir au sein de son établissement.

Je tiens également à remercier les personnels d'abattoir d'El-Oued, pour leur patience, leur disponibilité et leur aide.

Ma profonde reconnaissance est destinée au personnel praticien du laboratoire de parasitologie de l'école vétérinaire d'Alger.

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail à ceux qui m'ont soutenu, m'ont encouragé durant toute ma période d'étude, et pour leurs sacrifices consentis. A ceux qui ont toujours voulu que je sois le meilleur : A ma mère et mon père.

A mes grandes mères : Mabrouka et Ourida.

A mes grands pères : Hamed et Saleh.

A tous mes chers frères : Hocine, Amor et Bader Eddine.

A toutes mes sœurs : Sadia et Salma.

A mes tantes : Souad, Noura, Teber, Khadija et sa petite fille Safa

A mes oncles: Abbes, Amara, Ahmed et Boubaker.

A tous mes chers amis: BAHRI Allal, MAMMIR Ali (Taleb Ali), DACI Hichem, MIMOUNI Saïd, SALAM Abdelrazek,

A tous les étudiants de ma promotion : HADEF Leïla (Mon cœur), NAKIB Lydia, BOULTIF Latifa, AYADI Warda, BENDIAF Houda, ZEGHILET. Noureddine, BOUMEHRES Ali, CHEBIRA Bassem, BOUBZARI Mohamed Taher.

A tous les collègues surtout : Faycel, Mohamed, Hamza, Ismail.Salem.

IBRAHIM

Sommaire

Liste des tableaux

Liste des figures

Liste des photos

Liste des abréviations

Introduction.....1

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

1. Taxonomie	2
2. Repartition géographique du dromadaire.....	2
3. Rôle socio-économique du dromadaire	3
4. La viande du dromadaire.....	3
5. Étapes de l'abattage du dromadaire.....	4
5.1. Repos et diète hydrique.....	4
5.2. Inspection ante mortem.....	4
5.3. Saignée.....	5
5.4. Dépouillement.....	6
5.5. Eviscération.....	7
5.6. Découpe.....	7
5.7. Inspection post mortem.....	8
6. Origine de la contamination superficielle des carcasses.....	9
6.1. Origine endogène.....	9
6.1.1. La flore du tube digestif.....	9
6.1.2. La flore du cuir et des muqueuses.....	10
6.1.3. La flore des voies respiratoires	10
6.2. Origine exogène.....	10
6.2.1. Le personnel.....	10
6.2.2. Infrastructure et matériels.....	11
6.2.3. Le milieu.....	11
6.2.3.1. L'eau et le sol.....	11
6.2.3.2. L'air.....	11
6.2.4. Les nuisibles.....	12

7. Les contaminations de la viande.....	13
8. Les conditions de la multiplication des microorganismes.....	14
8.1. L'activité de l'eau	14
8.2. Le pH.....	15
8.3. La température.....	15
8.4. Le potentiel d'oxydoreduction.....	16
8.4.1. Aerobies stricts.....	16
8.4.2. Micro-aerophiles.....	16
8.4.3. Anaerobies stricts.....	16
8.4.4. Aerobies anaerobies facultatifs.....	17
8.5. La pression osmotique.....	17
8.6. Les facteurs nutritionnels.....	17
9. Conséquences de la contamination.....	17
9.1. Conséquences sanitaires.....	18
10. Les méthodes de prélèvements des bactéries de la surface.....	19
10.1. Les méthodes.....	19
10.1.1. Méthodes par contact.....	19
10.1.2. Méthodes destructives.....	19
10.1.2.1 Méthode de l'excision à l'aide d'un gabarit.....	19
10.1.2.2. Méthode de l'emporte pièce.....	19
10.1.3. Méthodes non destructives.....	19
10.1.3.1. Méthode d'écouvillonnage « chiffonnage ».....	19
10.1.3.2. Méthode de prélèvement à l'éponge abrasive.....	20
10.2. Avantages et limites des différentes méthodes de prélèvement.....	20
10.2.1. Méthode de prélèvement par contact.....	20
10.2.2. Méthode destructive.....	20
10.2.3. Méthode non destructive.....	20

PARTIE EXPERIMENTALE

1. Objectifs.....	21
2. Présentation de l'abattoir d'El-oued.....	22
2.1.Emplacement géographique.....	22
2.2. Caractéristiques.....	22

3. Matériels.....	23
3.1. Analyses bactériologiques.....	23
3.2. Analyses mycologiques.....	23
4. Méthodes.....	23
4.1. Analyses bactériologiques.....	23
4.1.1. Echantillonnage.....	23
4.1.1.1. Mode d'échantillonnage.....	23
4.1.1.2. Méthode de prélèvement.....	23
4.1.1.3. Zônes et surface écouvillonnées.....	24
4.1.1.4. Transport et conservation des prélèvements.....	25
4.1.2. Méthodes d'ensemencement et de dénombrement des bactéries.....	26
4.1.2.1. Préparation des solutions mères et des dilutions décimales.....	26
4.1.2.2. Mode opératoire.....	26
4.1.2.3. Ensemencement et dénombrement.....	27
4.1.2.3.1. Dénombrement de la flore aérobie mésophile totale.....	27
4.1.2.3.1.1. Lecture et interprétation.....	27
4.1.2.3.1.2. Estimation des petits nombres.....	28
4.1.2.3.2. Dénombrement des coliformes fécaux.....	28
4.1.2.3.2.1. Lecture et interprétation.....	29
4.1.2.3.2.2. Estimation des petits nombres.....	29
4.1.2.3.3. Dénombrement des entérobactéries.....	30
4.1.2.3.3.1. Estimation des petits nombres.....	31
4.2. Analyses mycologiques.....	31
4.2.1. Echantillonnage.....	31
4.2.1.1. Méthode de prélèvement.....	31
4.2.1.2. Zônes écouvillonnées.....	32
4.2.1.3. Technique de prélèvement.....	32
4.2.2. Préparation du milieu de culture.....	32
4.2.3. Ensemencement.....	32
4.2.4. Identification.....	33
4.2.4.1. Moisissures.....	33
4.2.4.2. Levures.....	33
4.2.4.2.1. Sélection des colonies et repiquage sur milieu sabouraud.....	33

4.2.4.2.2. Tests sur galerie.....	33
A) Croissance à 37°c sur gelose sabouraud	35
B) Test de la blastèse ou filamentation sur sérum.....	35
C) Recherche des chlamydospores sur milieu Rice Cream	35
D) Recherche d'une urease dans le milieu Urée - Indole	35
E) Recherche de la sensibilité à l'actidione sur gelose sabouraud.....	36
5. Resultats.....	38
5.1. Analyses bactériologiques.....	38
5.1.1. Evaluation de la contamination globale des carcasses camelines.....	38
5.1.1.1. Evaluation de la contamination par site de prélèvement.....	40
5.1.1.1.1. Epaule.....	40
a) Flore mésophile totale.....	40
b) Entérobactéries.....	41
c) Coliformes fécaux.....	41
5.1.1.1.2. Flanc.....	41
a) Flore mésophile totale.....	42
b) Entérobactéries.....	42
c) Coliformes fécaux.....	42
5.1.1.1.3. Cuisse.....	43
a) Flore mésophile totale.....	43
b) Entérobactéries.....	44
c) Coliformes fécaux.....	44
5.1.2. Analyse statistique.....	45
a) Flore mésophile totale.....	45
b) Entérobactéries.....	46
c) Coliformes fécaux.....	46
5.1.3. Evaluation de la contamination globale des carcasses ovines.....	47
5.1.4. Evaluation de la contamination globale des carcasses bovines.....	50
5.2. Analyses fongiques.....	53
5.2.1. Moisissures.....	55
5.2.1.1. Carcasses	56
5.2.1.2. Personnels.....	57
5.2.1.3. Matériel d'abattage.....	57

5.2.1.3.1. Couteaux.....	57
5.2.1.3.2. Fusils.....	58
5.2.1.3.3. Haches.....	59
5.2.1.4. Batiments.....	60
5.2.1.4.1. Murs.....	60
5.2.1.4.2. Sols.....	61
5.2.1.4.3. Crochets.....	62
5.2.1.4.4. Eau de robinet.....	63
5.2.1.4.5. Robinet.....	63
5.2.2. Levures.....	63
5.2.2.1. Carcasses.....	64
5.2.2.2. Personnel.....	65
5.2.2.3. Matériel d'abattage.....	66
5.2.2.3.1. Couteaux.....	66
5.2.2.3.2. Fusils.....	67
5.2.2.3.3. Haches.....	68
5.2.2.4. Batiments.....	68
5.2.2.4.1. Murs.....	68
5.2.2.4.2. Sols.....	69
5.2.2.4.3. Crochets.....	70
5.2.2.4.4. Eau de robinet.....	70
5.2.2.4.5. Robinet.....	70
6. Discussion	71
6.1. Analyses bactériologiques.....	71
6.1.1. Contamination globale.....	71
6.1.1.1. Flore aérobie mésophile totale.....	71
6.1.1.2. Entérobactéries	71
6.1.1.3. Coliformes fécaux	72
6.1.2. Répartition des flores selon les sites sur les carcasses camelines.....	72
6.2. Analyses fongiques.....	73
6.2.1. Moisissures.....	73
6.2.1.1. A partir des sols.....	73
6.2.1.2. A partir des carcasses.....	73

6.2.1.3.A partir des couteaux.....	73
6.2.1.4 A partir des murs.....	74
6.2.1.5.A partir des crochets.....	74
6.2.1.6.A partir des fusils et les haches.....	74
6.2.2. Levures.....	74
6.2.2.1. A partir des outils (fusils, couteaux et haches).....	74
6.2.2.2. A partir des batiments (sols, murs, crochets).....	75
6.2.2.3. A partir des carcasses.....	75
6.2.2.4. A partir du personnel.....	75
Conclusion.....	76

Références bibliographiques

Annexes

Résumé

LISTE DES TABLEAUX

Partie bibliographique		
Tableau N°	Titre	Page
1	Production de viande cameline dans la région de Souf.	3
2	Constituants du muscle squelettique de dromadaire « Sahraoui».	4
3	Pourcentage des morceaux de viande de dromadaire.	8
4	Bactéries et température de croissance.	16
Partie expérimentale		
5	Planning des prélèvements.	24
6	Caractères d'identification des levures d'intérêt médical.	34
7	Moyenne des analyses bactériologiques au niveau des 3 sites sur les 20 carcasses camélines.	38
8	Dénombrement des flores bactériennes sur l'épaule des 20 carcasses camélines.	40
9	Dénombrement des flores bactériennes sur le flanc des 20 carcasses camélines.	41
10	Dénombrement des flores bactériennes sur la cuisse des 20 carcasses camélines.	43
11	Comparaison des moyennes de FAMT entre les trois sites aux risques de 5% et 1%.	46
12	Comparaison des moyennes des entérobactéries entre les trois sites aux risques de 5% et 1%	46
13	Comparaison des moyennes des coliformes fécaux entre les trois sites aux risques de 5% et 1%.	47
14	Moyenne des analyses bactériologiques au niveau de 3 sites sur les carcasses ovines.	47
15	Moyenne des analyses bactériologiques au niveau de 3 sites sur les carcasses bovines.	49
16	Nombre de prélèvements par site.	53

17	Fréquence et pourcentage globale des moisissures isolées.	55
18	Fréquence et pourcentage globale des moisissures isolées par site de prélèvement.	55
19	Fréquence des moisissures isolées à partir des carcasses.	56
20	Fréquence des moisissures isolées à partir des couteaux.	58
21	Fréquence des moisissures isolées à partir des fusils.	59
22	Fréquence des moisissures isolées à partir des haches.	59
23	Fréquence des moisissures isolées à partir des murs.	60
24	Fréquence des moisissures isolées à partir des sols.	61
25	Fréquence des moisissures isolées à partir des crochets.	62
26	Fréquence et pourcentage globale des levures isolées.	63
27	Fréquence et pourcentage globale des levures isolées par site de prélèvement.	64
28	Fréquence des levures isolées à partir des carcasses.	64
29	Fréquence des levures isolées à partir des couteaux.	66
30	Fréquence des levures isolées à partir des fusils.	67
31	Fréquence des levures isolées à partir des haches.	68
32	Fréquence des levures isolées à partir des murs.	68
33	Fréquence des levures isolées à partir des sols.	69
34	Fréquence des levures isolées à partir des crochets.	70

Liste des figures

Partie bibliographique		
Figure n°	Titre	Page
1	Aires de distribution des camelins.	2
2	Mécanisme de contamination superficielle des carcasses à l'abattoir.	12
Partie expérimentale		
3	Diagramme des étapes de l'échantillonnage.	25
4	Schéma de la préparation de la solution mère et des dilutions décimales.	26
5	Organigramme général de l'examen mycologique suivi au cours de notre analyse.	37
6	Fréquence des flores bactériennes isolées dans la contamination globale des 20 carcasses camélines.	39
7	Pourcentage des flores bactériennes isolées dans la contamination globale des 20 carcasses camélines.	39
8	Contamination des carcasses camélines par FAMT.	44
9	Contamination des carcasses camélines par les entérobactéries.	45
10	Contamination des carcasses camélines par les coliformes fécaux.	45
11	Fréquence des flores bactériennes isolées sur les carcasses ovines.	48
12	Contamination des carcasses ovines par FAMT.	48
13	Contamination des carcasses ovines par les entérobactéries.	49
14	Contamination des carcasses ovines par les coliformes fécaux.	49
15	Fréquence des flores bactériennes isolées sur les carcasses bovines.	50
16	Pourcentage des flores bactériennes isolées sur les carcasses bovines.	51
17	Contamination des carcasses bovines par FAMT.	51
18	Contamination des carcasses bovines par les entérobactéries.	52

19	Contamination des carcasses bovines par les coliformes fécaux.	52
20	Fréquence globale des moisissures isolées.	55
21	Fréquence des moisissures isolées par site de prélèvement.	56
22	Pourcentage des moisissures isolées à partir des carcasses.	57
23	Pourcentages des moisissures isolées à partir des carcasses par site de prélèvement.	57
24	Pourcentage des moisissures isolées isolées à partir des couteaux.	58
25	Pourcentage des moisissures isolées à partir des fusils.	59
26	Pourcentage des moisissures isolées à partir des haches.	60
27	Pourcentage des moisissures isolées à partir des murs.	61
28	Pourcentage des moisissures isolées à partir des sols.	62
29	Pourcentage des moisissures isolées à partir des crochets.	62
30	Fréquence globale des levures isolées.	63
31	Fréquence des levures isolées par site de prélèvement.	64
32	Pourcentage des levures isolées à partir des carcasses.	65
33	Pourcentage des levures isolées à partir des carcasses par site de prélèvement.	65
34	Pourcentage des levures isolées à partir des couteaux.	66
35	Pourcentage des levures isolées à partir des fusils.	67
36	Pourcentage des levures isolées à partir des haches.	68
37	Pourcentage des levures isolées à partir des sols.	69

LISTE DES PHOTOS

Photo n°	Titre	Page
1	Contention du dromadaire avant la saignée.	5
2	Contention du dromadaire avant la saignée.	5
3	Méthode de saignée du dromadaire.	5
4	Dépouillement du dromadaire.	6
5	Section des membres chez le dromadaire.	6
6	Eviscération du dromadaire.	7

Liste des abréviations

AFNOR : Association Française de Normalisation

Aw : activity water

BLMT : Bouillon Lactose Mannitol Tamponnée

C° : degré Celsius

CF: Coliformes Fécaux

cm : centimètre

DSA : Direction des Services Agricoles

DSV : Direction des Services Veterinaries

ENT:Entérobactéries

E.N.V: Ecole National Vétérinaire

FAMT : Flore Aérobie Mésophile Total

g : gramme

ISO : International Standard Organisation

kg : Kilogramme

m : mètre

min : minute

mg : milligramme

ml : millilitre

Na cl : chlorure de sodium

OMS : Organisation Mondiale de la Santé

PCA : Plat Count Agar

TIA : Toxi-infection Alimentaire

TIAC : Toxi-infection Alimentaire Commune

TSE : Tryptone Sel Eau

UFC : Unité Formant Colonie

VRBG: Gélose glucosée au cristal violet, au rouge neutre et à la bile

VRBL : Gélose Lactosée au cristal violet, au rouge neutre et à la bile

INTRODUCTION

De part sa valeur nutritive, la viande camelines est un aliment de choix. Sa richesse en eau, en protéines de haute valeur biologique fait d'elle un aliment indispensable pour une ration alimentaire équilibrée. Cependant et en raison même de ses qualités nutritionnelles, la viande constitue un terrain favorable au développement microbien.

La qualité hygiénique des viandes dépend, d'une part de la contamination apportée par les mains des opérateurs, les outils de travail et les plans de travail pendant les opérations d'abattage et de la découpe, et d'autre part du développement et de la croissance des flores contaminantes pendant le refroidissement, le stockage et la distribution.

Les abattoirs constituent l'un des points critiques majeurs de l'hygiène des viandes. L'abattage est la principale phase de contamination. Aussi, 80 à 90% de la microflore retrouvée dans la viande proviennent des abattoirs (**JOUVE, 1990; CARTIER, 2007**).

En effet, les différentes étapes de l'abattage comme le dépouillement et l'éviscération présentent une multitude d'opportunités de transfert de germes sur les carcasses.

Une grande partie de ces germes sont saprophytes et provoquent des altérations. Il s'agit de bactéries et de mycètes (levures et moisissures). Les germes d'altération agissent sur les caractères organoleptiques des carcasses. Ils provoquent la putréfaction ; c'est à dire une altération majeure des viandes. Les toxi-infections alimentaires et autres maladies infectieuses d'origine alimentaire sont souvent liées à des défauts d'hygiène et peuvent être assez graves. (**ARVIEUX, 1998**). Parmi ces micro-organismes pathogènes ; nous citons: *Salmonella sp*, *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Listeria monocytogenes*, *Yersinia enterocolitica*, *Clostridium perfringens*, *Bacillus cereus* (**COTTIN et al., 1985; FOURNAUD et JOUVE, 1990; DICKSON et ANDERSON, 1992**).

L'objet de ce travail est l'appréciation indirecte du degré d'hygiène de «l'abattoir» d'El Oued par l'intermédiaire de l'évaluation du niveau de contamination superficielle globale des carcasses camelines.

Le but recherché est l'estimation du niveau de la charge bactérienne superficielle des carcasses camelines et une analyse fongique qualitative des carcasses et de leur environnement au niveau des abattoirs d'El-Oued.

Une étude bactérienne comparative avec deux carcasses bovines et deux carcasses ovines a été réalisée.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

1. TAXONOMIE

Les camélidés appartiennent à l'embranchement des vertébrés, classe des mammifères ongulés et sous classe des placentaires (LASNAMI, 1986; PRAT, 1993; FAYE, 1997; FALAH, 1997; CORRERA, 2006).

Les camélidés sont classés en deux espèces ; *Camelus Dromaderius* (dromadaire ou chameau à une bosse rencontré en Afrique) et *Camelus bactarianus* (chameau de Bactriane ou chameau à deux bosses rencontré en Asie).

Alors que l'espérance de vie du chameau est estimée à 100 ans, celle du dromadaire n'est que de 35 à 40 ans et rarement 50 ans (BAAISSA, 1988). La vie économique du chameau est souvent voisine de 20 ans.

2. REPARTITION GEOGRAPHIQUE DU DROMADAIRE

La population cameline mondiale est confinée dans la ceinture désertique aride et semi – aride d'Afrique et d'Asie à faible pluviométrie (BECHIR, 1983; RICHARD, 1985).

En général, le dromadaire est considéré comme animal tropical mais actuellement sa zone est plutôt extra - tropicale (RICHARD, 1985).

Le dromadaire est répertorié dans 35 pays "originaires" qui s'étendent du Sénégal à l'Inde et du Kenya à la Turquie (FAYE, 1997; CORRERA, 2006) (Figure n° 1).

L'effectif mondial des dromadaires est d'environ 19 millions (FAYE, 2002) dont 60 % se trouvent dans les pays de la Corne d'Afrique (Somalie, Ethiopie, Djibouti, Kenya et Soudan) (CORRERA, 2006).

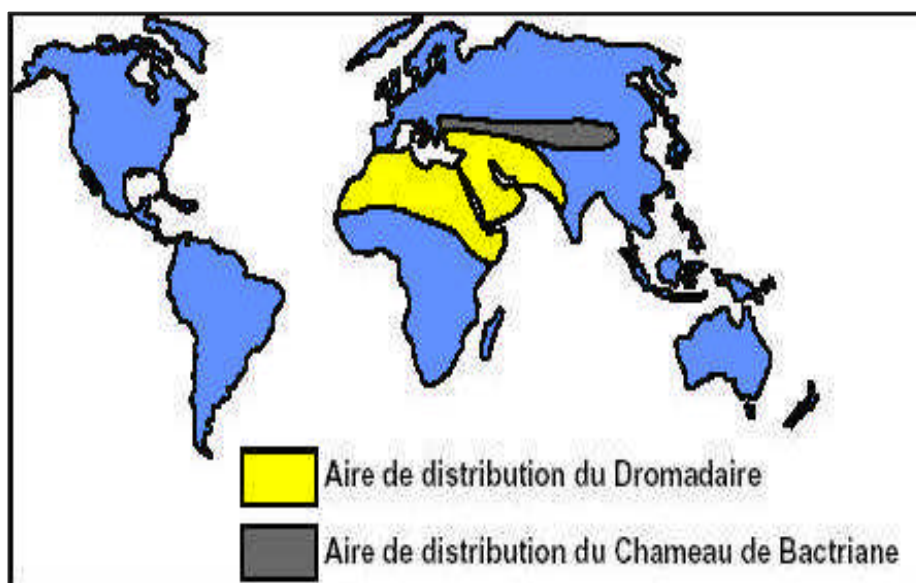


Figure n° 1 : Aires de distribution des camélins (FAYE et al., 1999).

Malgré l'avènement de l'aviculture, l'introduction et l'extension de l'élevage bovin, ovin et caprin, le cheptel camelin dans la wilaya d'El-Oued représente 24% du cheptel national soit 28.404 têtes (DSA - Oued Souf 2006).

3. ROLES SOCIO-ECONOMIQUE DU DROMADAIRE

Par, sa graisse et son lait et surtout sa viande le dromadaire fournit des ressources alimentaires appréciables. Sa peau, sa laine, ses excréments sont également utiles aux populations nomades (LHOTE, 1987; DIALLO, 1989 et COTTIN, 2000).

En Algérie, 7.284 dromadaires sont annuellement abattus, soit 4,2 % de l'effectif national. Vu le grand nombre d'animaux abattus clandestinement, la quantité déclarée annuellement (1.320 tonnes/an) ne représente en fait que 50% de viande cameline réellement consommée (LASNAMI, 1986).

La consommation de viande cameline a surtout lieu dans les régions sahariennes et steppiennes. Elle est de l'ordre de 1,76Kg par habitant et par an. (BEN AISSA, 1989).

Tableau n° 1 : Production de viande cameline dans la région de Souf. (DSA d'El-Oued, 2006)

Année Espèce	99-00	00-01	01-02	02-03	03-04	04-05	05-06	06-07
Cameline (Qx)	3702.7	2262	5622.3	8109	12.568.6	13.651.5	9595.95	10753.9

4. LA VIANDE DU DROMADAIRE

La viande, obtenue après la mise à mort des mammifères domestiques, est le produit de l'évolution post mortem du muscle strié (DRIEUX et al., 1962; CRAPLET, 1966; DUMONT et VALIN, 1982).

La viande est consommée cuite mais aussi sous forme de « Kaddid » (viande désossée, salée et séchée) (LASNAMI, 1986). La viande de dromadaire est rarement transformée (FAYE, 1997). Une carcasse de 100 kg, contiendrait, en moyenne, 77 kg de viande, 5 kg de graisse et 16 kg d'os. Elle est composée de 76, 2 % d'eau, 22 % de protéines, 1 % de graisse, et 0, 9 % de matière minérale (FAYE, 1997; GAHLOT, 2000; CHAIBOU, 2005). Dans ces dernières, on y trouve du potassium (350 mg/100g), du phosphore (190 mg/100g), du calcium (5mg/100g), de magnésium (20mg/100g) et du sodium (75mg/100g). Ces valeurs sont proches des résultats retrouvés par OULED EL HADJ et al. (1999) sur le dromadaire «Sahraoui» (Tableau 2).

Tableau n° 2 : Constituants du muscle squelettique de dromadaire « Sahraoui» OULED EL HADJ *et al.* (1999).

Composants	Pourcentage
Eau	74,8-77%
Protéine	20%
Substances azote non protéique	1%
Lipide	1-2%
Glycogène	1,2%
Constituant minéraux	1,13%

Au cours de la préparation et de la conservation des carcasses, les microorganismes présents en surface vont se multiplier d'autant plus que le terrain (la composition de la viande) et l'environnement (hygiène et température) s'y prêtent. Plus le délai de mise en consommation est long (en vue de l'installation des qualités organoleptiques), la prolifération microbienne est grande.

5. ETAPES DE L'ABATTAGE DU DROMADAIRE

5.1. Repos et diète hydrique

Il est d'usage de ne pas abattre un animal juste après arrivée aux abattoirs. Ceci pour éviter la bactériémie de transport.

5.2. Inspection ante mortem

Elle a pour but de repérer et d'éliminer de la chaîne d'abattage les animaux malades. Pour cela, les animaux sont parqués dans un enclos afin d'être observés au repos et en mouvement permettant en particulier de :

- découvrir les animaux atteints de maladies contagieuses qui seraient en mesure de contaminer les autres en cours de stabulation ou pendant l'abattage.
- dépister les cas atteints de maladies susceptibles de fournir une viande dangereuse pour le consommateur;
- reconnaître les maladies qui ne laissent aucune trace chez les animaux abattus (rage, tétanos);
- éviter l'abattage d'animaux surmenés ou fatigués en faisant respecter le repos et la diète hydrique aux animaux (**HADJI *et al.*, 2002**).

5.3. Saignée

C'est la plus délicate des opérations. Pour la saignée, le dromadaire est mis en position stérno-abdominale (contention), orienté vers la Mecque selon le rituel islamique. L'encolure est repliée le long du corps sur le flanc gauche (**FAYE, 1997; ANONYME 6, 2008**). (**Photos 1 et 2**).



**Photos n° 1 et 2: Contention du dromadaire avant la saignée
(Originale, Abattoir d'El-Oued, 2008).**

La saignée consiste en une coupe franche et rapide au niveau du bas du cou joignant les deux veines jugulaires (**Photo 3**).



**Photo n° 3 : Méthode de saignée du dromadaire
(Originale, Abattoir d'El-Oued, 2008).**

5.4. Dépouillement

C'est une opération qui nécessite un savoir faire (pour éviter le délabrement de la peau). Contrairement à tous les ruminants de boucherie, le dépouillement du dromadaire se fait à partir de la ligne du dos. L'animal étant en position de décubitus sterno abdominal (assis).

Immédiatement après la saignée, on procède à l'ablation de la tête et du cou par section du ligament cervical et coupe franche au niveau de la dernière vertèbre cervicale. Une incision franche est pratiquée le long de la ligne dorsolombaires et la peau est repliée vers le ventre. La région du thorax et de l'abdomen est dépouillée avant les membres. La bosse du dos est alors entièrement retirée (**Photo 4**). Les extrémités digitées sont sectionnées et le cuir arraché (**Photo 5**).



Photo n° 4 : Dépouillement du dromadaire (Originale, Abattoir d'El-Oued, 2008).



Photo n° 5 : Section des membres chez le dromadaire (Originale, Abattoir d'El-Oued, 2008).

5.5. Eviscération

Après le dépouillement de la région dorsale et des régions latérales, l'animal est soulevé par un treuil et suspendu à des crochets muraux. Les organes génitaux externes sont sectionnés et la cavité abdominale est ouverte. Les viscères abdominaux sont retirés en premier (**Photo 6**). Le diaphragme sectionné et les viscères thoraciques sont enlevés mais laissés attachés par la trachée. La tête et les membres sont entièrement dépouillés. La carcasse est fendue par la suite en demi carcasse ou quartiers.



Photo n° 6 : Eviscération du dromadaire (Originale, Abattoir d'El-Oued, 2008).

5.6. Découpe

Le cou est découpé en premier lieu au niveau de dernière vertèbre cervicale. L'épaule, le bras et l'avant bras sont retirés ensemble au niveau de l'articulation scapulo-huméraux. La cuisse et la jambe sont sectionnées au niveau de la hanche.

Une section au niveau de la première vertèbre dorsale et au milieu des vertèbres lombaires est réalisée pour obtenir une partie dorsale et quelques vertèbres lombaires.

Ces différentes parties sont suspendues sur les crochets.

Selon une étude menée, en Tunisie, par **KAMOUN (1993)** sur des dromadaires de race Maghrabi, l'importance des pièces de la découpe se présente comme l'indique le tableau 3.

Tableau n° 3 : Pourcentage des morceaux de viande de dromadaire (KAMOUN, 1993).

Pièce de la découpe de la carcasse de dromadaire	Qualité de la viande (%)
Cuisses	25,00%
Collier	08.80%
Epaules	22.30%
Régions dorso-thoraciques	07.70%
Train de cote	11.50%
Onglet + queue + gras rénal	03.10%
Bosse	08,00%
Flanchet	05.10%
Région dorso-lombaire	08.50%

5.7. Inspection post mortem

L'inspection post mortem a pour but la recherche de lésions d'anomalies, de souillures et de pollutions des différents tissus de la carcasse et du 5^{ème} quartier. Elle est effectuée par le vétérinaire inspecteur. L'inspection consiste en :

- un examen visuel pour déterminer la forme, la couleur.

- des palpations pour apprécier la consistance, ainsi qu'une série d'incisions réglementaires dans le cas de recherche spécifique (Cysticercose, Tuberculose) ou facultatives en vue d'investigations complémentaires.

L'examen doit s'effectuer le plus tôt possible après l'abattage, et doit aboutir à l'acceptation de la carcasse ou à sa saisie totale ou partielle.

6. ORIGINE DE LA CONTAMINATION SUPERFICIELLE DES CARCASSES

Les sources de contamination de la viande sont diverses et d'importance inégale. Différents facteurs sont à l'origine de cette contamination. Selon leur origine, ces facteurs sont classés en deux catégories (endogènes et exogènes).

6.1. Origine endogène

Les microorganismes contaminants proviennent de l'animal à partir du quel l'aliment est produit.

Les appareils digestif et respiratoire et le cuir des animaux sont un réservoir à micro-organismes. Ces éléments constituent les principales sources de contamination des carcasses (**ROSSET et LIGET, 1982; CARTIER, 2004**).

6.1.1. La flore du tube digestif

Certains microorganismes s'y multiplient et s'y développent d'autres ne font que transiter. Les germes proviennent en grande partie de l'eau et de l'alimentation (fourrages, ensilages, foins, céréales ...) (**ANGELOTTI, 1968; EDEL et al., 1973; HOBBS, 1974; MAC KENZIE et BAINS, 1976; SCIONNEAU, 1993; DELCENSERIE et al., 2002**). Ces aliments sont contaminés par les insectes, les rongeurs, les poussières ainsi que par l'air (**EDEL et al., 1973; BARNES, 1979**).

La plupart des contaminants d'origine endogène sont d'origine intestinale. Ce sont des bactéries anaérobies (*Clostridium*, *Bacteriodes*) aéroanaérobie (*Entérobacteries*) ou micro-aérophiles (*Entérocoques*, *Campylobacter*). Ils contaminent le muscle lors de l'éviscération et de découpe de la carcasse. Le passage de bactéries de l'intestin vers le sang en période post prandiale est relativement fréquente chez les animaux de boucherie (**LEYRAL et VIERLING, 1997; CUQ, 2007 b**).

Les germes du tractus intestinal sont éliminés dans les fèces et peuvent ainsi disséminés dans la nature (**CARTIER, 2007**).

Dans le tube digestif des animaux, on trouve également des mycètes, le plus souvent transitoires. Ce sont, pour la plus part, des moisissures contaminant les foins, les fourrages, les ensilages et les céréales tel *Aspergillus sp*, *Penicillium sp*, et le genre *Mucor* (**KLARE, 1970; HADLOCK et SCHIPPER, 1974**). On trouve également des levures tels *Torulopsis*, *Rhodoturulla Candida* et *Saccharomyces* (**ABOUKHEIR et KILBERTUS, 1974**).

6.1.2. La flore du cuir et des muqueuses

La peau, le pelage ainsi que les muqueuses des animaux sont des barrières efficaces contre les germes. Ces derniers demeurent à leurs surfaces et s'y accumulent. La contamination des cuirs provient en grande partie des fèces, du sol et de la poussière (**ROSSET et LIGER 1982; LEYRAL et VIERLING, 1997; DACHY, 1993; CARTIER, 2004; CUQ, 2007 b**).

Le cuir est vecteur de la contamination pour la carcasse elle-même, par contact ou par l'intermédiaire du matériel de travail et pour les autres carcasses, pour l'air ambiant. Ces derniers deviennent ainsi à leur tour vecteurs (**CARTIER, 2007**).

Les cuirs sont porteurs des nombreux germes tels *Escherichia coli* et Coliformes (*Aerobacter, Enterobacter, Serratia, Klebsiella*)(**NEWTON et al., 1977**), *Streptocoques fécaux, Acinetobacter, Staphylocoque aureus* et *Clostridium perfringens* (**FOURNAUD et al., 1978; GIBBS et al., 1978; NEWTON et al., 1978; ABOUKHEIR et KILBERUS, 1974; BEAUBOIS, 2001; CUQ, 2007 b**).

Les moisissures sont abondamment présentes sur le cuir des animaux. Ce sont en général des moisissures saprophytes et ubiquistes, ainsi que des moisissures plus xérophiles tel que *Penicillium, Sporotrichum, Cladosporium, Mucor, Thamnidium*. On trouve également des levures (**CUQ, 2007 b**).

6.1.3. La flore des voies respiratoires

L'appareil respiratoire et, particulièrement, les voies supérieures (cavité nasopharyngée) renferment des *Staphylococcus aureus* (**MORISSETTI, 1971**).

6.2. Origine exogène

6.2.1. Le personnel

L'abattage est un processus où l'intervention humaine est très importante. Le personnel est susceptible de contaminer les carcasses avec ces propres germes (contamination passive) par les mains sales et par ses vêtements mal entretenus et les contaminer (contamination active) avec son matériel de travail, avec l'eau du sol ou par simple circulation d'un endroit fortement contaminé (locaux d'attente, bouverie, lazaret) vers l'aire d'abattage

Sur la chaîne d'abattage, les postes où le risque de contamination est élevé, sont ceux où le personnel peut être amené à être simultanément en contact avec la carcasse et les matières contaminantes (habillage, éviscération) (**SCIONNEAU, 1993; CARTIER, 2007**).

6.2.2. Infrastructure et matériels

Les surfaces des locaux (sols, murs, plafonds), le matériel (arrache cuir, treuil de soulèvement, rail aérien, crochets), ainsi que le petit matériel personnel (couteaux, fusils, haches ...) et collectif (bacs, seaux, crochets) peuvent contribuer à la contamination des carcasses ; notamment s'ils sont mal entretenus et mal conçus.

Que ce soit pour les locaux ou le matériel, leur conception doit aboutir à un compromis entre l'hygiène, la sécurité et la résistance.

Les revêtements muraux et le sol mal conçus sont des nids pour les micro-organismes. Le dispositif de suspension/manutention des carcasses doit être conçu de façon à éviter au maximum les contacts des carcasses avec le sol et les murs tout au long de son cheminement.

Les sols et les murs avec des crevasses et des fissures sont difficiles à nettoyer. Les outils et les surfaces de travail mal nettoyées constituent une source certaine de contamination. (**KEBEDE, 1986; CARTIER, 2007**).

6.2.3. Le milieu

6.2.3.1. L'eau et le sol

Le sol est une importante source des micro-organismes. On y trouve, les algues microscopiques, les bactéries, et les champignons. Parmi les groupes bactériens les plus représentés figurent les *Actinomycètes*, *Pseudomonase*, *Arthrobacter*, *Azotobacter*, *Clostridium*, *Bacillus* et *Micrococcus*.

Parmi les moisissures figurent : *Penicillium*, *Aspergillus*, *Fusarium*, *Rhizoctonia* (**LEYRAL et VIERLING, 1997**) et parmi les levures, figurent : *Saccharomyces*, *Rhodotorula*, *Torula*. Les levures sont souvent associées aux plantes donc dans le sol. (**CUQ, 2007 a**). L'eau très utilisée pour le nettoyage des locaux d'abattage, des outils de travail et le douchage des carcasses, est souvent très contaminée. (**GRAND, 1983; SCIONNEAU, 1993**).

6.2.3.2. L'air

L'atmosphère des abattoirs est polluée par les déplacements des animaux et du personnel, et la manutention du cuir lors de la dépouille et les viscères maintenus dans le hall d'abattage (**FOURNAUD, 1982; HINTON et al., 1998**).

Le degré de pollution dépend de beaucoup de facteurs dont l'activité déployée (le nombre de personnes présentes, le nombre d'animaux abattus et l'état de propreté de leur cuir), la taille des ouvertures du local (**LEYRAL et VIERLING, 1997**).

L'air véhicule des *Microcoques*, des *Staphylocoques* et des *Bacillus* (LEYRAL et VIERLING, 1997). L'air est riche en spores de moisissures et surtout le genre de *Torulopsis*. (CUQ, 2007 a).

6.2.4. Les nuisibles

Les abattoirs représentent une source importante de nutriments pour les nuisibles vecteurs de micro-organismes tels les Salmonelles les Staphylocoques, les Entérobactéries et les Clostridies (SIONNEAU, 1993). Ces nuisibles contaminent les carcasses par leur fèces, par leur pelage et par leurs urines (ANGELOTTI, 1968 ; EDEL *et al.*, 1973).

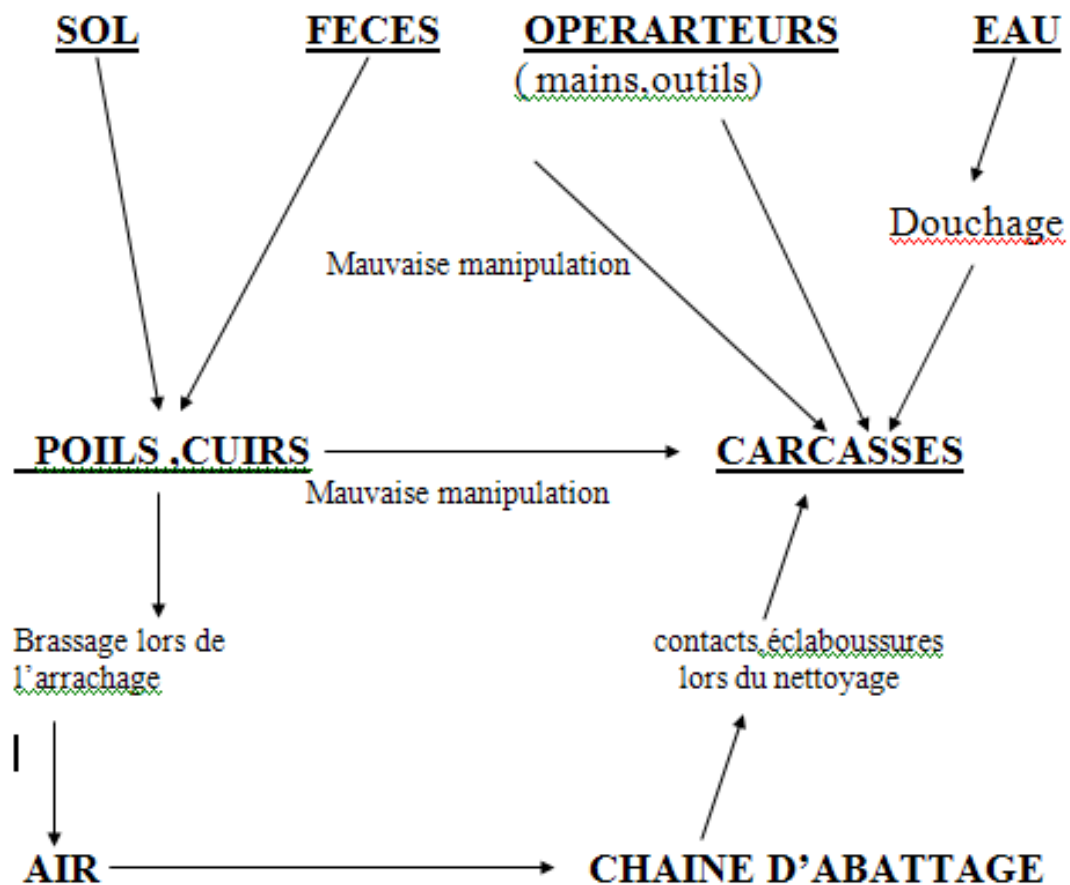


Figure n° 2 : Mécanisme de contamination superficielle des carcasses à l'abattoir. (Nicolle, 1986).

7. LES CONTAMINATIONS DE LA VIANDE

La succession des opérations d'abattage offre une multitude de possibilités de contacts directs (retournement du cuir) et indirects (via le matériel, les hommes) entre les masses musculaires et les éléments contaminés. Chacun de ces contacts entraîne le dépôt de nombreux germes en surface des carcasses.

Lors de l'éviscération, le contenu du tube digestif peut souiller la carcasse par l'un de ses deux orifices (rectum et œsophage) ou par blessure accidentellement par le couteau du sacrificateur.

Le dépouillement de la carcasse est une opération très délicate. Elle est la plus contaminante. En effet, cette opération exige une manipulation simultanée du cuir et des masses musculaires d'où un risque d'ensemencement de la viande par les mains et les outils (couteaux) (FOURNAUD, 1978 et CARTIER, 1997).

La microflore des viandes est composée essentiellement de germes saprophytes. La contamination par des germes pathogènes n'apparaît que rarement (ANONYME 4, 2006; CARTIER, 2007).

Parmi les germes saprophytes, les plus fréquemment rencontrés sur les viandes rouges sont les genres *Pseudomonas*, *Acinetobacter* et *Micrococcaceae*, suivis avec une fréquence relativement moindre par *Flavobacterium* et les *Enterobacteriaceae* dont les plus représentés sont *Escherichia coli*, *Serratia*, *Citrobacter*, *Klebsiella* et *Enterobacter*. Sont cités ensuite, en ordre décroissant; les genres : *Bacillus*, *Microbacterium*, *Lactobacillus*, *Alcaliginis*, *Streptococcus*, *Aeromonas*, *Corynebacterium*, *Arthrobacter* et *Clostridium*. D'autres genres apparaissent beaucoup plus rarement : *Chromobacterium*, *Alteromonas*, *Xanthomonas*, *Pedionococcus*, *Leuconostoc* et *Kurthia* (ANONYME 4, 2006).

En plus des bactéries, on trouve une diversité de levures et de moisissures saprophytes. Parmi les levures, les plus citées sont : les genres *Candida*, *Trichosporon*, *Rhodotorula*, *Saccharomyces*, *Hansenula*, *Torulopsis*, *Cryptococcus* (ABUKHEIR et KILBERTUS, 1974). Les plus fréquemment isolées restent les *Candida* et *Rhodotorula*, en particulier *Candida Lipolytica* et *Candida Zeylanoides*. (HSIEH et JAY, 1984).

Parmi les moisissures, on retrouve fréquemment les genres *Penicillium*, *Cladosporium*, *Thamnidium*, *Rhizopus*, *Mucor*, *Aspergillus*, *Sporotrichum*, *Geotricum*, *Trichothecium* et *Sprendonema* (HADLOK *et al*, 1974; ANONYME 4, 2006).

Selon HADLOK (1974), le genre *Mucor* semble être celui que l'on retrouve le plus fréquemment à la surface des carcasses. Son origine se trouverait essentiellement dans les fèces.

Les germes pathogènes susceptibles de contaminer les carcasses aux abattoirs en deux groupes : bactéries d'infections vraies et bactéries d'intoxications alimentaires.

Les microorganismes pathogènes proviennent de l'environnement, du personnel et des animaux. Les principales sources de ces germes sont : les matières fécales animales et humaines d'individus malades ou porteurs sains, les écoulements du nez et de la gorge, les mains et les bras, le sol, la boue ainsi que les eaux de surface (**KORSAK et al., 2004**).

Tous les types d'intoxication alimentaire sont susceptibles d'être provoquées par les viandes (**BOURGEOIS et al., 1988 et 1996**). Cependant dans la pratique on ne trouve, avec une certaine fréquence, que les cinq agents suivants : *Clostridium botulinum*, *Staphylococcus aureus*, *Clostridium perfringens*, *Salmonella* et amine toxique. (**ROSSET, 1978**). *Shigella* (**FOURNAUD, 1982**).

Cinq autres micro-organismes méritent toutefois d'être signalés car ils semblent intervenir dans quelques accidents plus fréquemment que par le passé (*Campylobacter jejuni*, *Listeria monocytogenes*, *Yersinia enterocolitica*, *Escherichia coli* entérotoxique, *Escherichia coli* entérohémorragique (**BOURGEOIS et al., 1996 et 1988**).

8. LES CONDITIONS DE LA MULTIPLICATION DES MICROORGANISMES

L'évolution des microorganismes dans la viande fraîche dépend d'un certain nombre de paramètres à savoir : l'activité de l'eau, le pH, la température, la tension en oxygène, (**BOURGEOIS et al., 1996**) la concentration en NaCl et en Nitrites (**CRAPLET, 1966**) et la concentration en substrat (**CRAPLET, 1966; LEYRAL et VIERLING, 1997; ANONYME 4, 2006**) Ces derniers concernent plus particulièrement les viandes transformées.

La multiplication des levures et des moisissures s'effectue généralement par un processus asexué de bourgeonnement avec pour certaines espèces et dans certaines circonstances multiplication sexuelle avec la formation d'ascospores. La croissance, la mort, l'inhibition ne peut pas être soumise à l'analyse mathématique utilisée pour les bactéries (**CRAPLET, 1966**).

8.1. L'activité de l'eau

L'*A_w* est défini par le rapport des pressions de vapeur du milieu et de l'eau pure. Elle mesure, en fait, la disponibilité de l'eau dans un produit (**CRAPLET, 1966; BOURGEOIS et al., 1996; LEYRAL et VIERLING, 1997; FOURNIER, 2003; ANONYME 5, 2007; CUQ, 2007 a; ANONYME 8, 2008**)

L'*A_w* varie donc de 0 à 1. D'une manière générale, plus l'*A_w* du milieu est élevée, c'est-à-dire proche de 1, plus le développement de la microflore est intense.

L'Aw de la viande fraîche est de 0,98- 0,99 elle est favorable à la multiplication de toutes les espèces microbiennes. Si la profondeur de la viande conserve un Aw élevée il n'en est pas de même de la surface de la viande ont des répercussions sur la croissance des germes superficielles. (BOURGEOIS *et al.*, 1988). Par contre nombreuses moisissures et levures sont très sensibles à une diminution d'Aw (LEYRAL *et* VIERLING, 1997).

8.2. Le pH

Le pH est un paramètre très important dans la conservation de la viande, car à des valeurs données, certaines bactéries peuvent voir leur croissance très ralentie voir même inhibée. La diminution du pH ralentit la multiplication d'une grande partie de la flore de contamination de la viande (BEAUBOIS, 2001; CUQ, 2007 a).

Les levures et moisissures sont beaucoup plus tolérantes que les bactéries à des pH bas. Leur croissance optimale se situe entre 5 et 6. Cependant, certaines d'entre elles peuvent se multiplier à pH 3 et d'autre à pH 8 (FOURNIER, 2003).

8.3. La température

La température détermine le devenir des germes de la viande. Chaque espèce bactérienne à une température optimale de développement.

Beaucoup de moisissures nuisibles comme certaines espèces de *Penicillium* et de *Cladosporium* sont psychrotrophes peuvent se développer lentement à des températures inférieures à 4°C. Ces moisissures sont fréquemment impliquées dans l'altération d'aliments conservés au froid. (LYREAL *et* VIERLING, 1997).

Les bactéries pathogènes pour l'homme se développent aisément à 37°C. Cependant, ces mêmes germes, isolés d'aliments, manifestent mieux leurs caractères d'identification à 30°C. C'est le cas des *Escherichiae*, des *Staphylococcies*.

Les champignons sont généralement mésophiles. Leur croissance est optimale entre 20 et 25°C Cette croissance est souvent faible à 5°C et au-delà de 35°C.

Tableau n ° 4: Bactéries et température de croissance (LYREAL et VIERLING, 1997).

Groupe	Température minimale	Température optimale	Température maximale
Psychrophiles	-15 °C	15 à 20 °C	25 °C
Psychotropes	0 à 5 °C	25 à 35 °C	37 °C
Mésophiles	10 à 20 °C	37 °C	45 °C
Thermophile	25 à 45 °C	50 à 55 °C	65 à 90 °C

8.4. Le potentiel d'oxydoréduction

Selon leur mode métabolique, on reconnaît différentes catégories de micro-organismes.

8.4.1. Aérobie stricts

Ces micro-organismes exigent obligatoirement de l'oxygène pour pouvoir se multiplier. Ces germes ne se développent qu'en surface ou ils forment des voiles ou des pellicules (le limon). Ils sont pour la plus part psychotropes et composent l'essentiel de la flore de contamination superficielle exogène des viandes (CRAPLET, 1966; LEYRAL et VIERLING, 1997; ANONYME 8, 2008).

Parmi ces bactéries on cite : les *Pseudomonas*, les *Aeromonas*, certains *Acinetobacter*, les *Micrococci*, et les *Vibrio* (CRAPLET, 1966; MARCHANDIN, 2007; ANONYME 8, 2008).

Les mycètes, ont toutes besoin d'oxygène pour une croissance normale.

8.4.2. Micro-aérophiles

Ces germes préfèrent ou exigent un potentiel d'oxydo-réduction réduit, ni trop élevé ni trop faible. Les *Lactobacillus* et les *Campylobacter* appartiennent à ce groupe (LEYRAL et VIERLING, 1997; CUQ, 2007 a; MARCHANDIN, 2007).

Les premiers sont largement retrouvés dans les produits alimentaires. Les lactobacilles sont utiles dans certaines fermentations, ils sont aussi la cause de nombreuses altérations.

Les deuxièmes (*Campylobacter*) est un germe pathogène responsable de toxi-infections.

8.4.3. Anaérobies stricts

Ces micro-organismes ne peuvent pas se développer en présence d'oxygène et souvent ce contact les tue. Les *Clostridium* font partie de ce groupe. Ils sont à l'origine de graves altérations et surtout des intoxications (CRAPLET, 1966; CUQ, 2007 a; ANONYME 8, 2008).

8.4.4 . Aérobie anaérobies facultatifs

Tels que le *staphylocoque* et les *Coliformes* qui peuvent pousser en présence ou en absence d'oxygène ; généralement ces microbes poussent plus rapidement en présence d'oxygène sauf pour les bactéries produisant de l'acide lactique qui ont une croissance identique en aérobie ou en anaérobiose (**LEYRAL et VIERLING, 1997**).

8.5. La pression osmotique

Les bactéries ont une bonne tolérance générale au sel grâce à leur paroi. Certaines bactéries dites halophiles nécessitent du chlorure de sodium (NaCl) pour leur croissance comme *Staphylococcus aureus*, *Vibrio cholerae* ; d'autres sont dites halotolérantes (**SANSON, 2007**; **MARCHANDIN, 2007**).

8.6. Les facteurs nutritionnels

Le développement des microorganismes dans la viande exigeant la disponibilité des sources d'énergie qu'ils sont capables de métaboliser en utilisant leurs enzymes. Les besoins nutritifs des microbes sont extrêmement variables allant des microbes peu exigeants (eau, oxygène, gaz carbonique, minéraux, azote simple, énergie) aux microbes très exigeants (azote sous forme d'acide aminé, vitamine) (**MARCHANDIN, 2007**; **ANONYME 5, 2008**).

9. Conséquences de la contamination

La contamination microbienne de la viande peut avoir deux conséquences : une conséquence sanitaire due à l'ingestion de germes pathogènes et leurs toxines et une conséquence économique due à l'altération des viandes et donc la diminution de leur valeur commerciale et leur valeur marchande (**CARTIER, 2007**).

La flore fongique de contamination des viandes est exclusivement saprophyte. Les levures et moisissures rencontrées dans les aliments ne sont pas pathogènes. Les manifestations des levures et moisissures lors des contaminations des viandes sont des altérations qui intéressent la surface en particulier, c'est la formation d'enduit muqueux (limon) de taches, ainsi que l'apparition de pigments au niveau des graisses. Les levures et moisissures peuvent aussi être à l'origine d'odeur et de goûts anormaux pour le consommateur (**CUQ, 2007 a**).

Les mycètes sont des microorganismes hétérotrophes. Pour croître et se multiplier ils doivent puiser les matières organiques structurales et énergétiques dans le milieu. Cette exigence est généralement satisfaite grâce à un potentiel enzymatique remarquable et exceptionnel.

La cellule fongique est particulièrement riche en dépolymérase (Lipases et Protéase) (LARPENT, 1997; BORNERT, 2000). *Thamnidium*, l'une des moisissures les plus fréquemment retrouvée à la surface des carcasses (MULCOCK, 1965 ; HADLOK et al., 1974) est riche en protéases (INGRAM et DAINTY, 1971). L'*Aspergillus*, le *Penicillium*, les *Candida* et *Rodotorula* ont une action lipolytique (HSIEH et JAY, 1984).

9.1. Conséquences sanitaires

Les maladies d'origine alimentaire ont pris une grande ampleur dans le monde car la morbidité due aux TIAC est élevée. La majorité de celles-ci sont dues à l'ingestion de viande et produits carnés. Actuellement les viandes sont classés deuxième dans la liste des aliments en causes dans les TIAC (COHEN et al., 2003).

Aux Etats-Unis d'Amérique, les estimations annuelles sont de 76 millions de cas/an de maladies transmises par les aliments ayant pour résultat de 5-17 milliards de dollars de perte économique annuellement (EDWARDS et al., 2006).

En France, en 1997, 7817 cas de TIAC ont été déclarée dont 12,1% sont dues à la consommation de viande rouge et 6,3 sont dues à la consommation de viande de volaille (COHEN et al., 2003).

En Algérie, l'incidence annuelle des toxi-infections alimentaires est estimée à 5000 voire 6000 cas/ an (ANONYME 2, 2006). Ces chiffres sont loin de refléter la réalité, ils seraient de l'ordre de 300 000 à 500 000 cas par an (ANONYME 3, 2006).

Par ailleurs, l'OMS estime l'incidence des toxi-infections alimentaires et autres empoisonnements en Algérie à environ 8 millions de cas par an. (ANONYME 1, 2006).

Ces désagréments causeraient chaque année l'hospitalisation de 36 000 personnes et la mort de 500 personnes.

34% des cas de TIAC seraient dus à l'ingestion de viandes et de produits dérivés. Ainsi, en 2004, 36,1 tonnes de viandes rouges et 24,5 tonnes de viandes blanches ont été saisies. Avec 40% des cas enregistrés, les fêtes familiales détiennent le record des causes des TIAC, suivies des fêtes religieuses et les repas dans les cités universitaires (ANONYME 1, 2006).

En outre, chaque cas d'hospitalisation coûterait à l'état 2000 à 3000 dinars/jour d'hospitalisation selon un haut responsable de la prévention au Ministère Algérien de la Santé (ANONYME 1, 2006).

10. LES METHODES DE PRELEVEMENTS DES BACTERIES DE SURFACE

10.1. Les méthodes

Trois principales méthodes de prélèvement sont décrites pour le contrôle microbiologique des carcasses : Les méthodes par contact ; Les méthodes dites destructives ; Les méthodes non destructives (**FOURNAUD, 1982**).

10.1.1. Méthodes par contact

Elle consiste à prélever les germes de surface par contact direct avec des boîtes contenant les milieux de culture spécifique pour les germes recherches (**FOURNAUD, 1982**).

10.1.2. Méthodes destructives

Ces méthodes consistent à prélever un échantillon de tissu superficiel sur la carcasse à l'aide d'outils appropriés (Pince, emporte pièce, bistouri) (**DENNAI et al., 2001**).

10.1.2.1. Méthode de l'excision à l'aide d'un gabarit

A l'aide d'une pince et un scalpel, prélever un échantillon de viande de 10 à 25 cm² sur 2 mm d'épaisseur. Cette surface est délimitée par un gabarit.

10.1.2.2. Méthode de l'emporte pièce

A l'aide d'un emporte pièce et un scalpel des disques de 2 mm d'épaisseur et de 10 à 25cm² de diamètre sont ainsi découpés.

10.1.3. Méthodes non destructives

A l'aide d'un disque en coton, ou une éponge abrasive, ou un tampon de gaze, une surface délimitée est frottée pour prélever les germes éventuellement présents (**KHALIFA, 1986; FLISS et al., 1990; KARIB et al., 1994**).

10.1.3.1. Méthode d'écouvillonnage « chiffonnage »

Consiste à humidifier un écouvillon hydrophile (Tissu, Gaze, disque en coton) avec une solution peptonée et de frotter vigoureusement (verticalement, horizontalement et diagonalement) une zone délimitée sur la carcasse à l'aide d'un gabarit. Les surfaces écouvillonnées peuvent aller jusqu'à 100 cm². Cette méthode peut aussi être pratiquée sans humidification de l'écouvillon **Journal officiel des communautés européennes (2001)**.

10.1.3.2. Méthode de prélèvement à l'éponge abrasive

Consiste à frotter avec une éponge légèrement abrasive (rugueuse) une surface de la carcasse délimitée à l'aide d'un gabarit (jusqu'à 100 cm²). Cette méthode permet de détacher plus de germes. Elle est appliquée pour les surfaces faiblement contaminées **Journal officiel des communautés européennes (2001)**.

10.2. Avantages et limites des différentes méthodes de prélèvement

10.2.1. Méthode de prélèvement par contact

Cette méthode est simple et pratique tant au stade de prélèvement de l'échantillon lui-même qu'au niveau de son analyse au laboratoire. Elle permet la préservation de l'intégrité de la carcasse en évitant toute détérioration liée à l'échantillonnage.

Cependant, il n'est pas applicable dans le cas de surface rugueuse ou trop contaminée particulièrement en moisissures et non ne donne pas le nombre exact de bactéries (**FOURNAUD, 1982**).

10.2.2. Méthode destructive

Cette méthode permet de récupérer plus de bactéries que les autres méthodes. Cette méthode a une meilleure répétitivité et reproductibilité des résultats.

Cependant, cette méthode détériore quelque peu l'aspect de la carcasse ce qui peut être commercialement préjudiciable.

Elle peut aussi engendrer des inexactitudes importantes d'une part, dans le cas d'un dénombrement bactérien lorsque la contamination totale est faible et/ou répartie de façon hétérogène, d'autre part (**FOURNAUD, 1982**).

10.2.3. Méthode non destructive

Cette méthode est intéressante pour la préservation de l'intégrité des carcasses. Elle est simple et pratique. Elle permet d'échantillonner une surface importante de la carcasse ; ce qui la recherche de bactéries réparties de façon non homogène sur la carcasse (tel *Esherichia coli* O157: 7 et les *Salmonella*).

Cependant cette méthode a un taux de récupération des bactéries souvent variable et inférieur à l'excision. En effet, la méthode non destructive semblerait capable de récupérer uniquement les cellules bactériennes faiblement liées aux tissus superficiels des carcasses.

D'autre part, les résultats obtenus avec cette méthode sont souvent peu reproductibles et peu répétables étant donné la variabilité liée en particulier à l'opérateur (**FOURNAUD, 1982**).

PARTIE EXPERIMENTALE

1. OBJECTIFS

Afin d'apprécier l'hygiène de l'abattoir d'El-Oued et l'hygiène des procédés d'abattage du dromadaire, notre étude a porté sur la flore de contamination superficielle d'origine bactérienne et fongique sur les carcasses camelines.

Nous avons réalisé une étude bactériologique quantitative et qualitative et une étude mycologique qualitative à partir d'échantillons provenant de carcasses camelines, du personnel, des outils et de différents endroits de la structure de l'abattoir.

Pour effectuer cette étude, nous avons récolté avant estampillage, 60 prélèvements (épaule, flanc et la cuisse) sur 20 carcasses camelines fraîchement abattues. L'analyse bactériologique a été réalisée au laboratoire d'hygiène de la willaya d'El-Oued.

Les analyses mycologiques ont eu pour objectifs de déterminer, dans un premier temps, la présence des levures et moisissures sur les carcasses camelines et identifier les espèces les plus fréquemment rencontrées.

L'analyse fongique a été effectuée au laboratoire de parasitologie de l'E.N.V- Alger.

Nous avons effectué une étude qualitative sur des échantillons prélevés sur :

- 19 carcasses camelines (l'encolure, l'épaule, le flanc et la cuisse).
- Les structures et équipements de l'abattoir (les sols, les murs, les crochets et les eaux).
- Le personnel (main droite et gauche).
- Les outils d'abattage (couteaux, fusils, haches).

2. PRESENTATION DE L'ABATTOIR D'EL-OUED

2.1. Emplacement géographique

L'abattoir d'El Oued est un établissement communal, en adjudication. Il se situe au Nord-Est de la ville en direction de Tébessa.

2.2. Caractéristiques

Construit en matériau local (Djebs), l'abattoir d'El-Oued est construit sur l'emplacement de l'ancien abattoir, actuellement transformé en parking. Sa superficie globale est de 8700 m². Il est fonctionnel depuis 1976.

L'abattoir d'El-oued comprend :

- Une salle de réception des animaux de 1600 m², sans toiture et présentant un sol non glissant.
- Une salle de la stabulation semblable à la précédente, et munie de deux robinets d'eau.
- Une salle, de 2000 m² pour l'abattage des bovins, des ovins et des camelins. Le sol est couvert d'un carrelage glissant Les murs sont couverts jusqu'à 2 m de hauteur de faïence facilement lavable. Le toit est en ciment. La salle d'abattage est dotée d'une chambre froide de grande capacité.
- 5 grandes fenêtres, 2 grandes portes, et 8 lampes, assurent l'éclairage de la salle.
- L'équipement de travail est rudimentaire et comprend :
 - 3 compresseurs à air utilisés pour le dépouillement des animaux.
 - 6 treuils pour la suspension des carcasses.
 - 8 postes d'eau.

Le matériel de travail (haches, couteaux) n'est pas personnalisé. L'abattage a lieu la nuit et en absence du vétérinaire.

Les sacrificateurs travaillent chacun pour le compte de 2 ou 3 bouchers.

- . Une petite salle annexée à l'abattoir pour le stockage des peaux et cuirs.
- L'évacuation de déchets et des eaux usées est reliée à la canalisation de la ville.
- Un bureau de service vétérinaire.
- Des vestiaires et des douches.

3. MATERIELS

3.1. Analyses bactériologiques

L'analyse bactériologique des échantillons a été effectuée au laboratoire de l'hygiène de la wilaya d'El – Oued (Annexes 1).

3.2. Analyses mycologiques

Ont été effectués au niveau du laboratoire de parasitologie- mycologie de l'E.N.V- Alger. (Annexe 3)

4. METHODES

4.1. Analyses bactériologiques

4.1.1. Echantillonnage

4.1.1.1. Mode d'échantillonnage

L'étude a été réalisée au niveau de l'abattoir d'El-Oued, sur des carcasses camelines provenant de différentes régions de la wilaya.

Les prélèvements des échantillons ont été réalisés sur la surface des carcasses en début de chaîne d'abattage juste après le dépouillement. Les carcasses sont choisies de façon aléatoire. Les écouvillons sont des disques cosmétiques en coton que l'on stérilise à 130 °C pendant 20 minutes avant usage.

4.1.1.2. Méthode de prélèvement

Pour des raisons de commodité de travail, de simplicité, et de rapidité, nous avons choisi la technique d'écouvillonnage.

Les écouvillons humidifiés avant le prélèvement au moyen d'une solution stérile du diluant BLMT.

La face humide de l'écouvillon doit être frottée, pendant moins de 20 secondes sur la surface de la carcasse délimitée.

- D'abord verticalement
- Puis horizontalement
- Puis en diagonale
- Une pression aussi forte que possible doit être appliquée.
- L'écouvillon doit être retourné.

- Ensuite la même procédure d'échantillonnage doit être répétée avec la face sèche de l'écouvillon.

Cette technique a été réalisée selon les dispositions de la norme **ISO 17604 : 2003 (F)**. Elle ne recueille que 20 à 40% des germes de surface.

Tableau n ° 5: Planning des prélèvements.

Visite	Nombre de carcasses écouvillonnées	Nombre de prélèvements	Flores recherchées
Jeudi	4	12 prélèvements/visite	Flore aérobique mésophile totale Entérobactéries et Coliformes fécaux
Samedi	6	18 prélèvements/visite	Flore aérobique mésophile totale Entérobactéries et Coliformes fécaux
Dimanche	5	15 prélèvements/visite	Flore aérobique mésophile totale Entérobactéries et Coliformes fécaux
Jeudi	5	15 prélèvements/visite	Flore aérobique mésophile totale Entérobactéries et Coliformes fécaux

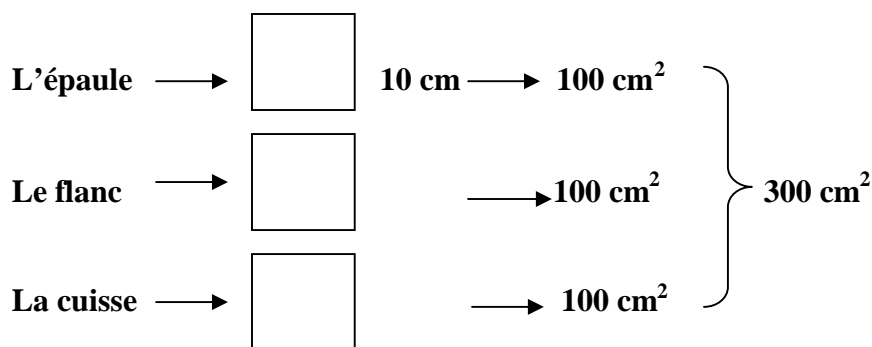
Nombre total de prélèvement : = 60. Un échantillon par carcasse consiste en trois prélèvements dans trois sites différents de la carcasse.

4.1.1.3. Zônes et surface écouvillonnées

Afin de tenir compte de l'hétérogénéité de la contamination des carcasses, les échantillons ont été prélevés au niveau de trois régions anatomiques différentes : l'épaule, le flanc et la cuisse

(**LE TOUZE et al., 1985; LASTA et al., 1988; CARTIER, 1993**). Trois surfaces sont écouvillonnées correspondant à une surface totale de 300 cm².

Zones écouvillonnées 10 cm



4.1.1.4. Transport et conservation des prélèvements

Le transport et la conservation des échantillons ont été réalisés suivant les dispositions de la norme **ISO 17604 : 2003 (F)**. Les échantillons dans flacons stériles sont placés dans une enceinte isotherme avec des plaques eutectiques, et transportées rapidement vers le laboratoire. Il est souhaitable que la durée du transport n'excède pas les 2 heures.

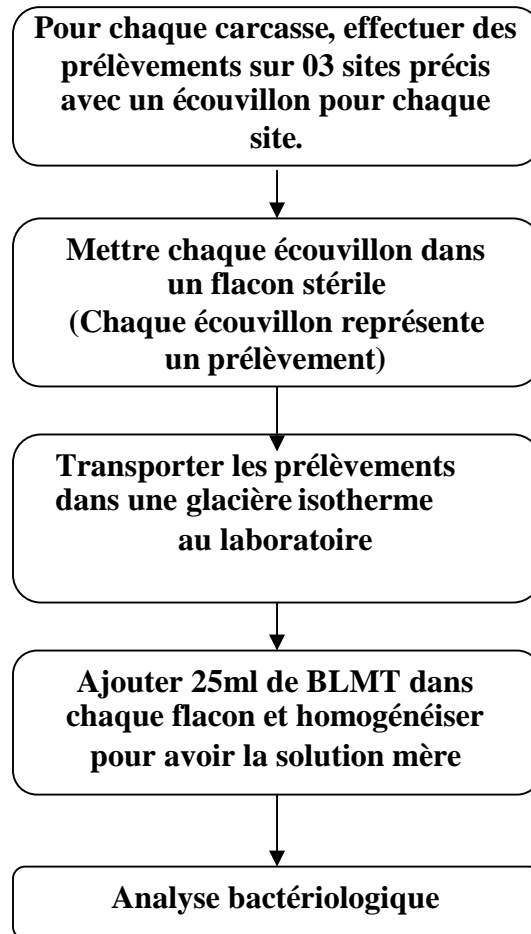


Figure n ° 3 : Diagramme des étapes de l'échantillonnage.

4.1.2. Méthodes d'ensemencement et de dénombrement des bactéries

4.1.2.1. Préparation des solutions mères et des dilutions décimales

A chaque écouvillon recueilli individuellement, dans un flacon stérile on rajoute un volume de 25 ml d'eau péptonée pour revivifier les bactéries prélevées.

25 ml de suspension mère correspondent alors à 100cm^2 ; donc 1 ml de suspension mère correspond à 4cm^2 . Le nombre final d'ufc/ml trouvé doit donc être divisé par 4 pour obtenir un nombre d'ufc/ cm^2 .

Le contenu est homogénéisé par un agitateur vortex pendant 60 sec. La suspension obtenue constitue la solution mère et à partir de là sont réalisées les dilutions décimales qui s'effectuent de la façon suivante :

4.1.2.2. Mode opératoire

Le mode opératoire a été réalisé selon la Norme Française : **NF V-057-2**.

A l'aide d'une pipette en verre graduée stérile, on introduit aseptiquement 1ml de la solution mère dans un tube à vis stérile contenant au préalable 9ml d'eau physiologique; cette dilution constitue alors la dilution au 1/10 (10^{-1}) en mélangeant le contenu du tube soigneusement. On effectue la même opération pour obtenir les dilutions 1/100 et 1/1000. Dans ce cas, nous disposons d'une solution mère et de trois dilutions décimales, comme le montre la figure ci-après :

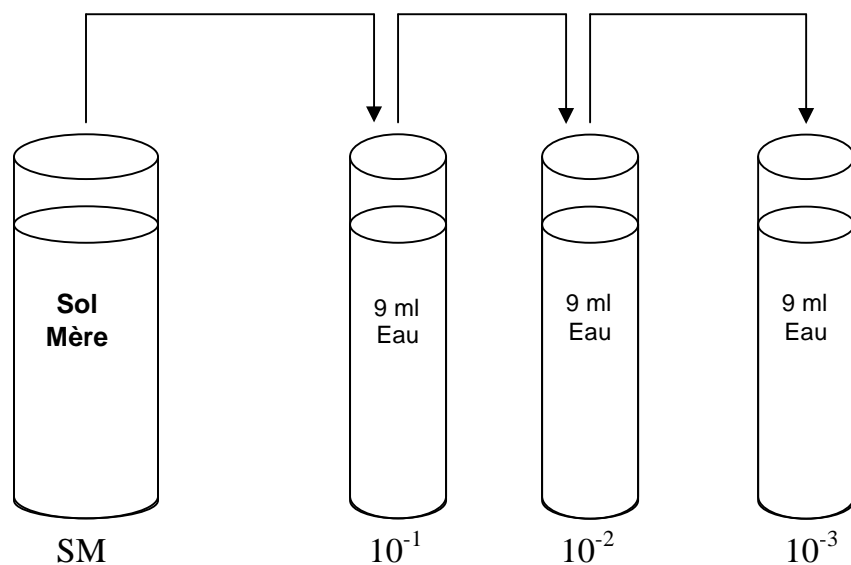


Figure n ° 4: Schéma de la préparation de la solution mère et des dilutions décimales.

4.1.2.3. Ensemencement et dénombrement

4.1.2.3.1. Dénombrement de la flore aérobique mésophile totale

La méthode et le mode opératoire de recherche et de dénombrement de la flore aérobique mésophile totale sont effectués selon la norme française (**Norme NF V 08-51**).

Ces flores sont isolées et dénombrées sur milieu de culture gélosés PCA (*plat count Agar*) ou TDYM après ensemencement en profondeur selon le protocole suivant :

On porte aseptiquement 1 ml des dilutions décimales allant de 10^{-1} , 10^{-2} et 10^{-3} dans des boîtes de Pétri vides préparées et numérotées à cet usage..

On complète ensuite avec environ 15 ml de gélose PCA ou TDYM fondue puis refroidie à $47 \pm 2^{\circ}\text{C}$ dans un bain Marie. On homogénéise le contenu en effectuant des mouvements circulaires et de « va-et-vient » en formes de « 8 » sur une surface fraîche et horizontale pour permettre à l'inoculum de se mélanger à la gélose.

Une fois la gélose refroidie, on recouvre avec une deuxième couche d'environ 4 ml de la même gélose fondue. Cette deuxième couche a un rôle contre les contaminations diverses.

Les boîtes sont incubées couvercles en bas à 30°C pendant $72 \text{ h} \pm 3 \text{ h}$ pour la flore aérobique mésophile totale.

4.1.2.3.1.1. Lecture et interprétation

La lecture et l'interprétation ont été faites selon la Norme Française : **Norme XP V08-102**.

Retenir les boîtes contenant moins de 300 colonies, au niveau de deux dilutions successives. Il faut qu'une boîte renferme au moins 15 colonies.

Calculer le nombre **N** de microorganismes dénombrés à 30°C par ml, à l'aide de l'équation suivante (**LARPENT, 1997 et DUTRUC- ROSSET, 2003**) :

$$\mathbf{N} = \frac{\sum c}{1,1 \times d}$$

Où:

N : nombre d'UFC par ml de produit initial.

$\sum c$: est la somme des colonies comptées sur les deux boîtes retenues

d : est le taux de dilution correspondant à la première dilution.

Le résultat final de microorganismes dénombrés à 30°C par ml est noté par un nombre compris entre 1,0 et 9,9 multiplié par 10^x où x est la puissance appropriée de 10.

Arrondir les résultats calculés à deux chiffres significatifs après la virgule selon la règle suivante :

- Si le chiffre après la virgule est inf à 5. Le chiffre précédent ne change pas.
- Si le chiffre après la virgule est supérieur à 5. Le chiffre précédent est augmenté d'une unité.
- Si le chiffre après la virgule est égal à 5. Arrondir le chiffre précédent au chiffre entier le plus proche.

4.1.2.3.1.2. Estimation des petits nombres

Si la boîteensemencée avec 1 ml de la 1ère dilution retenue pour l'analyse renferme moins de 15 colonies caractéristiques, exprimer le résultat comme suit (**LARPENT, 1997 et DUTRUC-ROSSET, 2003**) :

$$N = c \times \frac{1}{d}$$

N : nombre d'UFC par ml de produit initial

c : somme des colonies caractéristiques dénombrées

d : taux de dilution

Si la boîteensemencée avec 1 ml de la 1ère dilution retenue pour l'analyse ne contient aucune colonie exprimer le résultat comme suit (**LARPENT, 1997 et DUTRUC- ROSSET, 2003**) :

$$N = 1 \times \frac{1}{d}$$

d : taux de dilution

4.1.2.3.2. Dénombrement des Coliformes fécaux

Cette méthode consiste en la recherche et le dénombrement des coliformes thermo tolérants (coliformes fécaux) par comptage des colonies obtenues respectivement à 44°C, la norme (**Norme NF V 08-017**) relatives au dénombrement des coliformes fécaux.

Les coliformes fécaux sont isolés et dénombrés sur un milieu gélosé sélectif le VRBL. Les prélèvements sont dilués jusqu'à 10^3 . On porte aseptiquement 1 ml des dilutions décimales allant de 10^{-1} , 10^{-2} et 10^{-3} dans des boîtes de Pétri vides préparées et numérotées à cet usage..

On complète ensuite avec environ 15 ml de gélose VRBL fondue puis refroidie à $47 \pm 2^\circ\text{C}$ dans un bain Marie. On homogénéise le contenu en effectuant des mouvements circulaires et de « va-et-vient » en formes de « 8 » sur une surface fraîche et horizontale pour permettre à l'inoculum de se mélanger à la gélose.

4.1.2.3.2.1. Lecture et interprétation

Il s'agit de dénombrer toutes les colonies rouges ayant poussé en masse dans les boîtes en tenant compte des facteurs de dilutions, dénombrer les boîtes entre 15 et 300 colonies. Faire ensuite la moyenne arithmétique des colonies entre les différentes dilutions.

Calculer le nombre **N** de microorganismes dénombrés à $44,5^\circ\text{C}$ par ml, à l'aide de l'équation suivante :

$$N = \frac{\sum c}{1,1 \times d}$$

Où:

N : nombre d'UFC par ml de produit initial.

$\sum c$: est la somme des colonies comptées sur les deux boîtes retenues.

d : est le taux de dilution correspondant à la première dilution.

2.1.2.3.2.2. Estimation des petits nombres

Si la boîteensemencée avec 1 ml de la 1ère dilution retenue pour l'analyse renferme moins de 15 colonies caractéristiques, exprimer le résultat comme suit :

$$N = \frac{c \times 1}{d}$$

c : somme des colonies caractéristiques dénombrées

d : taux de dilution

Si la boîte ensemencée avec 1 ml de la 1ère dilution retenue pour l'analyse ne contient aucune colonie exprimer le résultat comme suit :

$$N = 1 \times \frac{1}{d}$$

d : taux de dilution

4.1.2.3.3. Dénombrement des Entérobactéries

Les entérobactéries sont isolées et dénombrées sur un milieu gélosé sélectif le VRBG. Les prélèvements sont dilués jusqu'à 10^{-3} . Les entérobactéries sont dénombrées après incubation à 37°C pendant 24h selon la méthode décrite ci-dessus.

On porte aseptiquement 1 ml des dilutions décimales allant de 10^{-1} , 10^{-2} et 10^{-3} dans des boîtes de Pétri vides préparées et numérotées à cet usage. On complète ensuite avec environ 15 ml de gélose VRBG fondue puis refroidie à $47 \pm 2^{\circ}\text{C}$ dans un bain Marie. On homogénéise le contenu en effectuant des mouvements circulaires et de « va-et-vient » en formes de « 8 » sur une surface fraîche et horizontale pour permettre à l'inoculum de se mélanger à la gélose. Calculer le nombre **N** de microorganismes dénombrés à 37°C par ml, à l'aide de l'équation suivante

$$N = \frac{\sum c}{1,1 \times d}$$

Où:

N : nombre d'UFC par ml de produit initial

$\sum c$: est la somme des colonies comptées sur les deux boîtes retenues.

d : est le taux de dilution correspondant à la première dilution.

4.1.2.3.3. 1. Estimation des petits nombres

Si la boîteensemencée avec 1 ml de la 1ère dilution retenue pour l'analyse renferme moins de 15 colonies caractéristiques, exprimer le résultat comme suit :

$$N = c \times \frac{1}{d}$$

c : somme des colonies caractéristiques dénombrées

d : taux de dilution

Si la boîteensemencée avec 1 ml de la 1ère dilution retenue pour l'analyse ne contient aucune colonie exprimer le résultat comme suit :

$$N = 1 \times \frac{1}{d}$$

d : taux de dilution

4.2. Analyses mycologiques

4.2.1. Echantillonnage

L'étude a été réalisée au niveau de l'abattoir d'El-Oued, sur des carcasses camelines provenant de différentes régions. Les carcasses sont choisies de façon aléatoire. Les écouvillons sont stériles de type coton tige.

4.2.1.1. Méthode de prélèvement

Afin de recueillir des prélèvements de surface de carcasses camelines aux abattoirs, nous avons utilisé la technique de l'écouvillonnage sec. Cette technique a été choisie pour sa simplicité, sa rapidité d'exécution et sa longue conservation des échantillons.

4.2.1.2. Zônes écouvillonnées

Les prélèvements qui se sont étalés sur une période d'un mois ont porté sur 04 sites suivants :

- Les surfaces : Les sols, les murs, le robinet et l'eau.
- Le matériel : les couteaux, les haches, les fusils, et les crochets.
- Le personnel (égorgeurs) : main droite et main gauche.
- Les carcasses: l'encolure, les épaules, le flanc, la cuisse,

Les prélèvements ont été effectués par écouvillonnage superficiel à l'aide d'écouvillons stériles de type coton tige sec sur des superficies non délimitées le but n'étant pas de dénombrer mais d'identifier.

4.2.1.3. Technique de prélèvement

À l'aide de l'écouvillon stérile, on frotte la surface choisie en effectuant des zigzags serrés tout en roulant la tige de l'écouvillon sur son axe de telle sorte que toute la surface de l'écouvillon ait été en contact avec la surface à explorer.

Replacer délicatement l'écouvillon dans son tube. .

4.2.2. Préparation du milieu de culture

Dans de l'eau distillée, chauffée durant 30 minutes environ à 100 °C, y verser le milieu culture sabouraud déshydraté à raison de 50 g/ L. Remuer sans cesse pour assurer la diffusion homogène du milieu. Verser le milieu en fusion dans des flacons en verre stériles et autoclaver (130°C pendant 15 minutes). Le milieu est coulé dans des boîtes de Pétri à raison de 12 ml environ par boîte. La gélose dans les boîtes de pétri est refroidie sur la paille préalablement désinfectée à l'eau de Javel.

4.2.3. Ensemencement

L'isolement des champignons se fait après ensemencement des prélèvements sur le milieu d'isolement (milieu Sabouraud) et incubation à 27°C durant 48-72 heures.

L'ensemencement des prélèvements sur le milieu de culture Sabouraud s'effectue directement à partir des écouvillons sans aucune dilution.

Sur une paille désinfectée à l'eau de Javel, et sur laquelle un bec benzène demeure allumé 10 à 20 min. retirer l'écouvillon de son tube et saisir de l'autre main la boîte de Petrie contenant le milieu de culture. À l'aide de l'écouvillon, effectuer des stries rentrant à la surface du milieu de culture afin d'obtenir des colonies bien séparées. Incuber à 27°C durant 48 à 72 h.

4.2.4. Identification

4.2.4.1. Moisissures

L'examen des colonies filamenteuses (moisissures) consiste à prélever une partie de la colonie. Cette colonie est déposée sur une lame porte objet sur laquelle se trouve une goutte du colorant Lactophénol qu'on recouvre avec une lamelle. L'identification des moisissures se fait sous microscope.

4.2.4.2. Levures

4.2.4.2.1. Sélection des colonies et repiquage sur milieu Sabouraud

Les levures sont repiquées sur milieu Sabouraud pour identification ultérieure à l'aide d'une galerie biochimique. La sélection des colonies de levures a été effectuée sur la base des critères suivants : La taille (Grande, moyenne, petite), La couleur (Blanche, beige, rose, orange, jaune, translucide), La forme (Plate, bombée, arrondie), La consistance ou la texture des colonies (lisse, rugueuse, duveteuse, luisante, épaisse, collante).

4.2.4.2.2. Tests sur galerie

L'identification des levures nécessite, l'utilisation d'une galerie de teste biologiques et biochimiques. La galerie s'est résumé à 5 testes dont,

1. La croissance à 37°C sur gélose Sabouraud,
2. Test de la blastèse dans du sérum (production de tubes germinatifs),
3. Recherche des chlamydospores sur gélose rice cream (RAT),
4. Recherche d'une urease sur milieu Urée – Indole,
5. Recherche de la sensibilité à l'actidione (antibiotique) sur gélose Sabouraud.

L'interprétation des tests de la galerie sont décrits dans le tableau n ° 6.

Tableau n° 6: Caractères d'identification des levures d'intérêt médical (DUPONT et al., 1988).

Levures d'intérêt médical	Croissance à 37°C	RAT 25 - 30°C		Galerie Levures		
		Pseudomycélium	Mycélium	Germination sérum	Uréase	Sensibilité actidione
<i>Candida albicans</i>	+	+	+	+	-	R
<i>Candida tropicalis</i>	+	+	+	-	-	S
<i>Candida pseudotropicalis</i>	+	+	-	-	-	R
<i>Candida krusei</i>	+	+	-	-	-	S
<i>Candida parapsilosis</i>	+	+	-	-	-	S
<i>Candida guilliermondii</i>	+	- (+)	-	-	-	R
<i>Candida zeylanoides</i>	- (+)	+	-	-	-	S
<i>Candida lusitanae</i>	+	+	-	-	-	S
<i>Candida viswanathii</i>	+	+	V	-	-	S
<i>Cryptococcus neoformans</i>	+	-	-	-	+	(4h) S
<i>Cryptococcus albidus</i>	- (+)	-	-	-	+	(24h) S
<i>Cryptococcus laurentii</i>	V	-	-	-	+	(24h) S
<i>Cryptococcus terreus</i>	-	-	-	-	+	(24h) S
<i>Rhodotorula glutinis</i>	V	-	-	-	+	V
<i>Rhodotorula rubra</i>	V	-	-	-	+	(24h) V
<i>Saccharomyces cerevisiae</i>	V	V	-	-	-	S
<i>Torulopsis glabrata</i>	+	-	-	-	-	S
<i>Torulopsis candida</i>	+	-	-	-	-	S
<i>Torulopsis dattila</i>	+	-	-	-	-	S
<i>Torulopsis globosa</i>	V	-	-	-	-	S
<i>Torulopsis haemulonii</i>	+	-	-	-	-	S
<i>Torulopsis pulcherrima</i>	V	-	-	-	-	S
<i>Trichosporon cutaneum</i>	+	+	+	-	+	(-) V
<i>Trichosporon capitatum</i> = <i>Geotrichum capitatum</i>	+	+	+	-	+	(-) R
<i>Trichosporon fermentans</i> = <i>Geotrichum fermentans</i>	V	-	+	-	-	R
<i>Geotrichum candidum</i>	V	-	+	-	-	R

V = caractère variable + = caractère positif - = caractère négatif

4.2.4.2.2.1. Croissance à 37°C sur gélose Sabouraud

La croissance à 37 °C est un facteur de virulence chez la levure. Certaines levures présumées pathogènes peuvent se développer à 37°C sur milieu gélosé de Sabouraud. On ensemence stérilement une colonie de levure sur gélose Sabouraud puis on incube les boîtes de Pétri à 37°C durant 48 heures à 72 heures.

(+) : cultures poussant à 37°C.

(-) : cultures ne poussant pas à 37°C.

4.2.4.2.2.2. Test de la blastèse ou filamentation sur sérum

Le sérum de bovin a été utilisé comme milieu pour favoriser le développement des filaments germinatifs des *Candida albicans* (test de germination).

On ensemence de manière stérile une colonie dans un tube contenant 1ml de sérum de bovin stérile. Après une incubation de 4 heures à 37°C, on prélève une goutte du culot que l'on dépose entre lame et lamelle, on recherche les tubes germinatifs au microscope optique au grossissement x10 et x40.

4.2.4.2.2.3. Recherche des chlamydozoaires sur milieu Rice Cream

Ce test permet de mettre en évidence les Chlamydozoaires de *Candida albicans* sur un milieu de culture pauvre à base de riz. Ce test est un outil très important pour l'identification de genre *Candida* en particulier l'espèce *albicans*.

Couler le milieu en boîte de pétri, l'épaisseur du milieu doit être d'environ 5 mm, après l'étalement d'un fragment d'une colonie on va recouvrir par une lamelle passée à la flamme (assuré la stérilité) pour créer un milieu anaérobie, puis passez la préparation à l'étuve au 27 °C. La lecture sera par la suite à 24 h, 48 h et 72 h plus tard, on posant directement la boîte sans le couvercle sur la platine du microscope. Observer à l'objectif x10 et x40

4.2.4.2.2.4. Recherche d'une uréase dans le milieu Urée – Indole

Cette réaction est révélée par l'inoculation d'une colonie de levure dans un tube contenant le réactif Urée-Indole de couleur orange qui en présence d'une uréase vire au rose-violet au bout de 24h témoignant de la réduction de l'urée. On prélève de manière stérile une colonie de levures que l'on inocule dans 1 ml d'urée-indol, on homogénéise la suspension à l'aide d'un agitateur vortex

puis on incube à 37°C durant 4h puis 24h. *Cryptococcus neoformans* est la seule espèce qui produit une Uréase au bout de 4h d'incubation à 37°C.

4.2.4.2.5. Recherche de la sensibilité à l'actidione (antibiotique) sur gélose Sabouraud

L'Actidione ou la cycloheximide est un antibiotique actif sur les champignons commensaux ou saprophytes, les bactéries et levures. Certaines levures comme *Candida albicans*, *Candida pseudotropicalis*, *Trichosporon fermentans* ou *Geotrichum candidum* sont résistantes à l'actidione. On ensemence de manière stérile, une colonie de levure sur gélose Sabouraud additionnée d'actidione puis on incube à 27°C durant 48h à 72h.

R : pour les colonies résistantes à l'Actidione.

S : pour les colonies sensibles à l'Actidione.

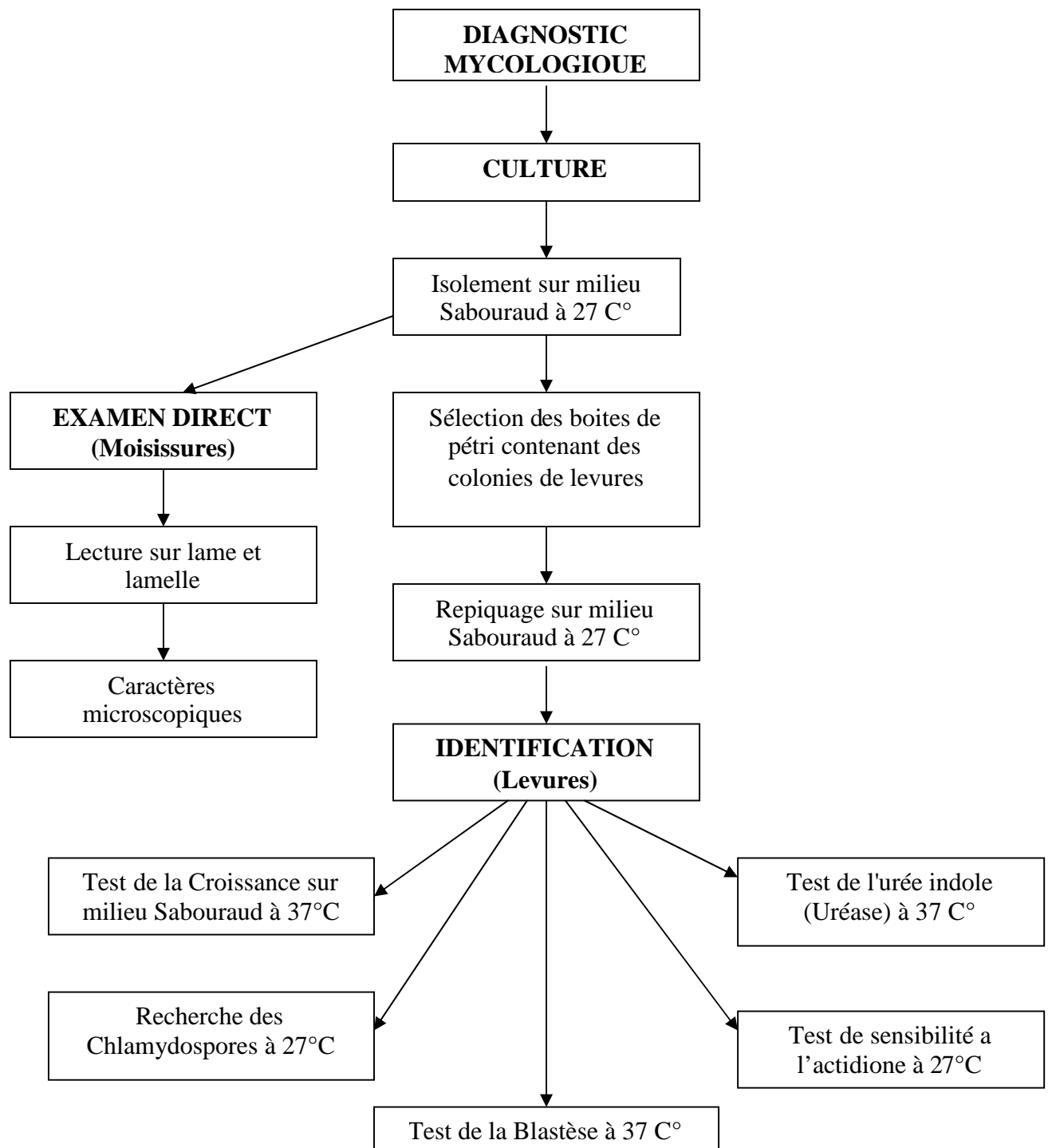


Figure n° 5 : Organigramme général de l'examen mycologique suivi au cours de notre analyse.

5. RESULTATS

5.1. Analyses bactériologiques

Pour déterminer la qualité bactériologique de 20 carcasses camélines, nous avons procédé de la façon suivante :

- Evaluation de la contamination globale des 20 carcasses camélines.
- Evaluation de la charge bactérienne de chaque flore sur chaque site prélevé.
- Comparaison de la charge bactérienne entre les différents sites de prélèvement.

Les résultats des dénombrement, par carcasse, ont été calculés à partir de la moyenne arithmétique des unités format colonies sur deux boîtes de pétri à la même dilution. Les dénombrements sont exprimés en logarithme décimal d'UFC sur la surface prélevée (\log_{10} ufc/cm²). Pour chaque flore dénombrée, la moyenne et l'écart type sont calculés à partir des moyenne logarithmiques.

L'analyse statistique a été réalisée à partir de ces moyennes logarithmiques par l'application du test de comparaison des moyenne des flores dénombrés entre les trois sites avec les risque de 5% et 1%.

5.1.1. Evaluation de la contamination globale des carcasses camélines

Tableau n°7 : Moyenne des analyses bactériologiques au niveau des 3 sites sur les 20 carcasses camélines.

Flore	Sites de prélèvement			Moyenne
	Epaule Moy ± Etype	Flanc Moy ± Etype	Cuisse Moy ± Etype	
FAMT	2,01 ± 0,73	1,65 ± 0,65	1,71 ± 0,66	1,79 ± 0,19
ENT	0,96 ± 0,84	0,71 ± 0,53	0,85 ± 0,80	0,84 ± 0,12
CF	0,508 ± 0,33	0,49 ± 0,28	0,506 ± 0,37	0,50 ± 0,009

(FAMT : Flore Aérobie Mésophile Totale ; ENT : Entérobactéries ; CF : Coliformes Fécaux ; Moy : moyenne logarithmique du nombre d'Unités Formant Colonies (ufc) pour la surface de 1cm² ; Etype: Ecart type).

Les résultats montrent que sur les 60 échantillons, la flore de contamination globale des carcasses est constituée essentiellement de flore mésophile totale (1,79 \log_{10} ufc/cm²), suivie par les entérobactéries (0,84 \log_{10} ufc /cm²) et les coliformes fécaux (0,50 \log_{10} ufc /cm²).

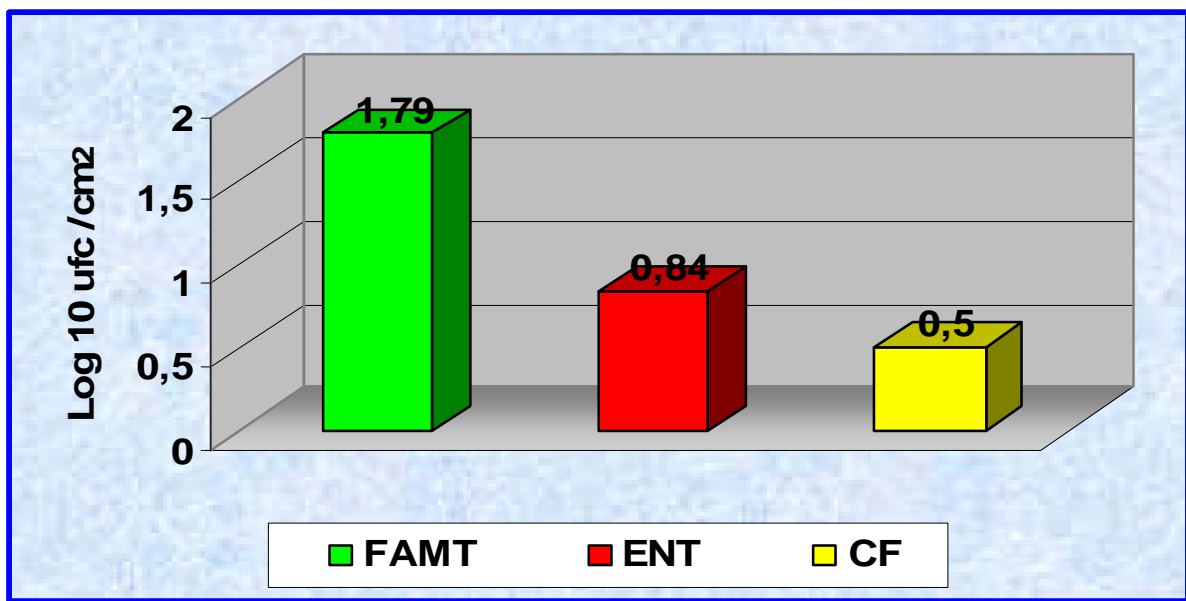
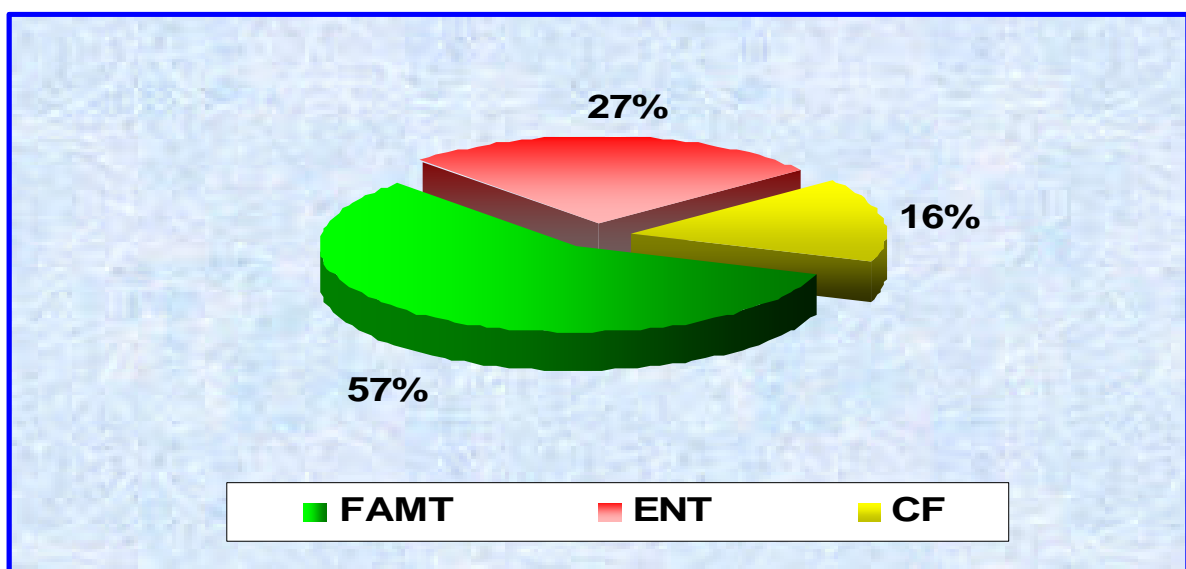


Figure n° 6 : Fréquence des flores bactériennes isolées dans la contamination globale des 20 carcasses camélines.

En terme de pourcentage, la flore aérobie mésophile totale représente 57% de la flore dénombrée, 27% pour les entérobactéries et 16% les coliformes fécaux.



Figures n° 7 : Pourcentage des flores bactériennes isolées dans la contamination globale des 20 carcasses camélines.

5.1.1.1. Evaluation de la contamination par site de prélèvement

5.1.1.1.1. Epaule

Tableau n° 8 : Dénombrement des flores bactériennes sur l'épaule des 20 carcasses camélines.

Carcasse n	FAMT	ENT	CF
Carcasse 1	3,53	1,65	0,69
Carcasse 2	ind	1,6	0,39
Carcasse 3	2,07	0,39	0,39
Carcasse 4	0,39	0,39	0,39
Carcasse 5	2,57	0,39	0,39
Carcasse 6	2,54	1,67	0,39
Carcasse 7	2,63	1,3	0,39
Carcasse 8	2,23	1,54	0,69
Carcasse 9	1,35	1,35	0,39
Carcasse 10	2,16	0,39	1,69
Carcasse 11	2,03	0,39	0,39
Carcasse 12	1,77	0,39	0,39
Carcasse 13	1,54	0,39	0,39
Carcasse 14	1,94	0,69	0,39
Carcasse 15	1,43	0,39	0,39
Carcasse 16	ind	0,39	0,39
Carcasse 17	ind	3,45	ind
Carcasse 18	ind	ind	ind
Carcasse 19	ind	ind	ind
Carcasse 20	ind	ind	ind
Moyenne	2,01	0,96	0,508
Ecart type	± 0,73	± 0,84	± 0,33

a) Flore mésophile totale

Pour la flore aérobie mésophile totale, 14 échantillons (70 %) ont présenté des résultats pouvant faire l'objet d'une interprétation et 6 échantillons (30%) sont indénombrables et donc non interprétables. Le niveau de contamination minimale est de l'ordre de 0,39 log₁₀ ufc/cm² et le niveau de contamination maximale est de l'ordre de 3,53 log₁₀ ufc/cm².

La moyenne logarithmique du taux de contamination sur les 14 carcasses est de l'ordre de 2,01 log₁₀ ufc /cm².

b) Entérobactéries

Pour les entérobactéries, 17 échantillons (85 %) ont présenté des résultats pouvant faire l'objet d'une interprétation et 3 échantillons (15%) sont indénombrables et donc non interprétables. Le niveau de contamination minimale est de l'ordre de $0,39 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$ et le niveau de contamination maximale est de l'ordre de $3,45 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$. La moyenne logarithmique du taux de contamination sur les 17 carcasses est de l'ordre de $0,96 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$.

c) Coliformes fécaux

Pour les coliformes fécaux 16 échantillons (80 %) ont présenté des résultats pouvant faire l'objet d'une interprétation et 4 échantillons (20%) sont indénombrables et donc non interprétables. Le niveau de contamination minimale est de l'ordre de $0,39 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$ et le niveau de contamination maximale est de l'ordre de $1,69 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$.

La moyenne logarithmique du taux de contamination sur les 16 carcasses est de l'ordre de $0,508 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$.

5.1.1.1.2. Flanc

Tableau n° 9 : Dénombrement des flores bactériennes sur le flanc des 20 carcasses camélines.

Carcasse n°	FAMT	ENT	CF
Carcasse 1	3,21	0,39	0,87
Carcasse 2	Ind	0,39	0,39
Carcasse 3	0,39	0,69	0,39
Carcasse 4	2	0,39	0,39
Carcasse 5	2,35	0,39	0,39
Carcasse 6	1,62	0,39	0,39
Carcasse 7	1,72	1,24	0,39
Carcasse 8	1,77	1,74	0,39
Carcasse 9	1,17	1,74	0,39
Carcasse 10	1,24	0,39	0,39
Carcasse 11	2,08	1,47	1,43
Carcasse 12	1,17	0,39	0,39
Carcasse 13	1,62	0,39	0,39
Carcasse 14	1,62	0,39	0,39
Carcasse 15	1,24	0,39	0,39
Carcasse 16	ind	ind	ind
Carcasse 17	ind	ind	ind
Carcasse 18	ind	ind	ind

Carcasse 19	ind	ind	ind
Carcasse 20	ind	ind	ind
Moyenne	1,65	0,71	0,49
Ecart type	±0,65	±0,53	±0,28

a) Flore mésophile totale

Pour la flore aérobie mésophile totale, 15 échantillons (75 %) ont présenté des résultats pouvant faire l'objet d'une interprétation et 5 échantillons (25%) sont indénombrables et donc non interprétables. Le niveau de contamination minimale est de l'ordre de $0,39 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$ et le niveau de contamination maximale est de l'ordre de $3,21 \log_{10} \text{ ufc /cm}^2$.

La moyenne logarithmique du taux de contamination sur les 15 carcasses est de l'ordre de $1,65 \log_{10} \text{ ufc /cm}^2$.

b) Entérobactéries

Pour les entérobactéries, 15 échantillons (75 %) ont présenté des résultats pouvant faire l'objet d'une interprétation et 5 échantillons (25%) sont indénombrables et donc non interprétables. Le niveau de contamination minimale est de l'ordre de $0,39 \log_{10} \text{ ufc /cm}^2$ et le niveau de contamination maximale est de l'ordre de $1,74 \log_{10} \text{ ufc /cm}^2$.

La moyenne logarithmique du taux de contamination sur les 15 carcasses est de l'ordre de $0,71 \log_{10} \text{ ufc /cm}^2$.

c) Coliformes fécaux

Pour Les coliformes fécaux 15 échantillons (75 %) ont présenté des résultats pouvant faire l'objet d'une interprétation et 5 échantillons (25%) sont indénombrables et donc non interprétables. Le niveau de contamination minimale est de l'ordre de $0,39 \log_{10} \text{ ufc /cm}^2$ et le niveau de contamination maximale est de l'ordre de $1,43 \log_{10} \text{ ufc /cm}^2$. La moyenne logarithmique du taux de contamination sur les 15 carcasses est de l'ordre de $0,49 \log_{10} \text{ ufc /cm}^2$.

5.1.1.1.3. Cuisse

Tableau n° 10 : Dénombrement des flores bactériennes sur la cuisse des 20 carcasses camélines.

Carcasse	FAMT	ENT	CF
Carcasse 1	2,32	0,69	0,39
Carcasse 2	Ind	1,87	1,83
Carcasse 3	2,7	0,39	0,39
Carcasse 4	0,39	2,92	0,39
Carcasse 5	2,13	1,74	0,39
Carcasse 6	2,11	0,39	0,39
Carcasse 7	2,18	0,39	0,39
Carcasse 8	1,96	0,39	0,39
Carcasse 9	1,78	1,72	0,39
Carcasse 10	1,93	0,39	0,39
Carcasse 11	1,57	0,39	0,39
Carcasse 12	1,39	0,39	0,69
Carcasse 13	1,94	0,39	0,39
Carcasse 14	0,69	0,39	0,39
Carcasse 15	0,87	0,39	0,39
Carcasse 16	ind	ind	ind
Carcasse 17	ind	3,38	ind
Carcasse 18	ind	ind	ind
Carcasse 19	ind	ind	ind
Carcasse 20	ind	ind	ind
Moyenne	1,71	0,85	0,506
Ecart type	± 0,66	± 0,80	± 0,37

a) Flore mésophile totale

Pour la flore aérobie mésophile totale, 14 échantillons (70 %) ont présenté des résultats pouvant faire l'objet d'une interprétation et 6 échantillons (30%) sont indénombrables et donc non interprétables. Le niveau de contamination minimale est de l'ordre de $0,39 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$ et le niveau de contamination maximale est de l'ordre de $2,32 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$.

La moyenne logarithmique du taux de contamination sur les 14 carcasses est de l'ordre de $1,71 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$.

b) Entérobactéries

Pour les entérobactéries, 16 échantillons (80 %) ont présenté des résultats pouvant faire l'objet d'une interprétation et 4 échantillons (20%) sont indénombrables et donc non interprétables. Le niveau de contamination minimale est de l'ordre de $0,39 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$ et le niveau de contamination maximale est de l'ordre de $3,38 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$.

La moyenne logarithmique du taux de contamination sur les 16 carcasses est de l'ordre de $0,85 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$.

c) Coliformes fécaux

Pour Les coliformes fécaux 15 échantillons (75 %) ont présenté des résultats pouvant faire l'objet d'une interprétation et 5 échantillons (25%) sont indénombrables et donc non interprétables. Le niveau de contamination minimale est de l'ordre de $0,39 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$ et le niveau de contamination maximale est de l'ordre de $1,83 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$. La moyenne logarithmique du taux de contamination sur les 15 carcasses est de l'ordre de $0,506 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$

- Récapitulatif

La flore aérobique mésophile totale est prédominante que ce soit au niveau de contamination globale ou au niveau de chaque sites, l'épaule est le plus contaminé par cette flore avec une valeur de $2,01 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$ suivi par le cuisse $1,71 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$ et le flanc $1,65 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$. Pour les entérobactéries la contamination est de l'ordre de $0,96 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$ pour l'épaule, $0,71 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$ pour le flanc et de $0,85 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$ pour la cuisse.

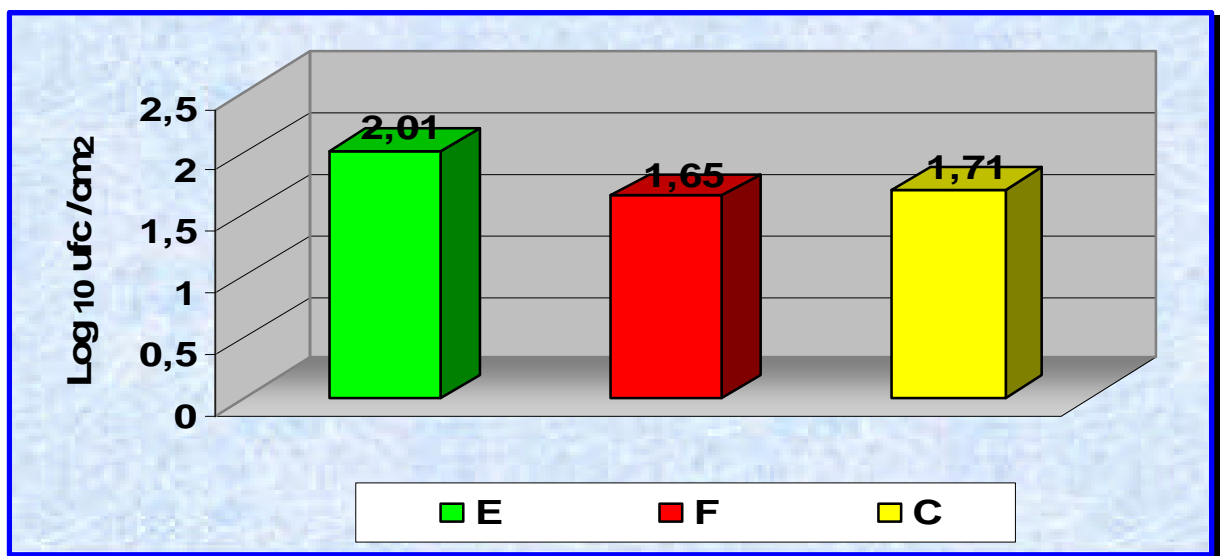


Figure n° 8 : Contamination des carcasses camélines par FAMT.

(E : épaule; F : flanc; C : cuisse).

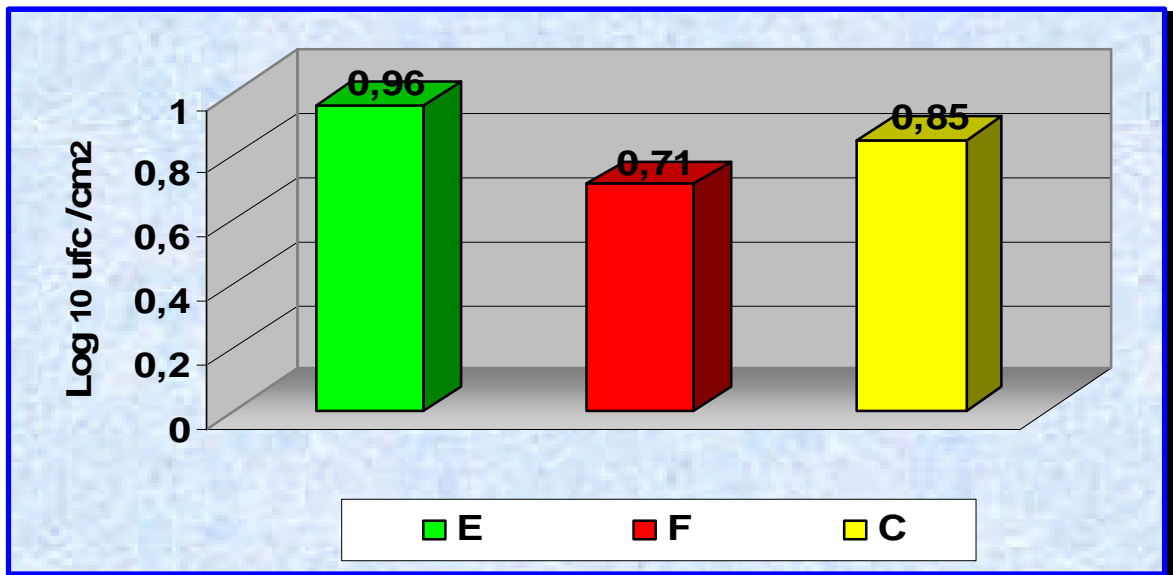


Figure n° 9 : Contamination des carcasses camélines par les entérobactéries.

(E : épaule; F : flanc; C : cuisse).

Pour les coliformes fécaux la contamination est de l'ordre de 0,508 Log₁₀ ufc/cm² pour l'épaule et de 0,49 Log₁₀ ufc/cm² pour le flanc et de 0,506 Log₁₀ ufc/cm² pour la cuisse.

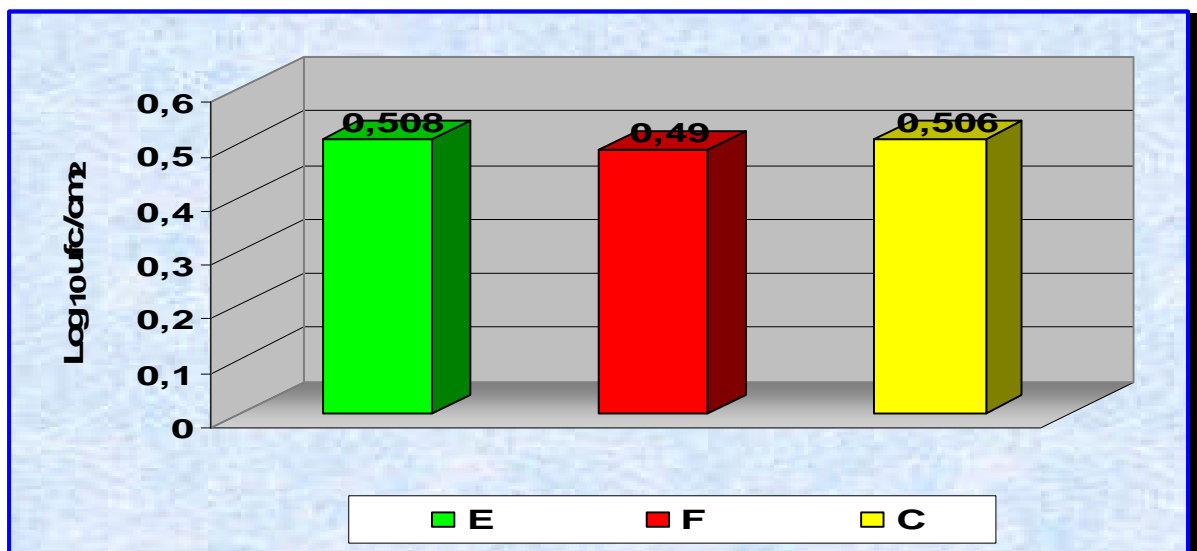


Figure n° 10 : Contamination des carcasses camélines par les coliformes fécaux.

(E : épaule; F : flanc; C : cuisse).

5.1.2. Analyse statistique

a) Flore mésophile totale

L'analyse statistique montre qu'il n'y pas de différence significative pour les FAMT au risque de 5% et 1% sur les trois sites écouvillonnés.

Tableau n° 11 : Comparaison des moyennes de FAMT entre les trois sites aux risques de 5% et 1%.

Sites	(Epaule- Flanc)	(Epaule- Cuisse)	(Flanc- Cuisse)
T calculé	0,52	0,63	0,46
T table au 5%	2,06	2,06	2,06
T table au 1%	2,78	2,78	2,78
DNS /DS	DNS	DNS	DNS

DNS : différence non significative si **T calculé** < **T table**, DS : différence significative si **T calculé** > **T table**.

b) Entérobactéries

L'analyse statistique montre qu'il n'y pas différence significative pour les entérobactéries au risque de 5% et 1% sur les trois sites écouvillonnées.

Tableau n° 12 : Comparaison des moyennes des entérobactéries entre les trois sites aux risques de 5% et 1%

Sites	(Epaule- Flanc)	(Epaule- Cuisse)	(Flanc- Cuisse)
T calculé	0,54	0,72	0,498
T table au 5%	2,04	2,04	2,04
T table au 1%	2,75	2,75	2,75
DNS /DS	DNS	DNS	DNS

DNS : différence non significative si **T calculé** < **T table**, DS : différence significative si **T calculé** > **T table**

c) Coliformes fécaux

L'analyse statistique montre qu'il n'y pas différence significative pour Les coliformes fécaux au risque de 5% et 1% sur les trois sites écouvillonnées.

Afin de pouvoir comparer nos résultats sur la contamination des carcasses camelines par rapport aux autre espèces abattus, des écouvillonnage ont été effectuer sur deux carcasses bovines et deux carcasses ovines.

Notons que les sites de prélèvements retenus sont toujours les même (épaule, flanc et cuisse).

Tableau n° 13 : Comparaison des moyennes des coliformes fécaux entre les trois sites aux risques de 5% et 1%

Sites	(Epaule- Flanc)	(Epaule- Cuisse)	(Flanc- Cuisse)
T calculé	0,10	0,13	0,11
T table au 5%	2,04	2,04	2,04
T table au 1%	2,76	2,76	2,76
DNS /DS	DNS	DNS	DNS

DNS : différence non significative si **T calculé** < **T table**, DS : différence significative si **T calculé** > **T table**

5.1.3. Evaluation de la contamination globale des carcasses ovines

Les résultats montrent que sur les 6 échantillons, la flore de contamination globale des carcasses est constituée essentiellement de flore mésophile totale ($3,08 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$), suivie par les entérobactéries ($2,90 \log_{10} \text{ ufc /cm}^2$) et les coliformes fécaux ($2,72 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$)

Tableau n° 14 : Moyenne des analyse bactériologiques au niveau des 3 sites sur les carcasses ovines.

Flore	Site de prélèvement			Moyenne
	Epaule Moy ± Etype	Flanc Moy ± Etype	Cuisse Moy ± Etype	
FAMT	3,10± 0,042	3,09 ± 0,056	3,065 ± 0,091	3,08 ± 0,01
ENT	3,09 ± 0,056	3,02 ± 0,007	2,60 ± 0,49	2,90 ± 0,26
CF	2,62 ± 0,17	2,84 ± 0,021	2,70 ± 0,014	2,72 ± 0,11

(**FAMT** : Flore Aérobie Mésophile Totale ; **ENT** : Entérobactéries ; **CF** : Coliformes Fécaux ; **Moy** : moyenne logarithmique du nombre d'Unités Formant Colonies (ufc) pour la surface de 1cm^2 ; **Etype**: Ecart type).

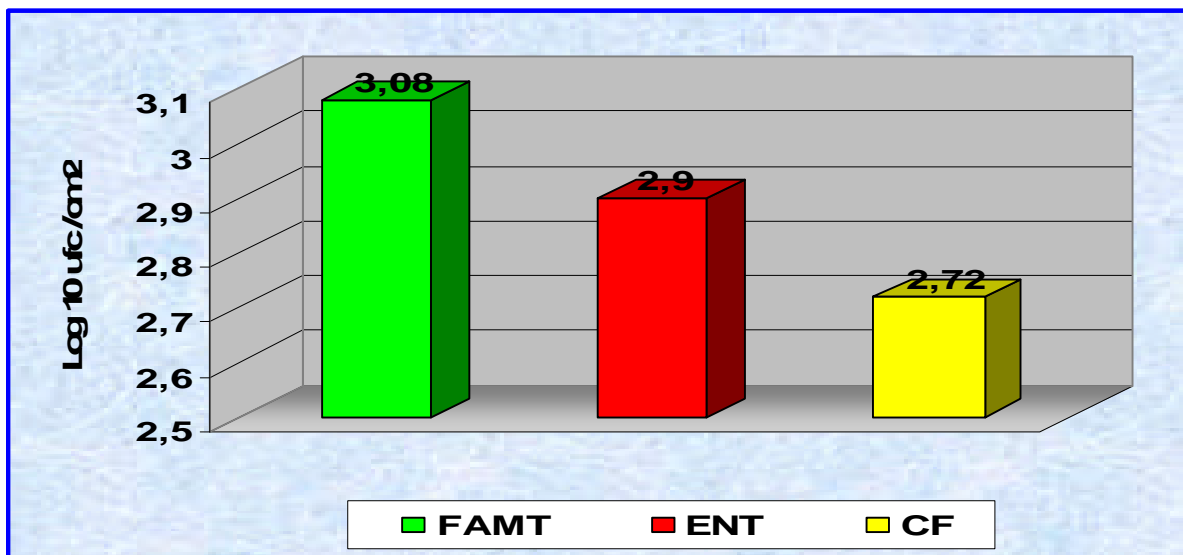


Figure n° 11: Fréquence des flores bactériennes isolées sur les carcasses ovines.

En terme de pourcentage, la flore mésophile totale représente 35% de la flore dénombrée, 33% pour les entérobactéries et 32% pour les coliformes fécaux.

La flore aérobie mésophile totale est légèrement prédominante que ce soit au niveau de la contamination globale ou au niveau de chaque sites, l'épaule est le plus contaminé par cette flore avec une valeur de 3,10 log₁₀ ufc/cm² suivi par le flanc 3,09 log₁₀ ufc/cm² et la cuisse 3,065.

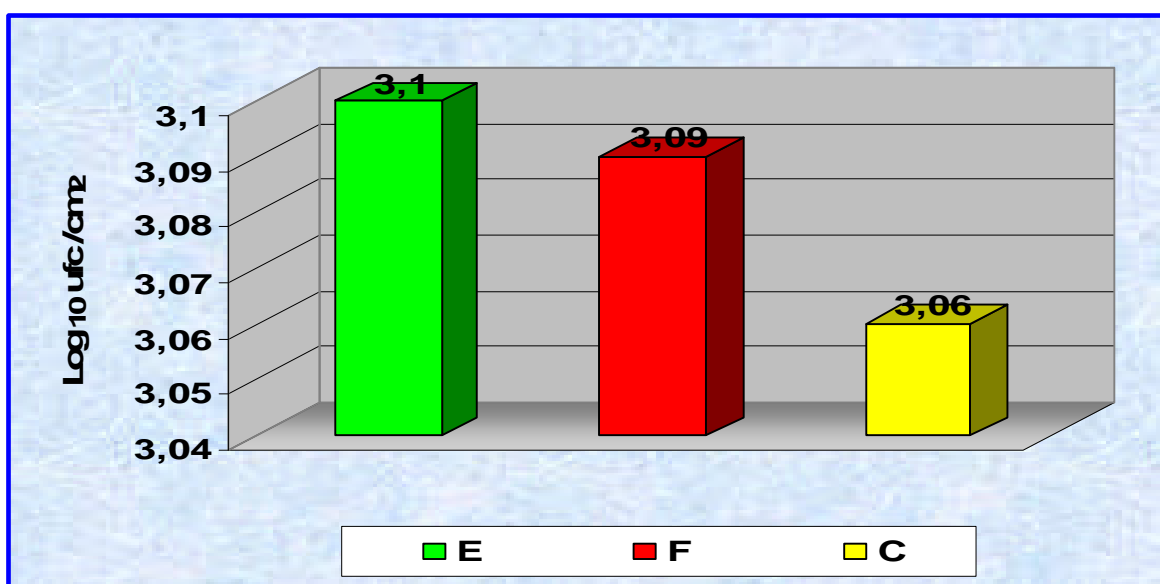


Figure n° 12 : Contamination des carcasses ovines par FAMT.

(E : épaule; F : flanc; C : cuisse).

Pour les entérobactéries la contamination est de l'ordre de $3,09 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$ pour l'épaule, $3,02 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$ pour le flanc et de $2,60 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$ pour la cuisse.

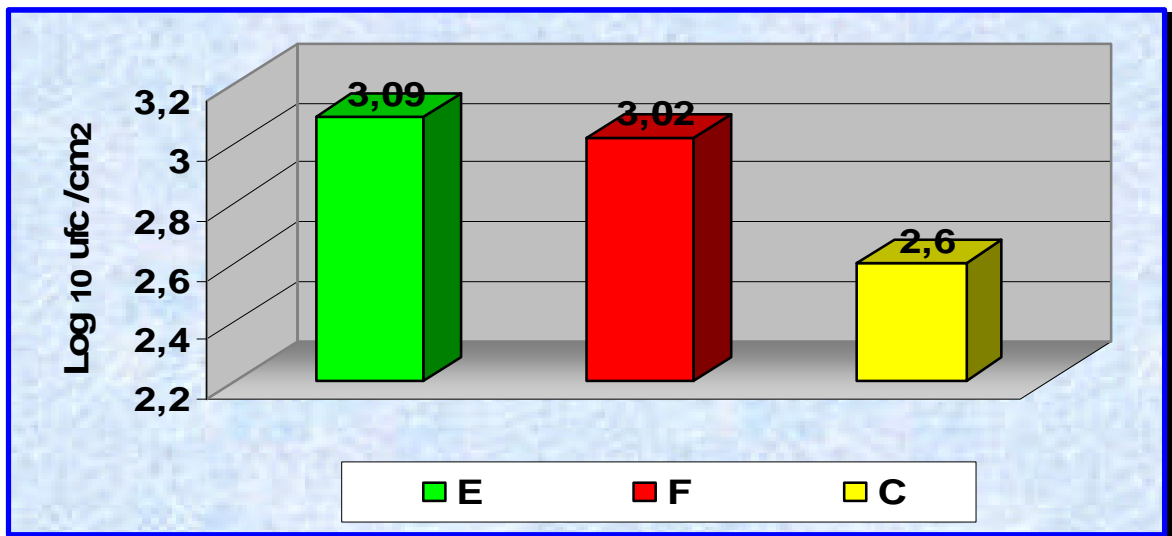


Figure n° 13 : Contamination des carcasses ovines par les entérobactéries.

(E : épaule; F : flanc; C : cuisse).

Pour les coliformes fécaux la contamination est de l'ordre de $2,62 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$ pour l'épaule et de $2,84 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$ pour le flanc et de $2,7 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$ pour la cuisse

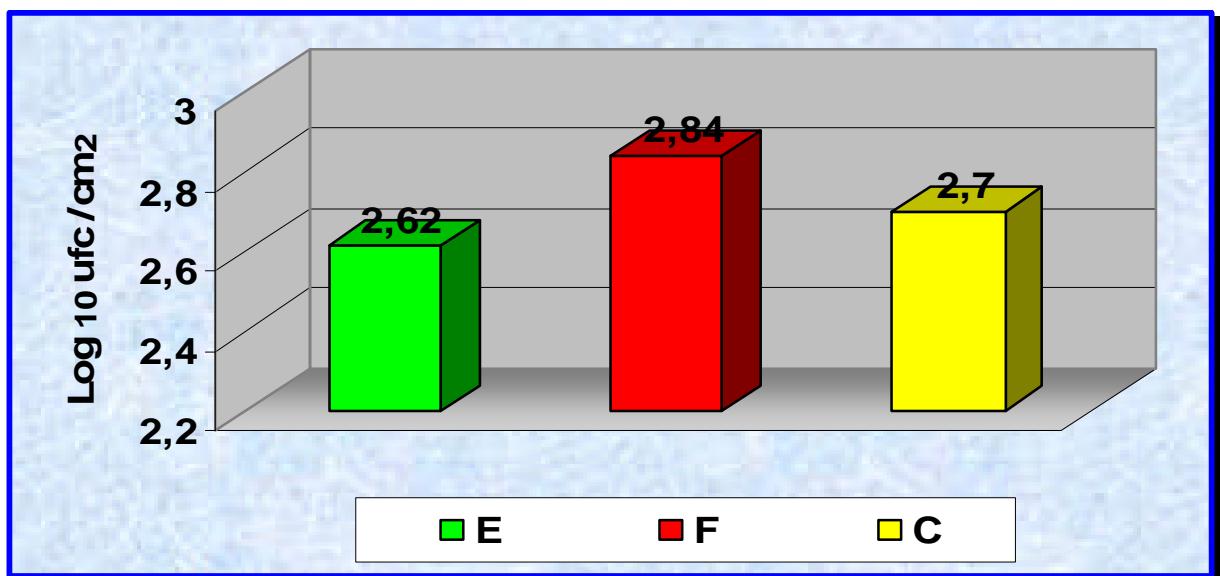


Figure n° 14 : Contamination des carcasses ovines par les coliformes fécaux.

(E : épaule; F : flanc; C : cuisse).

5.1.4. Evaluation de la contamination globale des carcasses bovines.

Tableau n° 15 : Moyenne des analyse bactériologiques au niveau des 3 sites sur les carcasses bovines.

Flore	Site de prélèvement			Moyenne
	Epaule Moy ± Etype	Flanc Moy ± Etype	Cuisse Moy ± Etype	
FAMT	2,63 ± 0,70	2,81 ± 0,05	2,85 ± 0,02	2,76 ± 0,11
ENT	2,60 ± 0,077	2,07 ± 0,65	1,83 ± 0,73	2,16 ± 0,39
CF	2,13 ± 0,51	1,21 ± 0,36	1,64 ± 0,83	1,66 ± 0,46

(FAMT : Flore Aérobie Mésophile Totale ; ENT : Entérobactéries ; CF : Coliformes Fécaux ; Moy : moyenne logarithmique du nombre d'Unités Formant Colonies (ufc) pour la surface de 1cm² ; Etype: Ecart type)

Les résultats montrent que sur les 6 échantillons, la flore de contamination globale des carcasses est constituée essentiellement de flore mésophile totale (2,76 log₁₀ ufc/cm²), suivie par les entérobactéries (2,16 log₁₀ ufc/cm²) et les coliformes fécaux (1,66log₁₀ ufc /cm²)

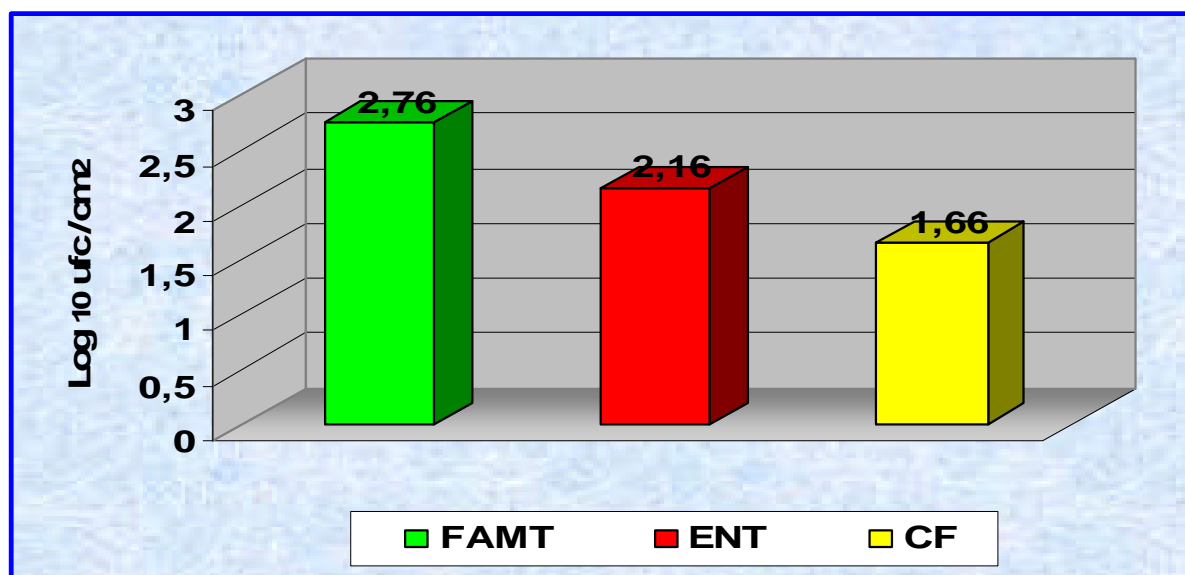


Figure n° 15 : Fréquence des flores bactériennes isolées sur les carcasses bovines.

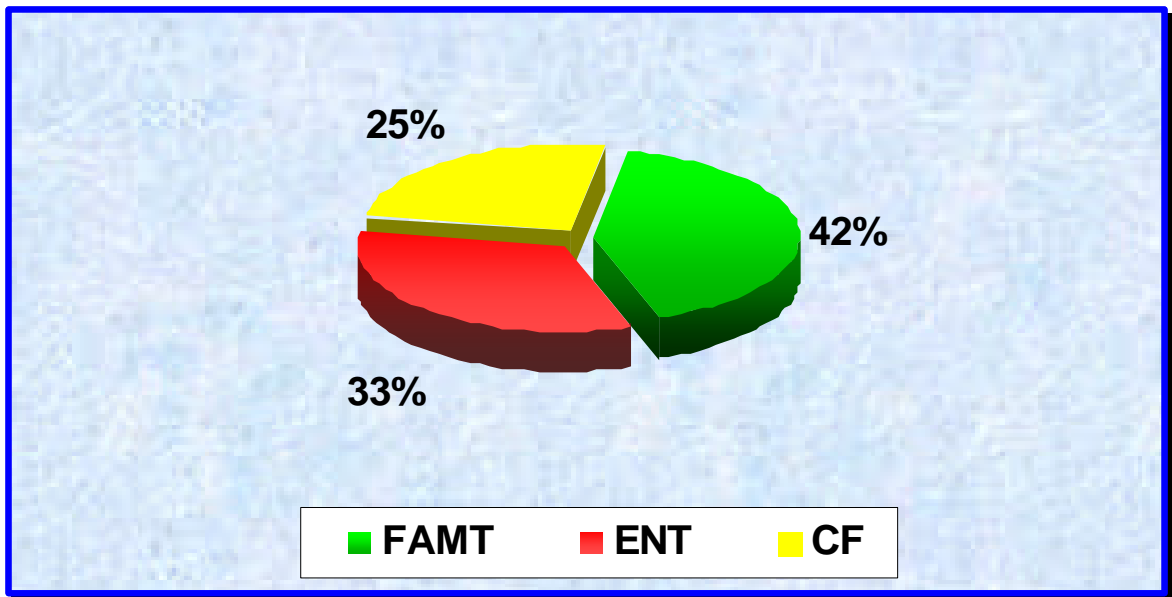


Figure n° 16 : Pourcentage des flores bactériennes isolées sur les carcasses bovines.

En terme de pourcentage, la flore mésophile totale représente 42% de la flore dénombrée, 33% pour les entérobactéries et 25% pour les coliformes fécaux

La flore aérobie mésophile totale est légèrement prédominantes que ce soit au niveau de la contamination globale ou au niveau de chaque sites, la cuisse est la plus contaminée par cette flores avec une valeur de $2,85 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$ suivi par le flanc $2,81 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$ l'épaule $2,63 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$.

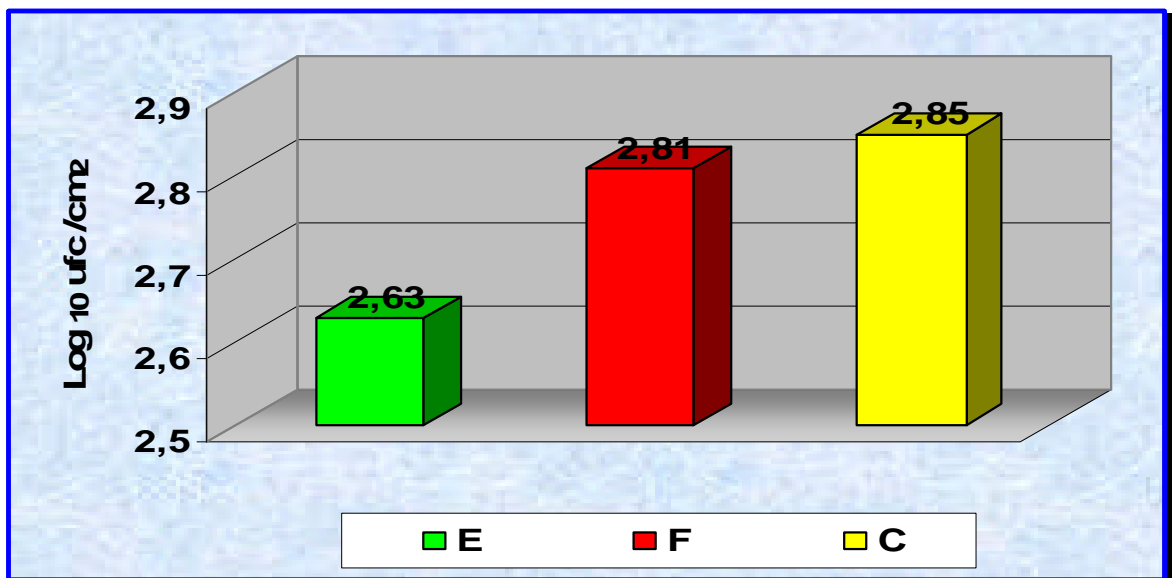


Figure n° 17 : Contamination des carcasses bovines par FAMT.

Pour les entérobactéries la contamination est de l'ordre de $2,60 \log_{10} \text{ ufc /cm}^2$ pour l'épaule, $2,07 \log_{10} \text{ ufc /cm}^2$ pour le flanc et de $1,83 \log_{10} \text{ ufc /cm}^2$ pour la cuisse.

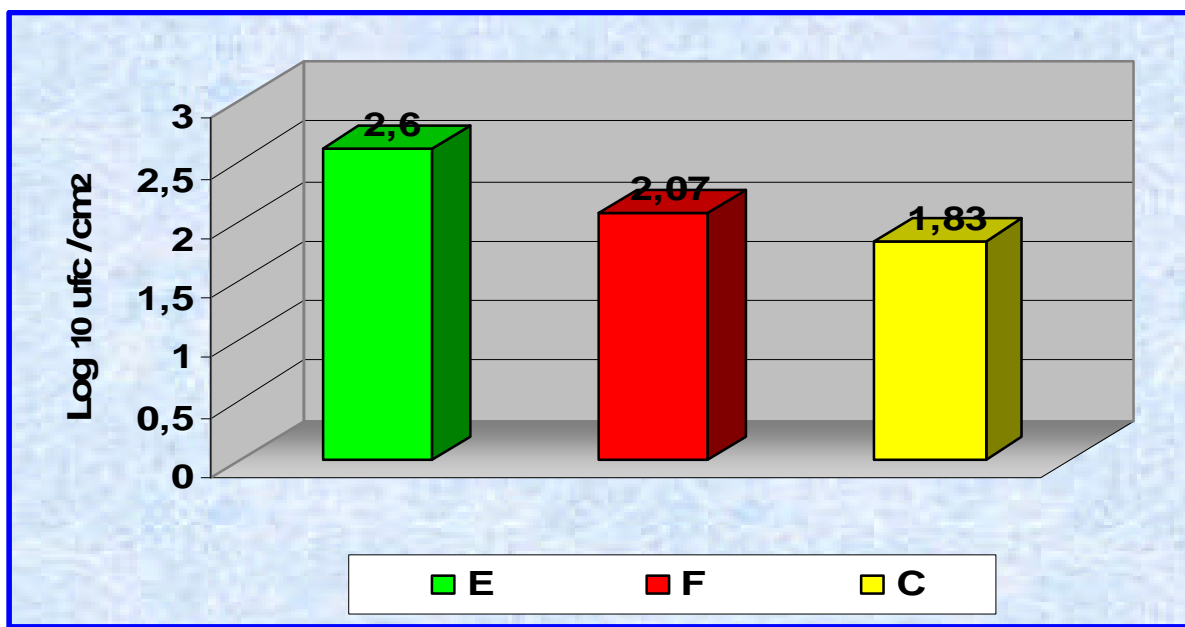


Figure n° 18 : Contamination des carcasses bovines par les entérobactéries.

Pour les coliformes fécaux la contamination est de l'ordre de $2,13 \log_{10} \text{ ufc /cm}^2$ pour l'épaule et de $1,21 \log_{10} \text{ ufc /cm}^2$ pour le flanc et de $1,64 \log_{10} \text{ ufc /cm}^2$ pour la cuisse.

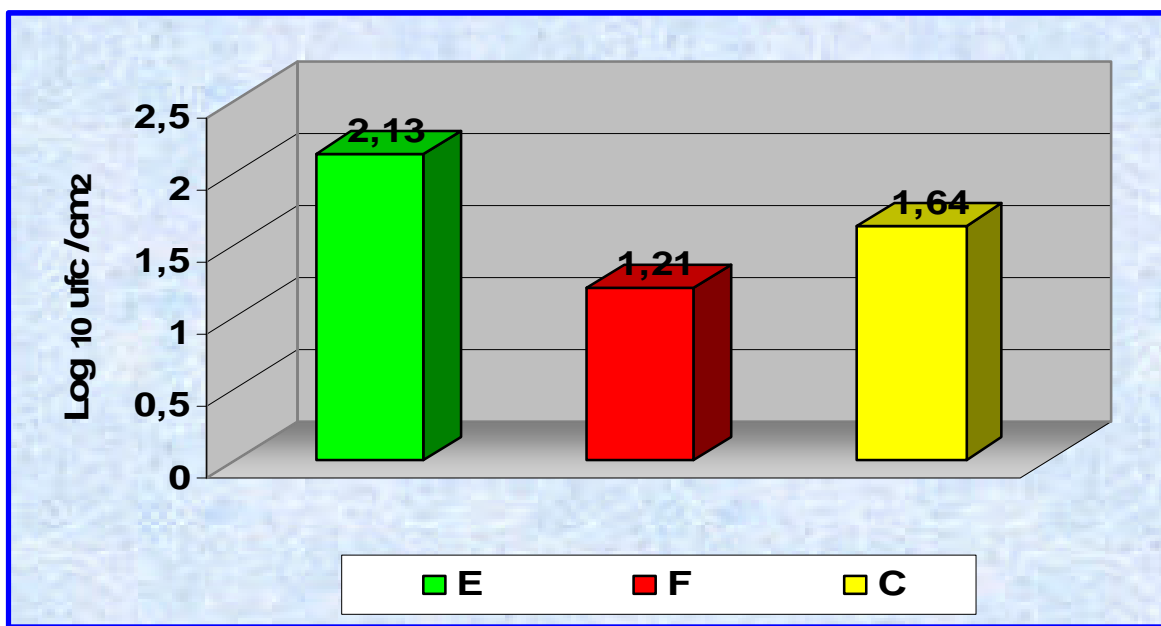


Figure n° 19 : Contamination des carcasses bovines par les coliformes fécaux.

5.2. Analyses fongiques

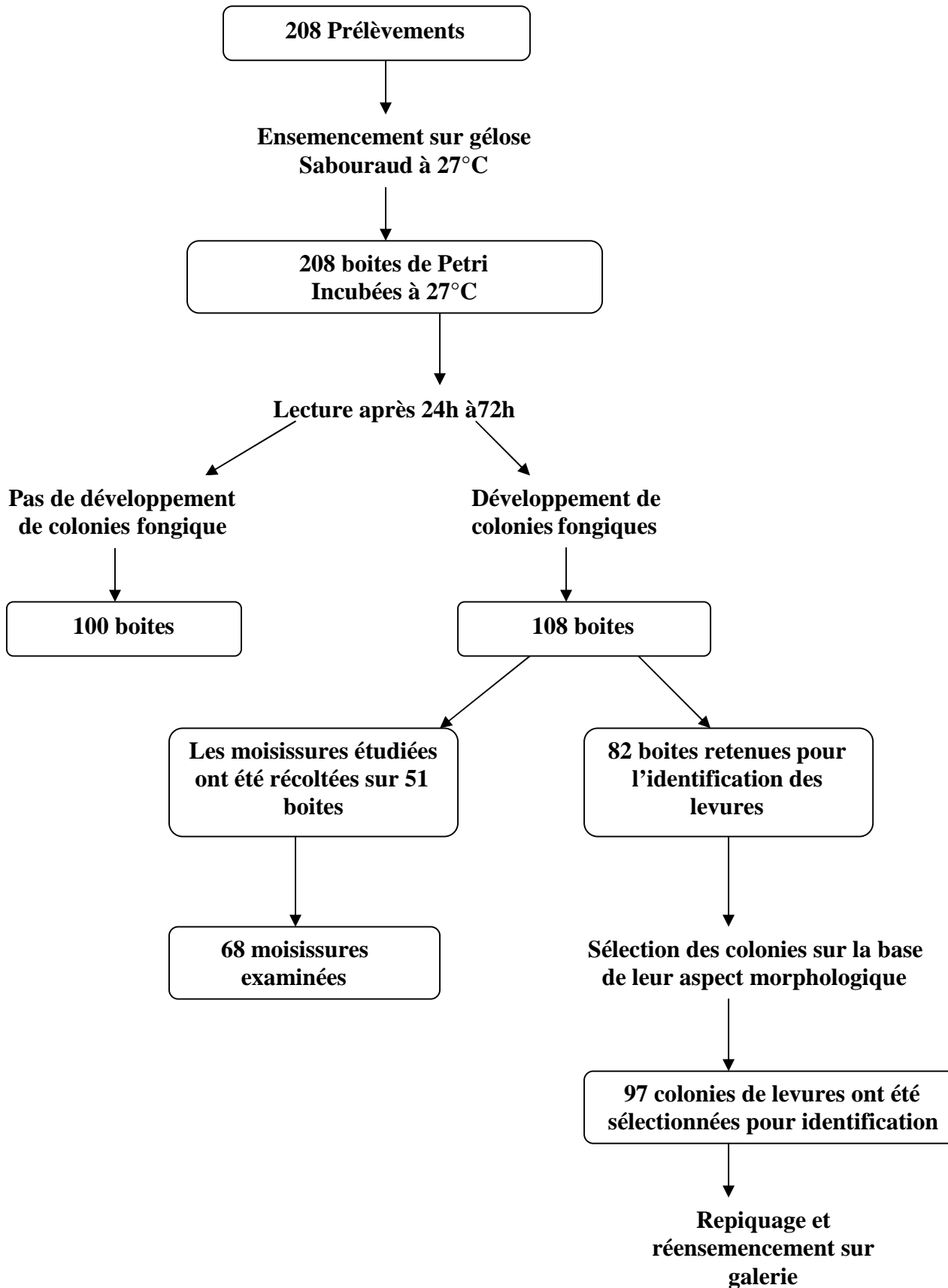
L'analyse fongique a porté sur un total de 208 prélèvements (Tableau 16). Ces prélèvements ont été effectués à partir de :

- 19 carcasses camélines (76 prélèvements): l'encolure (19 de prélèvements), épaule (19 de prélèvements), flanc (19 de prélèvements), cuisse (19 de prélèvements)
- Personnel d'abattage : un total de 12 prélèvements.
- Les outils de travail : couteaux (20 prélèvements), haches (8 prélèvements), fusils (20 prélèvements)
- Bâtiment : murs (20 de prélèvements), sols (20 de prélèvements), crochets (20 prélèvements), eau du robinet (8 de prélèvements) et le robinet (4 prélèvements).

Tableau n° 16 : Nombre de prélèvements par site.

Sites des prélèvements	Nombres de prélèvements
Carcasses camélines (19 carcasses)	
Encolure	19
Epaule	19
Flanc	19
Cuisse	19
Personnel (6 égorgeurs)	
Mains	12
Matériel d'abattage	
Couteaux	20
Fusils	20
Crochets	20
Haches	8
Bâtiment	
Murs	20
Sol	20
Eau de robinet	8
Robinet	4
Total	208

108 écouvillons sur les 208 (51,92 %) ont présentées un développement fongique sur les boîtes de pétri (levures, moisissures ou les deux) avec une nette prédominance des moisissures.



5.2.1. Moisissures

51 prélèvements sur les 108 ont présenté un développement de moisissures. Un total de 68 moisissures a été examiné. Cinq espèces différentes de moisissures ont été identifiées; 28 *Penicillium sp*, (41,18%); 20 *Cladosporium sp*, (29,41%); 11 *Mucorale sp*, (16,18%); 5 *Aspergillus niger*, (7,35%); 4 *Alternaria sp*, (5,88%).(Tableau 17).

Tableau n° 17 : Fréquence et pourcentage globale des moisissures isolées.

Moisissure	<i>Penicillium sp</i>	<i>Cladosporium sp</i>	<i>Mucorle sp</i>	<i>Aspergillus niger</i>	<i>Alternaria sp</i>	Total
Fréquence	28	20	11	5	4	68
Proportion %	41,18	29,41	16,18	7,35	5,88	100

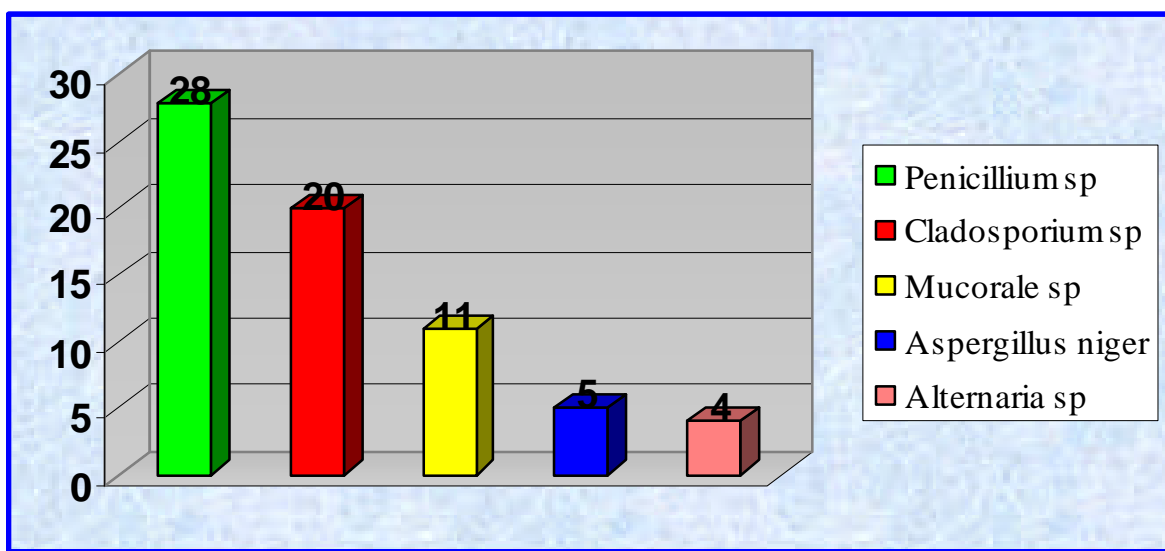


Figure n ° 20: Fréquence globale des moisissures isolées.

Tableau n° 18 : Fréquence et pourcentage globale des moisissures isolées par site de prélèvement.

Sites	Car	P	Ct	Fs	H	M	S	Cro	E	R	Total
Fréquence	14	1	13	5	5	6	17	6	0	1	68
Proportion%	20,59	1,47	19,12	7,35	7,35	8,82	25	8,82	0	1,47	100

(Car : Carcasses, P: Personnels, Ct: Couteaux, Fs : Fusils, H : Haches, M : Murs, S : Sols, Cro : Crochets, E : Eau de robinet, R : robinet).

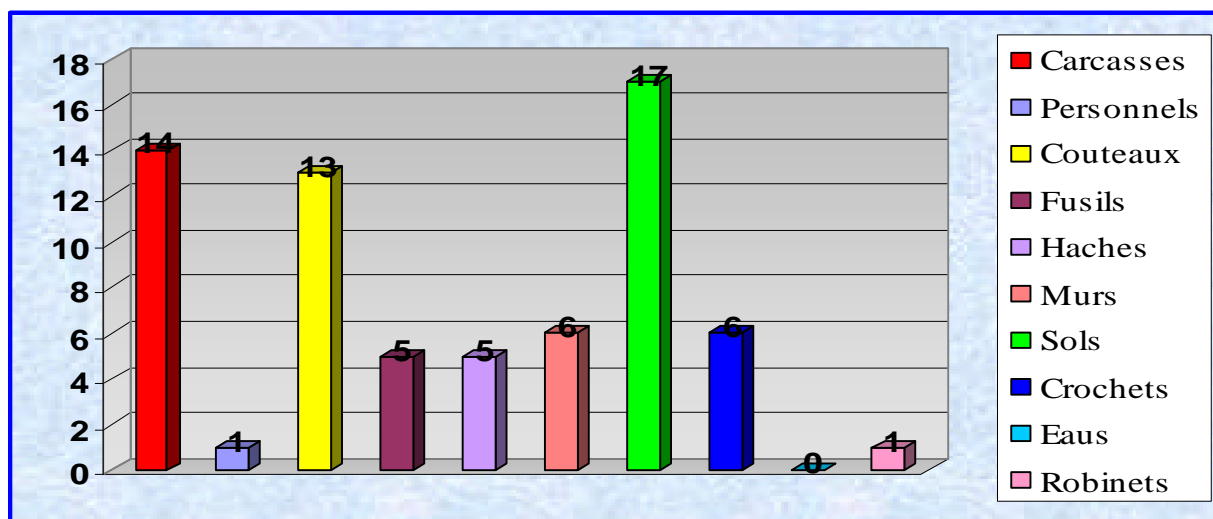


Figure n° 21 : Fréquence des moisissures isolées par site de prélèvement.

5.2.1.1. Carcasses

Sur les 19 carcasses, 10 (52, 63%) sont contaminées par les moisissures. 14 moisissures ont été isolées sur les 10 carcasses. On note une prédominance de *Mucorale sp* avec 6 isolats. Deux carcasses sur les dix (18 et 6) sont poly infestées.

Tableau n° 19: Fréquence des moisissures isolées à partir des carcasses.

Site de prélèvement	P. sp	Cl.sp	Mu.sp	A.n	Alt.sp	Total	Nombre d'espèces
Carcasse 1	1encolure					1	1
Carcasse 4			1encolure			1	1
Carcasse 6			1encolure		1encolure	2	2
Carcasse 7					1cuisse	1	1
Carcasse 8			1encolure 1épaule			2	1
Carcasse 10		1encolure				1	1
Carcasse 13			1cuisse			1	1
Carcasse 14	1encolure					1	1
Carcasse 15			1encolure			1	1
Carcasse 18	1encolure	1encolure			1encolure	3	3
Occurrence	3	2	6	0	3	14	
Proportion%	21,43	14,29	42,86	0	21,43		

(P. sp: *Penicillium sp*, Cl sp : *Cladosporium sp*, Mu sp : *Mucorale sp* , A.n : *Aspergillus niger*, Alt sp: *Alternaria sp*).

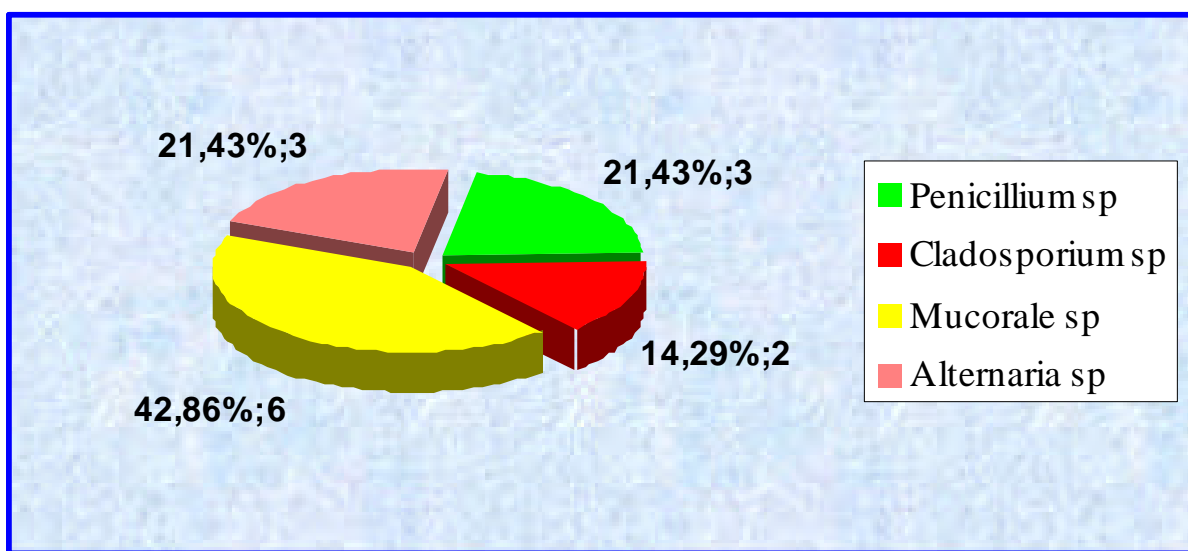


Figure n° 22: Pourcentages des moisissures isolées à partir des carcasses.

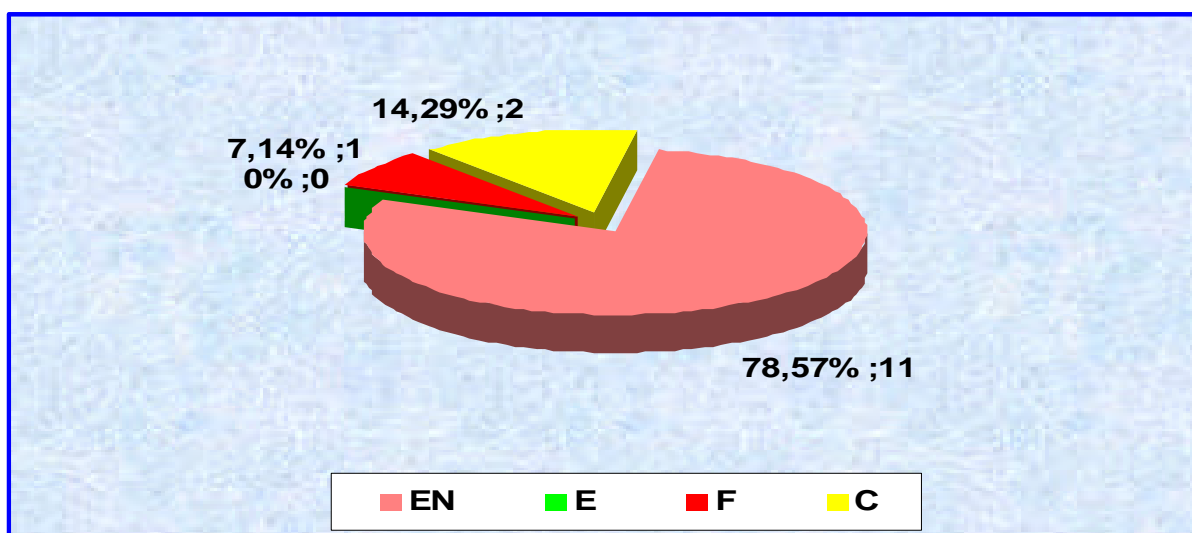


Figure n° 23 : Pourcentages des moisissures isolées à partir des carcasses par site de prélèvement.

(EN : encolure, E: épaule, F: flanc, C: cuisse)

5.2.1.2. Personnels

Sur les 12 opérateurs, un abatteur (n° 7) présentait des mains contaminées par 01 *penicillium sp*.

5.2.1.3. Matériel d'abattage

5.2.1.3.1. Couteaux

Sur les 20 couteaux, 9 (45%) sont contaminés par les moisissures. 13 moisissures ont été isolées sur 9 couteaux. On note une prédominance de *Penicillium sp* avec 6. Deux couteaux sur neuf (10 et 18) sont poly infestés.

Tableau n° 20 : Fréquence des moisissures isolées à partir des couteaux.

Site de prélèvement	P. sp	Cl.sp	Mu.sp	A.n	Alt.sp	Total	N d'espèce
Couteau 6	1					1	1
Couteau 8	1					1	1
Couteau 10	1	1	1			3	3
Couteau 12		1				1	1
Couteau 15	1					1	1
Couteau 16		1				1	1
Couteau 18	1	1	1			3	3
Couteau 19	1					1	1
Couteau 20				1		1	1
Occurrence	6	4	2	1	0	13	
Proportion %	46,15	30,77	15,38	7,69	0		

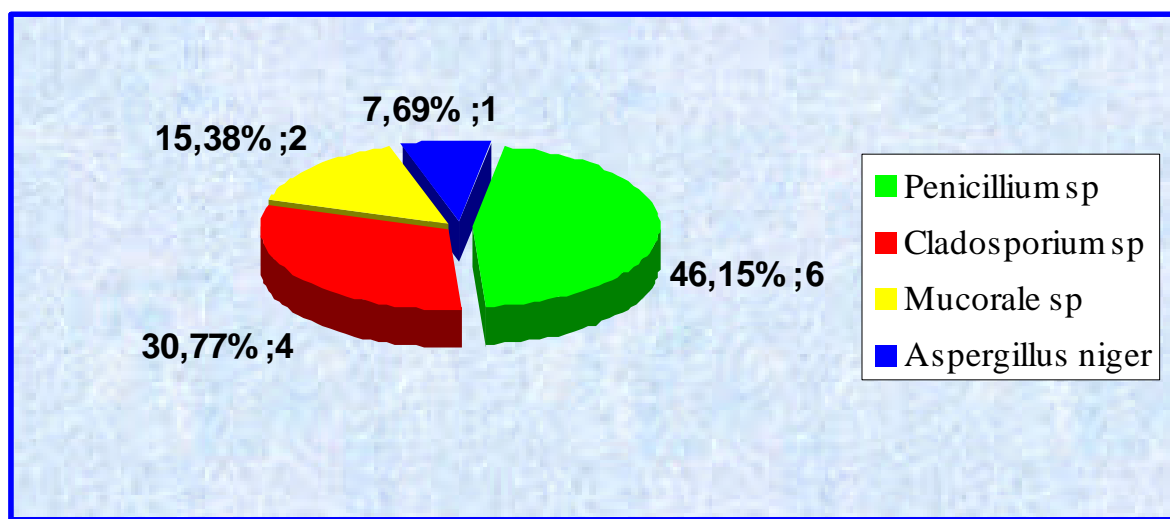


Figure n° 24: Pourcentage des moisissures isolées à partir des couteaux.

5.2.1.3.2. Fusils

Sur les 20 fusils, 5 (25%) sont contaminées par les moisissures. 5 moisissures ont été isolées sur les 5 fusils. 3 (60%) *Penicillium sp* et 2 (40%) de *Mucorale sp*. Les 5 fusils sont mono infestées.

Tableau n° 21: Fréquence des moisissures isolées à partir des fusils.

Site de prélèvement	P. sp	Cl.sp	Mu.sp	A.n	Alt.sp	Total	N d'espese
Fusil 6	1					1	1
Fusil 11	1					1	1
Fusil 13	1					1	1
Fusil 15			1			1	1
Fusil 18			1			1	1
Occurrence	3	0	2	0	0	5	
Proportion	60	0	40	0	0		

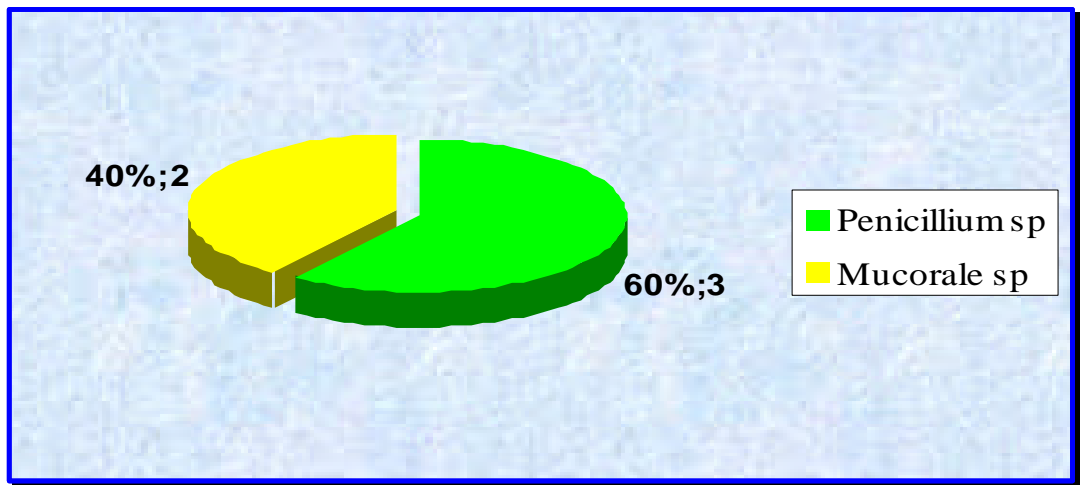


Figure n° 25 : Pourcentage des moisissures isolées à partir des fusils.

5.2.1.3.3. Haches

Sur les 8 haches, 3 (37,5%) sont contaminées par les moisissures. 5 moisissures ont été isolées sur les 3 haches. 2 (40%) *Penicillium sp* et 3 (60%) de *Cladosporium sp*. 2 haches sont poly infestées.

Tableau n° 22: Fréquence des moisissures isolées à partir des haches.

Site de prélèvement	P.sp	Cl.sp	Mu. sp	A.n	Alt.sp	Total	N d'espese
Hache 5	1	1				2	2
Hache 6	1	1				2	2
Hache 8		1				1	1
Occurrence	2	3	0	0	0	5	
Proportion %	40	60	0	0	0		

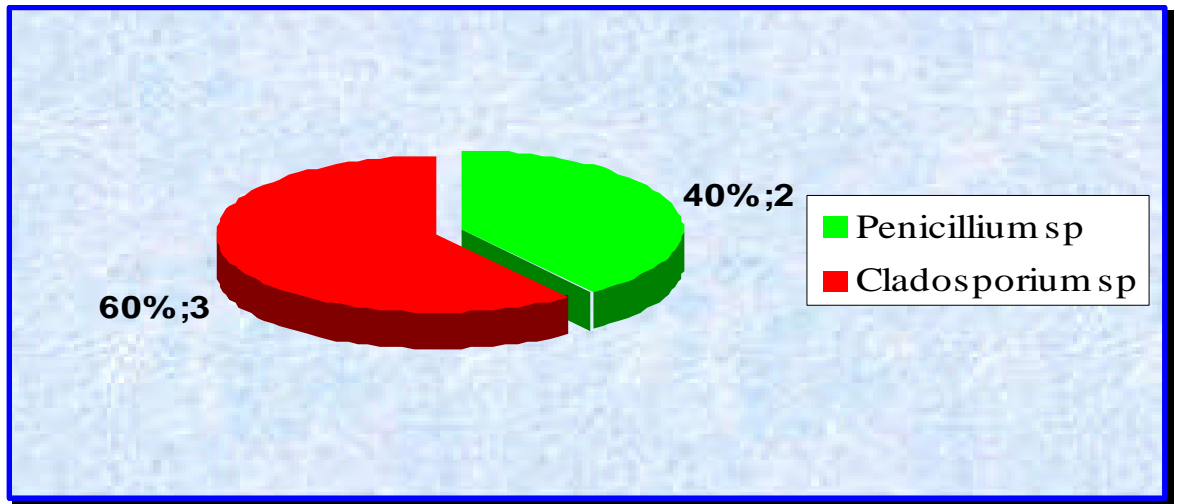


Figure n° 26 : Pourcentage des moisissures isolées à partir des haches.

5.2.1.4. Bâtiments

5.2.1.4.1. Murs

Sur les 20 prélèvements des murs, 5 (25%) sont contaminées par les moisissures. 6 moisissures ont été isolées sur les murs.

Tableau n °23: Fréquence des moisissures isolées à partir des murs.

Site de prélèvements	P. sp	Cl .sp	Mu.sp	A.n	Alt. sp	Total	N d'espèce
Murs 9	1	1				2	2
Murs 12				1		1	1
Murs 18		1				1	1
Murs 19		1				1	1
Murs 20				1		1	1
Occurrence	1	3	0	2	0	6	
Proportion %	16,67	50	0	33,33	0		

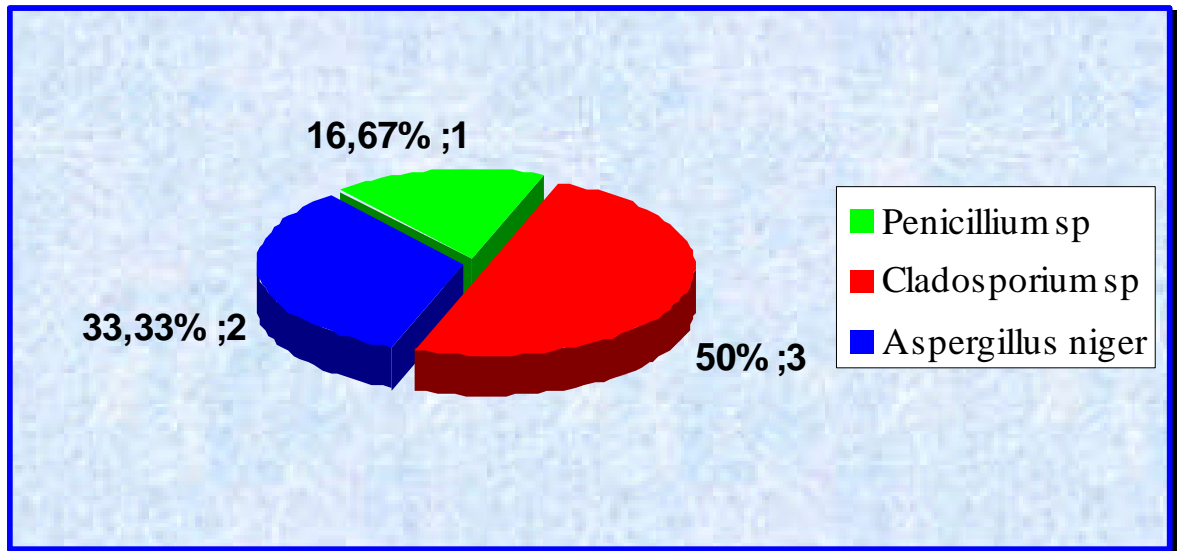


Figure n° 27 : Pourcentage des moisissures isolées à partir des murs.

5.2.1.4.2. Sols

Sur les 20 prélèvements de sol, 11 (55%) sont contaminées par les moisissures, 17 moisissures ont été isolées sur les sols. On note une prédominance de *Penicillium sp* avec 9 isolats suivi par le *Cladosporium sp* 5 isolats. Six sols sont poly infestés.

Tableau n° 24: Fréquence des moisissures isolées à partir des sols.

Site de prélèvements	P.sp	Cl.sp	Mu.sp	A.n	Alt.sp	Total	N d'espese
Sol 8	1	1				2	2
Sol 9	1		1			2	2
Sol 10	1	1				2	2
Sol 11	1					1	1
Sol 12	1				1	2	2
Sol 13		1				1	1
Sol 15	1					1	1
Sol 17		1		1		2	2
Sol 18	1					1	1
Sol 19	1					1	1
Sol 20	1	1				2	2
Occurrence	9	5	1	1	1	17	
Proportion %	52,94	29,41	5,88	5,88	5,88		

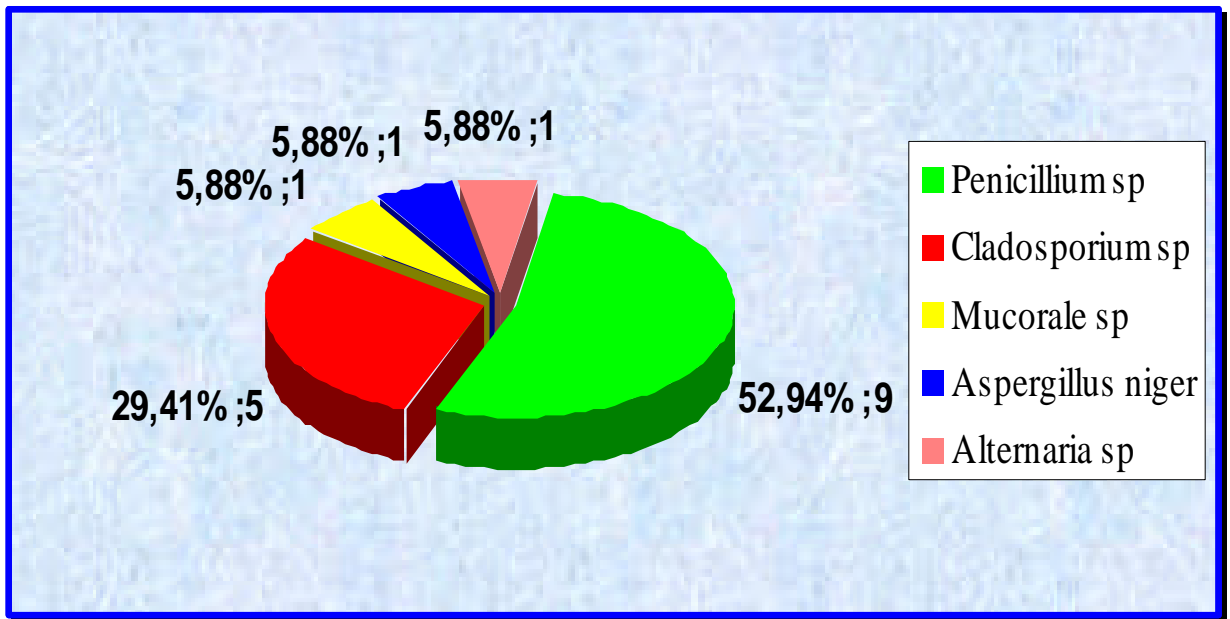


Figure n° 28 : Pourcentage des moisissures isolées à partir des sols.

5.2.1.4.3. Crochets

Tableau n° 25: Fréquence des moisissures isolées à partir des crochets.

Site de prélèvement	P. sp	Cl.sp	Mu.s p	A.n	Alt.sp	Total	N d'espese
Crochet 7		1				1	1
Crochet 8	1					1	1
Crochet 9				1		1	1
Crochet 14	1	1				2	2
Crochet 15	1					1	1
Occurrence	3	2	0	1	0	6	
Proportion %	50	33,33	0	16,67	0		

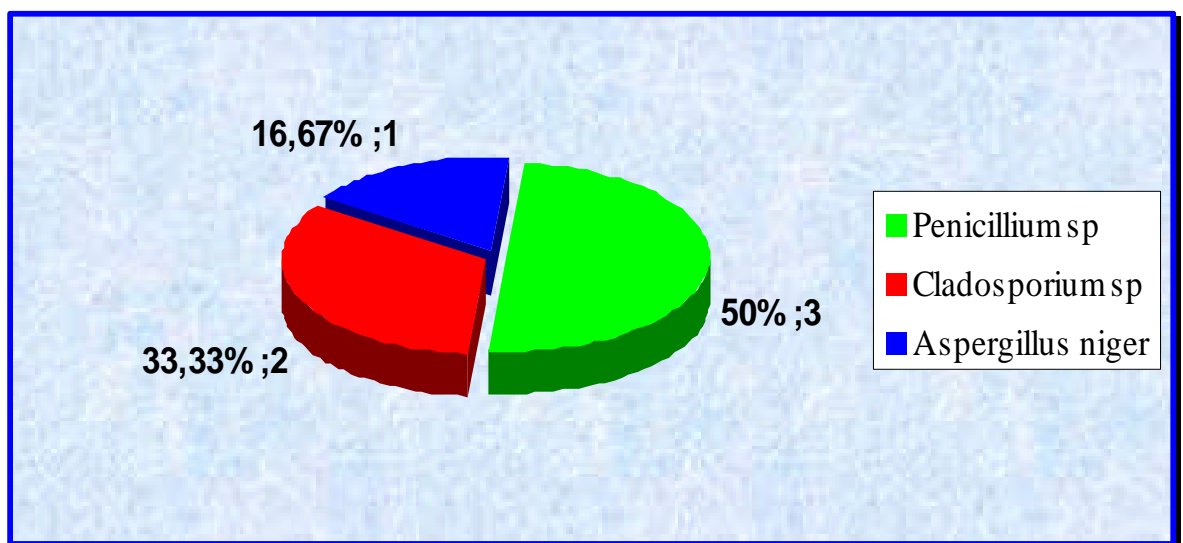


Figure n° 29 : Pourcentage des moisissures isolées à partir des crochets.

5.2.1.4.4. Eau de robinet

Sur les 8 prélèvements, on note l'absence totale des moisissures dans l'eau de robinet.

5.2.1.4.5. Robinet

Sur les 4 prélèvements, un a été contaminé par *Cladosporium sp.*

5.2.2. Levures

82 sur les 108 ont été retenues pour l'identification des levures. Les boîtes retenues ont été celles contenant des colonies bien distinctes les unes des autres. Les boîtes envahies par des moisissures ou excessivement contaminées par des bactéries ainsi que les boîtes trop chargées ont été écartées. Ainsi, 97 colonies ont été sélectionnées pour identification. Sur ces 97 colonies sélectionnées, un total de 56 levures ont pu être identifiées appartenant aux genres et espèces suivants: *Rhodotorula rubra*, *Rhodotorula glutinis*, *Geotrichum sp*, *Torulopsis sp*, *Cryptococcus neoformans*, *Cryptococcus sp.*

Tableau n° 26 : Fréquence et pourcentage global des levures isolées.

Levures	<i>Rhodotorula rubra</i>	<i>Rhodotorula glutinis</i>	<i>Geotrichum sp</i>	<i>Torulopsis sp</i>	<i>Cryptococcus neoformans</i>	<i>Cryptococcus sp</i>	Total
Fréquence	25	13	11	4	2	1	56
Proportion %	44,64	23,21	19,64	7,14	3,57	1,79	100

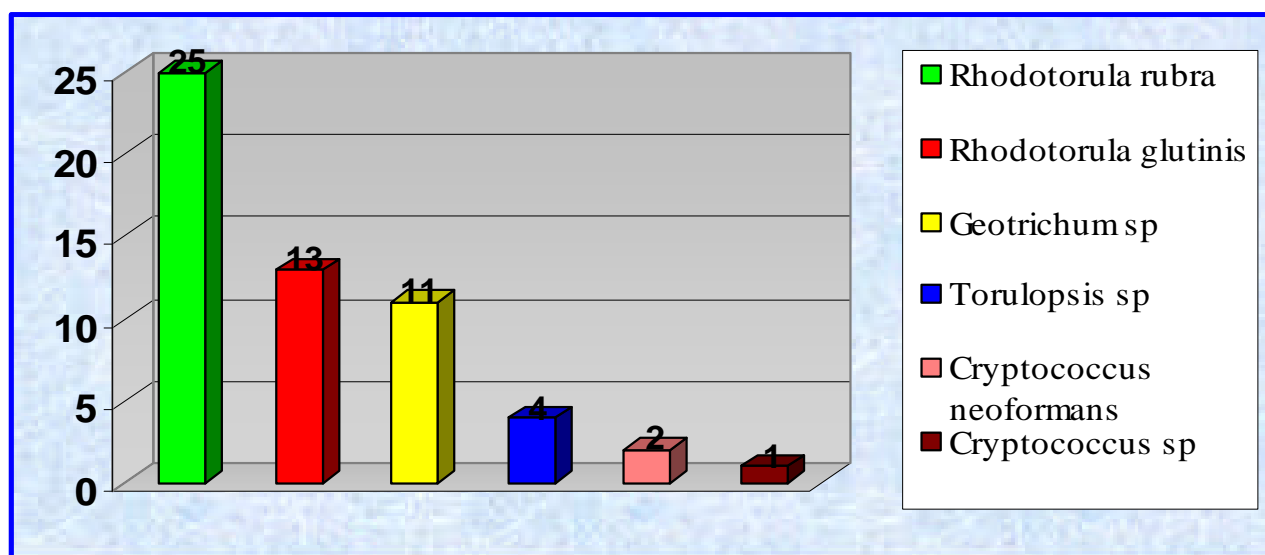


Figure n° 30 : Fréquence globale des levures isolées.

Tableau n° 27 : Fréquence et pourcentage globale des levures isolées par site de prélèvement.

Sites	Car	P	Ct	Fs	H	M	S	Cro	E	R	Total
Fréquence	7	2	8	20	3	2	11	2	0	1	56
Proportion%	12,5	3,57	14,29	35,71	5,36	3,57	19,64	3,57	0	1,79	100

(Car : Carcasses, P: Personnels, Ct: Couteaux, Fs : Fusils, H : Haches, M : Murs, S : Sols, Cro : Crochets, E : Eau de robinet, R : robinet).

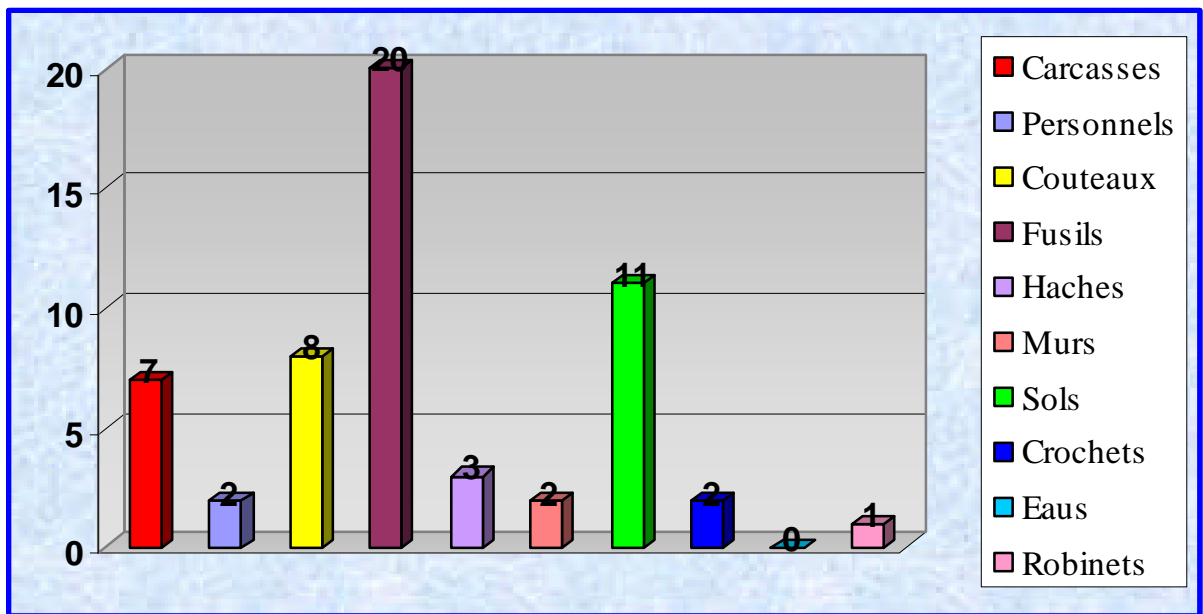


Figure n° 31 : Fréquence des levures isolées par site de prélèvement.

5.2.2.1. Carcasses

Sur les 19 carcasses, 6 (31,57%) sont contaminées par les levures. 7 levures ont été identifiées sur les 6 carcasses. 01 seule carcasse (n°12) a été poly infestée.

Tableau n° 28: Fréquence des levures isolées à partir des carcasses.

Site de prélèvements	R.r	R.g	G.sp	T.sp	Cr.n	C.sp	Total
Carcasse 1		1 cuisse					1
Carcasse 3			1encolure				1
Carcasse 7					1cuisse		1
Carcasse 12		1cuisse	1flanc				2
Carcasse 14					1 flanc		1
Carcasse 19			1 épaule				1
Occurrence	0	2	3	0	2	0	7
Proportion%	0	28,57	42,86	0	28,57	0	

(R.r : *Rhodotorula rubra*, R.g : *Rhodotorula glutinis*, G.sp : *Geotrichum sp*, T.sp : *Torulopsis sp*, Cr.n : *Cryptococcus neoformans*, Cr.sp : *Cryptococcus sp*).

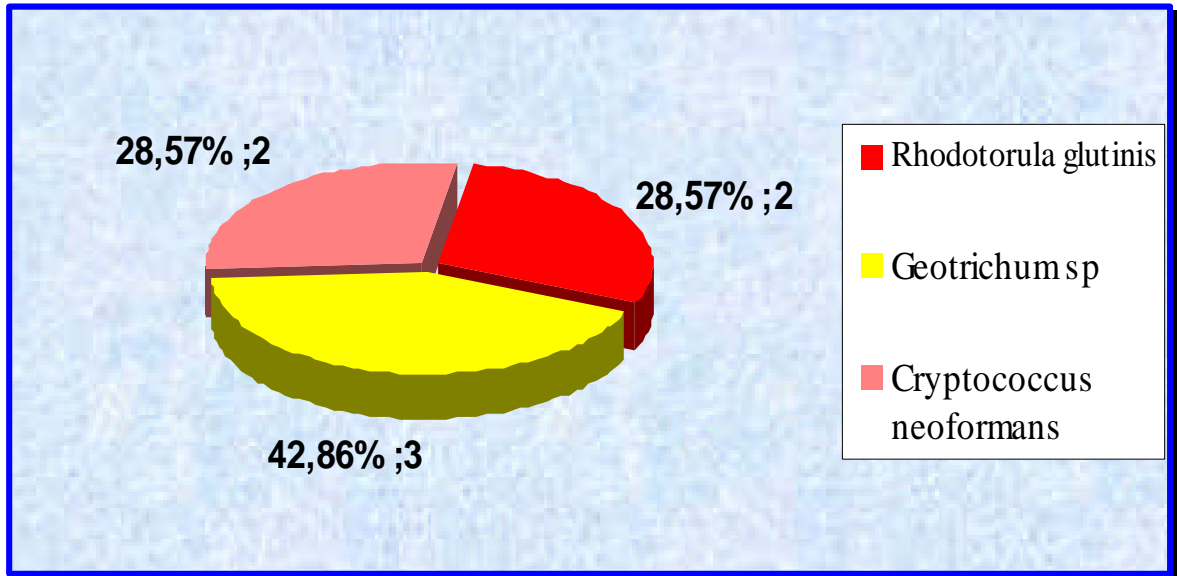


Figure n° 32: Pourcentages des levures isolées à partir des carcasses.

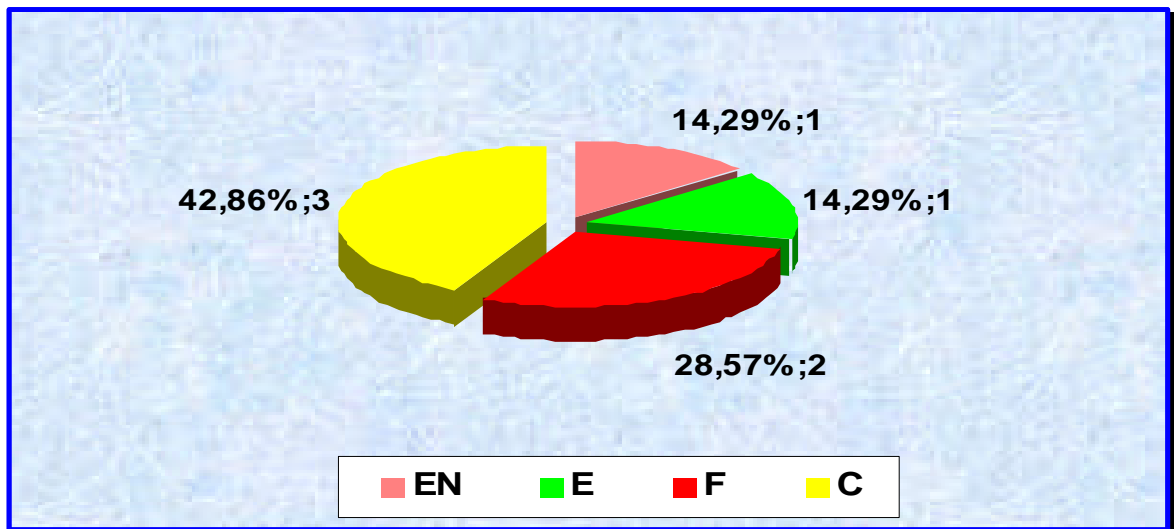


Figure n° 33 : Pourcentages des levures isolées à partir des carcasses par site de prélèvement.

5.2.2.2. Personnels

Sur les 12 opérateurs, 02 abatteurs (n° 5 et n°10) ont été contaminées par *Geotrichum sp* et *Cryptococcus sp* respectivement.

5.2.2.3. Matériel d'abattage

5.2.2.3.1. Couteaux

Sur les 20 couteaux, 7 (35%) sont contaminés par les levures. 8 levures ont été identifiées sur 7 couteaux. 01 couteau (n°18) a été ploy infesté.

Tableau n° 29: Fréquence des levures isolées à partir des couteaux.

Site de prélèvement	R.r	R.g	G.sp	T.sp	Cr.n	Cr.sp	Total
Couteau 1				1			1
Couteau 2			1				1
Couteau 3			1				1
Couteau 13	1						1
Couteau 18	1	1					2
Couteau 19		1					1
Couteau 20		1					1
Occurrence	2	3	2	1	0	0	8
Proportion %	25	37,50	25	12,50	0	0	

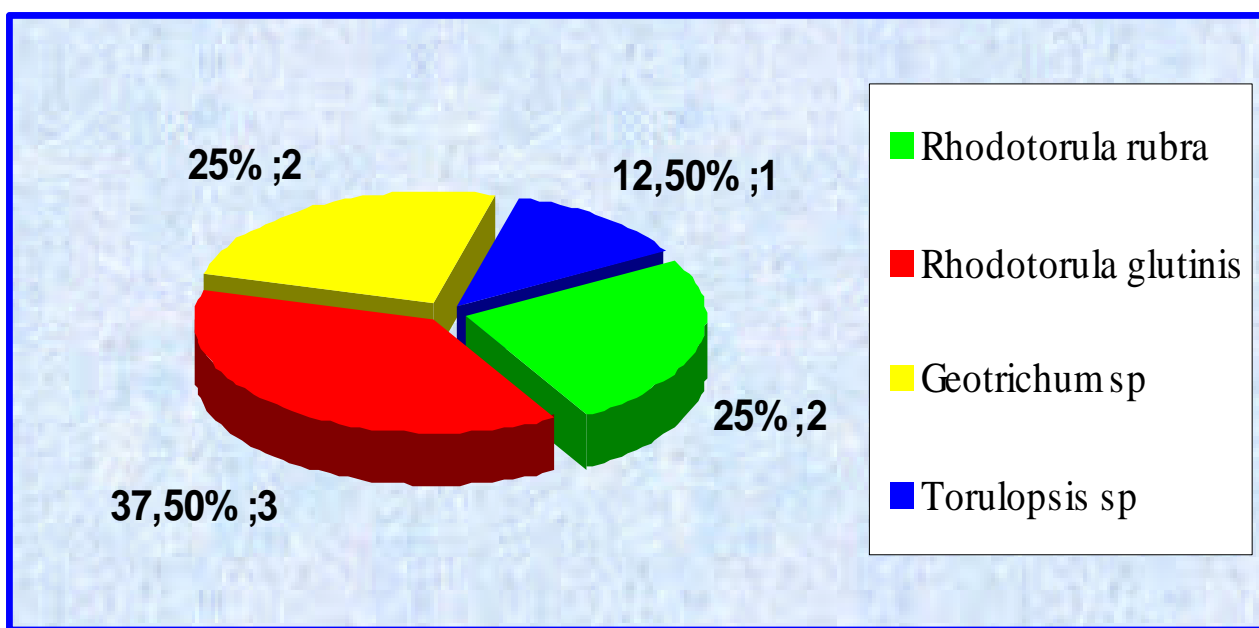


Figure n° 34 : Pourcentage des levures à partir des couteaux.

5.2.2.3.2. Fusils

Sur les 20 fusils, 14 (70 %) sont contaminées par les levures. On note une prédominance de *Rhodotorula rubra* et *Rhodotorula glutinis*. 6 fusils sont mono infestés.

Tableau n° 30: Fréquence des levures isolées à partir des fusils.

Site de prélèvement	R.r	R.g	G.sp	T.sp	Cr.n	Cr.sp	Total
Fusil 1			1				1
Fusil 2			1				1
Fusil 4	1		1				2
Fusil 5		1					1
Fusil 6	1	1					2
Fusil 7		1					1
Fusil 8	1	1					2
Fusil 9	1			1			2
Fusil 11		1					1
Fusil 12	1	1					2
Fusil 13			1				1
Fusil 14	1						1
Fusil 16	1						1
Fusil 17	1	1					2
Occurrence	8	7	4	1	0	0	20
Proportion %	40	35	20	5	0	0	

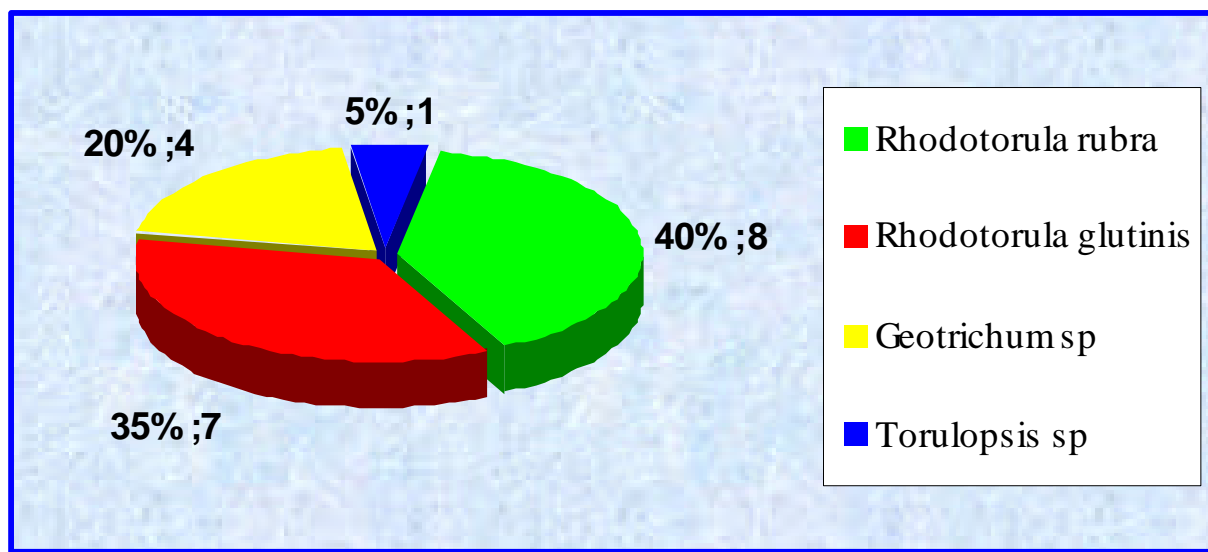


Figure n° 35 : Pourcentage des levures isolées à partir des fusils.

5.2.2.3.3. Haches

Sur les 8 haches, 2 (25 %) sont contaminées par les levures. 1 de *Rhodotorula rubra*, 1 *Rhodotorula glutinis* et *Geotrichum sp.* 01 hache est poly infesté.

Tableau n° 31: Fréquence des levures isolées à partir des haches.

Site de prélèvement	R.r	R.g	G.sp	T.sp	Cr.n	Cr.sp	Total
Hache 1	1	1					2
Hache 4			1				1
Occurrence	1	1	1	0	0	0	3
Proportion %	33,33	33,33	33,33	0	0	0	

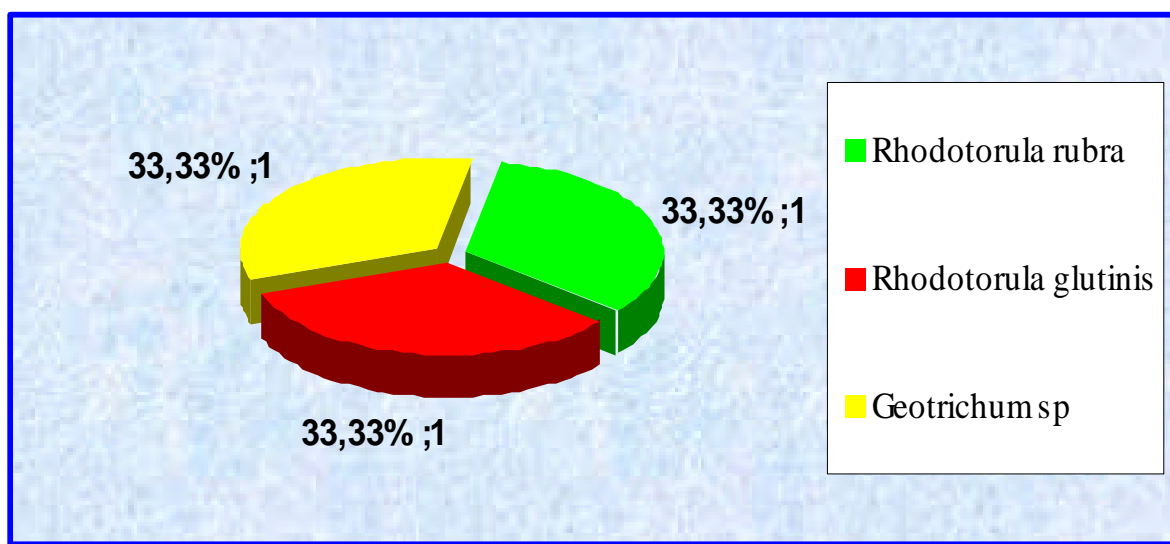


Figure n° 36 : Pourcentage des levures à partir des haches.

5.2.2.4. Bâtiments

5.2.2.4.1. Murs

Sur les 20 murs, 2 (10 %) sont contaminées par les levures. 2 levures (*Rhodotorula rubra* et *Turlopsis sp*) ont été isolées sur les murs.

Tableau n° 32: Fréquence des levures isolées à partir des murs.

Site de prélèvement	R.r	R.g	G.sp	T.sp	Cr.n	Cr.sp	Total
Murs 4				1			1
Murs 7	1						1
Occurrence	1	0	0	1	0	0	2
Proportion %	50	0	0	50	0	0	

5.2.2.4.2. Sols

Sur les 20 sols, 10 (50%) sont contaminées par les levures. 11 levures ont été isolées sur les sols. On note une nette prédominance de *Rhodotorula rubra* (91%).

Tableau n° 33: Fréquence des levures isolées à partir des sols.

Site de prélèvement	R.r	R.g	G.sp	T.sp	Cr.n	Cr.sp	Total
Sol 2	1						1
Sol 5	1						1
Sol 7	1						1
Sol 8	1						1
Sol 10	1						1
Sol 11				1			1
Sol 12	1						1
Sol 16	1						1
Sol 17	1						1
Sol 20	1						1
Occurrence	10	0	0	1	0	0	11
Proportion %	91	0	0	9	0		

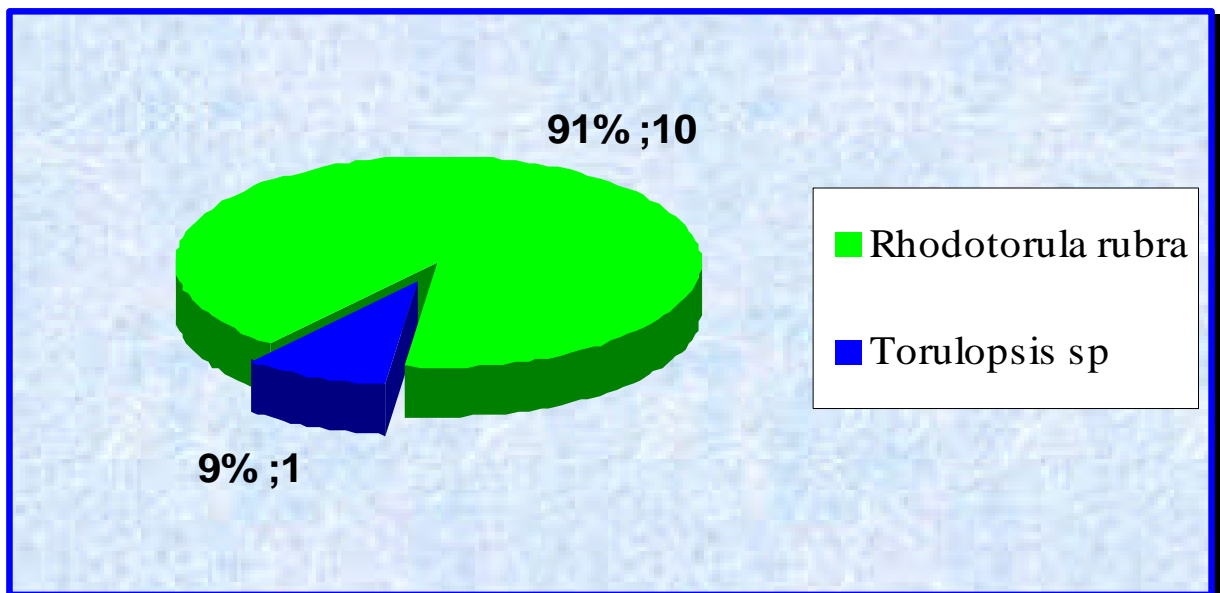


Figure n° 37 : Pourcentage des levures isolées à partir des sols.

5.2.2.4.3. Crochets

Sur les 20 crochets, 2 (10%) sont contaminées par les levures. 2 levures ont été isolées des crochets. On note une nette prédominance de *Rhodotorula rubra* 100%.

Tableau n° 34: Fréquence des levures isolées à partir des crochets.

Site de prélèvement	R.r	R.g	G.sp	T.sp	Cr.n	Cr.sp	Total
Crochet 3	1						1
Crochet 12	1						1
Occurrence	2	0	0	0	0	0	2
Proportion %	100	0	0	0	0	0	100

5.2.2.4.4. Eau de robinet

On note une absence totale de levures dans les 8 prélèvements d'eau de robinet.

5.2.2.4.5. Robinet

Sur les 4 prélèvements, un robinet est contaminé par *Rhodotorula rubra*.

6. DISCUSSION

6.1. Analyses bactériologiques

6.1.1. Contamination globale

6.1.1.1. Flore aérobie mésophile totale

Nos résultats ont montré que la flore aérobie mésophile totale est la flore prédominante que ce soit au niveau de l'évaluation de contamination globale de la carcasse ou au niveau de chacun des trois sites prélevés.

Pour cette flore, la moyenne des dénombrements des trois sites qui expriment la qualité hygiénique des carcasses, est de l'ordre de $1,79 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$. Cette flore est de l'ordre de $2,76 \log_{10} \text{ ufc / cm}^2$ chez les carcasses bovines et $3,08 \log_{10} \text{ ufc / cm}^2$ chez les carcasses ovines.

Ce taux de contamination faible chez le dromadaire par rapport aux deux autres espèces peut s'expliquer par la méthode de dépouillement spécifique du dromadaire.

Le dépouillement des camelins se fait en position stérno-abdominale ce qui réduit le risque de contamination par cette flore, contrairement à celui des bovins et ovins, qui se fait en décubitus dorsale et cela va augmenter le risque de contact entre le cuire et la carcasse et les mains des sacrificateurs.

6.1.1.2. Entérobactéries

Au cours de notre étude, nous avons enregistré un taux de contamination globale par les entérobactéries $0,84 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$ chez les dromadaires. Cette flore est de l'ordre $2,16 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$ chez les bovins et de l'ordre $2,90 \log_{10} \text{ ufc/cm}^2$ chez les ovins.

Le taux de contamination élevé par cette flore enregistrée sur les carcasses bovines et ovines par rapport aux carcasses camelines s'explique par la différence de la modalité de dépouillement des trois espèces. La contamination la plus élevée a été enregistrée sur les carcasses ovines car le dépeçage de cette espèce se fait par les mains ce qui augmente le risque de contamination par cette flore.

6.1.1.3. Coliformes fécaux

Le dénombrement des coliformes fécaux enregistré au cours de notre étude indique un niveau de contamination de l'ordre de $0,50 \log_{10} \text{ ufc} / \text{cm}^2$. Cette flore est de l'ordre $1,66 \log_{10} \text{ ufc} / \text{cm}^2$ chez les carcasses bovines et de l'ordre de $2,72 \log_{10} \text{ ufc} / \text{cm}^2$ chez les carcasses ovines.

Ces flores sont révélatrices de mauvaises conditions d'hygiène et particulièrement indicatrices de contaminations fécales et par conséquent de défauts survenus lors de l'éviscération ; ou des comportements non hygiéniques des manipulateurs, vu que les coliformes sont des bactéries saprophytes du tube digestif de l'homme (2.10^7 germes par gramme), et des animaux (13.10^7 à 16 billions d'E.coli sont excrétés par jour d'après (**BASEL et al., 1983**)), mais comme notre prélèvement a été effectué immédiatement après le dépouillement et avant l'éviscération, nous pouvons confirmer que la source de contamination par cette flore revient essentiellement aux comportements hygiéniques des manipulateurs .

Le niveau de contamination des camelins est faible comparé aux bovins et aux ovins, ceci s'explique par la différence de modalité de dépouillement.

Le niveau de contamination des bovins est inférieur à celui des ovins car le dépeçage des ovins est toujours effectué à l'aide des mains des abatteurs et le déplacement des carcasses ovines manuellement favorise le contact avec les mains et les habits des égorgeurs.

6.1.2. Répartition des flores selon les sites sur les carcasses camelines

L'analyse de variance au seuil de probabilités de 5 % (0,05) et 1% (0,01) montre qu'il n'existe pas de différence significative des charges de contamination des trois flores sur les trois sites écouvillonnés.

Toute fois, l'épaule semble montrer des charges microbiennes plus élevées par rapport aux deux autres sites, notamment le flanc qui montre un taux de contamination le plus bas. Nos résultats concordent avec ceux d'**El HADEF et al (2003 et 2005)**.

6.2. Analyses fongiques

6.2.1. Moisissures

L'occurrence la plus élevée de moisissures au cours de notre étude a été enregistrée sur les sols avec un total de 17 moisissures, suivi par les carcasses avec 14 moisissures, les couteaux avec 13 moisissures, les murs et les crochets avec 6 moisissures pour chacune et les fusils et les haches avec 5 moisissures pour chacune.

Les moisissures identifiées au cours de notre étude et classées selon leurs prédominance est la suivante ; *Penicillium sp* a été le plus fréquent avec 28 isolement, suivi par le *Cladosporium sp* avec 20 isolements, *Mucorale sp* avec 11 moisissures, *Aspergillus niger* avec 5 isolements et *Alternaria sp* avec 4 isolements.

6.2.1.1. A partir des sols

Penicillium sp et *Cladosporium sp* ont été les moisissures les plus fréquemment isolées dans notre étude avec un pourcentage de 52,94% et 29,41% respectivement.

6.2.1.2. A partir des carcasses

Dans notre étude, le genre *Mucor* a été les plus fréquemment isolé au niveau des carcasses. *Penicillium sp*, *Alternaria sp* et *Cladosporium sp* ont également été isolés mais dans des moindres mesures.

Les encolures ont été le site le plus contaminé par les moisissures avec un pourcentage de (78,57%). Ceci peut être expliqué par la mauvaise contention des encolures. En effet, les encolures dépouillées sont traînées à même le sol avant d'être accrochées.

Le genre *Mucor* que nous avons fréquemment isolé à la surface des carcasses serait, selon **HADLOK et SHIPPER (1974)**, d'origine fécale. Ce genre de moisissure n'a pas été isolé par certains auteurs tels, **ISMAIL et al (1995)**.

6.2.1.3. A partir des couteaux

Au cours de notre étude, *Penicillium sp* a été le plus fréquemment isolé sur les couteaux suivis de *Cladosporium sp*, les *Mucorales*, et *Aspergillus niger*.

Nos résultats sont proches de ceux obtenus à partir des sols. Ceci, peut s'expliquer par le non respect des règles d'hygiène par les manipulateurs. En effet, les manipulateurs ont tendance à poser leur matériel de travail (couteaux et haches) sur le sol.

6.2.1.4. A partir des murs

Cladosporium sp, *Aspargillus niger* et le *Penicillium* ont été isolés à partir des murs. Nos résultats sont en accord avec ceux d'autres auteurs en Egypte (YASSIEN et al , 1989; MANSOUR et al, 1990; REFAI et al, 1993 et ISMAIL, 1995)

6.2.1.5. A partir des crochets.

Penicillium sp , *Cladosporium sp*. et *Aspargillus niger* ont été isolés sur les prélèvements muraux. Nos résultats sont proches de ceux obtenus à partir du sol. Ceci peut s'expliquer par le fait que les crochets utilisés sont fréquemment entreposés sur le sol.

6.2.1.6. A partir des fusils et des haches

Penicillium sp et les *Mucorales sp* ont été isolés à partir des fusils. En plus de *Penicillium sp.*, nous avons isolé *Cladosporium sp* à partir des haches.

6.2.2. Levures

42,26% de colonies repiquées n'a pu être identifiée car nous nous sommes basés sur le tableau des levures d'intérêt médical ; c'est-à-dire ne comprenant que 7 genres différents : *Candida*, *Rhodotorula*, *Cryptococcus*, *Torulopsis*, *Saccharomyces*, *Trychosporon* et *Geotrichum*.

Au cours de notre étude, l'occurrence la plus élevée des levures a été enregistrée sur les fusils avec un total de 20 levures suivi par les sols 11 levures, les couteaux 8 levures, les carcasses 7 levures, les haches 3 levures, les murs, les crochets et les personnels avec 2 levures pour chacun.

Au cours de notre étude et selon leur prédominance, les levures identifiées sont classées comme suite, *Rhodotorula rubra* (25 fois) suivi de *Rhodotorula glutinis* (13fois), *Geotrichum sp* (11fois), *Torulopsis sp* (4 levures), *Cryptococcus neoformans* (2 fois) levures, *Cryptococcus sp* (1 fois).

6.2.2.1. A partir des outils (fusils, couteaux et haches)

Dans notre étude, *Rhodotorula rubra*, *Rhodotorula glutinis* et *Geotrichum sp* ont été les levures les plus fréquemment isolées sur les outils de travail. Ces résultats révèlent qu'il y a une contamination croisée entre les outils surtout entre les fusils et les couteaux.

6.2.2.2. A partir des bâtiments (sols, murs, crochets).

Rhodotorula rubra, a été le plus fréquemment isolés sur le sol (91%), sur les murs (50%) et sur les crochets (100%). Ces résultats montre qu'il y a un transfert de cette levure entre le sol et les outils de travail (contamination croisée) à cause de la négligence des règles d'hygiène des manipulateurs qui laissent leurs outils à la surface des sols.

6.2.2.3. A partir des carcasses.

Geotrichum sp, *Rhodotorula glutinis*, *Cryptococcus neoformans* ont été isolés sur les carcasses. Sur la totalité des carcasses, toutes les régions présentent l'occurrence est sensiblement la même.

Deux levures (*Geotrichum sp*, *Rhodotorula glutinis*) parmi les trois qui sont isolées sur les carcasses, ont été également isolées sur les outils des travail, ce qui laisse penser qu'il y a une contamination croisée entre les outils des travail et les carcasses.

Notre étude révèle l'absence totale de *Rhodotorula rubra* sur la surface des carcasses. Ceci peut s'expliquer par l'absence de contact avec le sol, les murs, les crochets. Cependant, nous avons isolé *Cryptococcus neoformans*, levure saprophyte du tube digestif des oiseaux et très pathogène pour l'homme.

6.2.2.4. A partir du personnel.

Au cours de notre étude, nous avons isolés deux levures (*Cryptococcus sp* et *Geotrichum sp.*) à partir des mains des sacrificateurs.

CONCLUSION

Le travail entrepris a permis de constater que :

- Le niveau global de la contamination bactérienne superficielle est nettement plus faible sur les carcasses camelines que sur les carcasses bovines et ovines.
- Les procédures d'abattage du dromadaire sont plus hygiéniques que les procédures d'abattage des bovins et ovins, nous pensons que ceci pourrait être dû au mode de dépouillement des carcasses camelines. En effet, cette opération est l'étape la plus délicate.
- Les principales sources de levures et de moisissures semblent être le sol et les outils. Ceci peut être expliqué par le très mauvais état d'hygiène.
- L'isolement de *Cryptococcus neoformans*, levure commensale de l'intestin des oiseaux et fortement pathogène pour l'homme, au niveau des carcasses camelines, prouve si besoin est la présence de nids de pigeons dans la salle d'abattage.

PERSPECTIVES

Prendre toutes les mesures de préparation des carcasses dans les meilleures conditions, ceci par :

- 1- Séparation du secteur souillé et du secteur propre et le respect de principe de marche en avant.
- 2- Eviter l'accès des oiseaux et des rongeurs dans les locaux d'abattage
- 3- Douchage des animaux avant l'abattage pour l'élimination des souillures fécales.
- 4- Maîtriser l'abattage par une bonne hygiène des opérations telles la saignée, le dépouillement...
- 5- Nettoyage et désinfection des locaux et du matériel par des solutions antimicrobiennes à la fin de la journée.
- 6- Formation en hygiène du personnel et son contrôle sanitaire annuel.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. ABOUKHEIR, S et KILBERTUS, G. (1974)

Fréquence des levures dans les denrées alimentaires à base de viande. Ann. Nutr. Aliment., 28, 6, 539 – 547.

2. ANGELOTTI, R. (1968)

Prevention of food born infection. In: Hygiène et technologique de la viande fraîche, Edition du CNRS. p 105 -108.

3. ANONYME, 1. (2006)

Intoxication Alimentaire. Journal l'Expression

Date de consultation 20/09/2006.

4. ANONYME, 2. (2006)

250 Cas de listériose et de salmonellose en 3 mois. Journal El Watan.

Date de consultation 14/10/2006.

5. ANONYME, 3. (2006)

L'hygiène des aliments peu respectée. Un état des lieux alarmant.. Journal El Watan .

Date de consultation 19/09/2006.

6. ANONYME, 4. (2006)

Viande et produits carnes

<http://www.mfaid.com/meat-fr.htm>

Date de consultation 31/10/2008

7. ANONYME, 5. (2007)

Nutrition et Croissance des microorganismes, p 22, 23, 25.

Date de consultation 21/ 06/2008

8. ANONYME, 6. (2008)

Description des opération rituel du dromadaire (camelus dromrdarius) p1,2,3.

english.fleischwirtschaft.de/service/downloads/Daoudi%20et%20al.-Dromedaire.pdf –

Date de consultation 12/10/ 2007

9. ANONYME, 7. (2008)

La salubrité des aliments dans les marchés de producteurs

http://www.health.gov.on.ca/english/public/pub/foodsafepdf/food_bklt_fm_fr_20070419.pdf

Date de consultation 12/10/ 2008

10. ANONYME, 8. (2008)

Présentation du monde microbien.

<http://sossociences.free.fr/Cours%20et%20devoirs/Cours%20SHR/2cours.pdf>

Date de consultation 19/06/2008

11. ARVIEUX, C. (1998)

Les toxi- infections alimentaires. Digest,14 (6).p4-16.

12. BAAISSA, B.H. (1988)

L'utilisation du 5eme quartier chez le dromadaire

Thèse de docteur vétérinaire –Université de Constantine. p5.

13. BARNES, E.(1979)

The intestinal microflora of poultry and game birds during life and after storage. J. appl.

Bacteriol., 46, 3, 407- 419.

14. BASEL, M. R., RICHTER, E. R., BANWART, G. J. (1983)

Monitoring Microbial Numbers in Food by Density Centrifugation .Applied Environment

Microbiological. Volume 45(3),p 1156-1159

15. BEAUBOIS, P. (2001)

Approche de la maîtrise du risque microbiologique dans l'univers des viandes crues et des

viandes cuites 14 ème Congres A3P. Service Qualité Socopa Entreprise. p 7.

16. BECHIR, D. (1983)

L'élevage du dromadaire au Maghreb. Thèse de Doctorat vétérinaire Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort ; n° 101 : p98

17. BENAÏSSA, R. (1989)

Le dromadaire en Algérie. Option Méditerranéennes – Série n°2 ; p19-28.

18. BORNERT, G. (2000)

Importance des bactéries psychrotrophes en hygiène des denrées alimentaires Revue Méd. Vét., 2000, 151, 11, 1003-1010.

19. BOURGEOIS, C.M., MESCLE, J.F., ZUCCA, J. (1988) (1996)

Microbiologie alimentaire : Aspects Microbiologiques de la sécurité et de la qualité des aliments. Tome I .Editions Lavoisier, p 241- 251.

20. CARTIER, P. (1993)

Importance, origine et mode d'appréciation de la contamination salmonellique de la carcasse des Bovins. Examen de 222 vaches de réforme. Viandes et Prod. Carnés, 14, p 35-38.

21. CARTIER, P. (2004)

Points de repères en matière de qualité microbiologique viandes bovines, p 175.

22. CARTIER, P. (2007)

Le point sur La qualité des carcasses et des viandes de gros bovins, Compte rendu final n° 17 05 32 022, Service Qualité des Viandes, Département Techniques d'Elevage et Qualité, p 12, 58, 59.

23. CHIABOU, M. (2005)

Productivité zootechnique du désert le cas du bassin laitier D'AGADEZ au Niger.

Thèse en vue de l'obtention de docteur en sciences université MONTEPLLIER. p56

24. COHEN, N., ENNAJI, H., BOUHRIF, B., KARIB, H. (2003)

La qualité des viandes produites sue la grande Casablanca. p 10.

25. CORRER, A. (2006)

Dynamique de l'utilisation des ressources fourragères par les dromadaires des pasteurs nomades du parc nationale du banc d'ARGUIN(MAURITANIE) .Thèse pour obtenir le grade de Docteur du Muséum national d'histoire naturelle Discipline : Ecologie et gestion de la biodiversité p32 -43.

26. COTTIN, J.H., BIZON, C., CARBONELLE, B. (1985)

Study of *Listeria monocytogenes* in meat from 415 cattle.Sci.Aliment, 5: Series IV, p145-149.

27. COTTIN, M. G. (2000)

Les animaux domestiques dans les sociétés pastorales nomades : Rôles économique et socioculturel. Thèse de Doctorat vétérinaire Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. Thèse n° 26 : p 74 .

28. CRAPLET, C. (1966)

La viande de bovins tome VIII, livre 1. Vigot frères éditeurs, Paris VI 1965. p188

29. CUQ, J. L. (2007) a

Microbiologie Alimentaire : Les relations microorganismes / aliments / consommateurs, Département Sciences et Technologies des Industries Alimentaires 4ème année. Université Montpellier II Sciences et Techniques du Languedoc. p 2 - 17.

30.CUQ, J. L. (2007) b

Microbiologie Alimentaire : Contrôle microbiologique des aliments, Département Sciences et Technologies des Industries Alimentaires 4ème année. Université Montpellier II Sciences et Techniques du Languedoc p 103, 104.

31. DACHY, A. (1993)

Contribution à l'étude de la contamination bactérienne superficielle des carcasses d'agneaux .Thèse de doctorat vétérinaire, Ecole nationale vétérinaire de Toulouse, pages : p15-39.

32. DELCENSERIE, V., CHINA, B., GAVINI, F., BEERENS, H., DAUBE, G. (2002)
Proposition pour un nouveau standard indicateur de la contamination d'origine fécale dans les aliments : le genre *Bifidobacterium* Ann. Méd. Vét., 2002, 146, 279-293
33. DENNAÏ, N; KHARRATI, B; EL YACHIOUI, M (2001)
Appréciation de la qualité microbiologique des carcasses de bovins fraîchement abattus. Ann. Méd. Vét., 2001, 145, 270-274
34. DIALLO, B.C. (1989)
L'élevage du dromadaire en Mauritanie. Options Méditerranéennes –Série Séminaires- n° 2 : p 29- 32.
35. DICKSON, J.S. et ANDERSON, M.E. (1992)
Microbiological contamination of food animal carcasses by washing and sanitizing systems. Journal of Food protection. Volume 55, p133-140.
36. DRIEUX, H., FERRANDO, R., JACQUOT, R. (1962)
Caractéristiques alimentaires de la viande de boucherie. Vigot frères éditeurs, Paris VI. p9.
37. DSA WILLAYA D'EL- OUED. (2006)
38. DUMONT, B.L. et VALIN, C. (1982)
Basse biochimique de l'hétérogénéité du tissu musculaire et des viandes In Hygiène et technologique de la viande fraîche, Edition du CNRS. p77.
39. DUTRUC- ROSSET, G. (2003)
Office International de la vigne et du vin (OIV) résolution OENO 16/2003.p 16-21.
40. EDEL, W., GUINEEE, P.A.M., SCHTHORST, M., KAMPELMACHER, E.K. (1973)
Salmonella cycle in food with special reference to the effect of environmental factors, including feeds. In : Hygiène et technologique de la viande fraîche, Edition du CNRS. p 105 -108.

41. EDWARDS., JESSICA RENEE., FUNG., DANIEL Y.C. (2006)
Journal of Rapid Methods et Automation in Microbiology, Volume 14, Number 1, March 2006 ,
pp. 1-95(95).
42. EL HADEF EL OKKI S., EL GROUD R., KENANA H., BOUSEBOUA S (2003)
Appréciation de l'hygiène globale de l'abattoir de Constantine par l'évaluation de la
contamination superficielle des carcasses de bovins et d'ovins. Science et Technologie C-N° 21n
juin (2004), p 91-94.
43. EL HADEF EL OKKI, S., EL GROUD, R., KENANA, H., QUESSY, S (2005)
Evaluation de la contamination superficielle des carcasses bovines et ovines provenant de
l'abattoir municipal de Constantine en Algérie.Canadian Veterinary Journal. Volume 46(7), p
638-640.
44. FALAH, K. AL-ANI (1997)
Camel Encyclopaedia; First Edition (Dar Echerrouk) p42.
45. FAYE, B. (1997)
Guide de l'élevage du dromadaire (CIRAD-EMVT) Montpellier – FRANC 1 ere Edition
SANOFI p 9, 78, 79.
46. FAYE, B., MEYER, C., MARTI, A. (1999)
Le dromadaire .CD-Rom.CIRAD Publ.,Montpellier,France
47. FAYE, B. (2002)
L'élevage du dromadaire dans le Monde. Cours Approfondi sur le développement de l'élevage
camelin. Rabat, Maroc, 4-15 mars 2002.
48. FLISS, I., SIMAR, D. et ETTRIKI, A. (1990)
Microbiological quality of different fresh meat species in tunisian slaughterhouses and markets,
J. Food Prot., 54, p 773-777.
49. FOURNAUD, J., GAFFINO, G., ROSSET, R et JACQUET, R. (1978)
Contamination microbienne des carcasses a l'abattoir. Ind. Aliment. Agric., 95, 4 : 273- 282.

50. FOURNAUD, J. (1982)

Type de germes rencontrés aux différents stades de la filière : In hygiène et technologie de la viande fraîche. Edition du C.N.R.S, pages: 109-119.

51. FOURNAUD, J et JOUVE J.L (1990)

Viande 2000.Défit micro-biologique. Filière des viandes. p133-141.

52. FOURNIER, V. (2003)

La conservation des aliments. Cours de microbiologie générale, Université Laval. p 12.

53. GAHLOT, T.K. (2000)

Selected topics on camelids. Bikaner.In: Productivité zootechnique du désert le cas du bassin laitier D'AGADEZ au Niger. Thèse en vue de l'obtention de docteur en sciences université MONTEPELLIER. p 56.

54. GIBBS, P., PATTERSON, J., et THOMPSON, J., (1978)

The distribution of Staphylococcus aureus in a poultry processing plant. J. Appl. Bacteriol., 44, 3, 401- 410.

55.GRAND, B. (1983)

Evaluation de la contamination microbienne superficielle des viandes par ATP : utilisation d'un photo multiplicateur. Thèse de doctorat vétérinaire. Faculté de médecine vétérinaire de CRETEIL, p10.

56. HADJI, Z., HIDANE, K., MARHABANE, A., ZARDOUNE, M., KARIB, H . (2002)

Inspection et appréciation des qualités de la carcasse et de la viande cameline, cours international intensif sur dromadaire IAV Hassan II-Rabat. (4-15 mars 2002).

57. HADLOCK et SCHIPPER (1974)

Schimmelpilze und Fleisch. In : Hygiène et technologie de la viande fraîche, Edition du CNRS. p 105 -108.

58. HINTON, M.H., HUDSON, W .R et MED, G.C. (1998)

The bacteriological quality of british beef carcasses sampled prior to chilling, *Meat Sci.*, 50, p265-271.

59. HOBBS, B. (1974)

Microbiological hazards of meet production. In : *Hygiène et technologique de la viande fraîche*, Edition du CNRS. p 105 -108.

60. HSIEH, D.Y. et JAY, J.M. (1984)

Characterization and identification of yeasts from fresh and spoiled ground beef. In : *Modern food Microbiology – Seventh edition. Food sciences text serie.* 790 pages. 4 : 63- 95.

61. INGRAM, M et DAINTY, R.M. (1971)

Changes caused by microbes in spoilage of meats. In : *Hygiène et technologique de la viande fraîche*, Edition du CNRS. p 109 -132.

62. ISMAIL, M.A ., ABOU ELALA, A.H., NASSAR, A and MICHAIL, D.G. (1995)

Fungal contamination of beef carcasses and the environment in a slaughterhouse. *Food Microbiolgy*, 12: 441-445.

63. JOURNAL OFFICIEL DES COMMUNAUTES EUROPEENNES (2001)

Décision de la commission du 8 juin 2001, établissant les règles applicables au contrôle régulier de l'hygiène générale effectué par les exploitants dans les établissements conformément à la directive 64/433/CEE relative aux conditions de production et de mise sur le marché de viandes fraîches et à la directive 71/118CEE relative à des problèmes sanitaires en matière d'échange de viande fraîche de volailles.

64. JOUVE, J.L. (1990)

Microbiologie alimentaire et filière des viande. *Viande et Prod. Carnés*,11, p 207-213.

65. KAMOUN, M. (1993)

La viande de dromadaire; production aspects qualitatifs et aptitudes à la transformation. *Ecole Supérieure Agronomique Mateur. Tunisie.* p 17.

66. KARIB, H., BRZRIL, L., YANGUELA, L., BLANCO, D et HERRERA, A. (1994)
Appréciation de l'hygiène des abattoirs par l'analyse bactériologique des carcasses bovines, Viande et Prod Carnés, 15, 79- 82.
67. KEBEDE, G. (1986)
Contamination superficielle à l'abattoir de Dakar. Thèse de doctorat vétérinaire, Ecole nationale vétérinaire de Lyon, pages : p 9-69.
68. KHALIFA, A.H. (1985)
Origine des contaminations superficielles des carcasses de bovins à l'abattoir, techniques de prélèvement, diplôme d'études approfondies, Ecole nationale vétérinaire de Lyon, p 4-36.
69. KLARE, H. (1970)
Die Bedeutung des Darminhaltes von Schlachttieren als Ursache für die Kontamination von Fleisch und Fleischerzeugnissen mit Schimmelpilzen. Die Fleischwirtschaft. In : Hygiène et technologique de la viande fraîche, Edition du CNRS. p 105 -108.
70. KORSAK, N., CLINQUART, A., DAUBE, G. (2004)
Salmonella spp. Dans les denrées alimentaires d'origines animale : un réel problème de santé publique. Ann. Méd. Vét., 148, 174 – 193.
71. LARPENT, J.P. (1997)
Microbiologie alimentaire, Technique de laboratoire. Editions Lavoisier, p 860-870.
72. LASNAMI, K. (1986)
Le dromadaire en Algérie « Perspectives d'avenir » I.N.A.EL HARRACH- ALGER.
Thèse de Magister en Sciences agronomiques. p 11.
73. LASTA, J. A., FORNOU, G. R. (1988)
Significance of sample taken for bacterial counts from reduced areas of bovine carcasses. J. Food Prot., 51, 214-217.

74. LE TOUZE, J. C., VENDEUVRE, J. L., ROZIER, J. (1985)
Méthode d'évaluation de la qualité microbiologique des produits de la découpe primaire du porc.
Viandes et Prod. Carnés, 6, 236-244.
75. LEYRAL, G et VIERLING, E. (1997)
Microbiologie et toxicologie des aliments. Editions Doin, p 54, 55, 81, 82, 82.
76. LHOTE, H. (1987)
Chameau et dromadaire en Afrique du Nord et au Sahara. Ed. Office National
des approvisionnements et des services Agricoles- Alger ; p 161.
77. MAC KENZIE, M et BAINS, B. (1976)
Dissemination of Salmonella serotypes from raw feed ingredient ti chicken carcasses. In :
Hygiène et technologique de la viande fraîche, Edition du CNRS. p 105 -108.
78. MANSOUR, N., HAMDY M., YASSIEN N and REFAI, M. (1990)
Dematiaceous Hyphomycetes in slaughtered camels, cattle and surroundings at Ciaro abattoir. In
: Fungal contamination of beef carcasses and the environment in a slaughterhouse. Food
Microbiology, 12: 441-445.
79. MARCHANDIN, H. (2007)
Physiologie bactérienne, Cours Bactériologie. Faculté de Médecine Montpellier – Nîmes p 1- 3.
80. MORISETTI, M. (1971)
Public health aspect of food processing. In : Hygiène et technologique de la viande fraîche,
Edition du CNRS. p 105 -108.
81. MULCOCK, A.P. (1965)
Microbial contamination of chilled beef . In : Hygiène et technologique de la viande fraîche,
Edition du CNRS. p 109 -132.
82. NEWTON, K., HARRISON, J., SMITH, K. (1977)
Coliformes from hides and meat. In : Hygiène et technologique de la viande fraîche, Edition du
CNRS. p 105 -108.

83. NEWTON, K., HARRISON, J., WAUTERS (1978)

Sources of psychrotrophic bacteria on meat at the abattoir. J. appl. Bacteriol., 45, 1: 75- 82.

84. NICOLLE, B. (1986)

Etude bibliographique de la contamination superficielle des carcasses dans les abattoirs .

Thèse de doctorat vétérinaire. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort, p 83.

85. OULED EL HADJ, M.D., BOUZGAGE, B., BOURASE, A., MOUSSAOUI, S. (1999)

Etude comparative de quelque caractéristique physico-chimiques et biochimique de la viande du dromadaire chez les individus de type Sahraoui à différente âge .Premières Journée sur la Recherche Cameline – Ouargla. p19.

86. PRAT, M.L. (1993)

L'alimentation du dromadaire. Thèse de Doctorat vétérinaire Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort ; n° 113 : p 111.

87. REFAI, M., MANSOUR, N., EL- NAGGAR, A and ABDEL- AZIZ ,A. (1993)

Fungal flora in modern Egyptian abattoir. In : : Fungal contamination of beef carcasses and the environment in a slaughterhouse. Food Microbiology, 12: 441- 445.

88. RICHARD, D. (1985)

Dromadaire et son d'élevage I.E.M.V.T, p: 40,76.

89. ROBERT, T.A., HUDSON, W.R. et WHELEHAN, O.P. (1984)

Number and distribution of bacteria on some beef carcasses at selected abattoir in some member states of the European communities . In : Karama M. The microbial quality of oaustrich carcasses produced at an export – approved south African abattoir. Mémoire université de Pretoria. p 97.

90. ROSSET, R et LIGER, P. (1982)

Nature des porteurs de germes. In: Hygiène et technologique de la viande fraîche, Edition du CNRS. p 105 -106.

91. SANSON, M.J. (2007)

Anatomie et physiologie des bactéries, Physiologie et croissance bactérienne service de bactériologie – virologie. Groupe hospitalier Lariboisiere - fernand widal .p 5.

92. SIONNEAU, O. (1993)

La contamination microbienne superficielle des carcasses des bovins : Origine, prévention et décontamination. Thèse de doctorat vétérinaire de Lyon. , p 2-11.

93. YASSIEN, N., MANSOUR, N., EL- DALY, E and DARWISH, A. (1989)

Contamination of slaughtered camels, cattle and their surroundings with mould in urban abattoir. In : Fungal contamination of beef carcasses and the environment in a slaughterhouse. Food Microbiology, 12: 441-445.

Annexe 1

Matériels et produits utilisés lors de notre travail dans le laboratoire de microbiologie. (Originale, Laboratoire d'hygiène d'El oued, 2008)

Matériel et Verreries

- Tubes à essai à vis stériles.
- Pipettes Pasteur.
- Cônes stériles.
- Porte cônes.
- Pipettes graduées de 10ml.
- Conteneur pour pipettes.
- Bec Benzène.
- Hotte a flux laminaire.
- Stérilisateur.
- Bain-marie à 74°C pour faire fondre les milieux de culture et les maintenir fondus.
- Etuves à 30oC, 37o C, 44oC.
- Flacons stériles.
- Boîtes de pétri.
- Agitateur Vortex.
- Disques cosmétiques démaquillants que nous stérilisons à 130°c pendant 15min.

Milieux

- PCA
- TDYM
- VRBL
- VRBG
- TSE
- BLMT
- Eau physiologique.



Milieu TDYM



Milieu VRBG



Milieu VRBL



BLMT



Eau physiologique



Stérilisateur



Bain Marie



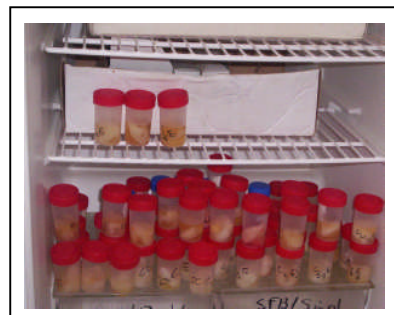
Etuve à 37°C



Etuve à 30°C



Etuve à 44,5°C



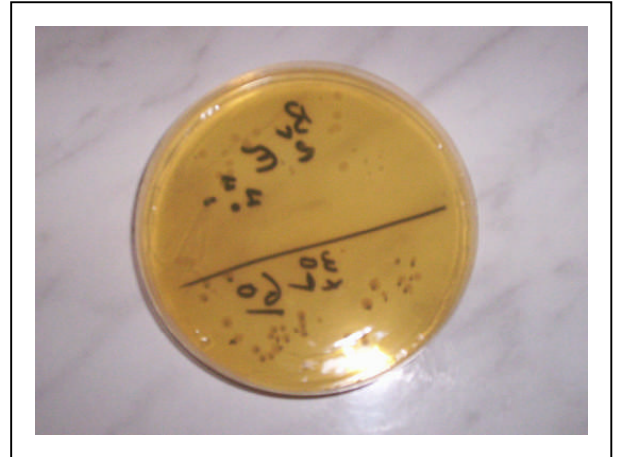
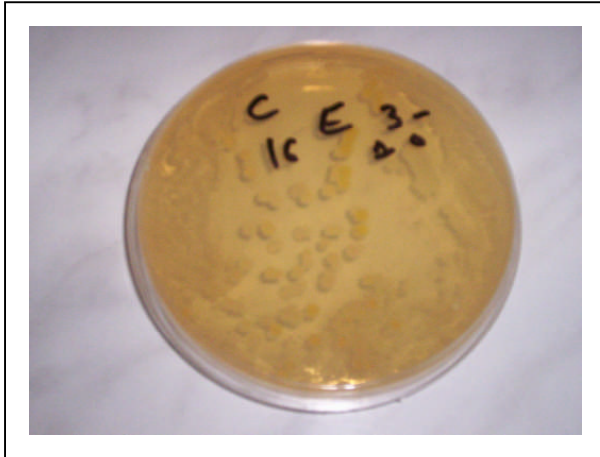
Prélèvements



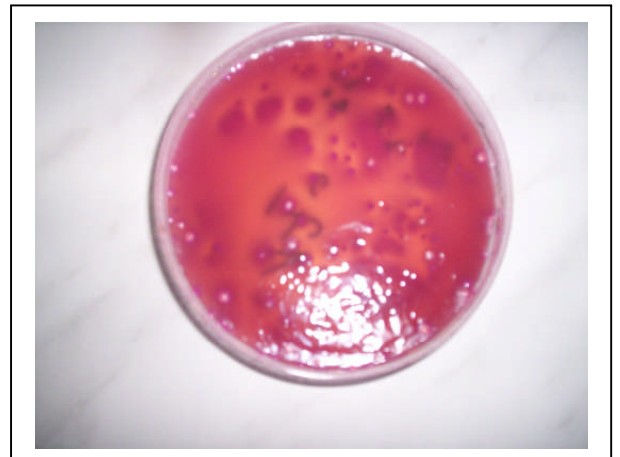
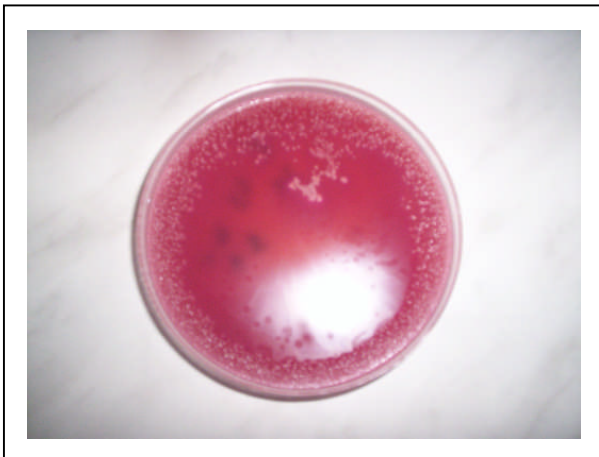
Dilution

Annexe 2

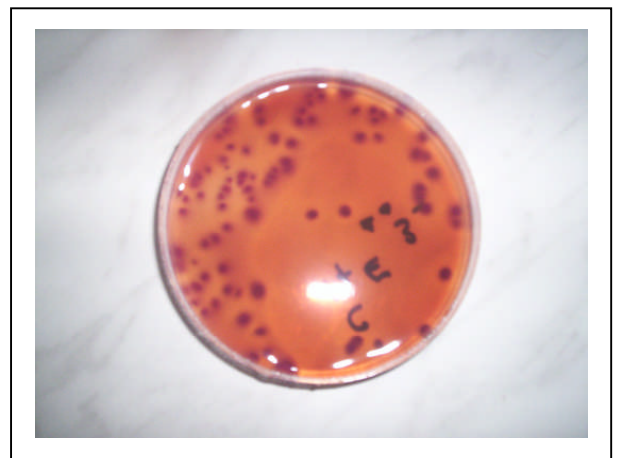
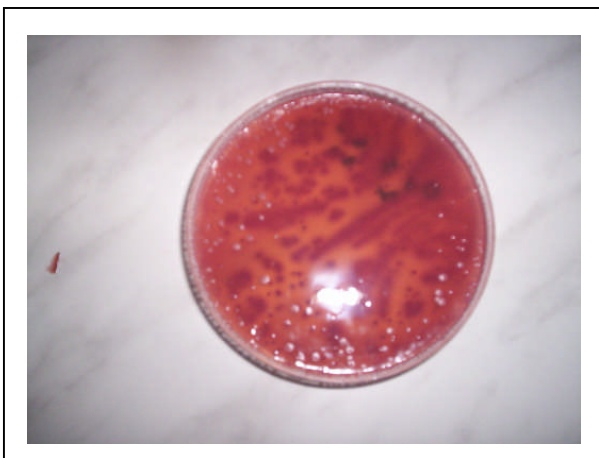
Résultats microbiologiques (Originale, Laboratoire d'hygiène d'El oued, 2008)



Colonies des Flores aérobie mésophile totale sur le TDYM



Colonies des entérobactéries sur le VRBG



Colonies des coliformes fécaux sur le VRBL

Annexe 3

Matériels et produits utilisés lors de notre travail dans le laboratoire de parasitologie (Originale, Laboratoire de parasitologie - mycologie, ENV. Alger, 2008)

Matériels et Verreries

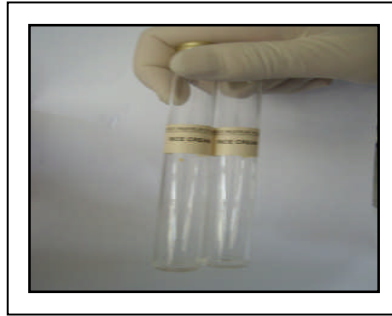
- Ecouvillons stériles type coton tige.
- Bec Benzène.
- Autoclave.
- Balance électrique.
- Agitateur type Vortex.
- Agitateur magnétique.
- Boîte de Pétri.
- Lame en verre
- Lamelle en verre.
- Flacons en verres stériles.
- Anse en Platine.
- Pipette Pasteur.
- Pincés.
- Etuves (à 27°C, 37°C).
- Microscope optique.
- Récipient métallique pour préparation du milieu de culture.

Milieus de culture

- Milieu Sabouraud, permet l'isolement non sélectif des champignons.
- Gélose Sabouraud additionnée d'Actidione, Flacon 150 ml : Milieu de culture permettant l'isolement sélectif des champignons résistant à l'Actidione.
- Milieu pour Blastèse : Sérum humain ou animal. Pour mettre en évidence les tubes germinatif des *Candida albicans*.
- Urée -Tryptophane (Urée-Indole): Permet la mise en évidence d'une uréase chez certaines levures.
- Milieu R.A.T: Milieu permettant la mise en évidence des Chlamydospores.
- Colorant lacto phénol : permet l'observation des colonies fongiques au microscope.



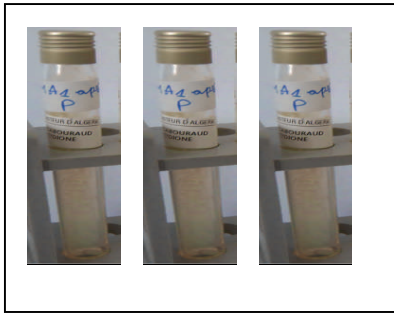
Milieu Sabouraud



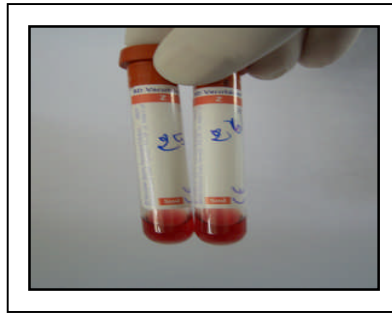
Rice Cream



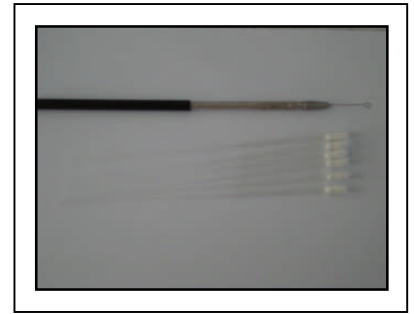
Milieu urée indol®



Milieu Sabouraud Actidione®



Sérum (bovine)



Anse de platine et pipette Pasteur



Bleu de Lactofinole



Autoclave



Agitateur pour tube



Centrifugeuse



Etuve à 37°C



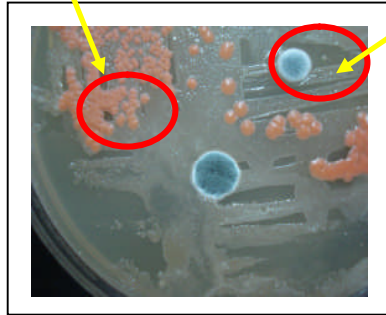
Etuve a 27°C

Annexe 4

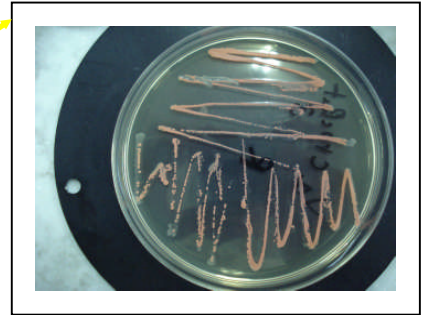
Protocole expérimental. (Originale, Laboratoire de parasitologie - mycologie, ENV. Alger, 2008)



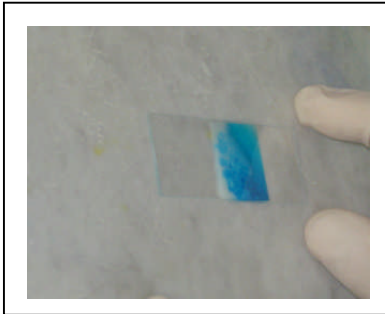
Échantillon



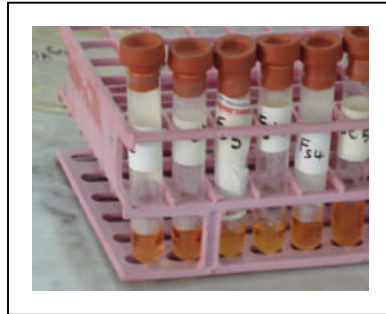
Ensemencement



Isolement



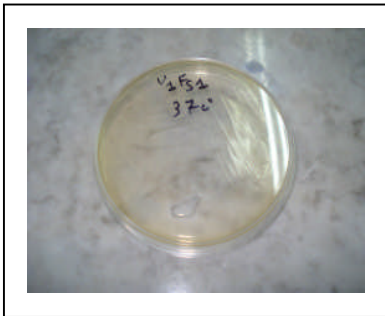
Examen microscopique



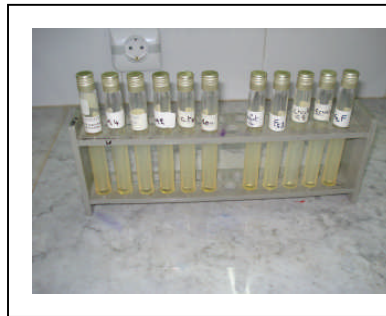
Milieu à l'urée



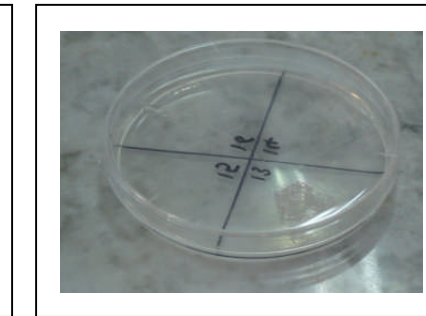
Milieu pour Blastèse



Milieu Sab à 37°C



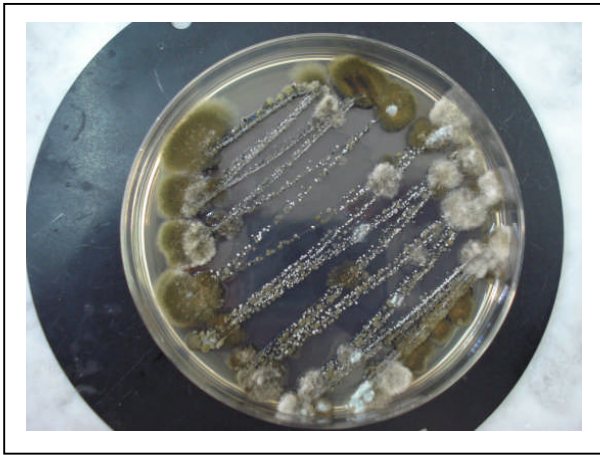
Milieu Sab/Act



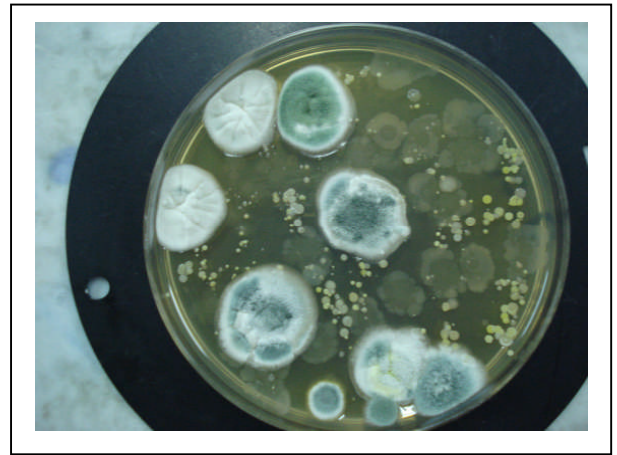
Milieu Rice Cream

Annexe 5

Résultats fongiques (Originale, Laboratoire de parasitologie - mycologie, ENV. Alger, 2008)



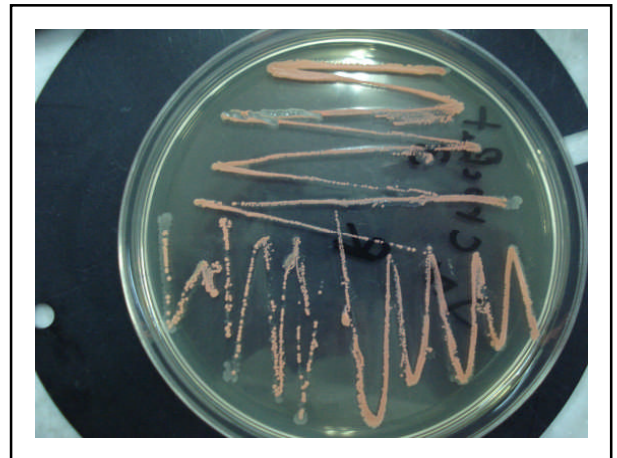
Ensemencement (association)



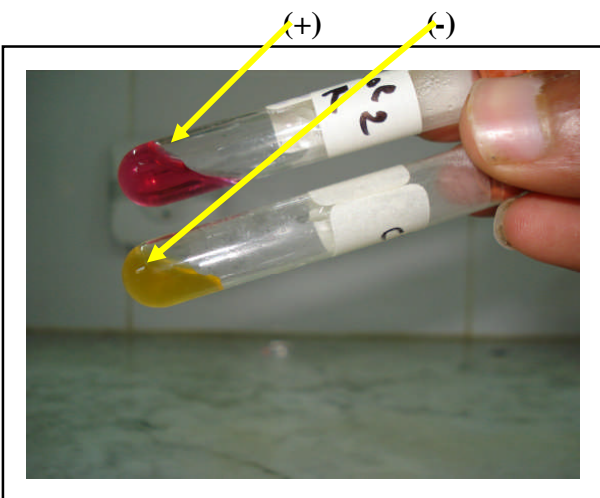
Ensemencement (sans association)



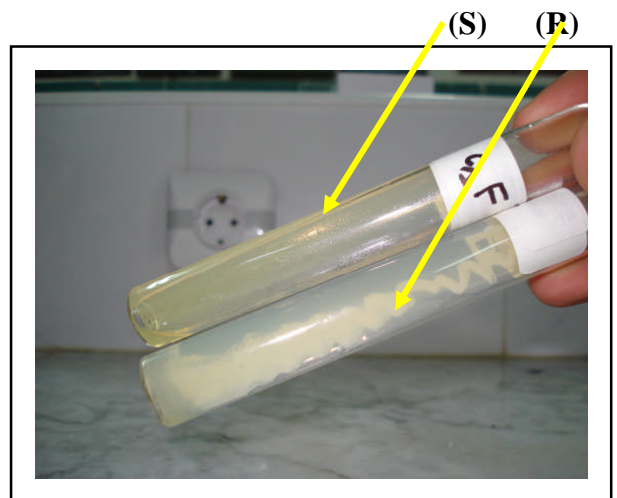
Isolement des moisissures



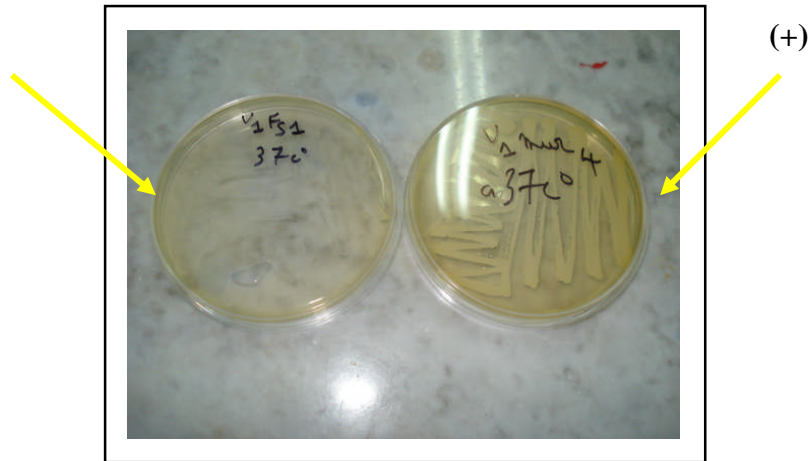
Isolement des levures



Le test d'uréase



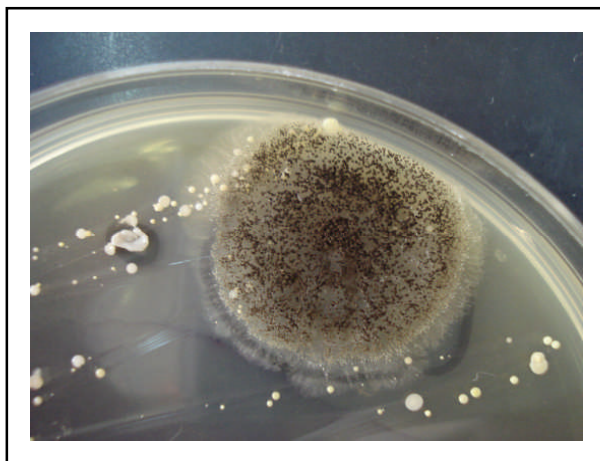
Résistance à l'action de l'Actidione



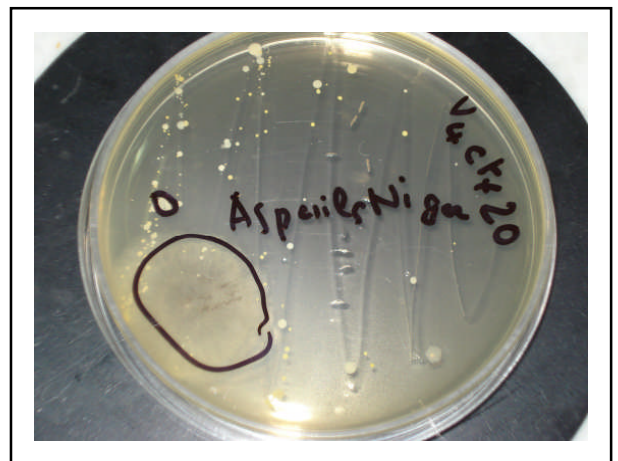
Sabouraud A 37 ° C (évaluation du pouvoir pathogène)

Les espèces identifiées

(Originale, Laboratoire de parasitologie - mycologie, ENV. Alger, 2008)

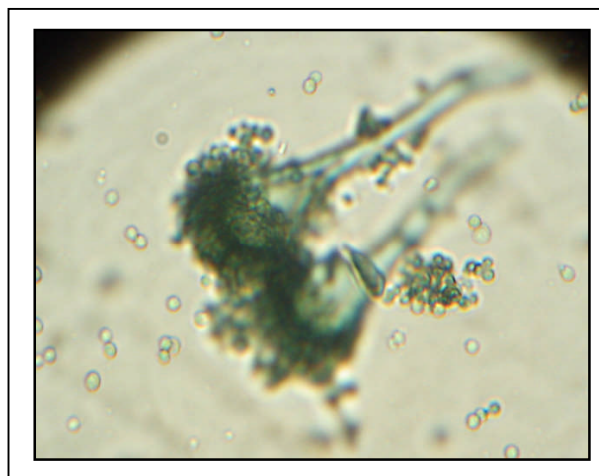


Recto

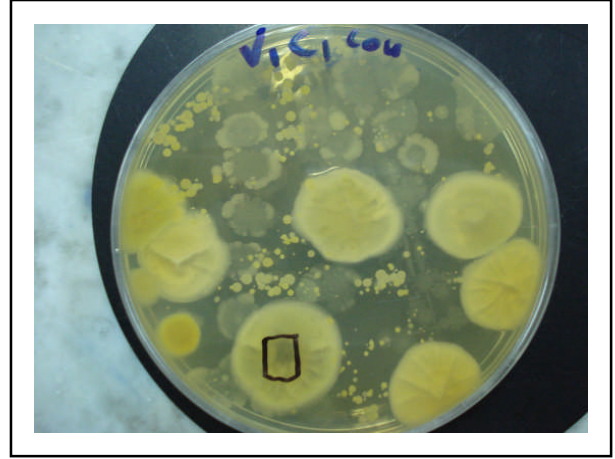
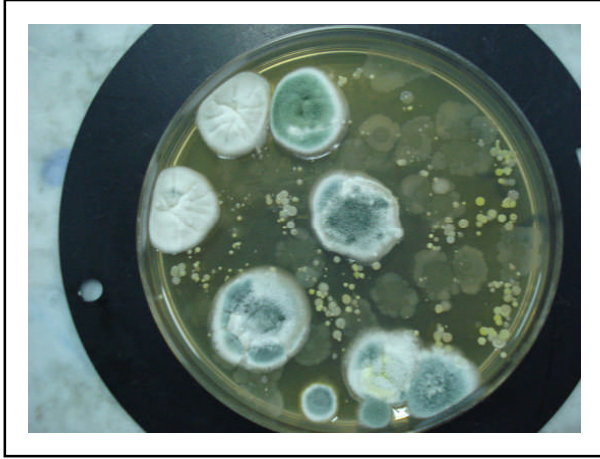


Verso

Aspergillus niger (Sabouraud)



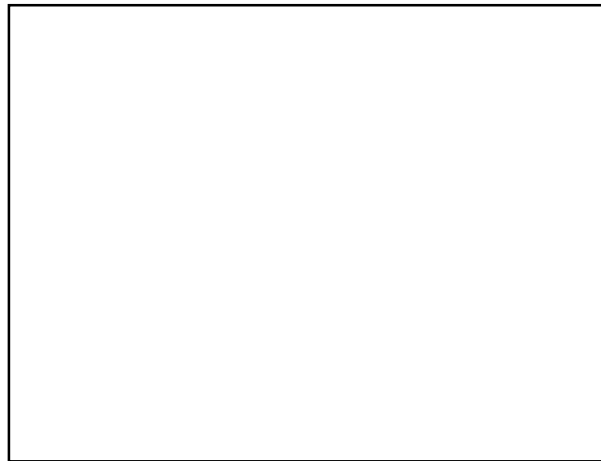
Tête Aspergillaire d'*Aspergillus fumigatus* (Gr x 40)



Recto

Verso

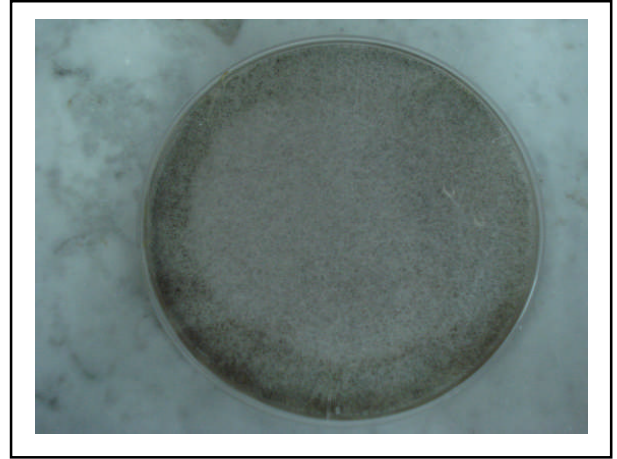
***Penicillium sp* (Sabouraud)**



Tête de *Penicillium sp* (Grx 40)

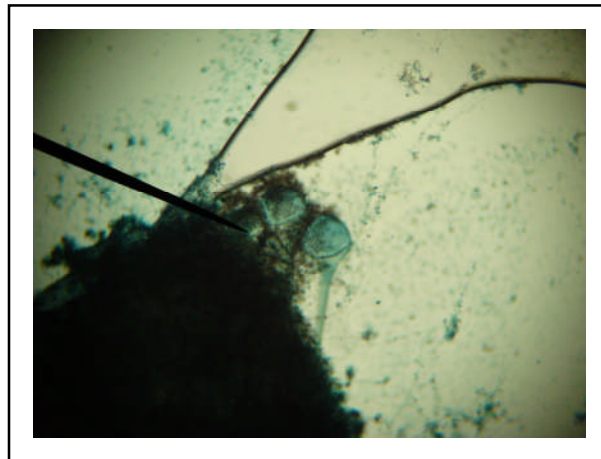


Recto



Verso

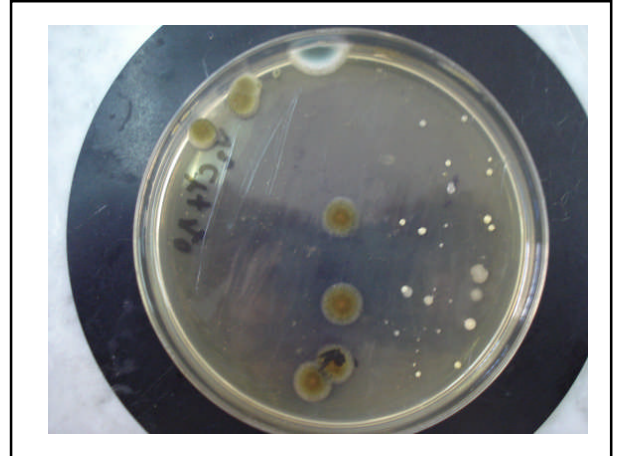
Mucorale sp (Sabouraud)



Mucorale sp (Sabouraud) (Grx 40)

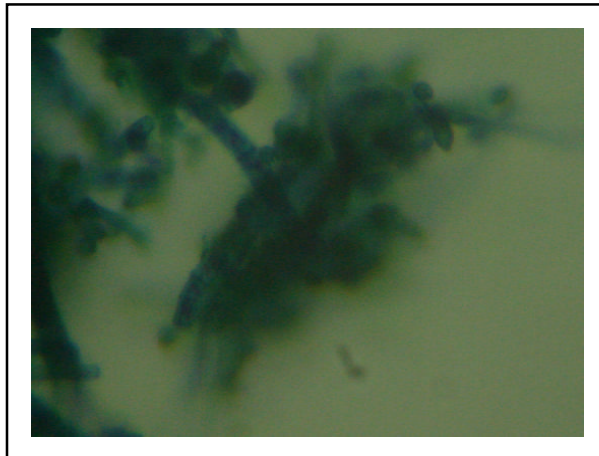


Recto

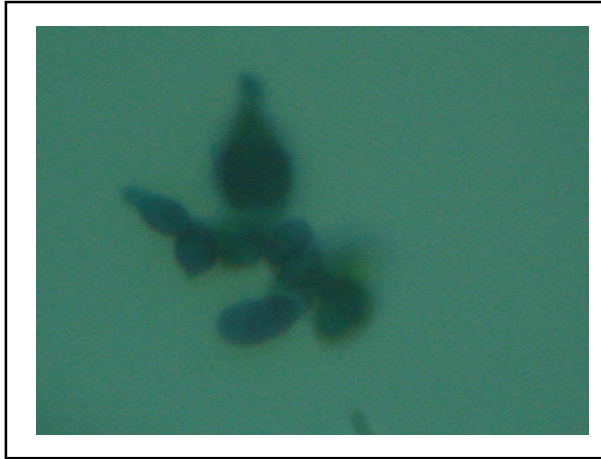


Verso

Cladosporium sp (Sabouraud)



Cladosporium sp (Gr x 40)



Alternaria sp (Gr x40)

RESUME

Afin d'apprécier l'état d'hygiène de l'abattoir d'El Oued et de l'hygiène des procédés d'abattage, notre étude a porté principalement sur les flores de contamination superficielle des carcasses camelines d'origine bactérienne et fongique.

La flore prédominante est la flore aérobique mésophile totale ($1,79 \log_{10} \text{ufc/cm}^2$; 57%) suivie par les entérobactéries ($0,84 \log_{10} \text{ufc/cm}^2$; 27%) et les coliformes fécaux ($0,50 \log_{10} \text{ufc/cm}^2$; 16%).

Les taux de contamination sont nettement inférieurs à ceux enregistrés sur les carcasses bovines ($2,76 \log_{10} \text{ufc/cm}^2$ pour la flore aérobique mésophile totale; $2,16 \log_{10} \text{ufc/cm}^2$ pour les entérobactéries et $1,66 \log_{10} \text{ufc/cm}^2$ pour les coliformes fécaux), et ovines ($3,08 \log_{10} \text{ufc/cm}^2$ pour la flore aérobique mésophile totale, $2,90 \log_{10} \text{ufc/cm}^2$ pour les entérobactéries et $2,72 \log_{10} \text{ufc/cm}^2$ pour les coliformes fécaux).

Pour l'étude fongique, nous avons identifié cinq moisissures (*Penicillium sp* 28 fois soit 41,18% ; *Cladosporium sp* 20 fois soit 29,41% ; *Mucorales sp* 11 fois soit 16,18% ; *Aspergillus niger* 5 fois soit 7,35% et *Alternaria* 4 fois soit 5,88%) et six levures (*Rhodotorula rubra* 25 fois soit 44,64%, *Rhodotorula glutinis* 13 fois soit 23,21%, *Geotrichum sp* 11 fois soit 19,64%, *Torulopsis sp* 4 fois soit 7,14%, *Cryptococcus neoformans* 2 fois soit 3,57%, et *Cryptococcus sp* 1 fois soit 1,79%)

Mots clés : Abattoir, Carcasses, Camelines, Bovines, Ovines, Hygiène, Contamination superficielle, Bactérienne, Fongique.

ملخص

من أجل تمييز مستوى الصحة في مذبح الوادي و صحة عمليات الذبح تركزت دراستنا على التلوث السطحي لذبائح الجمال الناتج عن البكتيريا و الفطريات

بالنسبة للدراسة البكتيرية:

المجموعة السائدة هي الميزوفيل ($1,79 \log_{10} \text{ufc/cm}^2$; 57%) تليها الأنتيروبيكتيريا ($0,84 \log_{10} \text{ufc/cm}^2$; 27%) ثم الأشكال عصيات ($0,50 \log_{10} \text{ufc/cm}^2$; 16%)

معدلات التلوث هي أدنى بكثير من تلك المسجلة على ذبائح الأبقار ($2,76 \log_{10} \text{ufc/cm}^2$ و $2,16 \log_{10} \text{ufc/cm}^2$ و $1,66 \log_{10} \text{ufc/cm}^2$ بالنسبة للأنتيروبيكتيريا و $3,08 \log_{10} \text{ufc/cm}^2$ و $2,90 \log_{10} \text{ufc/cm}^2$ و $2,72 \log_{10} \text{ufc/cm}^2$ بالنسبة للأشكال عصيات)

بالنسبة لدراسة الفطريات

خلال دراستنا حددنا 5 فطريات (بينيسيليوم س ب 28 مرة أو 41,18% ; كلادوسپوريوم س ب 20 مرة أو 29,41% ; ميكورال س ب 11 مرة أو 16,18% ; اسبارجيليس نيجر 5 مرات أو 7,35% و التارناريا 4 مرات 5,88%) و 6 خمائر (رودوتيرلا ريبيرا 25 مرة أو 44,66% ; رودوتيرلا فليتينيس 13 مرة أو 23,21% ; جيوتريكوم س ب 11 مرة أو 19,64% ; توريلويسيس س ب 4 مرات أو 7,14% ; كريبتوكوكيس نيوفورمونس مرتين أو 3,57% و كريبتوكوكيس س ب مرة أو 1,79%)

الكلمات المفتاحية : مذبح ، ذبائح ، جمال ، أبقار ، أغنام ، صحة ، تلوث سطحي ، بكتيري ، فطري .

ABSTRACT

To assess the health of the slaughterhouse in El Oued and the hygiene of slaughter processes, our study focused on the flora of surface contamination of carcasses camel bacterial and fungal.

The flora is the predominant flora aerobic mesophilic total ($1.79 \log_{10} \text{cfu/cm}^2$, 57%) followed by enterobacteria ($0.84 \log_{10} \text{cfu/cm}^2$; 27%) and fecal coliform ($0.50 \log_{10} \text{cfu/cm}^2$; 16%).

The contamination rates are significantly lower than those recorded on beef carcasses ($2.76 \log_{10} \text{cfu/cm}^2$ for flora aerobic mesophilic total; $2.16 \log_{10} \text{cfu/cm}^2$ for Enterobacteriaceae and $1.66 \log_{10} \text{cfu/cm}^2$ for fecal coliform), And sheep ($3.08 \log_{10} \text{cfu/cm}^2$ for flora aerobic mesophilic total, $2.90 \log_{10} \text{cfu/cm}^2$ for Enterobacteriaceae and $2.72 \log_{10} \text{cfu/cm}^2$ for fecal coliform).

To study fungi, we have identified five molds (*Penicillium sp* 28 times or 41.18%; *Cladosporium sp* 20 times or 29.41%; *Mucorales sp* 11 times or 16.18%; *Aspergillus niger* 5 times or 7.35% and *Alternaria* 4 times or 5.88%) and six yeast (*Rhodotorula rubra* 25 times or 44.64%, *Rhodotorula glutinis* 13 times or 23.21%, *Geotrichum sp* 11 times or 19.64%, *Torulopsis sp* 4 times or 7.14%, *Cryptococcus neoformans* 2 times or 3.57%, and *Cryptococcus sp* 1 time or 1.79%)

Keywords: Slaughterhouse, Carcasses, Camel, Beef, Sheep, Hygiene, Surface contamination, Bacterial, Fungal.

