

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE
المدرسة الوطنية للبيطرة – الحراش
الجزائر
ECOLE NATIONALE VETERINAIRE - EL HARRACH
ALGER

Mémoire présenté pour l'obtention du diplôme de magistère en sciences vétérinaires
Option : hygiène et sécurité alimentaire

**CONTRIBUTION A L'ETUDE DE LA CONTAMINATION
BACTERIENNE SUPERFICIELLE DES CARCASSES OVINES
ET BOVINES A L'ABATTOIR D'EL-HARRACH**

Par :

Dr. Nouichi Sihem

Devant le Jury :

Président	: K.T. BOUKHORS	Maître de Conférences	ENV. Alger
Promoteur	: S. EL HADEF EL OKKI	Professeur	U. Constantine
Co-Promoteur	: T.M. HAMDI	Maître Assistant/ Chargé de cours	ENV. Alger
Examineur	: A. BOUAKENE	Maître de Conférences	ENV. Alger
Examineur	: B. BENDEDDOUCHE	Maître de Conférences	ENV. Alger

Soutenu le 13/12/2007

Remerciements

Une thèse est le fruit d'une longue maturation qui nécessite une aide, des discussions, des échanges, des remarques, des critiques sans lesquels elle ne peut aboutir. Ainsi, au terme de ce travail, je tiens à remercier toutes les personnes qui m'ont aidé à le réaliser.

Tout d'abord, je remercie Mademoiselle **BOUKHORS KARIMA** qui nous a fait l'honneur de présider notre jury de thèse. Hommage respectueux.

Je tiens à remercier également Madame **BOUAKENE AMEL** et Monsieur **BENDEDDOUCHE BADIS** qui ont accepté de faire partie de notre jury de thèse.

Je remercie mon promoteur : **Pr. ELHADEF ELOKKI SAADOUNE**, qui a accepté de m'encadrer. Un grand merci pour son aide scientifique, ses conseils et ses encouragements.

Je tiens tout particulièrement à remercier mon co-promoteur : **Dr. HAMDI TAHA MOSSADDEK**, pour son aide, sa patience, sa disponibilité, ainsi que ses encouragements, tout en me laissant beaucoup d'autonomie, et je le remercie pour la confiance qu'il m'a toujours témoignée.

Je tiens à remercier vivement Madame **SAHRAOUI LYNDA**, et Madame **CHAHED AMINA** pour les conseils et les encouragements qu'elles m'ont prodigués au cours des discussions que nous avons pu avoir.

Je tiens à exprimer toute ma gratitude à Monsieur : **Dr BOUZIANE MOSSADEK** pour son aide, ses conseils et sa participation judicieuse.

A : Mme **ZENIA SAFIA**; Mme **KECHIH SALIHA** (INMV DRAA BEN KHADDA) ;
Mme **HAMDI FOUZIA** ; Dr. **BOUDJENAH AHMED HAKIM** (abattoir d'EL-HARRACH); Dr. **HARHOURA KHALED**; et à Mr **SAADI AHMED** (laboratoire de parasitologie de l'ENV).

***D**édicaces*

A mes parents, qu'ils trouvent ici la récompense de tous les efforts
consentis pour permettre à leurs enfants de poursuivre de longues études.

A mes frères et mes sœurs

A mes grands parents, mes oncles et tantes.

A mes amies et camarades.

LISTE DES ABREVIATIONS UTILISEES

°C: Degré Celsius

ADN: Acide DésoxyriboNucléique

AFNOR : Association Française de Normalisation

A.R : Arrêté royal

AFSCA : Agence Fédérale de Sécurité de la Chaîne Alimentaire (Belgique)

AFSSA : Agence Française de Sécurité Sanitaire des Aliments

API: Analytic Prophylactic Index

CDC: Centers for Disease Control and Prevention (USA)

CF : Coliformes fécaux.

cm : Centimètre

cm² : Centimètre carré

CNRSS : Centre National de Référence des *Salmonella* et *Shigella* (France)

CT : Coliformes totaux.

DE: Décision Européenne

E. type: Ecart-type

EPT : Eau peptonée tamponnée

FMAT : Flore mésophile aérobie totale.

g : Gramme

h : heure

H₂S : Sulfure d'hydrogène

ISO : International for Standardisation Organisation.

KIA : Kligler Iron Agar

LDC : Lysine Décarboxylase

LERHQA : Laboratoire d'Etudes et de Recherches sur l'Hygiène et la Qualité des Aliments (France)

Log₁₀ : logarithme décimal

ml : millilitre

Moy: Moyenne

NaCl : Chlorure de Sodium

NF: Norme Française
NZFSA: New Zealand Food Safety Agency
OIE: World Organization of Animal Health
OMS: Organisation Mondiale de la Santé.
ONPG: Ortho-Nitro-Phényl-Galactosidase
PCA : Plat Count Agar
RM : Rouge de Méthyl
RV: Rappaport Vassiliadis
SAO: *Salmonella* Abortus ovis
SC : Sélénite cystine
SM : Solution mère
SS : Salmonella- Shigella
TDA: Tryptophane désaminase
TIAC: Toxi-infection alimentaire collective.
TSE : Tryptone- sel- eau
UFC : unité formant colonie
USDA: United States Drug Administration
VP: Voges- Proskauer
VRBL : Violet Red Bile Agar
µm : Micromètre

LISTE DES TABLEAUX

Tableau n° 01 : Avantages et limitations des principales techniques de prélèvement des carcasses en vue de leurs analyses microbiologiques.....	Page n° 09
Tableau n° 02 : Classification des espèces et des sous espèces du genre <i>Salmonella</i>	Page n° 21
Tableau n° 03 : Résultats de dénombrement de la flore aérobie totale et de la charge fécale de l'espèce ovine.....	Page n° 54
Tableau n° 04 : Résultats de dénombrement de la FMAT selon le site anatomique sur les carcasses bovines.....	Page n° 56
Tableau n° 05 : Résultats de dénombrement des coliformes totaux selon le site anatomique sur les carcasses bovines.....	Page n° 58
Tableau n° 06 : Résultats de dénombrement des coliformes fécaux selon le site anatomique sur les carcasses bovines.....	Page n° 60
Tableau n° 07 : Tableau récapitulatif des résultats des différentes flores étudiées obtenus sur les trois sites.....	Page n° 62
Tableau n° 08: Comparaison des moyennes générales des flores étudiées entre les deux espèces (ovine et bovine).....	Page n° 64
Tableau n° 09 : Résultats de la recherche des salmonelles sur les carcasses bovines selon le site de prélèvement.....	Page n° 67
Tableau n° 10 : Comparaison de nos résultats par rapport aux critères de performances bactériennes fixés par la D.E (2001/471/CE) et l'A.R du 28 Août 2002 de l'AFSCA (Belgique) relatif aux conditions générales et spéciales d'exploitation des abattoirs et d'autres établissements.....	Page n° 69
Tableau n° 11 : Comparaison de nos résultats par rapport au barème de critères microbiologiques fixant des intervalles d'acceptabilité ou de non-acceptabilité des carcasses de l'espèce bovine, établi par les autorités en Grande Bretagne.....	Page n° 74
Tableau n° 12 : Comparaison du taux de contamination à <i>Salmonella</i> spp des carcasses bovines obtenu au cours de notre étude aux différents taux enregistrés dans les travaux cités dans la littérature.....	Page n° 83

LISTE DES FIGURES

Figure n° 01 : Modes de transmission de la contamination microbienne par les locaux et le matériel.....	Page n° 15
Figure n° 02 : Premiers sérotypes isolés de prélèvements du secteur santé et production animales en France.....	Page n° 27
Figure n° 03 : Premiers sérotypes isolés de prélèvements du secteur hygiène alimentaire en France.....	Page n°27
Figure n° 04 : Premiers sérotypes isolés de prélèvements du secteur santé humaine en France.....	Page n° 27
Figure n° 05 : Pathogenèse d'une infection à <i>Salmonella</i>	Page n° 30
Figure n° 06 : Animaux vivants au contact des carcasses.....	Page n° 41
Figure n° 07: Ovins abattus entassés les uns derrières des autres.....	Page n° 41
Figure n° 08 : Moyens de transport des animaux.....	Page n° 41
Figure n° 09 : Transport des animaux : non séparation des espèces.....	Page n° 41
Figure n° 10 : Lieux de stabulation des animaux avant l'abattage : état hygiénique dégradé.....	Page n° 41
Figure n° 11 : Lieux de stabulation des animaux avant l'abattage : espèces mélangées.....	Page n° 41
Figure n° 12 : Distribution de l'échantillonnage des carcasses ovines par mois.....	Page n° 43
Figure n° 13 : Distribution de l'échantillonnage des carcasses bovines par mois	Page n° 43
Figure n° 14 : Zone postéro externe de la cuisse.....	Page n° 44
Figure n° 15 : Flanc.....	Page n° 44
Figure n° 16 : Gros bout de la poitrine.....	Page n° 44
Figure n° 17 : Face postérieure du membre antérieur.....	Page n° 44
Figure n° 18 : Disques cosmétiques en coton utilisés comme écouvillons.....	Page n° 47
Figure n° 19 : Ecouvillons préparés.....	Page n° 47
Figure n° 20 : Imbibition de l'écouvillon.....	Page n° 47

Figure n° 21 : Diagramme général de la méthode utilisée (de l'abattoir au laboratoire).....	Page n° 48
Figure n° 22 : Aspect de <i>Salmonella</i> spp sur la galerie api 20 E.....	Page n° 52
Figure n° 23 : Aspect de <i>Salmonella arizonae</i> sur la galerie api 20 E.....	Page n° 52
Figure n° 24 : Digramme des différentes étapes de la recherche des salmonelles.....	Page n° 53
Figure n°25 : Moyennes générales des FMAT et CF sur les carcasses ovines....	Page n° 55
Figure n° 26 : Distribution des valeurs de la FMAT (ovins).....	Page n° 55
Figure n° 27 : Distribution des valeurs de la CF (ovins).....	Page n° 55
Figure n° 28 : Distribution des valeurs de la FMAT sur le site A (bovins).....	Page n° 57
Figure n° 29 : Distribution des valeurs de la FMAT sur le site B (bovins).....	Page n° 57
Figure n° 30 : Distribution des valeurs de la FMAT sur le site C (bovins).....	Page n° 57
Figure n° 31 : Répartition des taux de contamination par la FMAT en fonction des sites de prélèvement (bovins).....	Page n° 57
Figure n° 32 : Distribution des valeurs des CT sur le site A (bovins).....	Page n° 59
Figure n° 33 : Distribution des valeurs des CT sur le site B (bovins).....	Page n° 59
Figure n° 34 : Distribution des valeurs des CT sur le site C (bovins).....	Page n° 59
Figure n° 35 : Répartition des taux de contamination par les CT en fonction des sites de prélèvement (bovins).....	Page n° 59
Figure n° 36 : Distribution des valeurs des CF sur le site A (bovins).....	Page n° 61
Figure n° 37 : Distribution des valeurs des CF sur le site B (bovins).....	Page n° 61
Figure n° 38 : Distribution des valeurs des CF sur le site C (bovins).....	Page n° 61
Figure n° 39 : Répartition des taux de contamination par les CF en fonction des sites de prélèvement (bovins).....	Page n° 61
Figure n°40 : Moyennes générales des trois flores étudiées sur les carcasses bovines.....	Page n° 63
Figure n°41 : Répartition des différentes flores selon le site de prélèvement (bovins).....	Page n° 63
Figure n° 42 : Comparaison des moyennes générales des flores étudiées entre les deux espèces (ovine et bovine).....	Page n° 64

Figure n° 43 : Répartition de la contamination à <i>Salmonella</i> spp. sur les trois sites de prélèvement.....	Page n° 66
Figure n° 44 : Distribution des sérotypes isolés.....	Page n° 66
Figure n°45 : Proximité entre carcasse lors du dépouillement et une carcasse au moment de l'abattage.....	Page n° 70
Figure n°46: Souillure de la face postérieure du membre antérieur (C) par le contenu gastrique.....	Page n° 78

TABLE DES MATIERES

INTRODUCTION

01

ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre I : CONTAMINATION BACTERIENNE SUPERFICIELLE DES

CARCASSES.....	03
1. 1. Phénomène d'attachement bactérien sur les carcasses	03
1. 2. Techniques de prélèvement.....	04
1. 2. 1. Technique d'écouvillonnage.....	04
1. 2. 2. Technique de prélèvement de lambeaux.....	06
1. 2. 3. Méthodes de contact.....	06
1. 2. 4. Méthodes de rinçage	08
I. 3. Sources de la contamination	10
I. 3. 1. Matière première : l'animal	10
I. 3. 2. Personnel.....	12
I. 3. 3. Locaux et matériel.....	13
I. 3. 4. Méthodes.....	16
I. 3. 5. Milieu	17
<u>Chapitre II : LES SALMONELLES.....</u>	19
II. 1. Historique.....	19
II. 2. Classification et taxonomie.....	19
II. 3. Caractéristiques.....	21
II. 3. 1. Caractéristiques morphologiques.....	21
II. 3. 2. Caractéristiques biochimiques	21
II. 3. 3. Caractéristiques culturelles.....	22
II. 3. 4. Caractéristiques antigéniques.....	23
II. 4. Epidémiologie.....	24
II. 4. 1. Habitat et réservoir.....	24
II. 4. 2. Incidence.....	25
II. 4. 3. Sérotypes incriminés.....	26
II. 5. Pouvoir pathogène.....	28

II. 5. 1. Pathogenèse.....	29
II. 5. 2. Etude clinique.....	31
II. 6. Sensibilité aux antibiotiques.....	33
II. 7. Méthodes de détection et de caractérisation.....	34
II. 7. 1. Méthodes microbiologiques de référence.....	34
II. 7. 2. Techniques de caractérisation des <i>Salmonella</i>	34

ETUDE EXPERIMENTALE

I. PRESENTATION DE L'ABATTOIR D'EL-HARRACH.....	38
II. MATERIELS ET METHODES.....	42
II. 1. Matériels.....	42
II. 1. 1. Echantillonnage.....	42
II. 1. 2. Matériels.....	45
II. 2. Méthodes.....	46
II. 2. 1. Méthode de prélèvement.....	46
II. 2. 2. Transport et conservation des échantillons.....	48
II. 2. 3. Méthodes d'analyses bactériologiques.....	49
III. RESULTATS.....	54
III. 1. Evaluation de l'hygiène globale de l'abattoir par l'évaluation des taux de la contamination superficielle des carcasses ovines	54
III. 2. Etude de la contamination bactérienne globale et d'origine fécale selon le site anatomique de prélèvement concernant 20 carcasses.....	56
III. 3. Recherche des salmonelles.....	65
IV. DISCUSSION.....	68
IV. 1. Etude de la contamination globale sur les carcasses ovines.....	68
IV. 2. Etude de la contamination par site sur les carcasses bovines.....	72
IV. 3. Recherche des salmonelles.....	80
V. CONCLUSION ET RECOMMANDATIONS.....	88
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	93
ANNEXES.....	112

INTRODUCTION

La filière « viande rouge » en Algérie concerne essentiellement les viandes bovines et ovines et accessoirement les viandes équine et camelines. Le circuit réglementaire de la production des viandes des animaux de boucherie dans notre pays est fortement concurrencé par les abattages clandestins et familiaux qui constituent un véritable problème de santé publique.

La consommation nationale en viandes demeure très faible et a significativement baissé en comparaison aux standards mondiaux. Elle est estimée par certains observateurs à 20 kilogrammes de viandes par habitant et par an, alors que celles des autres pays du monde varient entre 50 et 100 Kg (aux Etats Unis, elle dépasse les 100 kg par habitant et par an) (AGROLINE., 2005).

La viande par sa richesse en protéines constitue un aliment de choix pour une ration équilibrée. Cependant, elle constitue également un excellent milieu de culture pour les microorganismes saprophytes ou pathogènes (OUMOKHTAR et al., 1998). La plupart de ces germes résultent des contaminations survenant à l'abattoir (JOUVE., 1990, ROSSET., 1996) où l'inspection vétérinaire classique anté et post-mortem repose sur les procédures traditionnelles (jugement visuel), qui ne sont pas toujours suffisantes pour la protection du consommateur contre les dangers des contaminations bactériennes des viandes (BROWN et al., 2000). Parmi les germes retrouvés représentant un risque, on peut citer *Salmonella* spp., *Staphylococcus aureus*, *Listeria monocytogenes*, *Campylobacter jejuni*, et *Escherichia coli* O175 :H7. Durant le dernier siècle, *Samonella* spp représente même, le genre bactérien qui a été le plus souvent impliqué dans les toxi-infections alimentaires (HARDY., 2004), et n'a pas cessé de présenter une importance considérable dans les domaines vétérinaire et médicale, tant par les pertes économiques dues à la maladie animale, que par la forte incidence chez l'homme des fièvres typhoïdes et des toxi-infections alimentaires à *Salmonella* spp (BORNET., 2000).

L'introduction des salmonelles dans la chaîne de la production des viandes rouges commence par l'abattoir. Les travaux concernant la contamination des carcasses ovines et bovines à *Salmonella* spp. en Algérie sont rares. C'est ainsi que ce travail a été initié pour

contribuer à enrichir la banque de données scientifiques relative à ce problème de santé publique.

L'objet de notre travail porte sur l'étude de la contamination superficielle des carcasses ovines et bovines au niveau de l'abattoir d'EL-Harrach en utilisant une méthode non destructive normalisée dite «méthode d'écouvillonnage». Cette contamination est appréciée dans sa globalité dans un premier temps, c'est-à-dire que nous étudierons le taux ou niveau de contamination de la charge bactérienne globale puis nous nous intéresserons à l'étude de la prévalence des salmonelles parmi cette contamination superficielle des carcasses.

Les objectifs de ce travail sont :

- L'appréciation du niveau (ou taux) de la charge microbienne des carcasses ovines et bovines au niveau de cet abattoir, ce qui nous permettra de déterminer le niveau d'hygiène de cet établissement.
- L'appréciation du risque que représente cette contamination sur la santé du consommateur.
- Proposer des mesures correctives nécessaires pour améliorer la qualité hygiénique des carcasses, ce qui permettrait de livrer une viande saine, propre à la consommation humaine et sans danger pour la santé publique.

ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE



CHAPITRE I

CONTAMINATION BACTERIENNE
SUPERFICIELLE DES CARCASSES



Au cours de ce chapitre nous aborderons d'abord les mécanismes d'attachement bactérien sur les surfaces des viandes puis les différentes techniques de prélèvement des carcasses en vue de leur analyse bactériologique, et enfin les sources de contamination de ces dernières.

1. Phénomène d'attachement bactérien sur les carcasses

C'est un processus qui est généralement divisé en deux étapes : une association réversible avec la surface, suivie d'une adhérence permanente (MARSHALL et al., 1971 cités par RAHMAN., 1999 ; SIRAGUSA., 1995). Ce mécanisme pourrait impliquer une interaction spécifique entre les structures complémentaires de la surface et les caractéristiques physico-chimiques tels que les charges et les énergies de la surface (BUSSCHER et al., 1984 cités par RAHMAN., 1999 ; SIRAGUSA., 1995).

L'adhésion réversible est rapide (SIONNEAU., 1993), et est associée à une interaction complexe entre les charges et l'hydrophobicité sur les surfaces des cellules (DICKSON et KOOHMARAIE., 1989 ; PIETTE et IDZIAK., 1989 ; MARIN et al., 1997 ; RAHMAN., 1999 ; CAPITA et al., 2004). L'ensemble des forces d'attraction, de répulsion et d'autres facteurs physiques non moins importants tels que la déformation de la cellule bactérienne est responsable de l'adhésion (SIONNEAU., 1993) qui est aussi associée aux interactions avec les appendices extracellulaires sur les cellules bactériennes de la famille des *Enterobacteriaceae* avec les récepteurs spécifiques de la surface de la carcasse (CAPITA et al., 2004 ; MEDINA., 2004) alors que THOMAS et McMEEKIN (1981) ont montré que les pilis ne sont pas impliqués dans l'attachement de *Salmonella* spp. aux tissus des animaux, ces deux auteurs ont observé aussi que la mobilité n'affecte pas significativement le phénomène d'attachement.

Le deuxième stade ou l'adhésion irréversible est une étape lente caractérisée par la formation d'un exopolymère (glycocalix bactérien) : ensemble de filaments polysaccharidiques extracellulaires (SIONNEAU., 1993 ; CAPITA et al., 2004 ; SIRAGUSA., 1995).

Plusieurs facteurs comme le pH, la durée de contact, la température, le milieu, la nature de la surface en contact, la densité cellulaire, et l'osmolarité pourraient influencer l'attachement bactérien aux surfaces de la viande (CAPITA et al., 2004).

L'attachement bactérien aux carcasses est donc un mécanisme complexe qui peut avoir un effet pratique sur le transfert des germes pathogènes entre les carcasses, sur l'efficacité des méthodes de prélèvement, et les performances des traitements de décontamination (CASTILLO et al., 2002).

2. Techniques de prélèvement

La grande difficulté pour apprécier la flore bactérienne des surfaces des viandes d'une manière qualitative et quantitative, est de mettre au point une technique de prélèvement commode, simple, fiable, précise et la moins onéreuse possible et non destructive si possible, permettant de récupérer la majorité voire la totalité des germes présents (NICOLLE., 1986).

Plusieurs techniques de prélèvements sont utilisées, elles peuvent être regroupées en 4 catégories:

- Les méthodes d'écouvillonnage.
- Les méthodes de prélèvement de lambeaux.
- Les méthodes de contact.
- Les méthodes de rinçage.

Les avantages et les inconvénients de ces méthodes sont résumés par CAPITA et al (2004) dans le tableau n° 01.

2. 1. Technique d'écouvillonnage

C'est la technique la plus ancienne, et la plus utilisée pour l'examen microbiologique des surfaces, non seulement des viandes et dans les industries alimentaires, mais aussi dans les hôpitaux (CAPITA et al., 2004 ; JAY et al., 2005) pour contrôler l'efficacité des opérations de nettoyage et de désinfection (GRAND., 1983).

Un écouvillon imbibé de diluant stérile (eau peptonée tamponnée ou tryptone sel) est frottée contre une surface délimitée. Les germes recueillis sont mis en suspension et dénombrés (JOHNSON et al., 2003 ; JAY et al., 2005).

De nombreuses variantes existent (NICOLLE., 1986) :

- Utilisation d'un coton sec, ou d'un coton humide.
- Ecouvillonnage unique ou répété.
- Double écouvillonnage (coton sec/ coton humide).
- Remplacement du coton par l'alginate de sodium.

La technique d'écouvillonnage est validée par les réglementations européennes (Directive Européenne 2001/471/CE du 21 Juin 2001, établissant les règles applicables au contrôle régulier de l'hygiène générale effectué par les exploitants dans les établissements de la viande fraîche) et la Norme ISO 17604 concernant le prélèvement d'échantillons sur des carcasses en vue de leur analyse microbiologique, à condition d'établir une corrélation avec la technique du prélèvement de lambeaux (BOLTON., 2003 ; CAPITA et al ., 2004).

Les avantages de cette technique sont nombreux même si les inconvénients ne le sont pas moins. Son grand intérêt réside dans le fait qu'elle soit une technique non destructive, et qu'elle permet la couverture de larges surfaces ce qui la rend convenable pour la recherche des bactéries dont l'incidence est faible ou leur distribution sur la surface de la carcasse n'est pas homogène (BOLTON., 2003 ; CAPITA et al, 2004). Certains auteurs suggèrent que l'écouvillonnage par des matériaux abrasifs peut être une alternative au prélèvement de lambeaux (DORSA et al., 1997; GILL et GONES; 2000, RANSOM et al., 2001 ; BOLTON., 2003 ; BYRNE et al., 2005).

Par contre, la technique d'écouvillonnage présente l'inconvénient qu'elle est peu reproductible, et qu'elle donne des résultats variables à cause de plusieurs facteurs (FOURNAUD., 1982 ; GRAND., 1983 ; ROZIER et al., 1985 ; NICOLLE., 1986 ; CAPITA et al., 2004), citons :

- Le facteur humain.
- Le phénomène d'attachement bactérien.
- Le phénomène de saturation du coton.
- La mise en suspension des microorganismes fixés dans le coton est partielle.

Malgré ces limitations, l'écouvillonnage reste une technique simple, rapide, et peu coûteuse pour l'évaluation de la flore microbienne des surfaces de la viande (JAY et al., 2005).

2. 2. Technique de prélèvement de lambeaux

La majorité des études rencontrées dans la littérature (SNIJDERS et al., 1984; KAIN et al., 1999; PALUMBO et al., 1999; WARE et al., 1999 ; GILL et al., 2001 ; WARE et al., 2001; YU et al., 2001; HUTCHISON et al., 2005; PEPPERELL et al., 2005) indique que le prélèvement d'une pellicule superficielle aussi fine que possible délimitée par un cadre métallique à bords tranchants est la technique la plus efficace pour le prélèvement des carcasses car elle fournit des comptages bactériens plus fiables et moins variables que les autres techniques à cause de la récupération quasi-totale des bactéries fortement attachées aux surfaces des viandes (FOURNEAUD., 1982 ; GRAND., 1983 ; ROZIER et al., 1985 ; BOLTON., 2003 ; CAPITA et al., 2004). La technique de prélèvement de lambeaux représente la méthode de référence auxquelles les autres techniques doivent être comparées (PEPPERELL et al., 2005).

En revanche, la technique prélèvement de lambeaux ne permet d'échantillonner qu'une surface limitée, ce qui oblige pour considérer la population bactérienne ainsi obtenue comme représentative de l'ensemble de la population de la carcasse de définir des sites bien précis pour les prélèvements et de répéter ces prélèvements à différents sites d'une même carcasse (NICOLLE., 1986).

L'autre limite de cette technique tient au fait que certaines parties de l'animal (peau de volaille, couenne, aponévrose) sont excessivement difficiles, voir impossibles à broyer (FOURNAUD., 1982 ; JOHNSON et al., 2003). En outre, la méthode prend également beaucoup de temps et requiert une certaine habileté, ce qui la rend moins adéquate pour les tests de routine (CAPITA et al., 2004). Cependant, l'inconvénient majeur de cette technique réside dans le fait qu'elle abîme la surface traitée, ce qui influe par conséquent sur la valeur commerciale de la carcasse (DORSA et al., 1997; GILL et al., 2001; JOHNSON et al., 2003 ; CAPITA et al., 2004).

2. 3. Méthodes de contact

Ces méthodes s'appliquent particulièrement au contrôle microbiologique des surfaces planes ou faiblement irrégulières (GRAND., 1983). Elles sont basées sur le dénombrement des germes par contact direct du milieu de culture gélosé avec la surface, soit par contact indirect à l'aide du papier adhésif qui sert à transférer les microorganismes sur le milieu gélosé (ELGROUD., 1999).

Différentes modalités existent :

2. 3. 1. Méthode de RODAC (replicate organism direct agar contact)

Elle utilise des boîtes de Pétri spéciales (les boîtes de ROZIER- PANTALEON sont les plus utilisées) dans lesquelles sont coulés 15,5 à 16,5 ml d'un milieu de culture approprié résultant en la formation d'un ménisque convexe, après refroidissement la boîte est fermée hermétiquement (GRAND., 1983 ; JAY et al., 2005). Au moment de son utilisation, le ménisque est apposé sur la surface à étudier de la façon la plus uniforme et la plus intime possible sans pression excessive (ELGROUD., 1999). Aucune manipulation ne suit le prélèvement, il suffit d'incuber les boîtes refermées à bonne température (ROZIER et al., 1985).

La méthode de RODAC est très pratique, facile et rapide, elle permet le contrôle des opérations de nettoyage et désinfection en concrétisant l'état d'hygiène d'un poste de travail (ROZIER et al., 1985).

2. 3. 2. Utilisation d'une saucisse de gélose (gélose de TEN CATE)

Une section de cette saucisse est mise en contact avec la surface à étudier, puis la saucisse est sectionnée aseptiquement, et la tranche ainsi obtenue incubée dans une boîte de Pétri. Cette méthode est très peu utilisée car peu pratique et nécessitant de nombreuses manipulations (NICOLLE., 1986 ; ELGROUD., 1999).

2. 3. 3. "Direct surface agar plating method"

Elle consiste à verser une gélose tiède sur la surface à étudier, après solidification, le moule gélosé est placé dans une boîte de Pétri et incubé (JAY et al., 2005).

2. 3. 4. Les lames gélosées

Ce sont des fines couches de milieu de culture coulées sur des supports en plastique rigide qui peuvent être utilisées par contact entre le milieu gélosé et la surface à contrôler (GRAND., 1983).

2. 3. 5. Le ruban adhésif

Elle consiste, à utiliser un ruban adhésif en plastique stérile, où une partie est découpée aseptiquement et appliquée directement sur la surface par pression, la face exposée est ensuite déposée sur une boîte de Pétri contenant le milieu de culture gélosé adéquat (ROZIER et al., 1985; JAY et al., 2005).

La plupart de ces techniques ont comme avantage leur facilité de mise en place, leur faible coût, la possibilité de faire un examen microscopique, un ensemencement et une incubation directe, ainsi que leur caractère non destructif (NICOLLE., 1986; CAPITA et al., 2004). Malheureusement, ces méthodes restent peu sensibles, car elles ne permettent de détacher qu'une faible proportion de bactéries (CAPITA et al., 2004), et sont inutilisables en cas de surfaces trop irrégulières ou trop contaminées (NICOLLE., 1986).

2. 4. Méthodes de rinçage

Le principe de ces méthodes consiste à rincer la surface à étudier avec un liquide stérile, récupéré après agitation manuelle ou mécanique pour détacher les microorganismes, et analysées ensuite par les procédés habituels (ELGROUD., 1999).

Le simple rinçage est une technique très peu reproductible, ce qui nécessite une amélioration de ses performances par le placement du container à immersion dans un appareil ultrasonique pour augmenter la libération des bactéries dans le diluant sous l'effet de l'énergie générée (JAY et al., 2005).

Bien qu'elle soit non destructive, cette technique n'est pas convenable pour les grands animaux (NICOLLE., 1986). Elle reste cependant, une technique de choix pour les carcasses de volailles et les petits morceaux de viande (CAPITA et al, 2004).

Tableau n° 01: Avantages et limitations des principales techniques de prélèvement des carcasses en vue de leurs analyses microbiologiques (CAPITA., 2004).

Méthode	Avantages	Limitations
Prélèvement de lambeaux	- Fournit des résultats plus fiables, et moins variables à cause de la récupération quasi-totale des bactéries fortement attachées aux surfaces des viandes.	- Destructive (dévalorise la valeur commerciale de la carcasse). - Surfaces de prélèvement limitées. - Exigence du temps, et du matériel (inapplicable pour les prélèvements routiniers des carcasses).
Ecouvillonnage	- Non destructive - Couverture de larges surfaces - Convenable pour la détection des bactéries à incidence faible et distribution irrégulière sur la carcasse	- Résultats faibles et variables de récupération des bactéries parce que seulement celles les moins attachées à la surface sont récupérées. - Le pourcentage des bactéries dénombrées dépend de plusieurs facteurs.
Méthodes de contact	- Non destructive - Possibilité de l'examen microscopique, ensemencement et incubation directs permettant de donner une image en miroir de la distribution des bactéries sur la surface. - Simple, rapide, et moins exigeante.	- Inapplicable quand le nombre de bactéries $> 100 \text{ UFC/cm}^2$, parce que la surface du contact devient chargée. - Le comptage n'est pas précis, les résultats de dénombrement constituent souvent $< 1\%$ de ceux obtenus par le prélèvement de lambeaux. - Inutilisable pour les surfaces irrégulières et les fissures (exception des membranes adhésives). - Un nombre suffisant de sites doit être utilisé pour avoir des données représentatives
Méthode de rinçage	- Non destructive - Récupération de la quasi-totalité des bactéries (proche de la méthode de prélèvement de lambeaux, et environ 10 fois plus que l'écouvillonnage).	- Adaptée uniquement pour les carcasses de poulet, et les petits morceaux de viandes (des grades cylindres métalliques doivent être utilisées pour les carcasses des animaux de boucherie).

3. Sources de la contamination

La contamination bactérienne superficielle des carcasses est due à des contacts directs ou indirects (intervention des vecteurs) avec différentes sources de contamination durant toutes les phases de préparation des viandes à l'abattoir (GRAND., 1983).

3. 1. Matière première : l'animal

L'animal est une source importante de germes banaux divers mais aussi de germes pathogènes (ROZIER et al., 1985). Lorsqu'il arrive à l'abattoir, l'animal porte une large microflore dans son tractus digestif et sur sa peau. La contamination de la carcasse peut être due au contact avec la peau et les fèces de l'animal lui-même ou être le résultat d'un contact avec une carcasse adjacente contaminée : contamination croisée (McEVOY et al., 2003) qui a davantage de risques de se produire quantitativement et qualitativement si l'abattoir traite plusieurs espèces animales en même temps ex : bovins et ovins (SIONNEAU., 1993).

3. 1. 1. Importance du portage intestinal

L'intestin des animaux contient jusqu'à 10^{11} germes/g (GUIRAUD., 1998), alors que le rumen contient environ 10^{10} germes/g (JAY et al., 2005).

Les porteurs sains des infections pathogènes (salmonelloses) ont aussi une importance particulière dans la contamination des viandes (KARAMA., 2005). En effet, un animal vivant porteur digestif des salmonelles aurait 3 à 4 fois plus de chances qu'un animal indemne de donner une carcasse contaminée (BERENDS et al., 1997).

Les animaux infectés peuvent excréter les salmonelles dans leur fèces spécialement pendant le stress et contaminant ainsi l'environnement et transmettant l'infection aux autres animaux qui peuvent devenir à leur tour des porteurs (WOLDEMARIAM et al., 2005).

Un bref contact avec les matières fécales peut produire une contamination de plus de 10^6 bactéries/cm², ce qui est suffisant pour une contamination croisée avec plus de 10 carcasses successives à des niveaux significatifs (ROBERTS., 1980).

Chez les bovins, McEVOY et al (2003) ont isolé *Salmonella* spp de 2% des matières fécales et 2% du rumen des bovins présentés à l'abattage, FEGAN et al (2005) l'ont isolé de 25% des rumens, 16% des fèces après l'éviscération et 48% des fèces collectés des zones de stabulation des animaux. DARGATZ et al (2003) ainsi que FEGAN et al (2004) ont noté des taux allant de 6,3 à 6,8%. BARKOCY-GALLAGHER et al (2003) ont noté un taux de 4,4%, alors que VAN DONKERSGOED et al (1999), et DAVIES et al (2004) n'ont enregistré qu'un taux compris entre 0,08 et 1,7%.

Chez des ovins apparemment sains, WOLDEMARIAM et al (2005) ont isolé des salmonelles avec un taux de 2,1% à partir de matières fécales. DAVIES et al (2004) ont enregistré un taux de 0,1%, alors que GRAU et al (1968) et FROST et al (1988) cités par VAN DONKERSGOED et al (1999) ont enregistré des taux très élevés de l'ordre de 36 à 37%.

3. 1. 2. La peau

La peau des animaux est une barrière efficace qui ne laisse pas passer les germes, mais lors de l'abattage, elle devient l'une des sources principales des contaminations des carcasses. Le transfert de la contamination de la peau vers la carcasse est effectivement inévitable à cause de la nature de l'opération de l'habillage (McEVOY et al., 2000). La contamination peut se produire soit directement au moment des incisions ou par l'enroulement de la peau résultant en un contact entre la face externe de la peau et la surface de la carcasse (BELL., 1997; GILL., 2004), soit indirectement par intervention des mains du personnel, du matériel, et de l'équipement qui a été préalablement en contact avec la peau (GRAND., 1983; BELL., 1997; GILL., 2004). L'agitation des cuirs permet à une partie de la flore cutanée de devenir aéroportée et de se déposer ensuite sur la carcasse (ROSSET., 1982b ; JAY et al., 2005).

La peau, même très propre n'est jamais exempte de germes (ROSSET et LIGER., 1982), son état hygiénique varie largement en fonction des conditions environnementales dominantes depuis la ferme jusqu'à l'abattage : type d'élevage, climat, conditions du transport et des locaux de repos à l'abattoir (GRAND., 1983; SMALL et al., 2002; COLLIS et al., 2004 ; NZFSA., 2004). ROZIER et al (1985) estiment le portage cutané entre 10^3 et 10^9 germes/cm². PETERSEN (1983) cité par SMALL et al (2003) a compté un taux de *Salmonella* Dublin d'environ 4×10^6 cellules/g de peau, le même taux a été

enregistré par PATTERSON et GIBBS (1978) cités par McEVOY et al (2000). BARKOCY-GALLAGHER et al (2003) et FEGAN et al (2005) ont noté des taux très élevés de *Salmonella* spp sur les peaux des bovins (entre 68% et 71 %). En étudiant la qualité hygiénique des peaux, REID et al (2002) ont enregistré un taux de contamination à *Salmonella* spp de 10%, et SMALL et al (2002) ont noté la présence de *Salmonella* sur 17, 7 % des peaux de bovins et 7,8 % d'ovins. En France, et selon une étude menée par CARTIER (1993), 90% des cuirs de bovins se sont révélés contaminés par *Salmonella*.

3. 2. Personnel

L'abattage est un processus où l'intervention humaine est très importante (SIONNEAU., 1993). ROZIER et al (1985) considèrent que l'homme est le principal agent responsable des contaminations soit directement, soit indirectement par les manipulations défectueuses des vecteurs inanimés.

- Vecteur actif (source de contamination), par le fait qu'il est une source abondante et renouvelée des microorganismes divers (ROZIER et al., 1985), les flores commensales et pathogènes de l'homme sont proches de celles des animaux (GUIRAUD., 1998). La contamination peut provenir aussi bien de personnes saines que malades ou guéries (porteurs sains) (DELEENER et HAEGEBAERT., 1980; ROSSET., 1982a ; ROSSET., 1996 ; JOUVE., 1996), cependant, cette position de victime ne l'empêche pas de participer à la dissémination des germes pathogènes et surtout de *Salmonella* (GLEDEL., 1978). L'élimination des salmonelles par les fèces est :

- Intermittente : aléas des examens coprologiques qu'il serait nécessaire de renouveler (ROZIER et al., 1985).
- Plus ou moins abondante : un porteur peut excréter près de 10^9 des salmonelles/ g de matières fécales, de sorte qu'il suffit de traces de matières fécales pour contaminer massivement la viande (ROSSET., 1982a).
- De durée variable : quelques semaines à quelques mois (OOSTEROM., 1991).

Le portage chez un même individu peut concerner plusieurs sérotypes (ROZIER et al., 1985).

- Vecteur passif : les carcasses sont polluées de manière passive à travers les mains sales du personnel et par leurs vêtements mal entretenus (ELGROUD., 1999). EMPEY et SCOTT cités par GRAND (1983) ont mis en évidence 30 millions de germes/cm² sur les tabliers et les blouses d'ouvriers ayant procédé sans changer de vêtements à la dépouille de 100 carcasses. BELL (1997) a démontré que le contact entre les carcasses et les mains d'ouvriers peut donner une contamination comparable à un contact entre la carcasse et la peau de l'animal. Il a été démontré qu'il y a une diminution significative dans le degré de contamination si les mains sont bien nettoyées (KARAMA., 2005). L'utilisation des rinçages des mains entre les carcasses a éliminé 90% de contamination dont l'origine est la peau de l'animal (BELL et HATHAWAY., 1996; BELL., 1997).

Quelle que soit l'origine des germes portés par le personnel, c'est son attitude qui va déterminer la contamination ou non de la carcasse (SIONNEAU., 1993).

3. 3. Locaux et matériel

Sans tenir compte de la manière dont ils sont utilisés par le personnel, les locaux et le matériel peuvent présenter des défauts de conception et d'entretien-maintenance pouvant contribuer à la contamination des carcasses (SIONNEAU., 1993). Les modes de transmission de la contamination microbienne par les locaux et le matériel sont illustrés dans la figure n° 01.

3. 3. 1. Lieux de stabulation

Les lieux de stabulation des animaux avant l'abattage constituent un secteur de l'abattoir dont la conception est souvent négligée. Plusieurs études ont montré le rôle de cette étape dans la contamination. GRAU et SMITH (1974) cités par ROSSET (1982b) ont mis en évidence des salmonelles chez 90 à 100% des moutons (fèces) parqués dans des enclos où le sol est contaminé à raison de 10⁵ salmonelles/g, et chez 40 à 60% dans le cas des enclos faiblement contaminés (1 salmonelle/g de sol). SMALL et al (2002) ont démontré que les enclos des bovins sont plus contaminés (*Salmonella* spp dans 6,1%) par rapport aux enclos des ovins (1,1%). DARGATZ et al (2003) ont marqué une prévalence de *Salmonella* spp de 22,2% des enclos de bovins. L'étude menée par SMALL et al (2003) a montré que les Salmonelles survivent mieux sur la paille que d'autres substrats présents dans la zone de stabulation (béton et métal), et surtout sur les matières souillées par les

fèces. Alors que FEGAN et al (2005) ont estimé la prévalence des Salmonelles dans les matières fécales dans des enclos de stabulation à 48%. Les Salmonelles peuvent en outre survivre de quelques jours à 9 mois dans les sols et en surface des matériaux de construction des bâtiments (bois, béton, acier, fer et brique) (GRAY et FEDORKA-CRAY., 2001).

La probabilité de contamination augmente avec la durée de stabulation (SIONNEAU., 1993; WOLDEMARIAM., 2005), le parage des animaux pendant une longue durée peut faciliter l'excrétion et la transmission de l'infection entre les animaux (WOLDEMARIAM et al., 2005). GRAU et SMITH (1974) cités par ROSSET (1982b) ont noté sur des moutons parqués dans une stabulation contaminée par *Salmonella* que la contamination des peaux augmente avec la durée de parage et que 90 à 100% des animaux excrètent les Salmonelles dès le deuxième jour et augmente rapidement ensuite. LARSEN et al (2004) ont isolé des salmonelles sur 59% des carcasses d'animaux parqués pendant 2 heures contre 44% des carcasses d'animaux non parqués. HURD et al (2005) ont révélé aussi les mêmes remarques (les animaux parqués pendant moins de 45 minutes ont montré les taux les moins faibles de *Salmonella* par rapport aux autres parqués pendant 4 heures).

3. 3. 2. Petit matériel

La contamination des lames des couteaux en cours d'utilisation est la plus étudiée. EMPEY et SCOTT cités par GRAND (1983) ont dénombré 8×10^4 germes/ cm^2 . BELL et HATHAWAY (1996) ont enregistré 5,04 log UFC/ cm^2 . GRAU (1987) cité par SIONNEAU (1993) ont estimé plus de 4×10^7 germes par lame de couteau avec un taux moyen de contamination par *Salmonella* de 65% avant l'habillage, 5% pendant l'éviscération et 17,5% à l'inspection vétérinaire. Alors que PEEL et SIMMONS (1978) ont rapporté que les Salmonelles étaient plus prévalentes et plus nombreuses sur les couteaux des ouvriers travaillant sur la peau.

Selon FOURNAUD (1978) cité par SIONNEAU (1993), un couteau contaminé à 5×10^4 germes/ cm^2 dépose 2×10^3 germes/ cm^2 à chaque utilisation soit approximativement le $1/10^{\text{ème}}$ de la contamination finale dans un cas moyen.

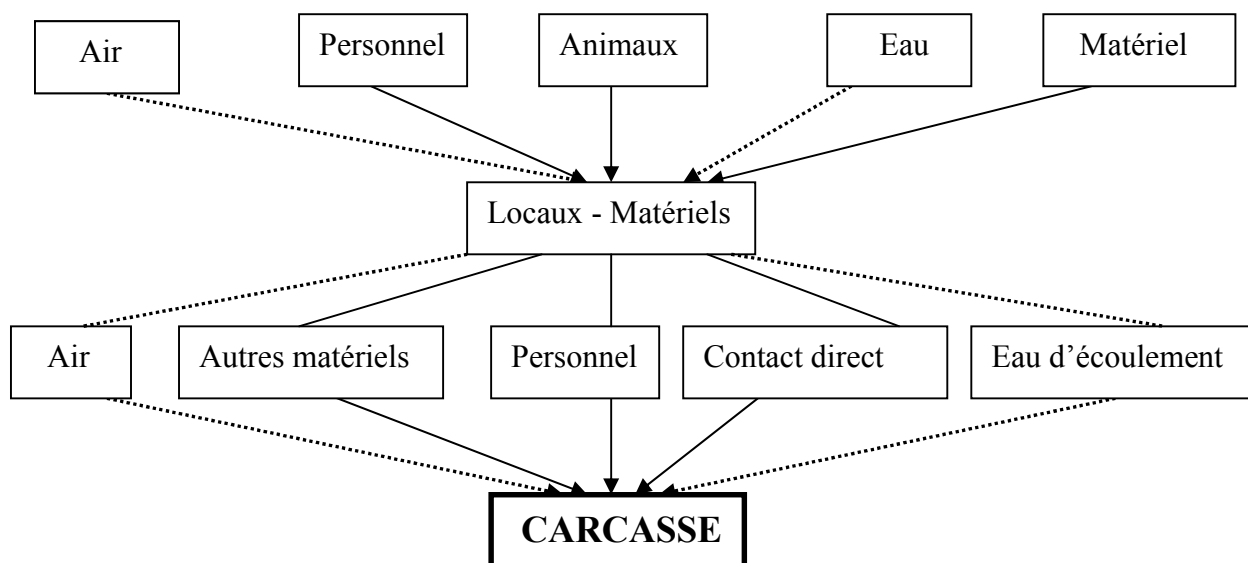


Figure 1 : Modes de transmission de la contamination microbienne par les locaux et le matériel. (SIONNEAU., 1993)

3. 3. 3. Moyens de transport

L'étape de transport des animaux vers l'abattoir est particulièrement à risque à l'égard de la contamination par *Salmonella* et par conséquent des carcasses (ROSSEL et al., 2002). Ceci est dû à plusieurs facteurs dont :

- Stress des animaux suite aux conduites saccadées des véhicules de transport, les actes brutaux, et la surcharge (SIONNEAU., 1993). Il a été montré que le niveau d'excrétion des salmonelles peut augmenter après le transport (OOSTEROM., 1991; MEAD., 1994; ISAACSON et al., 1999; KARAMA., 2005; HUMPHREY et JORGENSEN., 2006).
- Moyens de transports contaminés : Les animaux excréteurs disséminent les salmonelles dans les véhicules, ce qui engendre la contamination des animaux indemnes et par conséquent les carcasses (ROSSEL et al., 2002). BEACH et al (2002) ont noté l'augmentation de la contamination des peaux de bovins par *Salmonella* d'un niveau de 18 à 20% avant le transport jusqu'à 50 à 56% après, et le passage du portage ruminal des salmonelles de 1% jusqu'à 21%. La même observation a été notée par PUYALTO et al (1997) c'est-à-dire un passage du degré de la contamination des peaux de bovins à *Salmonella* Typhimurium de 8% à 25%.

3. 4. Méthodes

La contamination des carcasses pendant l'abattage dépend aussi de la manière par laquelle elles sont traitées. MEAD (1994) rapporte qu'on peut réduire le taux de la flore mésophile totale de 10^4 à $10^2/\text{cm}^2$ par une bonne manipulation des carcasses, il en est de même pour le taux des salmonelles où cette réduction est passée de 46% à 7% (OOSTEROM et NOTERMANS., 1983).

Les différentes étapes de l'abattage peuvent contribuer chacune d'elles à cette contamination.

3. 4. 1. L'habillage

La contamination pendant l'habillage est la plus importante par rapport à l'éviscération et à l'inspection (NZFSA., 2004). L'absence de précautions pour éviter l'enroulement de la face externe du cuir vers l'intérieur de la carcasse, la manipulation des carcasses avec des mains ayant touché préalablement la peau, et la secousse des cuirs, représentent véritablement les principales fautes aboutissant à la contamination superficielle (SIONNEAU., 1993). GILL (2000) considère que la manière par laquelle la dépouille est réalisée détermine plus les conditions microbiologiques des carcasses que les conditions des peaux des animaux avant l'abattage.

3. 4. 2. L'éviscération

C'est une étape très importante et délicate car la masse des réservoirs digestifs surtout chez les bovins est telle que les déchirures ou les perforations ne sont pas exceptionnelles, et permettent au contenu gastrique de venir souiller la carcasse, le matériel, et les mains des opérateurs (MEAD., 1994; JOUVE., 1996; GILL., 2000; NZFSA., 2004). Une absence ou une mauvaise ligature de l'œsophage entraîne des risques de régurgitation du contenu du rumen (10^{10} bactéries/g) (SIONNEAU., 1993; TINKER et al., 2003). La libération du sphincter rectal constitue aussi une source importante de contamination si elle est mal conduite (KARAMA., 2005).

Selon une étude réalisée par BERENDS et al (1997), les mauvaises pratiques d'éviscération sont à l'origine de 55 à 90% des contaminations des carcasses par *Salmonella* sur la chaîne d'abattage.

3. 4. 3. Le lavage

Le lavage des carcasses avant l'éviscération a été utilisé pendant longtemps pour l'élimination des contaminations visibles (SIONNEAU., 1993; NZFSA., 2004). Bien que cette opération présente des avantages : une bonne présentation commerciale (SIONNEAU., 1993), avec surtout une réduction du taux de contamination (62,8 à 70,5%) (BISS et HATHAWAY., 1994), plusieurs auteurs (BISS et HATHAWAY., 1994; Bell et HATHAWAY., 1996; GILL et al., 1996 ; JOUVE., 1996; BELL., 1997) s'accordent sur le point que le lavage contribue à la redistribution de la contamination microbienne surtout du quartier postérieur vers le quartier antérieur.

Le lavage des animaux vivants (avant l'abattage) reste aussi un geste qui n'affecte pas au mieux la qualité microbiologique de la carcasse et au pire il la dégrade si les animaux ne seraient pas secs au moment de l'abattage (GILL., 2000; GILL., 2004).

3. 5. Milieu

3. 5. 1. L'air

C'est le lien direct entre les carcasses et ce qui semble être la source la plus importante (ELGROUD., 1999), c'est un élément intervenant de manière certaine dans la contamination microbienne superficielle des carcasses mais l'importance quantitative est très difficile à mesurer (SIONNEAU., 1993). RAHKIO et KORKEALA (1997) ont trouvé une association entre la qualité microbienne de l'air et celle des carcasses. Par contre, PRENDERGAST et al (2004), et BURFOOT et al (2006) n'ont pas pu établir une corrélation entre la contamination aérienne et celle des carcasses. En effet, l'air de l'abattoir ne peut jouer un rôle dans la contamination de la carcasse qu'à partir du moment où son taux en bactéries est supérieur à celui de la carcasse (NICOLLE., 1986).

La contamination aérienne est originaire surtout des différentes activités physiques de l'abattage et de l'habillage (WORFEL et al., 1996), l'agitation des cuirs permet à un certain nombre des bactéries des poils de se propager dans l'air (ROSSET., 1982b), elle est due aussi aux mouvements du personnel entre les secteurs propres et les secteurs contaminés (KARAMA., 2005). PEARCE et al (2006) ont isolé des salmonelles de l'air dans les postes de l'habillage et de l'éviscération. Le niveau de contamination de l'air dépend aussi de son degré d'humidité, de la capacité d'abattage de l'abattoir et de sa

cadence (ELGROUD., 1999), et aussi de l'emplacement de l'abattoir par rapport aux vents (SIONNEAU., 1993).

3. 5. 2. Les animaux nuisibles

Ce sont principalement les animaux domestiques, les chiens, les chats, les rongeurs, les oiseaux et les insectes qui sont une source potentielle de germes banaux et pathogènes (ROZIER et al., 1985).

Les mouches sont porteuses d'agents pathogènes tels que salmonelles, staphylocoques, entérobactéries, et clostridies (SIONNEAU., 1993). LETELLIER et al (1999) ont enregistré six (06) mouches positives à *Salmonella* spp. sur sept (07) mouches capturées dans une exploitation où des cas de salmonelloses ont été notés. D'après SIONNEAU (1993), *Salmonella* Enteritidis peut rester viable dans l'intestin des mouches pendant 07 jours.

Les rongeurs aussi jouent un rôle non négligeable (KORSAK et al., 2004), leurs matières fécales contiennent de nombreuses souches de *Salmonella* notamment les sérotypes Typhimurium, Enteritidis, et Newport (ROSSET et LIGER., 1982). LETELLIER et al (1999) ont obtenu une (01) analyse positive pour *Salmonella* sur quatre (04) effectuées sur des rongeurs.

Les chiens et les chats sont en particulier des porteurs de salmonelles et de *Staphylococcus aureus*. leur présence s'explique par le fait que l'abattoir représente une source nutritive importante pour l'ensemble des nuisibles (SIONNEAU., 1993).

CHAPITRE II

LES SALMONELLOSES



1. Historique

En 1884, GAFFKY a réussi à cultiver le bacille typhique que EBERTH (1880) avait mis en évidence dans des coupes de rate et de ganglions mésentériques chez un patient mort de la fièvre typhoïde (HUMBERT., 1998 ; STIEGLER., 2003). L'organisme connu actuellement comme *Salmonella* Chloerae suis a été le premier à être isolé à partir des porcs en 1886 par SMITH et SALMON à qui le genre *Salmonella* doit son nom depuis 1900 (YOSHIKAWA., 1980 ; GRIMONT et al., 2000 ; KORSACK et al., 2004). En 1888, GAERTNER a isolé *Salmonella* Enteritidis à partir d'une carcasse de vache abattue en urgence et du corps d'un homme décédé après la consommation de sa viande (HARDY., 2004). L'absence des caractères permettant le diagnostic différentiel à cette époque a mis ces observations en doute jusqu'à ce que PFEIFFER et KOLLE d'une part, et GRUBER et DURHAM d'autre part (1896) montrèrent que le sérum d'un animal immunisé par culture de bacille typhique acquérait des propriétés agglutinantes pour celle-ci (STIEGLER., 2003). En même temps WIDAL et GRUNBAUM ont mis en évidence séparément la diversité antigénique des souches de *Salmonella* à l'aide d'un test de séro-agglutination appelé test de Widal (GRIMONT et al., 2000). Dans la même année (1896), ACHARD et BENSAUDE ont récupéré le bacille « paratyphique » de patients présentant un syndrome typhique avec un sérodiagnostic de Widal négatif (YOSHIKAWA., 1980; GRIMONT et al., 2000).

La méthode d'adsorption des agglutinines de CASTELLANI (1902) fut appliquée à l'analyse des antigènes somatiques et flagellaires de *Salmonella* appelés en 1918 « O » et « H » par WEIL et FELIX, ce dernier décrivait en 1934 avec PITT un autre antigène particulier : le Vi (STIEGLER., 2003).

2. Classification et taxonomie

La nomenclature de *Salmonella* est particulièrement complexe, et les scientifiques utilisaient différents systèmes pour se référer et communiquer sur ce genre (BRENNER et al., 2000).

Autrefois, des noms du genre ou d'espèce avaient été employés pour dénommer des souches de *Salmonella* présentant des caractères phénotypiquement différents (LE MINOR., 1988). Les bactériologistes avaient choisi pour les désigner des noms qui rappelaient des maladies animales ou humaines dont ils étaient les agents étiologiques :

Typhimurium, Choleraesuis, Abortusovis, Bovismorbificans, Typhi, Paratyphi A, B, C.....(YOSHIKAWA., 1980. LE MINOR., 1992). La spécificité de l'hôte suggérée par ces appellations n'est pas toujours exacte, c'est le cas de Typhimurium qui est plus souvent isolée chez l'homme que chez les rongeurs. Les sérotypes récemment reconnus sont désignés par le nom du lieu géographique de leur premier isolement : Panama, London, Wien, Heidelberg (RICHARD., 1990 ; FAUCHERE et AVRIL., 2002 ; FORSHELL et WIERUP., 2006). Le nom de *Salmonella* Virchow honore le médecin allemand VIRCHOW pour ses multiples travaux (RICHARD., 1990).

L'analyse des antigènes O et H initiée par WHITE (1926) et approfondie par KAUFFMANN (1941) a permis l'élaboration d'une classification d'un grand nombre de sérotypes considérés à l'époque comme des espèces (LE MINOR., 1988 ; BRENNER ., 2000), et qui ont été ensuite rangés par KAUFFMANN en sous genres désignés par des chiffres romains (LE MINOR., 1992 ; GRIMONT et al., 2000).

Le développement définitif dans la taxonomie du genre *Salmonella* n'est obtenu qu'après les travaux de CROSA et al (1973) qui ont démontré par les hybridations ADN-ADN que tous les sérotypes sont reliés au niveau d'espèce, et ainsi ils appartiennent tous à une seule espèce : *Salmonella cholerae suis* qui est ensuite remplacée par *Salmonella enterica* à cause de la confusion due au fait que *Salmonella Cholerae suis* est aussi le nom d'un sérotype (HUMBERT., 1998 ; LE MINOR., 1988 ; EUZEBI., 1999 ; BRENNER., 2000).

Récemment, il a été admis (par hybridation ADN-ADN) que l'ancienne sous espèce *bongori* pouvait être élevée au rang d'espèce (STIEGLER., 2003).

A l'heure actuelle, plus de 2500 sérotypes sont reconnus officiellement, ils sont répartis en deux (2) espèces : *Salmonella enterica* et *Salmonella bongori* (AFSSA., 2002 ; KORSACK et al., 2004 ; FORSHELL et WIERUP., 2006), la première espèce est elle-même divisée en six (6) sous espèces répertoriées dans le tableau n° 02.

Tableau 2 : Classification des espèces et des sous espèces du genre *Salmonella* (HUMBERT., 1998).

Espèce	<i>Salmonella enterica</i>						<i>S.bongori</i>
Sous espèce	<i>enterica</i>	<i>salamae</i>	<i>arizonae</i>	<i>diarizonae</i>	<i>houtenae</i>	<i>indica</i>	
Sous genre de Kauffmann-White	I	II	IIIa	IIIb	IV	VI	V
Habitat de la majorité des souches	Animaux à sang chaud	Animaux à sang froid et environnement					

Actuellement, la règle de nomenclature proposée est la suivante : les sérotypes appartenant à la sous espèce *enterica* qui représentent plus de 99% des souches isolées gardent leurs noms et doivent nécessairement être écrits en caractères pleins (non italiques) avec une majuscule, ex : *Salmonella enterica* subsp *enterica* sérotype Typhimurium (POPOFF et al., 2000 ; YAN et al., 2003 ; KORSACK et al., 2004). Les sérotypes des autres sous espèces et de l'espèce *bongori* sont désignés uniquement par leur formule antigénique (POPOFF et al., 2000 ; AFSSA., 2002 ; STIEGLER., 2003 ; YAN et al., 2003).

3. Caractéristiques

3. 1. Caractéristiques morphologiques

Les Salmonelles sont des petits bâtonnets (2 à 3 µm x 0.6 à 0.8µm), mobiles grâce à une ciliature péritriche, non sporulés (HUMBERT., 1998), elles sont difficiles à distinguer des *E.coli* sous le microscope, ou sur milieu nutritif ordinaire (JAY et al., 2005).

3.2. Caractéristiques biochimiques

Le genre *Salmonella* est l'un des 32 genres de la famille des *Enterobacteriaceae*, elles ont en commun 7 caractères (HUMBERT., 1998 ; AFSSA., 2002 ; STIEGLER., 2003) :

- bacilles à coloration de Gram négatif
- aéro-anaérobies facultatifs.

- cultivant sur les milieux ordinaires.
- fermentant le glucose avec ou sans production de gaz.
- réduisant les nitrates en nitrites.
- donnant une réaction d'oxydase négative.
- et possédant une catalase.

Leur identification différentielle repose essentiellement sur les caractères suivants : (LEYRAL et VIERLING., 1997; STIEGLER., 2003)

- capacité à produire du sulfure d'hydrogène H₂S.
- décarboxylation de la lysine et de l'ornithine.
- absence d'uréase et de tryptophane (ou phénylalanine) désaminase.
- absence de production d'indole et d'acétoïne (test de Voges-Proskauer négatif).
- absence d'ONPG hydrolase (β galactosidase).

Enfin, il est particulièrement important de noter que :

- Certains mutants de sérovars peuvent perdre leurs flagelles et donc apparaissent immobiles (AXELSSON et SORIN., 1997)
- Certaines souches appartenant à quelques sérovars peuvent ne pas produire d'H₂S
- Les sérovars très adaptés à un hôte particulier (Typhi, Sendai, Gallinarum Pullorum, Abortus ovis...) sont auxotrophes et nécessitent des facteurs de croissance particuliers (HUMBERT., 1998).

3. 3. Caractéristiques culturelles

Les salmonelles sont des germes particulièrement résistants aux conditions environnementales externes (plusieurs années dans des excréments desséchés, un an dans le sol, et 120 jours dans l'eau douce) (ROSSEL et al., 2002; JOHNSON et al., 2003; OIE., 2005b).

- **La température :** *Salmonella* est une bactérie mésophile, son optimum de croissance est de 35°C à 37°C ; cependant, elle s'adapte à une gamme de température très large, allant d'environ 4°C à 47°C (GLEDEL., 1996; D'AOUST., 2001; KORSACK et al., 2004). N'étant pas sporogène, elle est facilement détruite par la pasteurisation sous ses différentes formes (ROSSET., 1982 a), mais elle survit très bien aux basses températures (HUMBERT., 1998).

- **Le pH :** Les salmonelles peuvent tolérer un large intervalle de pH allant de 4 à 9,5 avec un optimum aux valeurs neutres de pH (GLEDEL., 1996; D'AOUST., 2001; AFSSA., 2002; JAY et al., 2005).
- **L'activité de l'eau (Aw) :** Les salmonelles se développent bien pour des valeurs d'Aw de 0.94 à 0.99 (GLEDEL., 1996; KORSACK et al., 2004).
- **Autres facteurs :** Une concentration de 3% de NaCl inhibe généralement la croissance des salmonelles (D'AOUST., 2001), elles sont aussi sensibles aux rayonnements ionisants (5 à 10 KGray) (GLEDEL., 1996; AFSSA., 2002), ainsi que leur développement est limité par les compétitions consécutives à la croissance d'autres flores (HUMBERT., 1998).

3. 4. Caractéristiques antigéniques

Comme toutes les Entérobactéries, *Salmonella* peut posséder 3 types d'antigènes :

3. 4. 1. Les antigènes somatiques O

Ils sont portés par les chaînes lipopolysaccharidiques (LPS), composant majoritaire de la paroi bactérienne (HUMBERT., 1998; YAN et al., 2003), ils représentent l'endotoxine des *Salmonella* (GLEDEL et CORBION., 1991), il en existe 67 (AXELSSON et SORIN., 1997; HUMBERT., 1998), et sont constitués de plusieurs éléments : le lipide A, identique chez toutes les Entérobactéries, responsable du pouvoir pathogène (GLEDEL., 1996), le « Core » ou partie basale dont la structure est semblable chez toutes les salmonelles (HUMBERT., 1998), et le polysaccharide support de la spécificité antigénique « O » (GLEDEL., 1996).

3. 4. 2. Les antigènes flagellaires H

Ce sont les protéines qui forment les flagelles (HANES., 2003). La composition en acides aminés et les autres niveaux de structure déterminent la spécificité antigénique de ces antigènes H (HUMBERT., 1998). La majorité des Salmonelles sont diphasiques, cependant, un certain nombre se révèle monophasique (GLEDEL et CORBION., 1991; YAN et al., 2003). La phase H1 est spécifique et est associée avec l'identité immunologique des sérovars (HANES., 2003).

On exprime la phase 1 par des petites lettres, et la phase 2 par des chiffres (YOSHIKAWA., 1980 ; JAY et al., 2005) .

3. 4. 3. Les antigènes d'enveloppe (antigènes capsulaires K)

Ce sont des polysaccharides capsulaires (GLEDEL., 1996), pouvant plus ou moins masquer les antigènes somatiques, et bloquer ainsi l'agglutination O (HANES., 2003), cette dernière n'est débloquée que par destruction de l'antigène K après un chauffage de 1h à 60°C ou 10 mn à 100°C . (GLEDEL et CORBION., 1991; STIEGLER., 2003).

Le seul antigène capsulaire reconnu chez *Salmonella* est l'antigène Vi de virulence qui est fréquent chez les sérotypes Typhi, Paratyphi C, et Dublin (YOSHIKAWA., 1980; GLEDEL., 1996; AXELSSON et SORIN., 1997; HUMBERT., 1998).

4. Epidémiologie

4.1. Habitat et réservoir

Le réservoir des salmonelles est très large. L'homme et la plupart des animaux (mammifères domestiques ou sauvages, reptiles, batraciens, oiseaux) peuvent l'héberger au niveau de leur intestin (LEYRAL et VIERLING., 1997; BORNET., 2000; KRAUSS et al., 2003; JAY et al., 2005), et la dissémination dans l'environnement provient essentiellement des contaminations fécales (GLEDEL., 1978; GRIMONT et al., 2000; KORSACK et al., 2004).

Le rôle des porteurs sains dans la diffusion des salmonelles est déterminant (GLEDEL et CORBION., 1991), ceci est dû à l'excrétion fécale intermittente ou continue (BORNET., 2000; OIE., 2005b).

Quelques sérotypes peuvent avoir un habitat limité à une espèce hôte, parmi ceux-ci citons : l'homme (Typhi, Paratyphi A), Abortus ovis chez le mouton, Abortus equi chez le cheval, Gallinarum spécifique de la volaille, mais la plupart des sérotypes peuvent traverser la barrière espèce et se trouver chez beaucoup d'espèces «ubiquistes» (BORNET., 2000; GRIMONT et al., 2000; KORSACK et al., 2004).

4.2. Incidence

L'incidence réelle des salmonelloses humaines ou animales est difficile à évaluer par manque des systèmes de surveillance épidémiologique mis en place, qui sont particulièrement valables dans les pays développés (EJETA et al., 2004). Cependant, la majorité des épidémiologistes s'accorde pour dire que les chiffres officiels ne représentent qu'une faible part de la réalité (GLEDEL., 1996)

Aux Etats-Unis, MEAD et al (1999) et OIE (2005b) ont rapporté que le genre *Salmonella* est estimé être responsable annuellement d'environ 1,4 millions cas de maladies humaines et approximativement 500 morts; avec un impact économique annuel estimé entre 500 millions et 2300 millions dollars couvrant essentiellement les frais de 16.000 personnes hospitalisées (KENNEDY et al., 2004).

A l'échelle de l'Europe, l'incidence des salmonelloses chez l'homme est de 73 cas pour 100.000 habitants et par an (THORNS., 2000). En 2002, plus de 145 000 cas ont été rapportés comparés à 200.000 en 1997 (VAN IMMERSEEL et al., 2005). En Angleterre, le genre *Salmonella* est à l'origine de 34,3% des cas de TIAC enregistrés (HUMPHREY et JORGENSEN., 2006). L'AFSSA a rapporté que 70% des cas de TIAC enregistrés en France sont dus à l'ingestion d'aliments contaminés par *Salmonella*.

En Australie, le genre *Salmonella* est la cause prédominante de morbidité et de mortalité dues aux maladies d'origine alimentaire (GARCIA-DEL PORTILLO., 2002).

Les quelques données concernant les TIAC à *Salmonella* rencontrées dans plusieurs pays d'Afrique, d'Asie, et d'Amérique latine sont menaçantes. Seuls 1 à 10% des cas de TIAC à *Salmonella* sont rapportés; ces études mentionnent que la maladie est souvent associée à des taux de mortalité élevés compris entre 20 et 30% (GARCIA-DEL PORTILLO., 2002).

En Algérie, le taux global des TIAC enregistré durant l'année 2006 par les services de la Ministère de la santé publique est de l'ordre de 2112 cas, dont 03 décès, la recherche des germes en cause n'a pas été effectuée.

4.3. Sérotypes incriminés

Bien que chaque sérotype est considéré capable de causer une gastro-entérite chez l'homme avec des degrés de sévérité différents (FORSHELL et WIERUP., 2006), et que l'OMS considère la majorité des sérovars comme potentiellement pathogènes (AFSSA., 2002), quelques sérovars ont une incidence particulière présentant d'importantes et imprévisibles fluctuations : Enteritidis, Typhimurium, Dublin, Hadar, Agona, Virchow (BUISSON., 1992; LEYRAL et VIERLING., 1997; GLYNN et al., 1998; BORNET., 2000; SCHLUNDT et al., 2004).

En France, les données du centre national de référence de *Salmonella* et *Shigella* rapportées par BOUVET et GRIMONT (1997) permettent d'observer que 4 sérovars (Typhimurium, Enteritidis, Hadar, et Virchow) étaient à l'origine de 80% des cas enregistrés en 1997. En 1998, le sérovar Enteritidis était le plus isolé (AFSSA., 2002). HAEGHEBAERT et al (2002) ont enregistré 57,5% des TIAC imputables à Enteritidis. Les sérovars les plus souvent isolés de prélèvements d'origine humaine et non humaine (santé et production animales, et hygiène alimentaire) durant l'an 2000 sont représentés par les figures n°02, 03, et 04 (BRISABOIS, 2001).

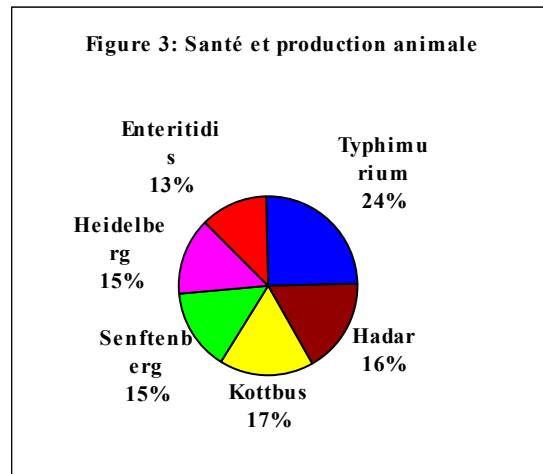


Figure n° 02 : Premiers sérotypes isolés de prélèvements du secteur santé et production animales (AFSSA- LERHQA et CNRSS)

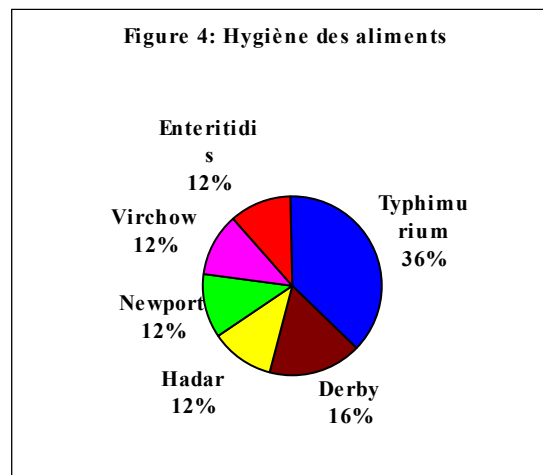


Figure n° 03 : Premiers sérotypes isolés de prélèvements du secteur hygiène alimentaire (AFSSA- LERHQA et CNRSS)

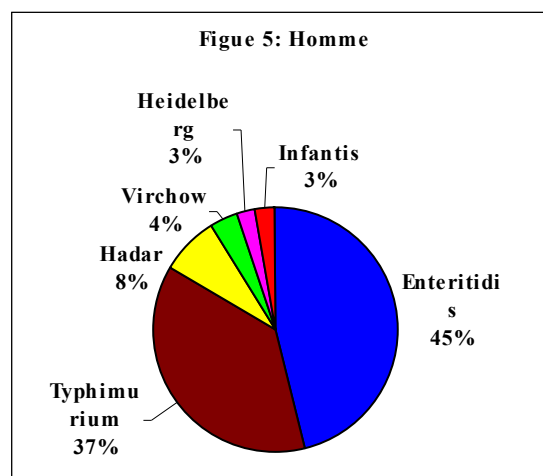


Figure n°04 : Premiers sérotypes isolés de prélèvements du secteur santé humaine (AFSSA- LERHQA et CNRSS)

En Belgique, KORSACK et al (2004), ont noté en 1999, un taux d'isolement de *Salmonella* Enteritidis allant à 98,5% et 35,5 pour *Salmonella* Typhimurium.

En Espagne, et d'après une enquête réalisée par MARIMON et al (2003), S.Enteritidis a représenté 80,4% des cas des infections entériques à *Salmonella*, suivi de S.Typhimurium (11,7%).

Sur le plan international, HERIKSTAD et al (2002) ont exposé les résultats d'une enquête menée en 1995, en montrant que S.Enteritidis et S.Typhimurium ont été les plus isolés (66,7% et 15,5% respectivement), suivis de S.Hadar (1,80%), S.Infantis (1,77%), et S.Newport (1,43%).

5. Pouvoir pathogène

Les salmonelles ne créent en général des réactions cliniques que si elles sont ingérées en quantité suffisante (ROSSET., 1982a), qui a été estimée aux environs de 10^5 à 10^7 cellules/ gr (ROZIER et al., 1985; GLEDEL et CORBION., 1991; BUISSON., 1992; AFSSA., 2002; KORSACK et al., 2004). Cependant, cette notion de charge microbienne n'est pas toujours vérifiée, des toxi-infections causées par l'ingestion de très faibles doses (moins de 100 cellules) ont été signalées (BUISSON., 1992; JAY et al., 2005), ceci est du à plusieurs facteurs :

- Tenant à l'homme : la sensibilité varie avec :
 - L'âge : les très jeunes enfants ainsi que les vieillards sont les plus sensibles (YOSHIKAWA., 1980; ROZIER et al., 1985; D'AOUST., 1991).
 - L'état de santé : les malades, les convalescents, les gastrectomisés, les immunodéprimés sont les plus prédisposés (LEYRAL et VIERLING., 1997; HUMBERT., 1998).

Dans ces deux cas, l'acidité gastrique est réduite ce qui permet aux germes de franchir l'estomac plus facilement et en plus grande quantité (LEYRAL et VIERLING., 1997), ou de se multiplier massivement à partir d'une quantité initiale faible (HUMBERT., 1998).

- Le sexe : les hommes sont généralement plus résistants que les femmes (ROZIER et al., 1985).
- Tenant à l'aliment : il a été noté que la maladie peut être due à l'ingestion d'un nombre beaucoup plus faible de germes s'ils sont ingérés comme une part d'un aliment contaminé (WATERMAN et SMALL., 1998). Les aliments incriminés sont ceux riches en lipides qui jouent un rôle protecteur vis-à-vis de l'acidité gastrique (LEYRAL et VIERLING., 1997; AFSSA., 2002).

Les doses infectantes sont aussi moins élevées lorsqu'elles ingérées à jeun et surtout dans les liquides (ROZIER et al., 1985).

- Tenant au germe : pour les fièvres typhoïdes et paratyphoïdes, quelques cellules suffisent pour déclencher l'infection, alors que la dose infectante est généralement élevée pour les toxi-infections alimentaires et varie selon le sérotype en cause (ROZIER et al., 1985). Les sérotypes Pullorum et Gallinarum sont considérés parmi les moins pathogènes, alors que le Choleraesuis, Dublin, et Enteritidis sont les plus pathogènes (JAY et al., 2005).

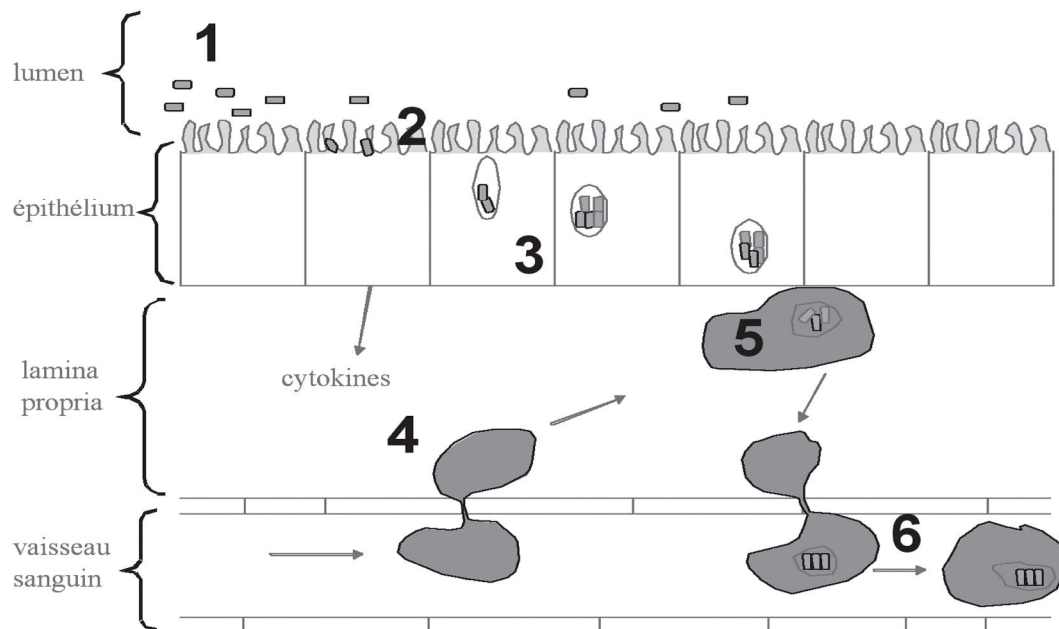
5.1. Pathogenèse

Les infections à *Salmonella* présentent une pathogénie complexe (HENSEL., 2004), elles reflètent le résultat de la confrontation entre les déterminants de la virulence bactérienne et les mécanismes de défense de l'hôte (D'AOUST., 1991) qui sont d'abord le degré de l'acidité de l'estomac et les sels biliaires qui jouent un effet bactéricide (GROISMAN et al., 1999). Une fois dans l'intestin grêle, les salmonelles doivent le plus rapidement possible adhérer et traverser la muqueuse intestinale au niveau des récepteurs cellulaires spécifiques, déclenchant ainsi une série de réactions aboutissant à un remaniement du cytosquelette (LEYRAL et VIERLING., 1997; YAN et al., 2003; KORSACK et al., 2004).

L'invasion de l'épithélium intestinal provoque une gastro-entérite par multiplication dans le tissu lymphoïde associé (plaques de Peyer), et destruction de la bordure en brosse des entérocytes (STIEGLER., 2003 ; YAN et al., 2003). La progression de la maladie vers une infection disséminée résulte de la multiplication dans les ganglions satellites suivie par une phagocytose par les macrophages (YAN et al., 2003). Une partie des *Salmonella* se lyse en

libérant leur endotoxines (FAUCHERE et AVRIL., 2002) et *Salmonella* ayant la propriété de survivre dans les phagocytes, va pouvoir disséminer vers d'autres organes tels que : le foie, la rate, la moelle épinière... (Figure n° 05)(GROISMAN et al., 1999; STIEGLER., 2003; HENSEL., 2004).

Le contrôle génétique de la virulence du *Salmonella* n'est pas complètement compris, cependant, les gènes chromosomiques et plasmidiques sont impliqués (GROISMAN et al., 1999; FORSHELL et WIERUP., 2006). Les gènes de virulence sont localisés sur des parties de chromosomes appelées SPI (Salmonella Pathogenicity Island) (BAUMLER et al., 1998). 12 SPI ont été décrits (FORSHELL et WIERUP., 2006).



- 1) après ingestion orale, les bactéries passent par l'estomac pour arriver dans la lumière intestinale
- 2) les bactéries s'attachent aux cellules épithéliales et induisent une modification des filaments d'actine de la cellule ;
- 3) ceci donne lieu à une internalisation de la bactérie dans la cellule épithéliale ; *Salmonella* est capable de se multiplier à l'intérieur de la cellule eucaryote ;
- 4) des macrophages vont migrer des vaisseaux sanguins vers la paroi intestinale et font partie d'une réaction inflammatoire ;
- 5) ces macrophages peuvent phagocyter les bactéries. *Salmonella* dispose de mécanismes qui permettent la bactérie de survivre et même de multiplier à l'intérieur des macrophages ;
- 6) les macrophages infectés peuvent passer dans le sang et se disperser vers d'autres organes, tels que la rate et le foie. Ceci constitue la phase systémique de l'infection.

Figure n° 05 : Pathogenèse d'une infection à *Salmonella* (VAN IMMERSEEL et al, 2005)

5.2. Etude clinique

Nous étudierons successivement les salmonelloses humaines puis animales.

5. 2. 1. Les salmonelloses humaines

Les salmonelloses peuvent revêtir deux aspects

A. Les fièvres typhoïdes ou paratyphoïdes : elles sont dues à des sérovars strictement humains : Typhi, et Paratyphi A et B (LEYRAL et VIERLING., 1997). La contamination peut être directe par l'intermédiaire des porteurs des germes ou indirecte, et est responsable de la majorité des cas sporadiques et des épidémies (STIEGLER., 2003). Après une incubation longue (souvent 10 jours) (OIE., 2005b), souvent silencieuse ou parfois accompagnés d'une gastro-entérite (YOSHIKAWA., 1980; STIEGLER., 2003), l'infection peut être asymptomatique ou provoquer des symptômes très légers dans le cas de *Salmonella* Paratyphi ou, au contraire, engendrer de la fièvre typhoïde, affection très sévère, accompagnée de fièvre et de septicémie (KORSAK et al., 2004). Le taux de mortalité est inférieur à 1% si les cas sont pris en charge de façon précoce et l'antibiothérapie est initiée précocement, dans le cas contraire, le taux de mortalité peut avoisiner 15% (KORSAK et al., 2004).

B. Les toxi-infections alimentaires

Salmonella est l'une des premières causes des toxi-infections d'origine alimentaire (MEAD et al., 1999; SCHLUNDT et al., 2004).

➤ Aliments incriminés

Bien que certains cas puissent provenir directement des animaux domestiques, des reptiles ou de l'eau contaminée, le pourcentage de transmission par l'aliment est estimé à 95% (KORSAK et al., 2004).

Les denrées alimentaires d'origine animale, comme les viandes de boucherie, les produits laitiers, la dinde, la volaille, les œufs et les ovoproduits sont les aliments incriminés en premier lieu (FAUCHERE et AVRIL., 2002; FORSHELL et WIERUP., 2006), mais aussi à un degré moindre, les crèmes glacées et pâtisseries, et les fruits de mer crus ou insuffisamment cuits (LEYRAL et VIERLING., 1997). D'après une étude réalisée par

HUMPHREY et JORGENSEN (2006), 60% des TIAC ont été dues à la consommation des viandes rouges dont la viande bovine était impliquée dans 34% des cas et la viande ovine dans 11% des cas. Ces dernières années, on a enregistré une augmentation du taux des salmonelloses associées à la consommation des fruits et des végétaux (MADDEN., 1994; SCHLUNDT et al., 2004).

➤ **Symptomatologie**

La maladie se présente sous deux aspects : épidémie dans les collectivités (TIAC), ou, cas sporadiques isolés (STIEGLER., 2003). Les premiers signes surviennent 8 à 72 h après l'ingestion de l'aliment contaminé (SCHLUNDT et al., 2004). La durée d'incubation est fonction de la souche et de la dose infectante ingérée (HUMBERT., 1998; AFSSA., 2002). La symptomatologie débute par des maux de tête, des vomissements, de la fièvre (39 à 40°C), suivis par des douleurs abdominales pouvant s'irradier vers les cuisses, des diarrhées nauséabondes parfois sanguinolentes, avec des frissons, faiblesse et prostration (ROSSET., 1982a ; ROZIER et al., 1985; BUISSON., 1992; SCHLUNDT et al., 2004). Une déshydratation sévère peut se manifester chez les enfants et les vieillards (OIE., 2005b).

Tout rentre dans l'ordre en 2 à 3 jours jusqu'à une semaine (HUMBERT., 1998), alors que l'excrétion intermittente des salmonelles peut durer plusieurs mois à quelques années (D'AOUST., 1991; FORSHELL et WIERUP., 2006). Les enfants sont porteurs plus longtemps que les adultes (ROZIER et al., 1985). Une étude de MURASE et al (2000) suggère que l'administration d'antibiotiques prolonge l'excrétion fécale des salmonelles.

Le taux de mortalité moyen est de 4,1%, variant de 5,8% pendant la première année de la vie, à 2% entre 1 et 5 ans, et jusqu'à 15% chez les personnes âgées de plus de 50 ans (JAY et al., 2005)

Exceptionnellement, dans les cas les plus sévères, les salmonelles peuvent envahir tout l'organisme, et déclencher une septicémie avec leucopénie, et des complications possibles d'ostéomyélites, endocardites, méningites, glomérulonéphrites, cholécystites, atteintes pulmonaires et artérielles (ROSSET., 1982a; GLEDEL., 1996; FAUCHERE et AVRIL., 2002).

Une petite proportion (2%) des cas peut évoluer vers le syndrome de REITER caractérisé par des douleurs articulaires, irritations oculaires, urination douloureuse, et ulcères cutanés, la guérison survient généralement dans 3 à 4 mois mais des cas chroniques sont parfois enregistrés (MADDEN., 1994; SCHLUNDT et al., 2004; OIE., 2005b).

5.2.2. Les salmonelloses animales

On peut considérer que les salmonelloses revêtent chez les animaux producteurs d'aliments deux formes essentielles :

- Infections, avec signes cliniques divers chez les équidés, ovins, parfois volailles et surtout bovins (GLEDEL., 1996), chez qui le tableau clinique s'exprime le plus souvent chez les vaches laitières et les jeunes veaux (HUMBERT., 1998).
- Portage sans signes cliniques, c'est souvent le cas chez les volailles (GLEDEL., 1996).

6. Sensibilité aux antibiotiques

L'antibiorésistance du genre *Salmonella* a reçu une attention particulière ces dernières années à cause de son impact considérable sur la santé publique surtout chez les populations à risques de salmonelloses (BORNET., 2000; YAN et al., 2003), son émergence chez les espèces zoonotiques de *Salmonella* est le résultat de l'utilisation abusive des antibiotiques dans l'environnement de la production animale (WHITE et al., 2002; CLOECKAERT ., 2006). Depuis le début des années 1990, les souches de *S.Typhimurium* lysotype DT104 isolées dans différents environnements humains et animaux présentent très souvent une multirésistance vis-à-vis des antibiotiques suivants : l'ampicilline, le chloramphénicol, la streptomycine, les sulfamides, et les tétracyclines (BRISABOIS., 2001; AFSSA., 2002; JAY et al., 2005; CLOECKAERT., 2006). Il n'est pas connu si la répartition de ce lysotype est due à l'utilisation abusive des antibiotiques, ou bien, à travers une dissémination d'une souche mutante, ou les deux à la fois (WHITE et al., 2002).

Une résistance additionnelle aux fluoroquinolones et céphalosporines de 3ème génération est également observée dès le début des années 2000, ce qui est encore plus problématique, car ces groupes d'antibiotiques sont souvent utilisés dans le traitement des salmonelloses

(WHICHARD et al., 2002; YAN et al., 2003; KORSACK et al., 2004; MIRIAGOU et al., 2004; SCHLUNDT et al., 2004) .

7. Méthodes de détection et de caractérisation

7.1. Méthodes microbiologiques de référence

Au niveau international, la norme ISO 6579 est la méthode horizontale de référence pour la recherche de *Salmonella* dans les produits destinés à la consommation humaine ou à l'alimentation animale. Cette norme est pratiquement inapplicable (chaque prélèvement correspond à 16 boîtes d'isolement), elle est réservée aux cas de litiges.

Au niveau français, la norme « de routine » AFNOR V08-052 reprend en l'allégeant la norme ISO.

La recherche comporte 4 étapes successives :

- Le pré-enrichissement en milieux non sélectifs liquides pendant 6 à 20h. L'eau peptonée tamponnée est généralement utilisée.
- L'enrichissement en milieux sélectifs liquides (24 à 48h) : sélénite de sodium, vert au malachite, Chlorure de magnésium (Rappaport de Vassiliadis).
- L'isolement sur les milieux sélectifs gélosés (24 à 48h), le choix du milieu est laissé à l'initiative du laboratoire, les milieux suivants peuvent être utilisés :
 - La gélose au rouge de phénol et au vert brillant.
 - La gélose xylose- lysine- désoxycholate (XLD).
 - La gélose Hecktoen.
 - La gélose désoxycholate- citrate- lactose (DCL).
- La confirmation biochimique et sérologique.

7. 2. Techniques de caractérisation des *Salmonella*

L'importance des infections salmonelliques associées aux conséquences économiques et en santé publique a entraîné le développement de nombreuses méthodes phénotypiques, puis plus récemment moléculaires pour la caractérisation des *Salmonella* (BRISABOIS., 2001).

7. 2. 1. Méthodes phénotypiques

Elles se basent sur les caractères exprimés par les microorganismes.

➤ Le biotypage

Le biotypage repose sur la mise en évidence des caractères biochimiques différentiels qui permettent de classer les souches selon leur activité métabolique (BRISABOIS., 2001), plusieurs schémas de biotypie ont été publiés pour le sérotype Typhimurium (GRIMONT., 1992), mais ils sont peu utilisés en pratique excepté pour le sérotype Paratyphi B qui se distingue en 2 biotypes « d-tartrate négatif » et « d-tartrate positif » dit biotype « Java » (BARKER et al., 1988).

La biotypie est un marqueur peu discriminant, cependant, elle peut être utilisée comme un système d'alerte (BRISABOIS., 2001).

➤ Le sérotypage

C'est la méthode la plus commune utilisée pour la différenciation des souches qui sont épidémiologiquement les unités bactériennes les plus petites dont les isolats portent les mêmes caractères phénotypiques et génotypiques (YAN et al., 2003). Un schéma de sérotypage a été défini par KAUFFMANN et WHITE puis revu par Le MINOR, il tient compte de la structure antigénique des *Salmonella* (GRIMONT., 1992) et repose essentiellement sur la mise en évidence de facteurs antigéniques et permet ainsi une classification des sérotypes en groupes antigéniques « O » : A, B, C, et au sein de chacun d'entre eux, selon les antigènes flagellaires « H » dont les antigènes H de la phase 1 sont désignés par des petites lettres, et ceux de la phase 2 sont désignés par des numéros (JAY et al., 2005).

Sur les deux espèces de *Salmonella* : *enterica* et *bongori*, environ 99% des sérotypes appartiennent à l'espèce *enterica* et presque 60% d'entre eux sont regroupés dans la sous-espèce *enterica* (YAN et al., 2003).

➤ **Le lysotypage**

Parmi les méthodes classiques de caractérisation, le lysotypage consiste à l'étude de la sensibilité ou de la résistance d'une souche à une série de bactériophages sélectionnés (GRIMONT., 1992). Plusieurs systèmes de lysotypie ont été élaborés, ils visaient à étudier de façon plus précise des souches appartenant à des sérotypes revêtant des caractéristiques particulières au niveau de la pathogénicité (Typhi, Dublin), fréquence d'isolement (Typhimurium, Enteritidis) (BRISABOIS., 2001), ou de la résistance aux antibiotiques exemple de *Salmonella* Typhimurium lysotype DT104 multirésistant (KORSAK et al., 2004). Le nombre de bactériophages utilisés ainsi que le nombre des lysotypes identifiés sont très variables d'un sérotype à l'autre (BRISABOIS., 2001), avec 200 lysotypes différents, Typhimurium est un sérotype polymorphe alors qu'environ 70 lysotypes différents ont pu être identifiés chez Enteritidis (HUMPHREY et JORGENSEN., 2006).

Bien que le lysotypage des *Salmonella* utilise un matériel peu coûteux, il nécessite une main d'œuvre bien formée et est généralement réservé aux laboratoires de références (GRIMONT., 1992; YAN et al., 2003; BRISABOIS., 2001).

7. 2. 2. Méthodes moléculaires

Elles sont divisées en deux groupes

➤ **Celles reposant sur la caractérisation des protéines (électrophorèse d'enzymes)**

Le principe de ces méthodes repose sur la séparation des protéines cellulaires en fonction de leur poids moléculaire et leurs charges électriques par électrophorèse en gel (BRISABOIS., 2001). Toute mutation qui changera la taille et la charge électrique d'une enzyme modifiera la migration électrophorétique de cette enzyme (GRIMONT., 1992). Parmi les enzymes caractérisées, les estérases ont été particulièrement étudiées chez *Salmonella* permettant de définir différents profils électrophorétiques après migration des estérases (BRISABOIS et GOULLET., 1993).

➤ **Celles reposant sur la caractérisation du génome à partir de l'ADN**

Elles sont basées sur l'analyse de l'ADN chromosomique ou plasmidique, et sont utilisées pour de nombreuses espèces bactériennes, y compris *Salmonella enterica* (BRISABOIS., 2001).

- **La PCR** (Polymerase Chain Reaction) ou amplification moléculaire:

Elle consiste en la synthèse sélective et répétée d'une portion d'ADN. Après dénaturation du double brin, les deux chaînes sont hybridées et ensuite polymérisées (LONVAUD-FUNEL., 1991). Cette technique abaisse considérablement le seuil de détection des bactéries pathogènes dans un aliment et peut être utilisée tant pour le simple diagnostic pour caractériser les souches isolées dans la production agro-alimentaire que pour les cas des toxi-infections alimentaires collectives (KORSAK et al., 2004).

- **La RAPD** (Random Amplification Polymorphic DNA)

C'est une méthode très utilisée, et nécessite une amorce formée d'une dizaine de bases nucléotidiques qui peuvent s'apparier de façon aléatoire à différents endroits du génome bactérien (KORSAK et al., 2004). Les profils des produits amplifiés ainsi obtenus peuvent être caractéristiques de la souche, et permettent une bonne discrimination au sein d'un sérotype donné (HILTON et al., 1996).

- **La REA** (Restriction Enzyme Analysis)

Elle consiste à couper l'ADN avec une enzyme de restriction permettant ainsi de produire des fragments séparés ensuite par électrophorèse en gel (BRISABOIS., 2001), cependant les souches de *Salmonella* ont des profils de restriction très semblables à cause de la grande taille des fragments difficiles à migrer (GRIMONT., 1992).

- **La PFGE** (Pulsed Field Gel Electrophoresis ou électrophorèse en champ pulsé)

C'est une variation de l'électrophorèse en gel qui permet l'analyse des fragments d'ADN beaucoup plus gros que ceux séparés par REA (migration forcée) (GRIMONT., 1992), cette technique présente un très bon pouvoir discriminant pour *Salmonella*, mais avec des variations en fonction du sérotype (il existe un bon polymorphisme par PFGE chez Typhimurium par rapport à Enteritidis) (BRISABOIS., 2001).

ETUDE EXPERIMENTALE



Nos investigations expérimentales ont concerné l'évaluation de l'hygiène générale de l'abattoir d'EL-HARRACH à travers l'étude des niveaux des contaminations superficielles globales et d'origine fécale des carcasses ovines et bovines, l'étude de la contamination superficielle à *Salmonella* spp des carcasses ovines et bovines.

L'évaluation de l'hygiène des carcasses nous impose de faire d'abord une description de l'abattoir d'EL-HARRACH (capacité, situation, infrastructures, équipements, fonctionnement et hygiène) afin de pouvoir utiliser nos résultats, et les comparer à d'autres travaux effectués dans d'autres abattoirs nationaux et étrangers.

Notre partie pratique comprend les parties suivantes:

- Une description de l'abattoir d'EL-HARRACH
- Les Matériels et méthodes utilisés
- Les résultats obtenus
- La discussion de nos résultats
- Une conclusion
- Et enfin des recommandations.

I. PRESENTATION DE L'ABATTOIR D'EL-HARRACH

Cette partie de notre étude portera sur des points que nous estimons importants ayant un impact direct sur l'état sanitaire des carcasses.

L'abattoir d'EL-HARRACH, construit en 1919, est actuellement situé en plein centre d'une agglomération urbaine ce qui est en complète contradiction avec les normes de construction d'un abattoir, il est entouré à l'est par une brigade militaire, par l'ouest par un vieux bâtiment, par le nord par des locaux commerciaux et une autoroute, et au sud par une route principale.

La salle d'abattage comprenant deux chambres frigorifiques présente une superficie de 1800m² ; la superficie des locaux de stabulation est de 800m².

Il existe deux grandes salles d'abattage : l'une réservée pour l'abattage des animaux de boucherie bovins, ovins et caprins (dans laquelle nous avons réalisé notre travail), l'autre est réservée pour l'abattage des équidés.

L'accès à la salle d'abattage des animaux de boucherie se fait par un portail d'au moins 03 mètres de large, conçu de manière qu'il n'empêche aucunement l'accès des chats et chiens, encore moins des rongeurs; il constitue aussi le chemin de sortie des viandes estampillées "jugées propres et saines" destinées à la consommation humaine.

Le plafond, très haut et ouvert, héberge des nids d'oiseaux. Le sol est glissant, les murs ne sont pas tous recouverts de faïence. Nous avons noté également la forte présence des pigeons au-dessus des salles d'abattage ce qui constitue une autre source potentielle de contamination des carcasses.

Nous avons noté l'absence :

- De couloir d'amenée.
- D'une salle de découpe.
- De système de collecte et de stockage du sang.

En plus les secteurs ne sont pas agencés de telle manière à permettre une marche en avant, de ce fait il existe de nombreux entrecroisements.

Les capacités d'abattage journalières des ovins sont de 1270 têtes, mais le nombre moyen réel des têtes abattues par jour déclaré est d'environ 100 têtes.

Pour les bovins, la capacité d'abattage est de 65 têtes par jour, et le nombre moyen réel abattu est de 15 têtes par jour.

Toutes les opérations d'abattage (saignée, habillage, fente et éviscération) sont réalisées sur place, c'est-à-dire en poste fixe. Nous avons noté la présence d'animaux vivants à proximité des carcasses estampillées (figure n° 06), ce qui augmente le risque des contaminations croisées notamment à partir des peaux.

Le repos des animaux avant l'abattage ainsi que la diète hydrique ne sont pas toujours respectés; l'abattage des animaux se déroule dès leur arrivée à l'abattoir. Ils sont conduits de façon brutale dans la salle d'abattage, où ils sont affalés par accrochement d'un membre postérieur à la chaîne de suspension et soulevés jusqu'à la présentation du cou au niveau du sol, ce qui dénote l'absence de moyens de contention.

Les petits animaux sont saignés en décubitus latéral, et gardés entassés les uns derrière les autres (figure n° 07), ce qui favorise les risques de contaminations croisées à partir des peaux, et du sang.

L'ouvrier commence l'éviscération d'abord par les viscères abdominaux à l'aide de ses mains en s'aidant du couteau qui très souvent entaille les organes, notamment le rumen et les intestins provoquant la sortie du contenu digestif et la souillure de la carcasse.

L'abattage d'urgence et l'abattage sanitaire sont réalisés à n'importe quel moment dans la même salle d'abattage des animaux jugés normaux.

Le transport des animaux vivants se fait dans des camions non conçus pour cet effet, le plancher est glissant même s'il est souvent recouvert de litière, cette dernière n'est pas renouvelée et dégage des odeurs désagréables, constituant un milieu favorable au développement des germes pouvant contaminer les animaux lors du transport. La séparation des espèces n'est pas respectée (figures n° 08 et n° 09).

La benne est très haute par rapport au sol, les camions ne sont pas équipés d'une rampe de montée de débarquement, ce qui risque de provoquer des fractures aux animaux lors de l'embarquement ou du débarquement (chargement / déchargement). Les camions ne sont pas équipés contre le vent et la pluie. A noter que l'abattoir dispose d'une rampe de débarquement qui n'est jamais utilisée.

Les lieux de stabulation des animaux sont généralement très souillés par les matières fécales, et malgré la présence de plusieurs compartiments, les espèces sont souvent mélangées (figures n° 10 et n°11).

En conclusion, les secteurs fondamentaux d'équipement existent, mais leur état hygiénique dégradé, leur aménagement, et leur état de vétusté ne permet pas d'assurer une viande saine. Il est très important de signaler l'absence de séparation des secteurs propres et secteurs souillés, et l'absence du principe de la marche en avant et du non-entrecroisement

Pour toutes ces constatations, nous pouvons conclure que l'abattoir d'EL-HARRACH, ne répond pas à la notion d'établissement classé préparant une denrée alimentaire saine.



Figure n°06: animaux vivants au contact des carcasses (photo personnelle)



Figure n° 07: ovins abattus entassés les uns derrière des autres (photo personnelle)



Figure n° 08 : moyens de transport des animaux (photo personnelle)



Figure n° 09: transport des animaux : non séparation des espèces (photo personnelle)



Figure n° 10: lieux de stabulation des animaux avant l'abattage : état hygiénique dégradé (photo personnelle)

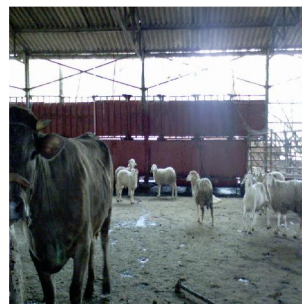


Figure n° 11: lieux de stabulation des animaux avant l'abattage : espèces mélangées (photo personnelle)

II. MATERIELS ET METHODES

Notre travail se divise en trois étapes

1- Dans cette première partie, nous avons choisi d'avoir un aperçu général sur l'état hygiénique général de l'abattoir d'EL-HARRACH par l'étude du degré de contamination bactérienne des carcasses ovines. Cette étude a porté sur 30 carcasses sur lesquelles nous avons étudié :

- L'appréciation de la charge bactérienne globale par le biais du dénombrement de la flore mésophile aérobie totale (FAMT).

- L'appréciation de la charge bactérienne d'origine fécale par le biais du dénombrement des coliformes fécaux.

2- Cette deuxième partie concerne l'appréciation quantitative de la qualité bactérienne des carcasses bovines en fonction du site de prélèvement. L'étude consiste à faire une comparaison entre les taux de contamination (flore aérobie mésophile totale, coliformes totaux et fécaux) des trois sites anatomiques différents à savoir la face postérieure du membre antérieur, la poitrine, et la zone postéro externe de la cuisse. Ce travail a été réalisé sur 20 carcasses bovines.

3- La troisième étude ayant pour objet l'appréciation qualitative (absence ou présence) de la contamination par la recherche des *Salmonella* spp. comporte :

- Une étude globale concernant la présence ou l'absence de *Salmonella* spp sur les carcasses ovines ; ce travail a été effectué sur 90 carcasses.

- Une étude concernant la répartition de la contamination à *Salmonella* spp selon le site anatomique choisi, cette étude a concerné 70 carcasses bovines.

II.1 Matériels :

II.1.1 Echantillonnage :

Les prélèvements ont été effectués entre la fin du mois d'octobre et le début du mois de mai (hiver et printemps), à raison de deux fois par semaine à savoir le vendredi et le samedi ou dimanche, toujours au cours de l'après-midi (entre 13h et 15h); ils sont réalisés à la surface des carcasses juste après l'étape de l'éviscération.

II. 1. 1. 1. Distribution de l'échantillonnage :

Carcasses ovines : Nous avons effectué des prélèvements sur 120 carcasses réparties comme suit :

- 30 carcasses pour l'appréciation générale de la qualité hygiénique de l'abattoir.
- 90 carcasses pour l'étude globale de la contamination à *Salmonella* spp.

Les prélèvements ont commencé la dernière semaine du mois d'octobre et se sont achevés la première semaine du mois de janvier (figure n° 12).

Carcasses bovines : Nous avons prélevé un total de 90 carcasses, réparties comme suit :

- 20 carcasses pour l'appréciation quantitative de l'hygiène des carcasses bovines en fonction du site de prélèvement.
- 70 carcasses pour l'étude concernant la répartition des souches de *Salmonella* spp selon le site anatomique choisi.

Les prélèvements ont commencé durant le mois de Février et se sont achevés au mois de mai (figure n° 13).

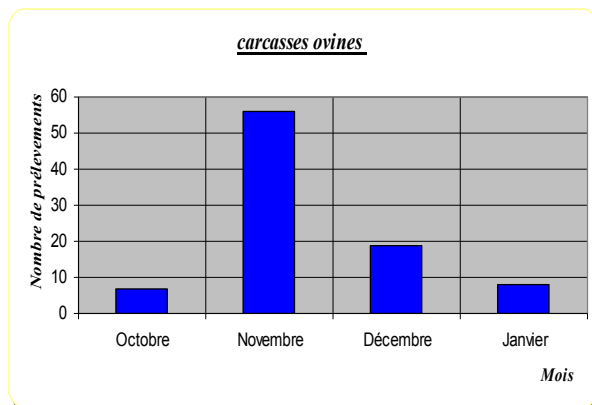


Figure n°12: Distribution de l'échantillonnage des carcasses ovines par mois

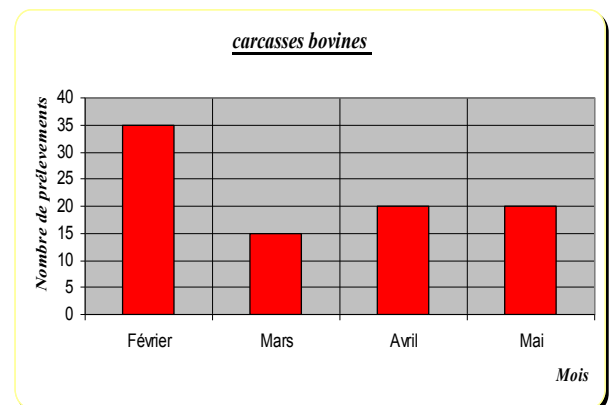


Figure n° 13 : Distribution de l'échantillonnage des carcasses bovines par mois

II. 1. 1. 2. Sites de prélèvement:

➤ Carcasses ovines :

Nous avons choisi 4 sites anatomiques différents par carcasse représentés par les figures n° 14, 15, 16, et 17.

Chaque site est écouvillonné avec la même méthode séparément.

L'ensemble des écouvillons (des 4 sites) représente un échantillon **d'une seule et même carcasse** et sont regroupés dans un même sachet stomacher.

1 carcasse = 1 échantillon (4 sites)

* **Sites choisis** : Nous avons choisi 4 sites anatomiques recommandés par la Décision Européenne 2001/471/CE, sauf pour le site D (le collier) que nous avons remplacé par la face postérieure du membre antérieur; cette région est généralement négligée dans la plupart des études consultées, alors que nous avons remarqué au cours de nos visites à l'abattoir que ce site est souvent éclaboussé par le contenu gastrique lors de l'éviscération. Les sites choisis sont les suivants :

- Site A : zone postéro externe de la cuisse (figure 14).
- Site B : flanc (figure 15).
- Site C : gros bout de poitrine (figure 16).
- Site D : face postérieure du membre antérieur (figure 17).

La surface de chaque site est de : **100 cm²** (10 cm × 10cm) ce qui donne une surface totale de 400 cm² (A.R du 28 Août 2002 de l'AFSCA, Belgique).



Figure n° 14 : zone postéro externe de la cuisse (photo personnelle)



Figure n°1 5 : flanc (photo personnelle)



Figure n° 16 : gros bout de la poitrine (photo personnelle)



Figure n° 17 : face postérieure du membre antérieur (photo personnelle)

➤ **Carcasses bovines :**

Nous avons choisi 3 sites anatomiques différents et chaque site est étudié séparément

1 carcasse = 3 échantillons

Ainsi, nous avons

- 20 carcasses x 3 sites = 60 échantillons pour l'étude de la charge bactérienne globale et d'origine fécale selon le site anatomique de prélèvement.
- 70 carcasses x 3 sites = 210 échantillons pour la recherche de *Salmonella* spp selon le site de prélèvement.

* **sites choisis** : les 3 sites choisis sont :

- Site A : zone postéro- externe de la cuisse .
- Site B : gros bout de la poitrine.
- Site C : face postérieure du membre antérieur.

La surface de chaque site est de : **400 cm²** (20 cm × 20 cm) (A.R du 28 Août 2002 de l'AFSCA, Belgique).

II. 1. 2. Matériels

II. 1. 2. 1. Matériel biologique (animaux)

Notre étude a été réalisée sur des animaux des espèces ovines et bovines abattues au niveau de l'abattoir d'EL-HARRACH, sans distinction de race, de sexe ou de l'âge. Par manque d'information et de traçabilité, l'origine exacte des animaux est difficile à déterminer, ils appartiennent généralement à différents éleveurs provenant de la région centre d'Algérie (Blida, Bouira, Médéa,...).

II. 1. 2. 2. Matériel de prélèvement

Les écouvillons utilisés consistent en des disques cosmétiques stériles en coton ; ils sont recouverts de papier aluminium avant leur stérilisation à la chaleur sèche pendant 1h à 120°C. (figures n° 18 et n°19) (Décision européenne n° 2001/471/CE du 21 Juin 2001).

La préparation des écouvillons est toujours faite la veille du prélèvement :

- Ovins (sites regroupés): 08 disques sont regroupés ensemble, (02 disques par site).
- Bovins (étude par site) : 02 disques sont préparés ensemble.

II. 1. 2. 3. Matériels d'analyses et milieux de culture

Nous avons utilisé des équipements classiques d'un laboratoire de microbiologie (annexe n°1). Les milieux de culture utilisés sont décrits dans le chapitre analyses microbiologiques.

II. 2. Méthodes

II. 2. 1. Méthode de prélèvement

Bien que la meilleure technique de prélèvement pour évaluer le niveau des contaminations microbiennes des surfaces des viandes soit le prélèvement des lambeaux, jugée par plusieurs travaux (SNIJDERS et al, 1984; KAIN et al., 1999; PALUMBO et al., 1999; WARE et al., 2001; YU et al., 2001; HUTCHISON et al., 2005; PEPPERELL et al., 2005) comme étant la méthode la plus reproductible permettant de récupérer la majorité des germes; elle présente néanmoins un grand inconvénient résidant dans le fait qu'elle détériore l'aspect de la carcasse, ce qui est commercialement inacceptable.

Pour cette raison principale et pour des raisons de simplicité et de rapidité, nous avons utilisé la technique non destructive du double écouvillonnage validée par :

- La Norme ISO 17604 concernant le prélèvement d'échantillons sur des carcasses en vue de leur analyse microbiologique.
- La Décision de la commission des communautés européennes 2001/471/CE publiée dans le journal officiel des communautés européennes le 21 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 71/118/CEE relative à des problèmes sanitaires en matière d'échanges de viandes fraîches de volailles.

La technique de l'écouvillonnage est également considérée comme la meilleure pour détecter les germes pathogènes (exemple de *E. coli*: O157 H 7 et *Salmonella* spp) qui peuvent avoir une incidence basse et une distribution irrégulière sur la surface de la carcasse, ceci est due au fait que cette technique peut couvrir des larges zones de la carcasse contrairement à la

méthode destructive (BOLTON., 2003)



Figure n°18 : disques cosmétiques en coton utilisés comme écouvillons
(photo personnelle)



Figure n° 19: écouvillons préparés (photo personnelle)



Figure n° 20 : imbibition de l'écouvillon (photo personnelle)

II. 2. 1. 1. Technique de l'écouvillonnage

Un premier écouvillon humidifié avec une solution stérile de TSE (figure n° 20) est frottée verticalement, horizontalement, puis en diagonale, pendant au moins 20 secondes sur la surface de la carcasse délimitée par un cadre métallique en acier inoxydable. Une pression aussi forte que possible est appliquée. La même procédure est répétée avec le deuxième écouvillon sec.

Les deux écouvillons sont mis dans un même sachet stomacher qui sera identifié.

Des gants jetables sont utilisés, et changés après chaque prélèvement.

II. 2. 2. Transport et conservation des échantillons

Les échantillons conservés dans une enceinte réfrigérée sont transportés rapidement vers le laboratoire de l'ENV, pour être traités le même jour. Ainsi, le temps écoulé entre le prélèvement et le début de travail au laboratoire est généralement d'environ 30 mn.

Les échantillons prélevés durant les journées de Vendredi sont conservés à température de réfrigération à + 4°C en attendant leur analyse, laquelle ne dépasse jamais les 24 heures qui suivent l'échantillonnage.

Le diagramme général du travail depuis la récolte des prélèvements jusqu'aux analyses bactériologiques est représenté par figure n° 21.

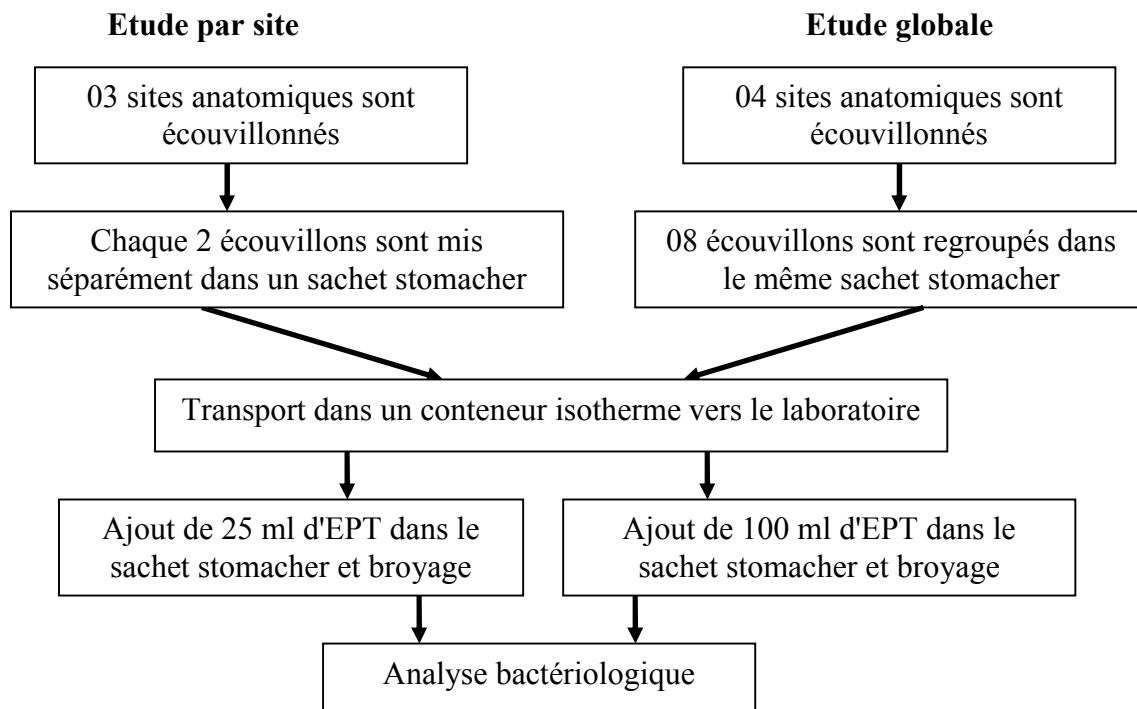


Figure n° 21 : Diagramme général de la méthode utilisée (de l'abattoir au laboratoire)

II. 2. 3. Méthodes d'analyses bactériologiques

II. 2. 3. 1. Préparation des solutions mères et des dilutions décimales

Les écouvillons ont été préalablement placés dans un sac stomacher stérile, pour effectuer la solution mère :

- Etude générale (ovins): 100 ml d'eau peptonée tamponnée sont ajoutées aux 8 écouvillons regroupés dans un même sachet.
- Etude par site (bovins): 25 ml d'eau peptonée tamponnée sont ajoutées dans un sachet contenant 2 écouvillons représentant le même site de prélèvement.

Après homogénéisation de l'échantillon au moyen d'un appareil péristaltique de type stomacher pendant 2 minutes, les dilutions 10^{-1} , 10^{-2} , 10^{-3} sont ensuite préparées selon la norme AFNOR (NF-V04-501).

II. 2. 3. 2. Recherche et dénombrement des différentes flores :

- **Dénombrement de la flore aérobique mésophile totale** (Norme NF V 08-51)

Le dénombrement de cette flore est réalisé par la méthode d'ensemencement en profondeur sur la gélose PCA. Le mode opératoire est détaillé en annexe n°2.

- **Dénombrement des coliformes totaux et coliformes fécaux** (Norme NF V08-050)

Le dénombrement de cette microflore est réalisé par la méthode d'ensemencement en profondeur sur la gélose VRBL. Le mode opératoire est détaillé en annexe n°3.

Expression des résultats : (Norme ISO 7218)

Calculer le nombre N de microorganismes dénombrés dans 1 ml de la solution mère, 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.

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

Arrondir les résultats calculés à deux chiffres significatifs.

Le résultat final de microorganismes dénombrés par ml de solution mère est noté par un nombre compris entre 1,0 et 9,9 multiplié par 10^x où x est la puissance appropriée de 10

Pour les ovins : Puisque nous avons regroupé les 4 sites choisis, alors pour obtenir le nombre d'UFC/cm², nous procédons comme suit :

- Les quatre surfaces écouvillonnées correspondent à une surface totale de 400 cm².
- Et 100 ml de suspension mère correspondent à 400cm² écouvillonnées; alors 1 ml de suspension mère correspond à 4 cm².
- Le nombre **N** (nombre d'UFC/ml) doit donc être divisé par 4 pour obtenir le nombre d'UFC/cm².

Pour les bovins : Nous avons étudié chaque site séparément, donc pour obtenir le nombre d'UFC/cm², nous procédons comme suit :

- La surface de chaque site écouvillonné est de 400 cm².
- 25 ml de la suspension mère correspondent à 400 cm²; donc 1 ml de la suspension mère correspond à 16 cm²;
- Le nombre **N** (nombre d'UFC/ml) doit donc être divisé par 16 pour obtenir le nombre d'UFC/cm².

Selon la norme ISO 17604 concernant le prélèvement d'échantillons sur des carcasses en vue de leur analyse microbiologique, et la décision européenne (2001/471/CE) du 08 juin 2001, ainsi que la plupart des travaux concernant la comparaison entre les différentes techniques de prélèvement d'échantillons sur les carcasses en vue de leur analyse microbiologique, la technique d'écouvillonnage ne permet de récupérer qu'une petite fraction de la contamination réelle; cette proportion est estimée par la décision européenne (2001/471/CE) du 08 juin 2001 à environ 20% de la flore présente.

Nous avons calculé les taux de contamination réelle en prenant en considération le pourcentage indiqué ci-dessus, ceci est fait dans le but de standardiser nos résultats, c'est-à-dire, pour en appliquer les valeurs fixant les critères de performances bactériens mentionnées par la Décision Européenne (2001/471/CE) et l'A.R. du 28 Août 2002 de l'AFSCA, en l'absence d'une réglementation algérienne relative aux spécifications microbiologiques des surfaces des viandes.

Etude statistique

Les résultats par animal et par site ont été calculés à partir de la moyenne arithmétique des unités formant colonies (UFC) sur une boîte de pétri, à la même dilution.

Les dénombrements sont exprimés en unités logarithmiques décimales des unités formant colonies par centimètre carré de la surface prélevée ($\log_{10}$ UFC /cm²). Pour chaque flore dénombrée, nous avons calculé : la moyenne et l'écart- type.

L'analyse statistique est réalisée à partir de ces moyennes logarithmiques, par l'application du test t de Student et l'analyse de variance au seuil de 5% pour la comparaison des moyennes. Dans ce cadre, nous avons utilisé le logiciel Microsoft Office Excel 2003, et le logiciel statistique Statview.

➤ Recherche des Salmonelles

La méthode de recherche des Salmonelles est effectuée selon la norme française de routine NF V 08-52 (annexe n°4) en suivant les étapes suivantes :

- **Préenrichissement** : L'eau peptonée tamponnée est utilisée.
- **Enrichissement** : Il a été effectué sur les deux bouillons sélectifs : rappaport de Vassiliadis et sélénite de cystine.
- **Isolement** : Il a été réalisé sur les deux milieux gélosés : Hecktoen, et le Salmonella_Shigella.

- **Coloration de Gram** : Elle est effectuée sur une colonie isolée, la présence de petits bacilles de couleur rosâtre (Gram négatif) est en faveur de la bactérie recherchée.
- **Confirmation biochimique** : A partir de chaque boîte des milieux d'isolement, deux colonies (au moins) suspectes sont repiquées sur les milieux suivants : Kligler Hajna (KIA), urée indole, LDC (Lysine Décarboxylase), milieu pour la réaction de Voges- Proskauer (VP), Rouge de Méthyle (RM), Citrate de Simmons, Test β -Galactosidase (ONPG).
- **Galerie biochimique miniaturisée** : Les galeries de type api 20E (Biomérieux) sont utilisées, Les réactions produites se traduisant par des virages colorés spontanés, ou révélés par addition de réactifs. La lecture se fait à l'aide du tableau d'identification par l'interprétation du profil numérique obtenu en codant l'ensemble des réactions notées sur la fiche des résultats. Des exemples des réactions typiques des *Salmonella* spp et *Salmonella arizonae* sont représentés dans les figures n° 22 et 23.



Figure n° 22 : Aspect de *Salmonella* spp sur la galerie api 20 E (photo personnelle)

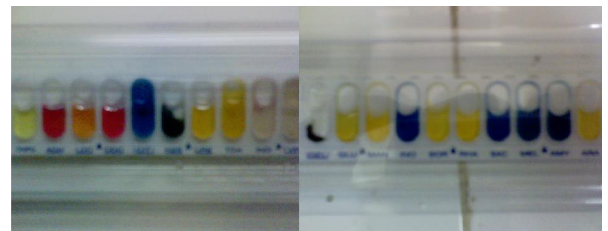


Figure n° 23: Aspect de *Salmonella arizonae* sur la galerie api 20 E (photo personnelle)

- **Confirmation sérologique (sérotypage)** : Cette partie a été effectuée au niveau du laboratoire du service de bactériologie vétérinaire et épizootie de l'institut Pasteur d'Alger.

L'ensemble des différentes étapes de la méthode de recherche des Salmonelles est schématisé dans la figure n°24.

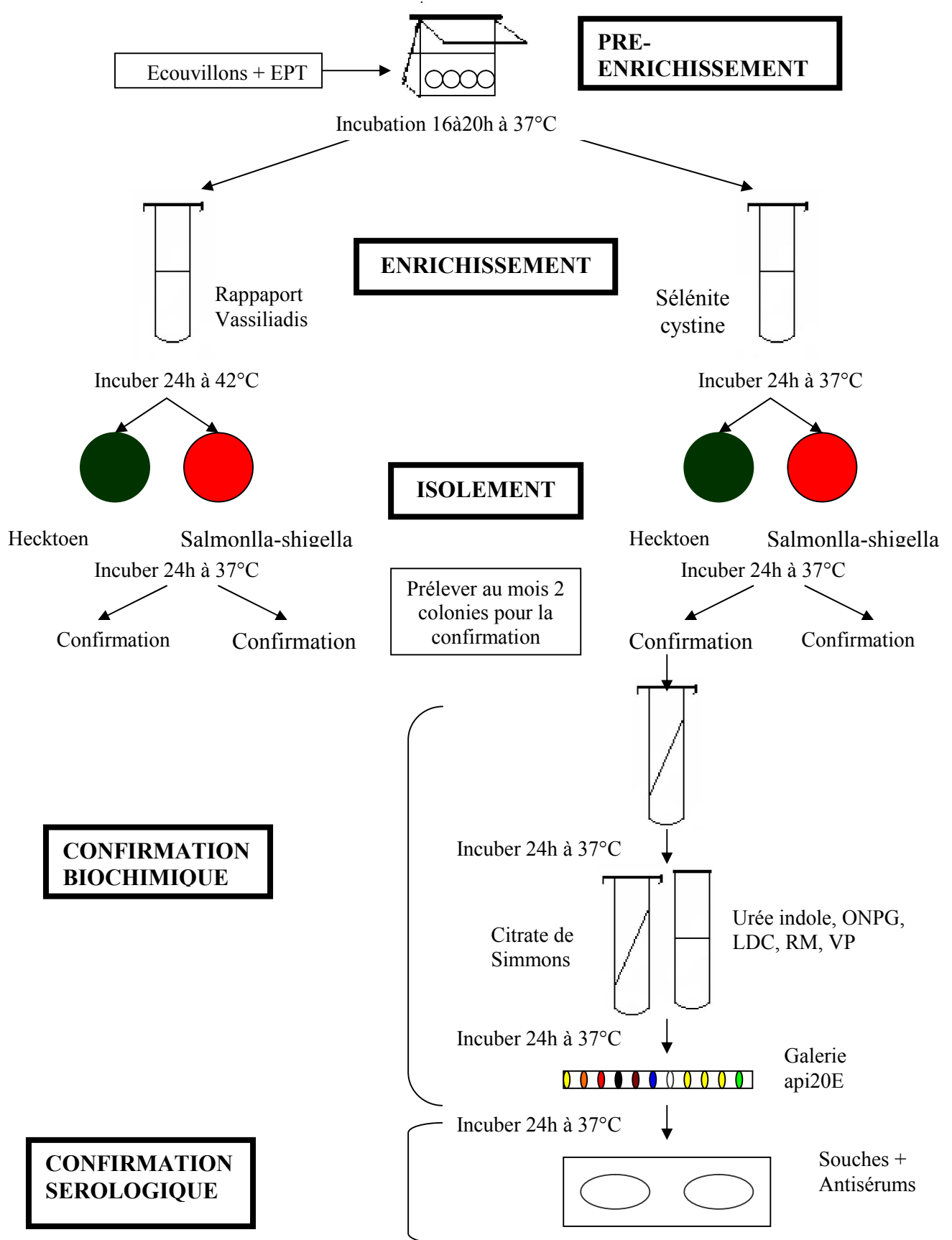


Figure n°24 : Digramme des différentes étapes de la recherche des salmonelles

III. RESULTATS

III. 1. Première partie : Evaluation de l'hygiène globale de l'abattoir par l'évaluation des taux de la contamination superficielle des carcasses ovines :

Les résultats obtenus au cours de cette étude sont rapportés dans le tableau n°03 et représentés par les figures n° 25, 26, et 27 ci-dessous :

Tableau n°03 : Résultats de dénombrement de la flore aérobimésophile totale (FMAT) et de la charge fécale (CF) chez l'espèce ovine

N°d'échantillon	FMAT (UFC/cm ²)	Log UFC/cm ²	CF (UFC/cm ²)	Log UFC/cm ²
1	<15c	—	<15c	-
2	<15c	-	5×10 ¹	1,69
3	<15c	-	<15c	-
4	2,2×10 ²	2,34	9,2×10 ²	2,96
5	<15c	-	<15c	-
6	1,9×10 ²	2,27	3,2×10 ²	2,50
7	5×10 ¹	1,69	<15c	-
8	10 ²	2	<15c	-
9	9×10 ¹	1,95	1,7×10 ²	2,23
10	9×10 ¹	1,95	<15c	-
11	1,3×10 ²	2,11	10 ²	2
12	<15c	-	10 ²	2
13	<15c	-	<15c	-
14	<15c	-	<15c	-
15	—	-	<15c	-
16	5×10 ¹	1,69	5X10 ¹	1,69
17	4x10 ²	2,60	3X10 ²	2,47
18	7x10 ¹	1,84	1,3x10 ²	2,11
19	4x10 ²	2,60	4x10 ²	2,60
20	8x10 ²	2,90	<15c	-
21	5x10 ²	2,69	1,1x10 ³	3,04
22	Ind.	6	2,5x10 ³	3,39
23	7x10 ³	3,84	1,6x10 ³	3,20
24	1,6x10 ³	3,20	4x10 ²	2,60
25	<15c	-	1,2x10 ²	2,07
26	5,5x10 ³	3,74	3,5x10 ³	3,54
27	4x10 ³	3,60	Ind.	-
28	2,5×10 ³	3,39	5,7x10 ²	2,75
29	5×10 ²	2,69	5x10 ²	2,69
30	2,15×10 ³	3,33	1,2×10 ³	3,07
M	1,3x10³	3,11	7,3x10²	2,55

Ind: Indénombrable ; **< 15c** : inférieur à 15 colonies ; **—** : Absence; **M** : moyenne arithmétique du nombre d'unités formant colonies (UFC) par 1cm².

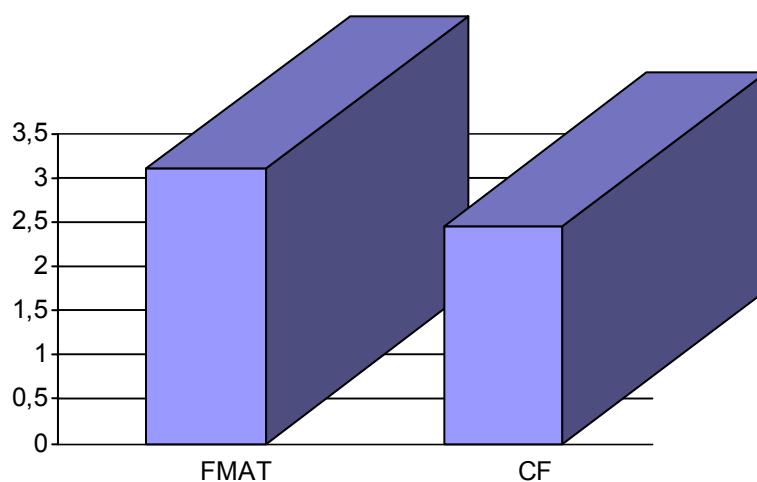


Figure n°25 : Moyennes générales des FMAT et CF sur les carcasses ovines

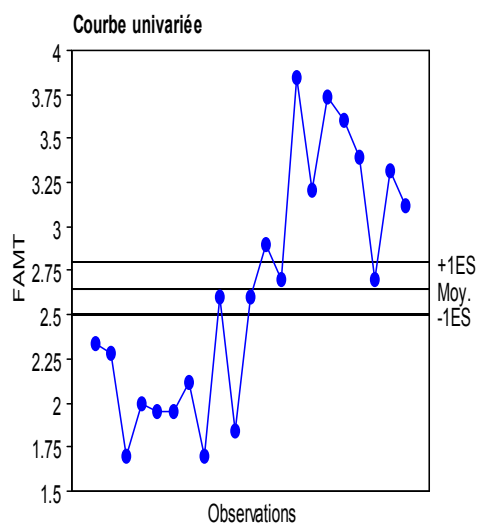


Figure n° 26 : Distribution des valeurs de la FMAT (ovins)

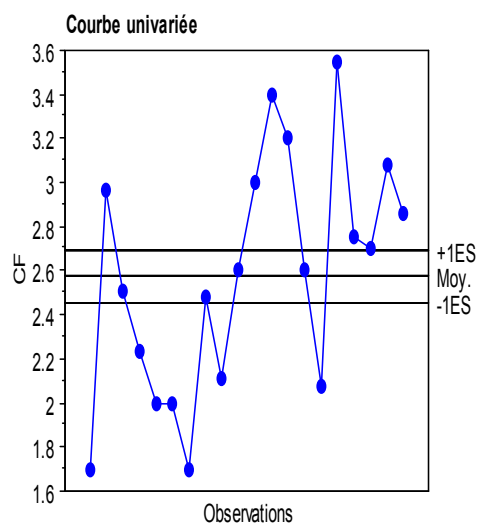


Figure n° 27 : Distribution des valeurs des CF (ovins)

III. 2. Deuxième partie : étude de la contamination bactérienne globale et d'origine fécale selon le site anatomique de prélèvement concernant 20 carcasses bovines :

Les résultats concernant les dénombrements de la FAMT, des coliformes totaux et fécaux obtenus au cours de cette étude sont développés ci-dessous:

III. 2. 1. Flore mésophile aérobie totale

Les résultats concernant la FMAT obtenus par site de prélèvement sont rapportés dans le tableau n°04 et schématisés par les figures n° 28, 29, et 30.

La comparaison entre les taux enregistrés sur les 3 sites anatomiques est représentée par la figure n° 31.

Tableau n° 04 : Résultats du dénombrement de la FMAT selon le site anatomique sur les carcasses bovines.

N° de carcasse	Site A (cuisse)			Site B (poitrine)			Site C (membre antérieur)		
	UFC/ml	UFC/cm ²	Log UFC/cm ²	UFC/ml	UFC/cm ²	Log UFC/cm ²	UFC/ml	UFC/cm ²	Log UFC/cm ²
01	8,7x10 ⁴	5,4x10 ³	3,73	2,5x10 ⁶	1,5x10 ⁵	5,18	3,8x10 ⁵	2,4x10 ⁴	4,37
02	1,7x10 ⁵	1x10 ⁴	4,01	2,2x10 ⁶	1,4x10 ⁵	5,13	2,6x10 ⁶	1,6x10 ⁵	5,20
03	4,6x10 ⁵	2,9x10 ⁴	3,79	-	-	-	2,6x10 ⁶	1,6x10 ⁵	5,21
04	1,8x10 ⁵	1,1x10 ⁴	4,05	3,1x10 ⁵	1,9x10 ⁴	4,29	2,3x10 ⁶	1,5x10 ⁵	5,16
05	2,6x10 ⁶	1,5x10 ⁵	5,21	2,4x10 ⁶	1,5x10 ⁴	5,17	2,1x10 ⁵	1,3x10 ⁴	4,12
06	8,1x10 ⁴	5x10 ³	3,70	2,5x10 ⁶	1,6x10 ⁵	5,19	3,6x10 ⁵	2,2x10 ⁴	4,35
07	9,4x10 ⁴	5,8x10 ³	3,76	2,4x10 ⁶	1,5x10 ⁵	5,18	1,1x10 ⁶	7x10 ⁴	4,84
08	2,7x10 ⁵	1,7x10 ⁴	4,22	2,2x10 ⁶	1,4x10 ⁵	5,14	2,1x10 ⁵	1,3x10 ⁴	4,12
09	-	-	-	4,3x10 ⁵	2,7x10 ⁴	4,43	2,6x10 ⁶	1,7x10 ⁵	5,21
10	4,3x10 ⁵	2,7x10 ⁴	4,43	3,2x10 ⁵	2x10 ⁴	4,30	2,7x10 ⁶	1,7x10 ⁵	5,23
11	5,2x10 ⁵	3,8x10 ⁴	4,51	2,4x10 ⁶	5,5x10 ⁵	5,16	2,6x10 ⁶	1,7x10 ⁵	5,21
12	4,1x10 ⁴	2,6x10 ³	3,41	2,5x10 ⁶	1,6x10 ⁵	5,20	2,2x10 ⁶	1,4x10 ⁵	5,14
13	3,4x10 ⁵	2,1x10 ⁴	4,32	3,7x10 ⁵	2,3x10 ⁴	4,36	2,5x10 ⁶	1,5x10 ⁵	5,18
14	2,7x10 ⁴	1,7x10 ³	3,22	2,7x10 ⁶	1,7x10 ⁵	5,21	1,9x10 ⁵	1,2x10 ⁴	4,08
15	2,8x10 ⁵	1,7x10 ⁴	4,24	3,9x10 ⁵	2,4x10 ⁴	4,38	3x10 ⁵	1,9x10 ⁴	4,27
16	1,3x10 ⁴	8,3x10 ²	2,92	2,6x10 ⁶	1,6x10 ⁵	5,21	4,3x10 ⁵	2,7x10 ⁴	4,43
17	3,1x10 ⁴	1,9x10 ³	3,29	2,8x10 ⁵	1,8x10 ⁴	4,24	2,5x10 ⁵	1,5x10 ⁴	4,18
18	2,2x10 ⁵	1,4x10 ⁴	4,13	4,6x10 ⁵	2,9x10 ⁴	4,46	2,6x10 ⁶	1,6x10 ⁴	4,21
19	3,5x10 ⁵	2,2x10 ⁴	4,33	4,2x10 ⁵	2,6x10 ⁴	4,42	2,7x10 ⁶	1,7x10 ⁵	5,23
20	2,7x10 ⁴	1,7x10 ³	3,22	2,7x10 ⁶	1,7x10 ⁵	5,22	2,5x10 ⁴	1,6x10 ⁴	4,19
M	4,2x10 ⁵	2,6x10 ⁴	3,95	1,5 x10 ⁶	9,2x10 ⁴	4,81	1,4x10 ⁶	8,4x10 ⁴	4,64

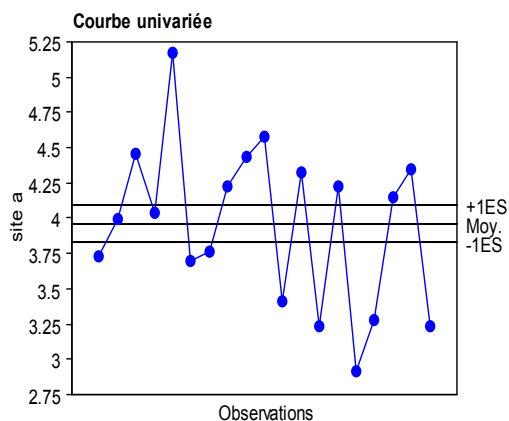


Figure n° 28 : Distribution des valeurs de la FMAT sur le site A (bovins).

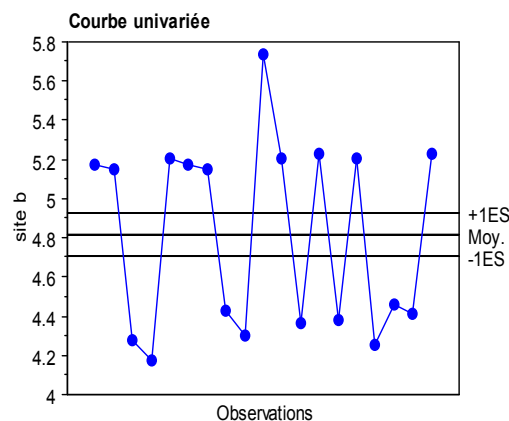


Figure n° 29 : Distribution des valeurs de la FMAT sur le site B (bovins).

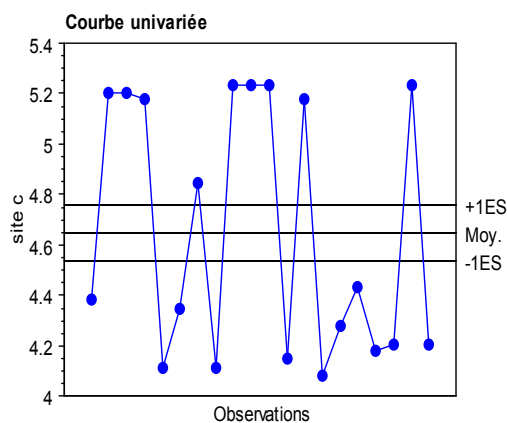


Figure n° 30 : Distribution des valeurs de la FMAT sur le site C (bovins).

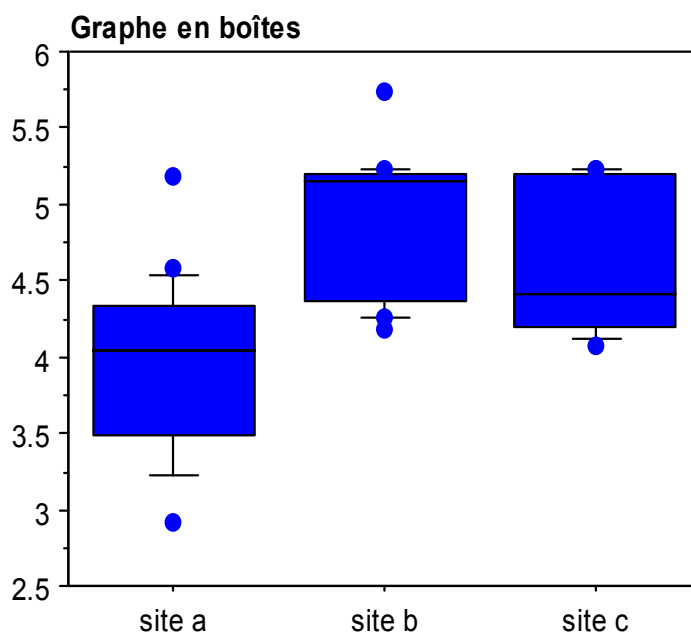


Figure n° 31 : Répartition des taux de contamination par la FMAT en fonction des sites de prélèvement (bovins).

III. 2. 2. Coliformes totaux :

Les résultats concernant le taux des coliformes totaux obtenus par site de prélèvement sont rapportés dans le tableau n°05 et schématisés par les figures n° 32, 33, et 34.

La comparaison entre les taux enregistrés sur les 3 sites anatomiques est représentée par la figure n° 35.

Tableau n° 05 : Résultats du dénombrement des coliformes totaux selon le site anatomique sur les carcasses bovines.

N° de carcasse	Site A (cuisse)			Site B (poitrine)			Site C (membre antérieur)		
	UFC/ml	UFC/cm ²	Log UFC/cm ²	UFC/ml	UFC/cm ²	Log UFC/cm ²	UFC/ml	UFC/cm ²	Log UFC/Cm ²
01	9,3x10 ³	5,8x10 ²	2,76	1,9x10 ⁴	1,2x10 ³	3,08	1,6x10 ⁴	1x10 ³	3
02	1,5x10 ⁴	9,5x10 ²	2,97	1,4x10 ⁴	8,6x10 ²	2,93	1,5x10 ⁴	9,5x10 ²	2,97
03	8,3x10 ³	5,8x10 ²	2,71	2x10 ⁴	1,3x10 ³	3,10	2,1x10 ⁴	1,3x10 ³	3,11
04	1,2x10 ⁴	7,6x10 ²	2,88	2,1x10 ⁴	1,3x10 ²	3,11	1,9x10 ⁴	1,9x10 ³	3,07
05	7,3x10 ³	4,5x10 ²	2,65	1,9x10 ⁴	1,1x10 ³	3,04	1,7x10 ⁴	1x10 ³	3,01
06	3,6x10 ³	2,3x10 ²	2,35	2,3x10 ⁴	1,5x10 ³	3,16	1,9x10 ⁴	1,2x10 ³	3,08
07	1,7x10 ⁴	1,0x10 ³	3,01	2,2x10 ⁴	1,4x10 ³	3,14	1x10 ⁵	6,3x10 ⁴	3,80
08	1,1x10 ⁴	6,8x10 ²	2,83	8,7x10 ³	5,4x10 ²	2,73	1,2x10 ⁴	7,5x10 ²	2,87
09	-	-	-	1,3x10 ⁴	8,3x10 ²	2,91	1,2x10 ⁴	7,7x10 ²	2,88
10	1,4x10 ³	9,1x10 ¹	1,95	2,2x10 ⁴	1,4x10 ³	3,13	2,3x10 ⁴	1,4x10 ³	3,15
11	7,3x10 ³	4,5x10 ²	2,65	1,9x10 ⁴	1,2x10 ³	3,08	1,2x10 ⁴	7,5x10 ²	2,87
12	4,2x10 ³	2,6x10 ²	2,41	2,1x10 ⁴	1,3x10 ³	3,12	7,9x10 ³	4,9x10 ²	2,69
13	8x10 ³	5x10 ²	2,69	1,3x10 ⁴	8,2x10 ²	2,91	4,1x10 ⁴	2,5x10 ³	3,40
14	9x10 ⁴	6,5x10 ²	2,81	3,6x10 ⁴	2,3x10 ³	3,35	1,3x10 ⁴	8,1x10 ²	2,90
15	2,5x10 ³	1,6x10 ²	2,20	9,80x10 ³	6,1x10 ²	2,78	5,3x10 ³	3,3x10 ²	2,51
16	7,5x10 ³	4,7x10 ²	2,67	5,8x10 ³	3,6x10 ²	2,56	2,4x10 ⁴	1,5x10 ³	3,18
17	6,9x10 ³	3,8x10 ²	2,58	1,2x10 ⁴	7,7x10 ²	2,88	1,8x10 ⁴	1,1x10 ³	3,04
18	1,4x10 ³	9,1x10 ¹	1,95	1,4x10 ⁴	8,6x10 ²	2,93	1,1x10 ⁴	7,1x10 ³	2,85
19	7,3x10 ³	4,6x10 ²	2,66	2x10 ⁴	1,3x10 ³	3,10	2,2x10 ⁴	1,4x10 ³	3,14
20	7,3x10 ³	4,5x10 ³	2,65	-	-	-	1,4x10 ⁴	9,1x10 ²	2,65
M	1,1x10 ⁴	6,6x10 ²	2,65	1,6 x10 ⁴	9,9x10 ²	2,95	7,2x10 ⁴	4,5x10 ³	3,13

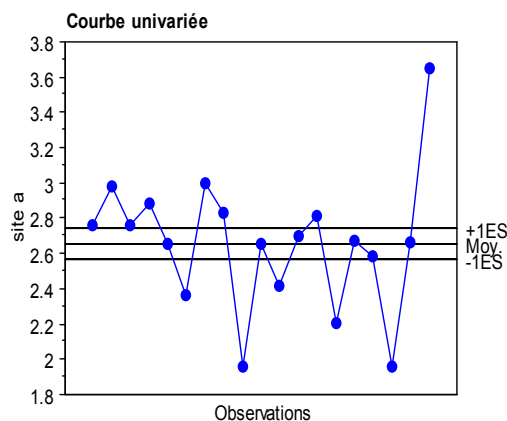


Figure n° 32 : Distribution des valeurs des CT sur le site A (bovins).

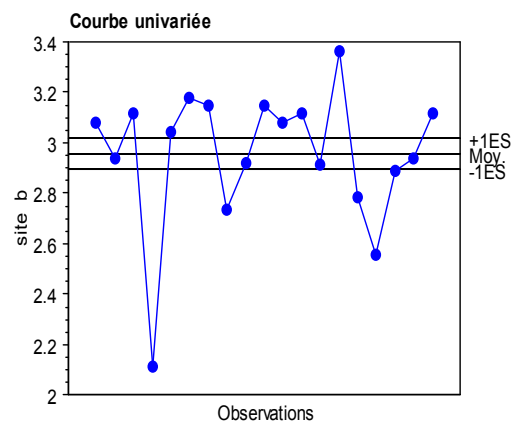


Figure n° 33 : Distribution des valeurs des CT sur le site B (bovins).

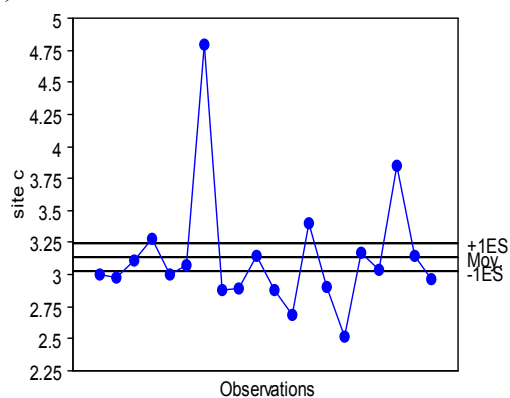


Figure n° 34 : Distribution des valeurs des CT sur le site C (bovins).

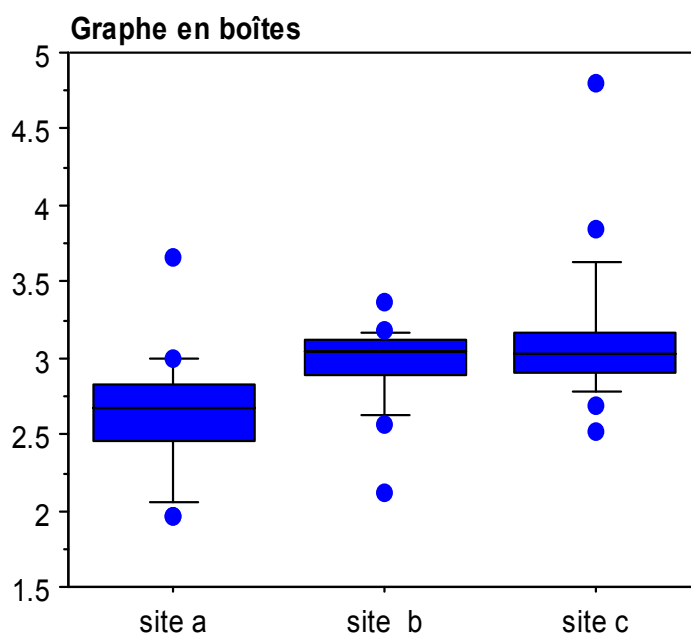


Figure n° 35 : Répartition des taux de contamination par les CT en fonction des sites de prélèvement (bovins).

III. 2. 3. Coliformes fécaux

Les résultats concernant le taux des coliformes fécaux obtenus par site de prélèvement sont rapportés dans le tableau n°06 et schématisés par les figures n° 36, 37, et 38.

La comparaison entre les taux enregistrés sur les 3 sites anatomiques est représentée dans la figure n°39.

Tableau n° 06: Résultats du dénombrement des coliformes fécaux selon le site anatomique sur les carcasses bovines.

N° de carcasse	Site A (cuisse)			Site B (poitrine)			Site C (membre antérieur)		
	UFC/ml	UFC/cm ²	Log UFC/cm ²	UFC/ml	UFC/cm ²	Log UFC/cm ²	UFC/ml	UFC/cm ²	Log UFC/cm ²
01	4,5x10 ³	2,8x10 ²	2,45	8,9x10 ³	5,6x10 ²	2,74	6,5x10 ³	4,1x10 ²	2,61
02	3,5x10 ³	2,3x10 ²	2,35	6,8x10 ³	4,7x10 ²	2,62	1,9x10 ⁴	7,4x10 ²	2,86
03	6 x10 ³	3,7x10 ²	2,57	1,1x10 ³	6,9x10 ²	2,83	6,4x10 ³	4x10 ²	2,59
04	4,1x10 ³	2,5x10 ²	2,40	1,1x10 ⁴	7x10 ²	2,84	5,8x10 ³	3,6x10 ²	2,56
05	5,4x10 ³	3,4x10 ²	2,53	1,1x10 ⁴	6,6x10 ²	2,82	9,9x10 ³	6,2x10 ²	2,79
06	1,5x10 ³	9,6x10 ¹	1,98	2,2x10 ⁴	1,4x10 ³	3,14	1,4x10 ⁴	8,7x10 ²	2,94
07	6,6x10 ³	4,1x10 ²	2,61	1,3x10 ⁴	8,2x10 ²	2,91	1,6x10 ⁴	1x10 ³	3
08	3,3x10 ³	2x10 ²	2,31	2,5x10 ³	1,6x10 ²	2,20	-	-	-
09	-	-	-	8,8x10 ³	5,5x10 ²	2,74	6,9x10 ³	4,3x10 ²	2,63
10	1,4x10 ³	8,5x10 ¹	1,93	1,1x10 ⁴	7x10 ²	2,84	1,4x10 ⁴	8,9x10 ²	2,94
11	-	-	-	4,3x10 ³	2,7x10 ²	2,42	1,1x10 ⁴	7,2x10 ²	2,60
12	1,6x10 ³	1x10 ²	2	2,7x10 ³	1,7x10 ²	2,23	6,4x10 ⁴	4x10 ²	2,60
13	-	-	-	9,1x10 ³	5,7x10 ²	2,75	1,5x10 ⁴	9,4x10 ²	2,97
14	5,1x10 ³	3,2x10 ²	2,50	1,2x10 ⁴	7,8x10 ²	2,89	9,8x10 ³	6,1x10 ²	2,78
15	1,5x10 ³	9,6x10 ¹	1,98	3,4x10 ³	2,1x10 ²	2,33	2,8x10 ³	1,8x10 ²	2,24
16	8,7x10 ³	5,6x10 ²	2,74	6,8x10 ³	4,3x10 ²	2,62	5,4x10 ³	3,4x10 ²	2,53
17	3x10 ³	1,8x10 ²	2,27	7,3x10 ³	4,5x10 ²	2,65	9,7x10 ³	6,1x10 ²	2,78
18	1,4x10 ³	8,5x10 ¹	1,93	1,1x10 ⁴	7x10 ²	2,84	5,4x10 ³	3,4x10 ²	2,53
19	4,4x10 ³	2,7x10 ²	2,43	1,7x10 ⁴	4,8x10 ³	2,67	8,7x10 ³	5,4x10 ²	2,73
20	4,1x10 ³	2,5x10 ²	2,40	-	-	-	1,1x10 ⁴	7,2x10 ²	2,85
M	1 x10 ⁴	6,6x10 ²	2,31	1,3 x10 ⁴	7,9x10 ²	2,74	9,1x10 ⁴	5,7x10 ²	2,72

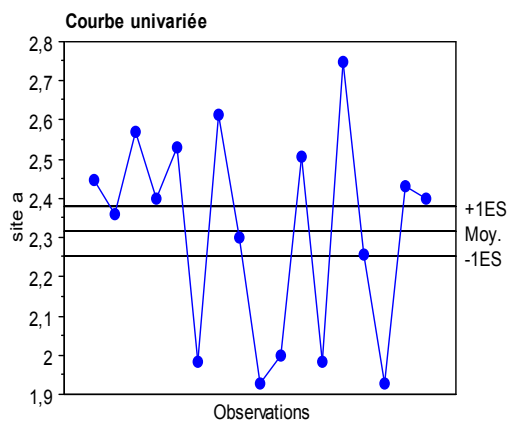


Figure n° 36 : Distribution des valeurs des CF sur le site A (bovins).

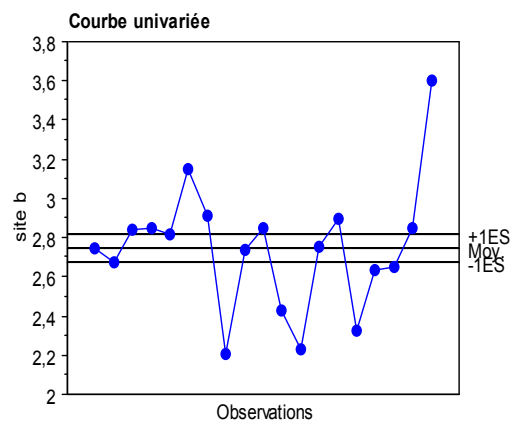


Figure n° 37 : Distribution des valeurs des CF sur le site B (bovins).

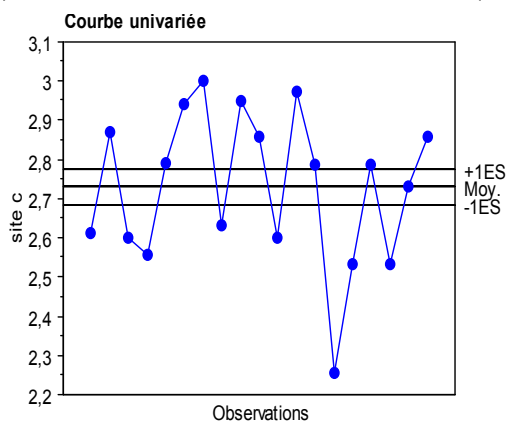


Figure n° 38 : Distribution des valeurs des CF sur le site C (bovins).

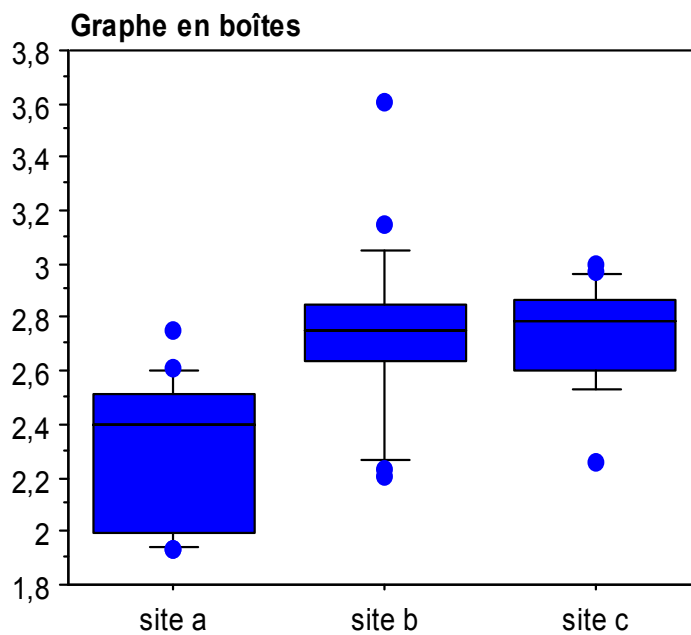


Figure n° 39 : Répartition des taux de contamination par les CF en fonction des sites de prélèvement (bovins).

III. 2. 4. Récapitulatif :

Le récapitulatif des résultats obtenus par l'analyse des prélèvements réalisés sur 20 carcasses bovines au niveau des 3 sites étudiés est rapporté dans le tableau n° 07 et schématisé par les figures n° 40, et 41.

Les résultats sont exprimés sous forme de (moyenne $\pm$ déviation standard $\log_{10}$ UFC/cm²).

Tableau n° 07 : Tableau récapitulatif des résultats des différentes flores étudiées obtenus sur les trois sites.

	Sites de prélèvement			Moyenne
Flores	Cuisse (A)	Poitrine (B)	Membre antérieur (C)	
	Moy $\pm$ E type	Moy $\pm$ E type	Moy $\pm$ E type	
FMAT	3.96 $\pm$ 0.57 ^a	4.81 $\pm$ 0.48 ^b	4.65 $\pm$ 0.5 ^b	4,48 $\pm$ 0.63 ^c
Coliformes totaux	2.65 $\pm$ 0.38 ^a	2.96 $\pm$ 0.27 ^b	3.13 $\pm$ 0.48 ^b	2,92 $\pm$ 0.43 ^d
Coliformes fécaux	2.31 $\pm$ 0.26 ^a	2.74 $\pm$ 0.32 ^b	2.73 $\pm$ 0.19 ^b	2,60 $\pm$ 0.32 ^e

Pour chacune des flores étudiées, les nombres dotés d'une même lettre ne présentent aucune différence significative après l'analyse de la variance au seuil de 5%.

Les lettres a et b : comparaison par ligne (en fonction du site).

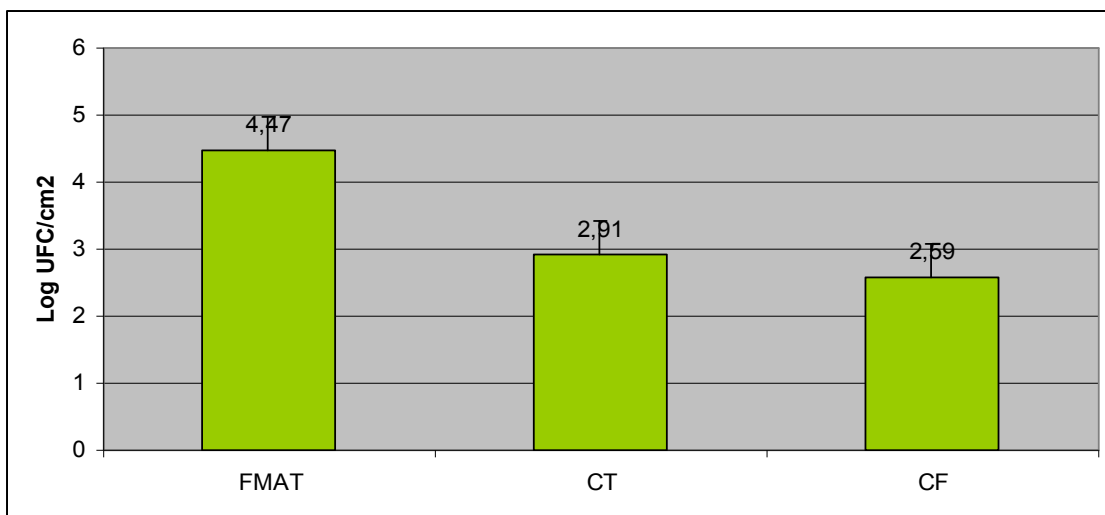


Figure n°40 : Moyennes générales des trois flores étudiées sur les carcasses bovines

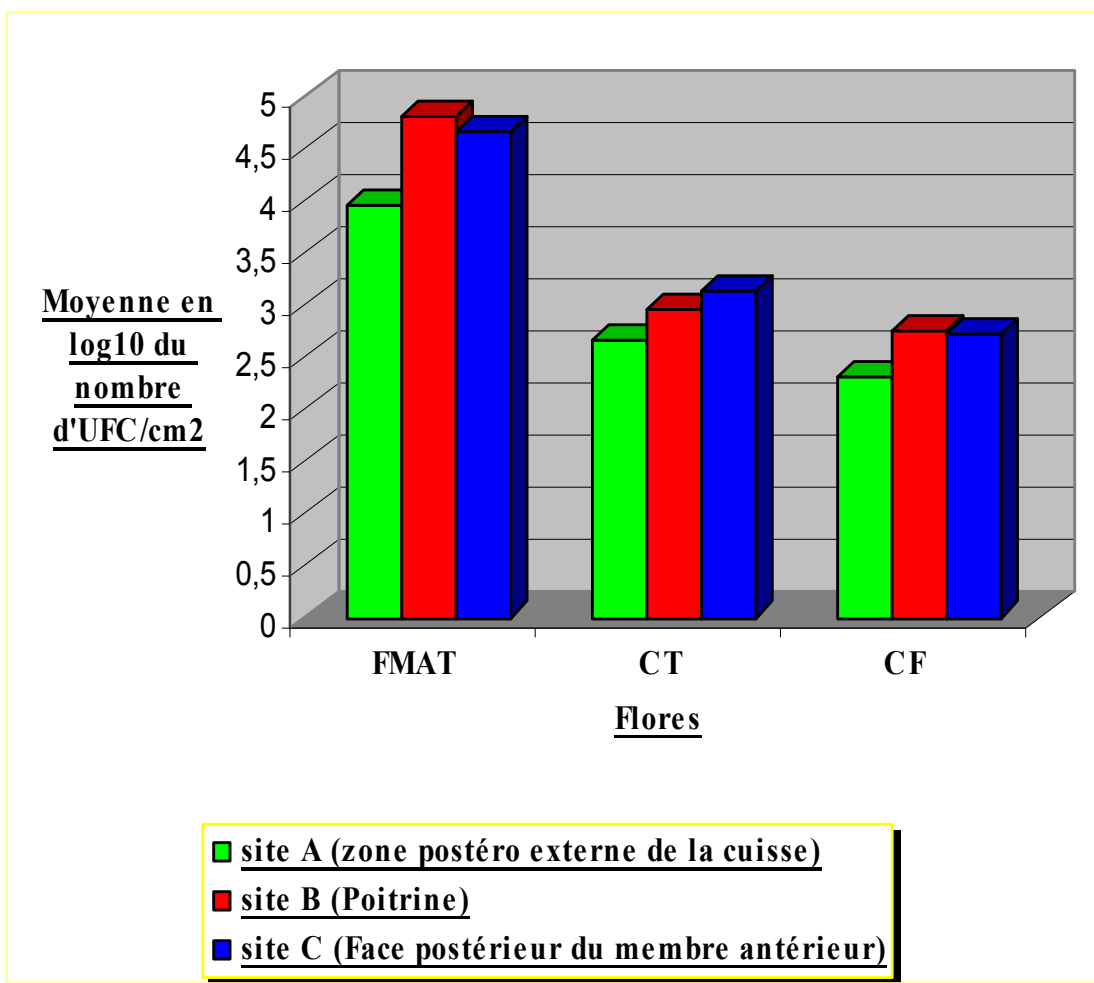


Figure n°41 : Répartition des différentes flores selon le site de prélèvement (bovins).

La comparaison des moyennes globales de la flore mésophile totale et les coliformes fécaux entre les deux espèces ovine et bovine est représentée par le tableau n°08, et schématisée par la figure n°42.

Tableau n° 08 : Comparaison des moyennes générales des flores étudiées entre les deux espèces (ovine et bovine)

Espèce	FMAT (LogUFC/cm ²)	CF (LogUFC/cm ²)
	Moy±E type	Moy±E type
Ovine	3,11 ± 0,69 ^a	2,86 ± 0,54 ^a
Bovine	4,5 ± 0,28 ^b	2,6 ± 0,18 ^a

Les nombres dotés d'une même lettre ne présentent aucune différence significative après l'analyse de la variance au seuil de 5%.

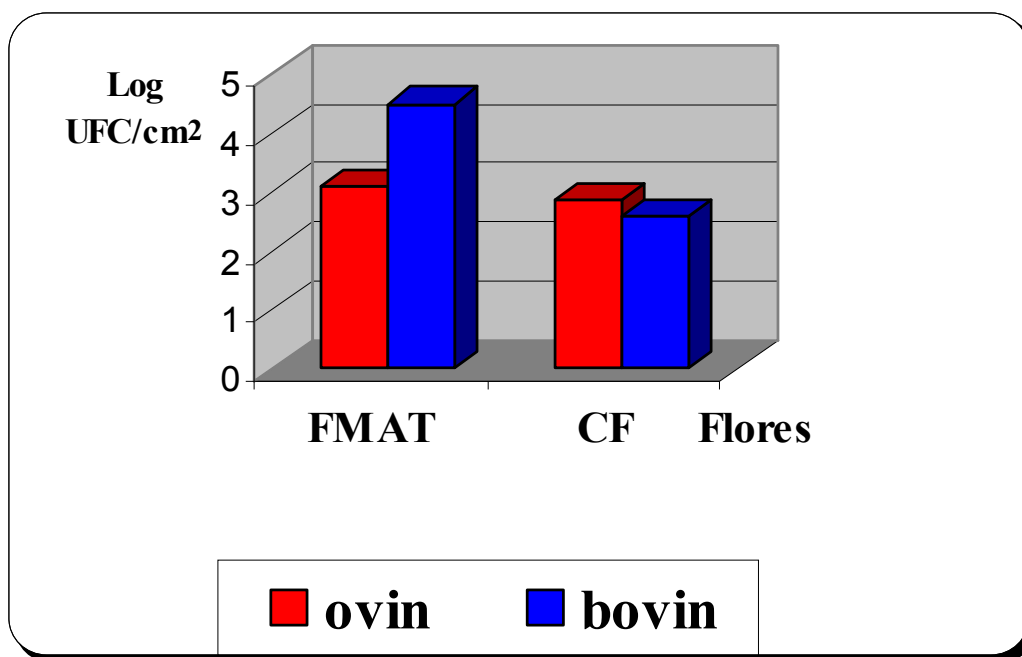


Figure n° 42 : Comparaison des moyennes générales des flores étudiées entre les deux espèces (ovine et bovine)

III. 3. Troisième partie : recherche des salmonelles

III. 3.1 résultats de la contamination globale par *Salmonella* spp

III. 3. 1. 1. sur les carcasses ovines

Sur 90 carcasses étudiées, nous avons détecté une seule souche de salmonelles sur la carcasse identifiée par le numéro 48 (prélèvement effectué le vendredi 17/11/2006). Après identification, il s'agit de *Salmonella enterica* sous-espèce *enterica* sérotype Anatum.

Le taux de contamination enregistré ainsi pour l'espèce ovine est de l'ordre de 1,11 %.

III. 3. 1. 2. sur les carcasses bovines

Au cours de cette étude, nous avons détecté 12 souches de salmonelles réparties sur 7 carcasses différentes parmi les 70 étudiées, soit un taux de contamination de l'ordre de **10%**. La distribution des sérotypes détectés, et leur répartition selon le site anatomique de prélèvement sont résumées dans le tableau numéro n°09.

III. 3. 2. Résultats de la contamination par site à *Salmonella* spp sur les carcasses bovines

12 souches de *Salmonella* spp ont été identifiées sur les 3 sites anatomiques étudiés (figure n° 43).

- 7 souches ont été isolées à partir du membre antérieur (C), correspondant à un taux de contamination de 58,33%;
- 4 souches ont été isolées de la poitrine (B), représentant un taux de contamination de 33,33%;
- 1 souche isolée du membre postérieur (A), correspondant à un taux de contamination de 8,33%.

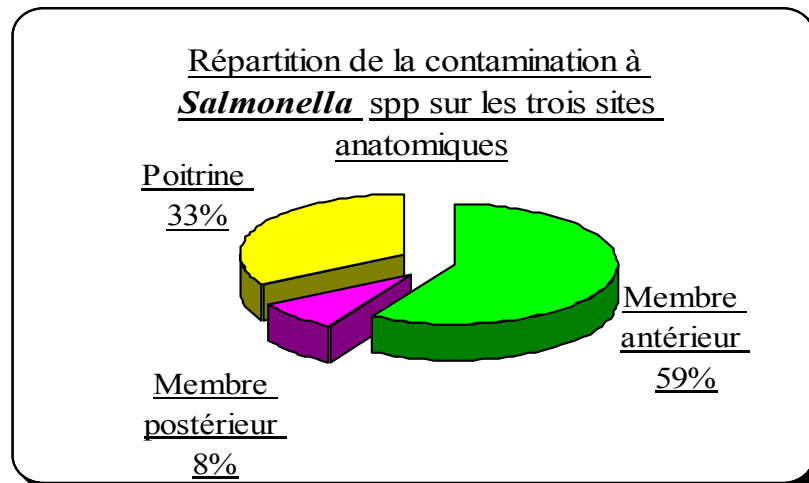


Figure n° 43 : répartition de la contamination à *Salmonella* spp. sur les trois sites de prélèvement

III. 3.3. Distribution des sérotypes des souches de *Salmonella* isolées

Sur les 13 souches de *Salmonella* isolées au cours de notre étude, 12 étaient d'origine bovine et une seule d'origine ovine. Ces 13 souches de *Salmonella* se répartissent en 3 sérotypes différents (figure n° 44)

- 02 sérotypes appartenant à la sous-espèce *arizonae*, représentant 15,38 % de l'ensemble des souches identifiées.
- 01 *Salmonella* Abortus ovis (SAO), correspondant à un taux de 7,69 % de l'ensemble des souches identifiées.
- Et 10 *Salmonella* Anatum, soit 76,92 % de l'ensemble des souches identifiées.

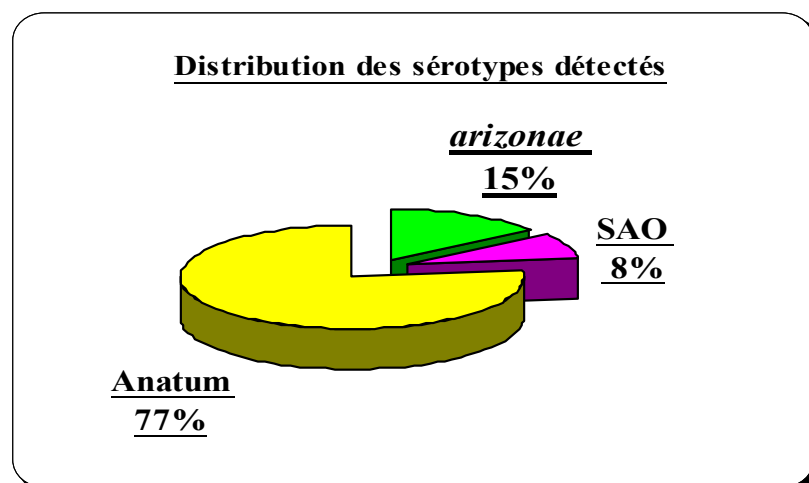


Figure n° 44 : distribution des sérotypes isolés

Tableau n° 09 : Résultats de la recherche des salmonelles sur les carcasses bovines selon le site de prélèvement

N° de carcasse	Date de prélèvement	Site Concerné	Nombre de souches	Espèce	Sous-Espèce	Sérotype
01	09/02/07	Poitrine (B)	01	<i>enterica</i>	<i>arizonae</i>	Non effectué
27	23/02/07	Membre antérieur (C)	01	<i>enterica</i>	<i>arizonae</i>	Non effectué
66	05/05/07	Membre antérieur (C)	01	<i>enterica</i>	<i>enterica</i>	Anatum
66	"	Poitrine (B)	01	<i>enterica</i>	<i>enterica</i>	Anatum
67	"	Membre antérieur(C)	02	<i>enterica</i>	<i>enterica</i>	- Anatum - SAO
67	"	Membre postérieur (A)	01	<i>enterica</i>	<i>enterica</i>	Anatum
68	"	Membre antérieur (C)	01	<i>enterica</i>	<i>enterica</i>	Anatum
68	"	Poitrine (B)	01	<i>enterica</i>	<i>enterica</i>	Anatum
69	"	Membre antérieur(C)	01	<i>enterica</i>	<i>enterica</i>	Anatum
70	"	Membre antérieur (C)	01	<i>enterica</i>	<i>enterica</i>	Anatum
70	"	Poitrine (B)	01	<i>enterica</i>	<i>enterica</i>	Anatum

IV. DISCUSSION :

IV. 1. Carcasses ovines

IV. 1. 1. La flore mésophile aérobie totale.

Elle indique le degré de contamination bactérienne globale des viandes (ROBERTS., 1980) et est utilisée comme méthode de contrôle de la qualité hygiénique des carcasses (CARTIER, 1993).

Les niveaux moyens de la contamination bactérienne superficielle des ovins à l'abattoir d'EL-HARRACH sont estimés (retrouvés) à $1,3 \times 10^3$ UFC/cm² avec une valeur logarithmique de 3,11 log UFC/cm².

En multipliant nos valeurs par le pourcentage de 20%, nous obtenons ainsi un taux de $6,5 \times 10^3$ UFC/cm², avec une valeur logarithmique de 3,81, que nous comparons aux critères fixés par la D.E (2001/471/CE) et l'A.R du 28 Août 2002 de l'AFSCA dans le tableau n°10.

Tableau n° 10 : Comparaison de nos résultats par rapport aux critères de performances bactériennes fixés par la D.E (2001/471/CE) et l'A.R du 28 Août 2002 de l'AFSCA (Belgique) relatif aux conditions générales et spéciales d'exploitation des abattoirs et d'autres établissements (Transposition de la DE 2001/471/CE).

Norme		Acceptable	Intermédiaires (Marginal)	Inacceptable	Situation de nos résultats
D.E 2001/471/CE (exprimé en log UFC/cm ²)	Prélèvement des lambeaux	< 3,5	>3,5 et ≤ 5	> 5	Intermédiaires 3,11
	Ecouvillonnage *	<2,8	>2,8 et ≤4,3	>4,30	
A.R. 28 Aout 2002 de l'AFSCA (valeurs exprimées en UFC/cm ²)		≤ 5,1 x 10 ³	>5,5 x10 ³ et ≤ 6,3 x 10 ⁴	>6,5 x10 ⁴	Intermédiaires 6,5 x 10³

* Valeurs proposées par McEVOY et al (2004) calculées en tenant compte du pourcentage de 20% des valeurs de la méthode de prélèvement de lambeaux rapporté par la décision européenne 2001/471/CE du 08 juin 2001.

Nous remarquons selon le tableau n° 10 que nos résultats sont considérés comme étant intermédiaires.

La présence de germes en grande quantité est expliquée par les contacts multiples avec les outils et les mains contaminées, WHYTE et al (2002) ont obtenu des grandes réductions dans le taux de la contamination bactérienne des carcasses en utilisant des procédures minimisant le contact des carcasses avec les mains des opérateurs. La charge bactérienne élevée enregistrée dans notre étude pourrait être due aussi au contact avec le sol très souillé et par la mauvaise éviscération, se traduisant souvent par la perforation des sacs gastriques, mais surtout par les souillures de la peau des animaux abattus. L'état de présentation des animaux à l'abattage a été étudié par plusieurs auteurs (BELL et HATHAWAY., 1996, BISS et HATHAWAY, 1996, McEVOY et al., 2000) qui ont démontré que le degré de contamination des peaux des animaux a un impact direct sur la contamination de la carcasse. BISS et HATHAWAY (1995) ont enregistré un taux de contamination microbiologique sur des carcasses ovines dont la laine était sale et longue

(≥ 6 cm), plus élevé de 5 fois que le taux de contamination des carcasses provenant des ovins dont leurs toisons étaient propres et courtes (≤ 2 cm). Cependant, l'état d'hygiène visuelle de l'animal avant l'abattage ne peut pas être utilisé comme un indicateur précis de la qualité microbiologique des carcasses (BISS et HATHAWAY, 1998)

Les charges élevées en FMAT peuvent s'expliquer aussi par le fait que l'abattoir d'EL-HARRACH est un abattoir artisanal où toutes les étapes de la transformation de l'animal en carcasse et en cinquième quartier (saignée, dépouillement, éviscération,...) se font à postes fixes ce qui augmente le risque des contaminations croisées entre les carcasses et les peaux, le sang, les viscères, et le contenu gastrique du même ou des autres animaux (figure n°45).



Figure n°45 : Proximité entre carcasse lors du dépouillement et une carcasse au moment de l'abattage (photo personnelle)

Il n'existe aucune relation entre la charge en FMAT et le temps probable d'apparition du phénomène d'altération (LETOUZE et al., 1986), ce dernier étant le résultat de la prolifération de bactéries spécifiques représentant une partie de la flore totale.

Il faut noter cependant que différents facteurs influencent grandement les résultats obtenus, parmi ces facteurs nous citerons :

- L'état hygiénique des animaux avant abattage.

- Les variations saisonnières et climatiques.

- Et les différences dans les protocoles d'échantillonnage et les méthodes utilisées.

Différents travaux traitant du même sujet ont donné des résultats relativement similaires aux notre tels que les travaux de NARSIMHA RAO et RAMESH (1992) qui ont obtenu un taux de 3,8 log UFC/cm²; PHILLIPS et al (2001b) ont enregistré un taux de 3,33 log UFC/cm². Au Canada, GILL et BAKER (1998) ont estimé le taux moyen de la contamination de 25 carcasses ovines à 3,28 log UFC/cm².

D'autres travaux effectués dans des abattoirs en Algérie et à l'étranger font apparaître des différences significatives. Parmi ces travaux nous citerons en premier lieu ceux qui ont exprimé des résultats significativement supérieurs aux notre : il s'agit d'EL HADEF et al (2005) et MALKI et KHETTAB (1989) en Algérie, qui ont enregistré des taux respectifs de 5,42 log UFC/cm² et de $2,5 \times 10^5$ UFC/cm² au niveau des abattoirs de Constantine pour le premier et des abattoirs municipaux d'Alger pour les seconds.

A l'étranger, en Inde, BHANDARE et al (2006) ont noté une moyenne de 6,06 log UFC/cm² sur des carcasses ovines et caprines abattues dans un abattoir moderne.

D'autre part, nos résultats sont supérieurs à ceux rapportés par plusieurs études, notamment : Au Maroc, KARIB et al (1994) et KOBAA (1996) cités par OUMOKHTAR et al (1998) ont enregistré des taux respectifs de l'ordre de $2,1 \times 10^3$ UFC/cm², et $2,62 \times 10^3$ UFC/cm² au niveau des l'abattoir de Rabat. Ces différences dans les résultats s'expliqueraient à notre avis par des niveaux différents en matière d'installations et d'équipements de ces abattoirs, car fonctionnant tous deux (d'EL-HARRACH et celui de Rabat) en poste fixe.

En Australie, PHILLIPS et al (2006b), ont rapporté un taux de l'ordre de 2,28 log UFC/cm²; alors que SUMNER et al (2003) ont enregistré un taux de 2,59 log UFC/cm². VANDERLINDE et al (1999) ont rapporté un taux de 3 log UFC/cm², le même taux est enregistré suite à une enquête microbiologique touchant trois abattoirs menée par ZWEIFEL et STEPHAN (2003).

IV. 1. 2. Les coliformes fécaux

Les coliformes fécaux vivent dans l'intestin de l'homme et des animaux, et sont révélateurs des mauvaises conditions d'hygiène au cours de l'opération d'abattage et particulièrement indicateurs de contamination d'origine fécale (DENNAÏ et al., 2001).

Pour les coliformes fécaux, nous avons obtenu un taux moyen relativement important de l'ordre de $2,55 \log \text{ UFC/cm}^2$. Ces résultats témoignent des manipulations défailtantes particulièrement lors de l'éviscération, des comportements non hygiéniques des ouvriers, par le contact avec la peau souillée et les matières fécales, ainsi que l'utilisation d'outils contaminés par les fèces présents au niveau des salles d'abattage.

Bien que la majorité de ces germes soient considérés comme non pathogènes, ils peuvent dans certains cas, être responsables de gastro-entérites chez l'homme, comme par exemple *E.coli* O157 :H7 (LEVINE et al., 1991). D'autre part une forte charge en coliformes fécaux, peut prédire la présence de salmonelles (OUMOKHTAR et al., 1998).

Nos résultats concernant les coliformes fécaux sont supérieurs à ceux rapportés par ELHADEF et al (2005), et NARASIMHA RAO et RAMESH (1992) qui ont enregistré des taux respectifs de $1,39 \log \text{ UFC/cm}^2$, et $1,5 \log \text{ UFC/cm}^2$.

IV. 2. Etude de la contamination par site sur des carcasses bovines

IV. 2. 1. Moyennes générales des flores étudiées

L'étude de la contamination en fonction des sites de prélèvement a été effectuée après calcul des moyennes des différentes flores en les multipliant par le pourcentage cité dans la décision européenne 2001/471/CE.

IV. 2. 1. 1. La flore mésophile aérobie totale

Il a été rapporté qu'à la fin des opérations de l'abattage sous des bonnes conditions hygiéniques, les carcasses bovines peuvent avoir des taux de la flore totale aérobie de l'ordre de 10^2 à 10^4 UFC/cm^2 (NARASIMHA RAO et RAMESH., 1992).

Le taux de la flore mésophile aérobie totale retrouvé au cours de notre étude est de $3,3 \times 10^5$ UFC/cm², ce qui est nettement supérieur aux taux avancés par NARASIMHA RAO et RAMESH (1992) .

L'analyse de variance au seuil de probabilité de 5% représentée par le tableau n° 08, et la figure 42 montre que ces résultats sont significativement supérieurs aux taux de contaminations retrouvés au cours de notre étude chez l'espèce ovine. Ceci pourrait s'expliquer par le fait que les analyses concernant l'espèce bovine ont été effectuées pendant le mois de mai, et celles concernant l'espèce ovine ont eu lieu en novembre et décembre (hiver).

L'effet de la saison est d'ailleurs confirmé par DENNAÏ et al (2001), ainsi que NARASIMHA RAO et RAMESH (1992) pour la flore mésophile aérobie totale, et les coliformes totaux. BARKOCY-GALLAGHER et al (2003), ainsi que McEVOY et al (2003), ont montré que le pic de la contamination bactérienne des carcasses notamment pour les salmonelles a lieu durant l'été.

En appliquant l'échelle des critères microbiologiques citée par la Décision Européenne 2001/471/CE, nous remarquons que nos résultats sur l'espèce bovine sont considérés comme inacceptables.

Un autre barème de critères microbiologiques fixant des intervalles d'acceptabilité ou de non-acceptabilité des carcasses de l'espèce bovine, établi par les autorités en Grande Bretagne pour le contrôle des procédures hygiéniques pendant l'abattage (KARAMA., 2005), nous a permis également de classer nos résultats dans la zone médiocre (tableau n° 11).

Tableau n°11 : Comparaison de nos résultats par rapport au barème de critères microbiologiques fixant des intervalles d'acceptabilité ou de non-acceptabilité des carcasses de l'espèce bovine, établi par les autorités en Grande Bretagne, et rapporté par KARAMA (2005).

Critère	Excellent	Bon	Assez bon	Médiocre	Mauvais	Situation de nos résultats
Valeur en log UFC/cm ²	< 2,0	De 2,0 à 2,9	de 3,0 à 3,4	de 3,5 à 4,5	> 4,5	4,48 (Médiocre)

Plusieurs auteurs ont relevé des résultats relativement similaires aux notre, parmi eux nous citerons : les travaux d' EL HADEF et al (2005) aux abattoirs de Constantine qui ont enregistré un taux de l'ordre de 5,34 log UFC/cm², ELGROUD (1999) a obtenu dans le même abattoir de Constantine avec le même nombre de carcasses (36) un taux allant de $6,16 \times 10^4$ à $3,08 \times 10^5$ UFC/cm², DENNAÏ et al (2005) ont noté après une étude menée au niveau des abattoirs de Kenitra au Maroc, un taux de 5,15 log UFC/g en utilisant la technique de prélèvement des lambeaux ; et par TINKER et al (2003) en Grande Bretagne qui ont noté un taux allant de 4,5 log UFC/cm² à 5 log UFC/cm².

D'autres travaux effectués dans des abattoirs à l'étranger font apparaître des différences significatives avec nos résultats, parmi ces travaux nous citerons :

- BAZRI (1992) cité par OUMOKHTAR et al (1998) au Maroc, a enregistré un taux de contamination bactérienne de l'ordre de $1,1 \times 10^4$ UFC/g.
- ZWEIFEL et al (2005), en Suisse, ont estimé la contamination superficielle concernant 800 carcasses bovines réparties sur 5 abattoirs à un taux moyen allant de 2,1 à 3,1 log UFC/cm².
- En Australie, SUMNER et al (2003), selon une étude effectuée sur 159 carcasses, ont enregistré une moyenne logarithmique de 1,82 log UFC/cm². PHILLIPS et al (2001a) ont enregistré un taux de 2,42 log UFC/cm² après une enquête concernant 1275 carcasses bovines, ces mêmes auteurs en 2006, ont effectué une troisième

enquête microbiologique sur les carcasses bovines australiennes abattues à travers 27 abattoirs, ils ont obtenu une moyenne nationale de 1,3 log UFC/cm².

- Au Canada, GILL et al (2000), et suite à une comparaison entre six (6) espèces animales abattues dans un petit abattoir, le bovin a enregistré un taux de 2,5 log UFC/cm².
- Aux Etats-Unis, KAIN et al (1999) ont comparé entre la technique de l'écouvillonnage et celle de prélèvement de lambeaux, ils ont noté des taux respectifs de 2 log UFC/cm², et 4,6 log UFC/cm².

IV. 2. 1. 2. Les coliformes

➤ Les coliformes totaux

La présence des coliformes indique obligatoirement la présence d'*E.coli*, qui est actuellement utilisé comme indice de mauvaise qualité hygiénique (ELGROUD., 1999).

Le taux moyen de contamination par les coliformes totaux obtenu au cours de notre étude est de 2,92 log UFC/cm², ceci s'expliquerait par les mauvaises conditions hygiéniques lors des différentes étapes de la préparation des carcasses, étapes décrites précédemment dans la partie description de l'abattoir d'El-HARRACH.

Le taux enregistré au cours de notre travail est nettement supérieur à ceux obtenus au niveau des abattoirs de Constantine par ELGROUD (1999) et EL-HADEF et al (2005) soit 1,59 log UFC/cm², et 2 log UFC/cm², respectivement.

Nos résultats sont également supérieurs à ceux enregistrés par plusieurs études effectuées à l'étranger, parmi elles nous citerons : KAIN et al (1999) et WARE et al (2001) en Grande-Bretagne, qui ont enregistré des taux respectifs de 1,2 log UFC/100cm² et 1,7 log UFC/100cm²; GILL et BAKER (1998) au Canada, ont noté un taux de 2,33 log UFC/100cm²; alors qu'en Inde, NARASIMHA RAO et RAMESH (1995) ont obtenu un taux moyen de 1,5 log UFC/cm².

Cependant, nos résultats restent inférieurs à ceux obtenus par DENNAÏ et al (2001) au Maroc, lesquels ont enregistré un taux de l'ordre de 3,85 log UFC/g.

➤ **Les coliformes fécaux**

Ces germes sont révélateurs des mauvaises conditions d'hygiène au cours de l'opération d'abattage et particulièrement indicateurs de contamination d'origine fécale (DENNAÏ et al., 2001).

Nous avons obtenu un taux moyen de contamination par les coliformes fécaux de l'ordre de 2,60 log UFC/cm². Ce taux élevé est révélateur de manipulations défailtantes lors de l'éviscération, et de comportements non hygiéniques des ouvriers de l'établissement.

L'analyse de variance au seuil de probabilité de 5% représentée par le tableau n° 08 et la figure 42 montre qu'il n'existe pas une différence significative entre ces résultats et ceux enregistrés au cours de cette même étude chez l'espèce ovine.

Nos résultats sont supérieurs à ceux enregistrés par ELGROUD (1999), et ELHADEF et al (2005) qui ont relevé des taux respectifs de l'ordre de 1,26 log UFC/cm², et 1,61 log UFC/cm².

Par contre nos résultats sont inférieurs à ceux obtenus par BHANDARE et al (2006) lesquels ont enregistré un taux de 3,93 log UFC/cm² ainsi que FATHY (1988) cité par DENNAÏ et al (2001) qui a noté un taux de 4 log UFC/g.

IV. 2. 2. Répartition des flores selon le site anatomique

L'analyse de variance au seuil de probabilité de 5% montre qu'il y'a parfois des différences significatives des taux de contamination en fonction des sites anatomiques de prélèvement. Les figures n° 31, 35, et 39 montrent que quelque soit la flore étudiée, il existe toujours une différence significative entre les taux de contamination de la région du membre postérieur (A) avec les taux de contamination des deux autres sites prélevés (B) et (C); alors qu'il n'existe pas de différence significative entre les taux de contamination de la région de la poitrine (B) et celle de la face postérieure du membre antérieur (C) , et ce pour les trois flores étudiées.

Les régions de la poitrine (B) et de la face postérieure du membre antérieur (C), montrent les niveaux de contamination les plus élevées pour les trois flores.

La région de la poitrine (B) occupe le premier rang en ce qui concerne la flore mésophile aérobie totale et les coliformes fécaux avec des taux respectifs de 4,81 log UFC/cm² et 2,74 log UFC/cm² ; alors que la face postérieure du membre antérieur (C) montre des taux légèrement inférieurs (différence non significative) par rapport au site précédent soit des taux de l'ordre de 4,65 et 3,73 log UFC/cm².

Concernant les coliformes totaux, la face postérieure du membre antérieur (C) présente la charge microbienne la plus élevée, soit un taux de 3,13 log UFC/cm², suivie de la poitrine (B), avec un taux de 2,96 log UFC/cm².

Nous remarquons que ces deux zones (B) et (C) font partie du quartier antérieur, qui est le plus proche du sol après abattage, et est donc exposé aux éclaboussures des souillures du sol. La poitrine (B) est aussi le siège de contacts multiples avec les outils et les mains des ouvriers lors de la fente, et surtout au moment de l'éviscération. Le quartier antérieur subit également le déplacement des germes du haut vers le bas (ELGROUD., 1999). Ceci est confirmé par FOURNAUD (1982), qui signale que le quartier avant est toujours plus contaminé que le quartier arrière.

Les deux sites (B) et (C) sont également exposés aux contaminations par le contenu gastrique riche en coliformes fécaux, survenant suite aux perforations des sacs gastriques, cette faute de manipulation a été souvent observée lors de nos visites à l'abattoir d'EL-HARRACH. (figure n°46).

Contrairement à ces deux zones, la cuisse (A) présente toujours des niveaux de contaminations significativement inférieurs pour les trois flores; ceci est dû à sa position éloignée du sol et des manipulations d'ouvriers quand la carcasse est suspendue.



Figure n°46: Souillure de la face postérieure du membre antérieur (C) par le contenu gastrique (photo personnelle)

La différence de la charge microbienne superficielle en fonction du site anatomique de prélèvement a été signalée par de nombreux auteurs (STOLLE., 1988, ELGROUD., 1999, McEVOY et al., 2000, DENNAÏ et al., 2001, YALÇIN et al., 2001, TINKER et al., 2003, ELHADEF et al., 2005). Les travaux rencontrés dans la bibliographie montrent également une grande disparité quant au choix des flores et des sites étudiés. Cependant la plupart de ces travaux concordent avec les résultats obtenus au cours de notre étude.

STOLLE (1988) a étudié la distribution de la contamination bactérienne sur les carcasses. En comparant plusieurs sites anatomiques, il a remarqué que les sites les plus contaminés se situent au niveau du quartier antérieur.

McEVOY et al (2000), en étudiant la relation entre le degré de propreté des peaux et le taux de la contamination bactérienne des carcasses bovines sur différents sites anatomiques, ont remarqué que quelque soit l'état hygiénique de la peau, la poitrine était toujours la zone la plus contaminée, car la plus exposée aux manipulations par les ouvriers.

ELGROUD (1999) a montré que le collier présente la charge microbienne la plus élevée, alors que la cuisse a donné le niveau le plus bas, ceci est confirmé par EL HADEF et al en 2005 pour les deux espèces bovine et ovine. Ces auteurs expliquent cette observation par un «glissement» des germes vers les parties inférieures lors de la suspension des carcasses.

Les résultats de YALÇIN et al (2001) concordent avec ceux enregistrés au cours de notre étude; ils ont montré que la contamination par les coliformes fécaux était surtout localisée sur la poitrine et l'épaule, alors que la cuisse était la moins touchée.

ZWEIFEL et STEPHAN (2003) ont noté que le collier et la poitrine présentaient les taux de contamination bactérienne globale les plus élevés. Ces auteurs ont remarqué que les différences de degrés de contamination entre les différents sites sont plus significatives chez l'espèce bovine.

DENNAÏ et al (2001), en comparant trois sites anatomiques, ont montré que l'ars montre le niveau de contamination le plus élevé par la flore aérobie mésophile totale. Ces auteurs expliquent ce résultat par le fait que cette région est la plus exposée aux contaminations par les outils de la saignée, alors que la région péri anale a donné le niveau de contamination fécale le plus élevé à cause de son exposition aux contaminations par les coliformes fécaux contenus dans les matières fécales .

IV. 3. Recherche des salmonelles

Ces *Enterobacteriaceae* sont pathogènes pour l'homme et pour l'animal. Leur recherche est importante car la viande qui arrive au consommateur ne doit pas en contenir. Dans un premier temps nous étudierons la contamination globale par *Salmonella* spp chez les deux espèces bovine et ovine, puis nous nous intéresserons à la contamination par site anatomique et la distribution des différents sérotypes de *Salmonella* rencontrés.

IV. 3. 1. Contamination globale par *Salmonella* spp

IV. 3. 1. 1. Carcasses ovines

Nous avons enregistré un taux de contamination par *Salmonella* spp de 1,11%. Malgré un taux de contamination fécale relativement élevé, ce faible taux de contamination par *Salmonella* spp apparemment rassurant, pourrait s'expliquer soit par la présence en petit nombre de ce micro-organisme, soit par un problème d'échantillonnage, car leur distribution peut être si ponctuelle que nous avons pu les rater en prélevant des sites bien déterminés et non pas la totalité de la surface de la carcasse, ceci est signalé par GILL et JONES (2000) qui ont rapporté que l'analyse des grandes surfaces des carcasses permet d'augmenter l'efficacité de la récupération des microorganismes les moins fréquemment contaminants.

Plusieurs auteurs ont signalé la rareté voir l'absence des salmonelles sur les carcasses ovines. Au Maroc, KARIB et al (1994) en étudiant la contamination microbienne sur 10 carcasses, n'ont détecté aucune salmonelle; la même remarque est signalée en Inde par NARASIMHA RAO et RAMESH (1992) ainsi que BHANDARE et al (2006) sur respectivement 50 et 144 carcasses. En Nouvelle Zélande, la NZFSA (New Zealand Food Safety Authority) a enregistré un taux de contamination de 0%, et ARMITAGE (1995) a obtenu un taux de 0,65 % (n = 5/772). PHILLIPS et al (2006b), après une enquête nationale en Australie qui a touché 1117 carcasses ovines, ont enregistré également un taux de contamination nul ; alors que l'enquête précédente touchant 917 carcasses a révélé un taux de contamination par les salmonelles de l'ordre de 0,1 % (PHILLIPS et al., 2001b).

Cependant certains auteurs ont noté des taux de contamination à salmonelles relativement élevés. Ainsi, nos résultats sont nettement inférieurs à ceux décrits par SIERRA et al (1995), et SMALL et al (2006) qui ont enregistré des taux respectifs de 10% (3 /30), et 9,6% (23/240).

IV. 3. 1. 2. Carcasses bovines

Avant d'étudier la répartition des souches sur les trois sites anatomiques, nous avons calculé le taux de contamination global qui est de l'ordre de 10 %. Ce taux relativement important témoigne de la mauvaise manipulation des carcasses lors de l'abattage et de l'insuffisance d'hygiène observés au cours de notre étude. En outre, BERENDS et al (1997) ont rapporté qu'une fois que la chaîne d'abattage est contaminée avec *Salmonella* spp, ce microorganisme va s'installer sur la machinerie, l'équipement, et les mains des opérateurs et causer une contamination croisée.

La réglementation algérienne relative aux spécifications microbiologiques des denrées alimentaires (norme algérienne du 23 juillet 1994) et la totalité des normes internationales dicte l'absence totale de ce germe dans 25g ou cm² des viandes ovines ou bovines, ceci reflète le risque potentiel que constitue ce germe pour la santé du consommateur.

Ce taux est également nettement supérieur à celui enregistré chez l'espèce ovine, ceci est du probablement au fait que les réservoirs gastriques chez cette espèce est tellement important qu'il est très difficile voire impossible (vu les mauvaises conditions techniques et humaines caractérisant l'abattoir d'EL-HARRACH et la totalité de nos abattoirs) d'éviter la contamination des carcasses par le contenu des sacs gastriques qui constituent le réservoir principal de cette bactérie. Par ailleurs, l'importance de la biomasse des bovins fait de ces animaux des agents redoutables de multiplication des salmonelles (MARTEL et al., 1996). SMALL et al (2002) en étudiant la présence *Salmonella* spp et *E. coli* O157 :H7 dans l'environnement des abattoirs des bovins et des ovins et sur leurs peaux, ont expliqué les taux élevés de la contamination des abattoirs des bovins et de leurs peaux par rapport à l'espèce ovine par le portage intestinal élevé de ces deux germes pathogènes par les bovins.

MARTEL et al (1996) considèrent aussi que l'espèce bovine est particulièrement sensible à l'infection salmonellique. Dans une autre étude menée par SMALL et al en 2006, les carcasses bovines étaient plus contaminées par les salmonelles que celles des ovins.

C'est ainsi que plusieurs auteurs ont constaté que les viandes bovines sont classées parmi les aliments les plus impliqués dans les TIAC (HAEGHEBAERT et al., 2001; Anonyme., 2003, Codex Alimentarius Commission., 2003; KORSACK et al., 2004).

Cependant, plusieurs études effectuées en Australie entre 1994 et 2002 ont montré le contraire, les carcasses ovines étaient les plus exposées à la contamination salmonellique que celles des bovins (SUMNER et al., 2004).

Le taux de contamination par les *Salmonella* spp des carcasses est variable en fonction des études. Cependant, il est impératif d'être réservé en faisant des comparaisons directes entre les estimations de la prévalence des bactéries pathogènes à cause des différences dans les techniques de cultures. En plus, le nombre, la fréquence, le temps de prélèvement, la manipulation, le transport, le stockage des échantillons, la saison, l'âge des animaux, et le sérotype de la bactérie peuvent affecter l'estimation de la prévalence (VAN DONKERSGOED et al., 1999). Cependant, nos résultats sont supérieurs à la plupart des taux enregistrés dans plusieurs études étrangères que nous avons résumé dans le tableau n° 12.

Tableau n° 12 : Comparaison du taux de contamination à *Salmonella* spp des carcasses bovines obtenu au cours de notre étude aux différents taux enregistrés dans les travaux cités dans la littérature :

Taux D'isolement (%)	Nombre D'échantillons	Pays	Référence
10 %	70	Algérie (abattoir d'EL-HARRACH)	Notre Travail
1 %	80	France	PUYALTO et al (1997)
0,7	288	USA	KAIN et al (1999)
0,08 %	1247	Canada	VANDONKERSGOED et al (1999)
0,9 %	640	USA	BACON et al (2000)
6,25 %	32	Maroc	DENNAÏ et al (2001)
1,5 %	200	Grande Bretagne	MADDEN et al (2001)
0,2 %	1275	Australie	PHILLIPS et al (2001a)
1,6 %	240	USA	RANSOM et al (2001)
0 %	192	USA	WARE et al (2001)
0,09 %	1016	USA	BARKOCY-GALLAGHER et al (2003)
7,6 %	250	Grande Bretagne	McEVOY et al (2003)
Abattoir 1: 0 % Abattoir 2: 0,8 %	525 / abattoir	USA	RIVERA-BETANCOURT et al (2004)
0 %	191	Belgique	DIERICK et al (2005)
2 %	100	Australie	FEGAN et al (2005)
0 %	1155	Australie	PHILLIPS et al (2006a)
12,7 %	330	Grande Bretagne	SMALL et al (2006)

IV. 3. 2. Répartition des Salmonelles par site anatomique de prélèvement

Au cours de notre travail, 12 souches de Salmonelles ont été détectées, elles se répartissent comme suit :

- 7 souches ont été isolées à partir du membre antérieur (C), représentant 58,33% du total des souches.
- 4 autres souches ont été isolées à partir de la poitrine (B) , correspondant à 33,33% du total des souches.
- Et 1 seule souche a été isolée à partir du membre postérieur (A), représentant 8,33% du total des souches.

Nous remarquons ainsi que le quartier antérieur est le plus exposé à la contamination à *Salmonella* spp, ceci est conforme à nos résultats concernant la flore mésophile aérobie totale et les coliformes. Ce résultat est dû au fait que la face postérieure du membre antérieur (C)et la poitrine (B) sont souvent le siège d'une contamination par la flore digestive au moment de l'éviscération, confirmée par la forte charge des coliformes fécaux sur ces deux sites. La contamination issue d'autres sources (peaux des animaux, mains des opérateurs et matériels) est aussi impliquée vu le non respect des règles hygiéniques d'abattage observées lors de notre étude.

DENNAÏ et al (2001) ont noté des résultats similaires aux notre, ils ont détecté des salmonelles sur le quartier antérieur des carcasses bovines, cependant nos sites choisis n'étaient pas les mêmes.

IV. 3. 3. Distribution des sérotypes des souches de *Salmonella* isolées

Sur les 13 souches de *Salmonella* isolées au cours de notre étude, 12 étaient d'origine bovine et une seule d'origine ovine. Ces 13 souches de *Salmonella* se répartissent en 3 sérotypes différents :

- 02 sérotypes appartenant à la sous-espèce *arizonae*, représentant 15,38 % de l'ensemble des souches identifiées.
- 01 *Salmonella* Abortus ovis (SAO), correspondant à un taux de 7,69 % de l'ensemble des souches identifiées.
- Et 10 *Salmonella* Anatum, soit 76,92 % de l'ensemble des souches identifiées.

76,92 % des isolats ont été des *Salmonella enterica* sous espèce *enterica* sérotype Anatum. Ce sérotype est considéré comme étant un sérotype rare, car il n'est pas classé parmi les sérotypes les plus incriminés dans les TIAC; cependant, nous avons noté, malgré le faible taux de son isolement, la détection de ce sérotype au cours de plusieurs études effectuées à l'étranger.

Ainsi, STOLLE (1988) a rapporté selon deux études menées pendant plusieurs années à l'abattoir de bovins de Berlin, le sérotype Anatum était le sérotype le plus isolé.

HERIKSTAD et al (2002) ont effectué une enquête internationale des infections humaines à *Salmonella* concernant 191 pays membres de l'OMS, ils ont rapporté que le sérotype Anatum est réparti dans 17 pays.

Selon BRISABOIS (2001), le centre de sérotypage de l'AFSSA-LERHQA (France) a classé le sérotype Anatum parmi les dix premiers sérotypes isolés de prélèvements d'origine non humaine en 2000, en enregistrant un taux d'isolement de 3% du secteur de l'hygiène alimentaire et 4% de l'écosystème.

En Espagne, S.Anatum a été parmi les 10 sérotypes les plus isolés par le Laboratoire National Espagnol de Référence pour *Salmonella* et *Shigella* (ECHEITA et al., 2005)

En Ethiopie, ce sérotype a été isolé à partir de 8,3% des viandes ovines et 13 % des viandes hachées bovines prélevées des marchés par EJETA et al (2005). NYELETI et al (2000) ont rapporté que le sérotype Anatum a été le sérotype dominant isolé à partir des viandes hachées bovines collectées des marchés à Addis-Abeba. WOLDEMARIAM et al., (2005) ont isolé le sérotype Anatum des nœuds lymphatiques mésentériques des ovins abattus apparemment sains.

En Afrique du Sud, VAN NIEROP et al (2005) ont enregistré un taux de contamination des carcasses de volaille par *S. Anatum* de 5,26 %.

Des résultats similaires ont été rapportés par HUMPHREY et JØRGENSEN (2006) en Grande Bretagne, ce même sérotype occupait le troisième rang des souches de *Salmonella* isolées des viandes bovines. JØRGENSEN et al (2002) ont noté que ce sérotype représente

un taux de 3,3% des souches de *Salmonella* isolées de la viande de poulet. SMALL et al (2006) ont noté que 6 sur 9 souches détectées sur des carcasses bovines étaient des S.Anatum, qui a été également isolé au cours de la même étude du milieu d'abattage. JORDAN et al (2006) ont noté que parmi 146 isolats de salmonelles sur les viandes de poulet, 3 isolats ont été des S.Anatum.

En Belgique, selon le rapport de surveillance de la contamination des denrées alimentaires d'origine alimentaire, S.Anatum a représenté 3% des isolats des salmonelles récupérés des carcasses de poulet durant l'année 2000, et 3% et 12 % des isolats détectés des filets de poulet et du haché du bœuf respectivement, durant l'année 2001 (DAUBE et al., 2002).

En Australie, SUMNER et al (2004), en comparant deux enquêtes concernant la prévalence des salmonelles dans les viandes rouges et blanches, ont noté que S.Anatum était le deuxième sérotype le plus isolé des viandes rouges au cours de la première enquête menée entre 1993/1994 ; il est passé au premier rang au cours de la deuxième enquête effectuée entre 2000 et 2001. FEGAN et al (2004) ont isolé S. Anatum des matières fécales des bovins présentés à l'abattage, ce qui représente une source de contamination des carcasses par ce sérotype. En étudiant la présence des salmonelles dans un abattoir avicole, MURRAY (1992) a enregistré des taux de 2,8% des isolats d'origine humaine et 4,3% d'origine aviaire.

Aux Etats-Unis, le CDC (2005) a rapporté que S. Anatum a avancé dans le rang pour être parmi les sérotypes les plus rencontrés dans les isolats des *Salmonella* d'origine humaine. Alors que l'USDA l'a classé parmi les 5 sérotypes les plus isolés chez les bovins (YAN et al., 2003). SCHLOSSE et al (2000), et BITTNER et al (2003) ont isolé également ce sérotype à partir de viande hachée bovine.

S. arizonae a occupé le deuxième rang dans nos résultats en enregistrant un taux de 15,38 %. L'hôte définitif de cette sous espèce est l'environnement et les animaux à sang froid, la présence de cette sous espèce sur les carcasses bovines pourrait s'expliquer par la contamination externe (animaux à sang froid ou environnement). L'état hygiénique très dégradé ainsi que l'état de vétusté de l'abattoir n'empêchent aucunement l'entrée d'éventuels reptiles (exemple des lézards, grenouilles, escargots,...). BARTLETT (1977) a

pu isoler des *S. arizonae* dans des échantillons d'eau provenant d'aquariums contenant des grenouilles.

La contamination des carcasses par *S. arizonae* peut être due aussi à sa présence sur la peau des animaux vivants avant leur arrivée à l'abattoir.

Selon le rapport d'activités du CNRSS (France) par BOUVET et GRIMONT (1997), les sérotypes de la sous-espèce *arizonae* ont été isolés chez l'homme. D'AOUST et al (1992) ont noté également sa présence sur la viande de dinde.

Salmonella Abortus ovis (SAO) est un sérovar étroitement adapté à l'espèce ovine, se manifestant par une dysenterie, de la diarrhée, des septicémies et des avortements chez les brebis, avec excrétion du germe dans les matières fécales (PARDON et al., 1988, HUMBERT., 1998, OIE., 2005a). Ce sérotype est considéré comme étant moins pathogène pour l'homme, cependant, elle peut lui causer exceptionnellement des septicémies sévères (FORSHELL et WIERUP., 2006). Toute salmonelle, est potentiellement dangereuse pour l'homme (KORSAK et al., 2004). Contrairement aux autres souches du genre *Salmonella*, la *Salmonella* Abortus ovis n'est pas transmise par l'eau, l'alimentation, et les oiseaux (OIE., 2005a).

Nous avons remarqué la présence de cette souche sur une carcasse bovine, ce qui prouve l'origine d'une contamination croisée entre les espèces, et ce par l'intervention du matériel, des mains des opérateurs contaminées par les matières fécales, ou les viscères des ovins malades.

V. CONCLUSION

Les niveaux moyens de la contamination des carcasses ovines sont de $1,3 \times 10^3$ UFC/cm² pour la flore aérobie mésophile totale, et de $7,3 \times 10^2$ UFC/cm² pour les coliformes fécaux. Chez l'espèce bovine nous avons enregistré un taux de contamination par la flore aérobie mésophile totale de l'ordre de $3,3 \times 10^5$ UFC/cm², et des charges respectives en coliformes totaux et fécaux de $2,1 \times 10^3$ UFC/cm² et $2,1 \times 10^2$ UFC/cm².

Ces taux de contamination sont relativement élevés, notamment pour l'espèce bovine au regard des taux retrouvés dans la littérature. Des taux de contamination bactérienne superficielle élevés ont été également enregistrés dans notre pays au niveau de l'abattoir de Constantine par ELGROUD (1999), et ELHADEF et al (2005), ainsi que dans des abattoirs des pays voisins et étrangers : au Maroc (DENNAÏ et al., 2001), en TUNISIE (IMED., 1987, et FLISS., 1980 cités par ELGROUD., 1999), en Egypte (FATHY 1988, cité par DENNAÏ et al., 2001), et en Inde (NARASIMHA RAO et RAMESH., 1992).

Les résultats enregistrés au cours de notre travail, ainsi que ceux d' ELGROUD (1999), et ELHADEF et al (2005) à Constantine témoignent des mauvaises conditions d' abattage, de manipulation des carcasses, et des insuffisances en matière d'hygiène au niveau des abattoirs dans notre pays en général et ceux d'EL-HARRACH en particulier. Ces niveaux de contamination limitent les possibilités de conservation et par conséquent la durée de vie commerciale, comme ils accentuent les risques économiques par perte de denrées (putréfaction), et les risques sanitaires pour la santé publique par les toxi-infections alimentaires.

La prévalence de *Salmonella* spp était de 1,11 % pour l'espèce ovine, et de 10% pour l'espèce bovine. Il est à noter que le taux de contamination par *Salmonella* spp retrouvé chez l'espèce bovine au cours de notre étude est relativement élevé par rapport aux taux retrouvés par plusieurs auteurs. Une viande contaminée par ce germe pathogène constitue un risque potentiel sérieux pour le consommateur. Le taux d'isolement apparemment faible chez l'espèce ovine est rassurant. Cependant, il peut y avoir des contaminations postérieures à l'abattage notamment, lors du transport, du stockage, ou de la préparation des viandes à la suite d'erreurs de manipulations, et de non -respect de la chaîne du froid.

L'étude de la distribution des flores totales, fécales, et des salmonelles chez l'espèce bovine a montré que les sites les plus contaminés se situent au niveau du quartier antérieur, ce qui est confirmé par plusieurs travaux nationaux et étrangers.

L'étude du sérotypage des souches de salmonelles isolées au cours de notre étude a permis de différencier 3 sérotypes : *S. Anatum*, *S. Abortus ovis*, et les sérotypes de *S. arizonae*.

Au cours de notre étude, nous avons constaté la prédominance du sérotype *Anatum*. la répartition de ce sérotype est mondiale, et il est devenu de plus en plus isolé parmi les sérotypes responsables d'infections humaines, ainsi qu'à partir de différentes denrées alimentaires d'origine animale. L'isolement de *S. Abortus ovis* sur une carcasse bovine permet de confirmer la contamination croisée entre les 2 espèces bovine et ovine. L'isolement de *S. arizonae* fait penser à une contamination par l'environnement ou à la présence d'animaux à sang froid.

Les habitudes culinaires algériennes reposent sur la bonne cuisson des aliments en général et des viandes en particulier, ce qui assure l'assainissement microbien de nos denrées alimentaires. Cependant, on assiste actuellement au développement de la restauration rapide où les pratiques des restaurateurs associées aux mauvaises conditions hygiéniques favorisent la croissance des microorganismes pathogènes et font peser ainsi un risque important sur la santé du consommateur.

Les salmonelles restent toujours un problème d'actualité tant au niveau hygiénique qu'au niveau économique, elles sont classées parmi les premières causes connues de TIAC, dont le coût réel reste difficile à évaluer (décès, hospitalisation, traitement, arrêt de travail, séquelles,.....).

Les résultats que nous avons obtenus montrent qu'il existe un réel danger pour la santé publique. Cette étude mériterait d'être non seulement étendue à tous les abattoirs d'Algérie mais approfondie en se focalisant sur les principaux germes pathogènes responsables de toxi-infections alimentaires tels que *Listeria monocytogenes*, *Escherichia coli* entéro-hémorragique, et *Salmonella*.

VI. RECOMMANDATIONS

L'amélioration de la qualité hygiénique des carcasses à l'abattoir passe d'abord par l'actualisation et la mise en œuvre des mécanismes d'application de la réglementation en premier lieu, puis par l'amélioration des conditions de préparation des animaux de boucherie au niveau des abattoirs ainsi qu'en amont et en aval des abattoirs.

- En amont de l'abattage à savoir dans les élevages, et lors du transport des animaux vers les abattoirs.
- Lors de l'abattage par le respect de l'ensemble des règles de conception et de fonctionnement des abattoirs ainsi que les normes d'hygiène d'abattage.
- Et en aval de l'abattage, lors des manipulations, du transport et de la transformation.

1. Au niveau des élevages

- Dépistage précoce et isolement des animaux malades et porteurs sains de salmonelles, et des autres germes potentiellement pathogènes : *Escherichia coli* O157 : H7, *Listeria monocytogenes*, *Clostridium perfringens*.
- Dépistage des germes cités précédemment à partir de l'environnement, de l'eau, et de l'alimentation destinés aux animaux.
- Protection des animaux de boucherie du contact avec les animaux sauvages.
- Mise en place de plans de nettoyage, de désinfection, et de dératisation.

2. Au niveau du transport

- Utilisation de moyens de transport équipés et destinés au transport des animaux.
- Séparation des espèces.
- Séparation des animaux à peaux propres et sèches des animaux à peaux sales.
- Nettoyage et désinfection réguliers des moyens de transport.

3. Au niveau de l'abattoir : à défaut de construction d'un abattoir moderne, certains changements s'avèrent nécessaires pour limiter les contaminations, en se basant sur les principes cardinaux suivants :

- Principe de la séparation des espèces.
- Séparation des secteurs propres et des secteurs souillés.
- Principe de la marche en avant sans entrecroisement ni chevauchement.
- Isolement des salles d'habillage des locaux de traitement de viscères.
- Application systématique et continue du froid.
- Division du travail en postes plus ou moins spécialisés.

Nos propositions se résument comme suit:

1- Soit la construction et l'équipement d'abattoirs modernes à travers l'ensemble des wilayates du pays. Un abattoir moderne a été construit à SKIKDA mais les équipements qui ont coûté très cher à l'Algérie n'ont jamais été utilisés.

2- Soit l'amélioration et la mise à niveau des infrastructures existantes par le respect des règles cités ci-dessous :

- Le respect de la mise au repos et de la diète hydrique des animaux avant abattage.
- Concevoir un périmètre de sécurité autour de l'abattoir pour éviter l'entrée des chiens et chats et interdire l'entrée aux personnes étrangères à l'abattoir.
- Réfection des sols et des murs: les sols devront être étanches et faciles à nettoyer pour éviter la stagnation des eaux. Les murs devront être en carreaux lisses de teinte claire.
- Respect de l'hygiène et désinfection des locaux et du matériel .
- L'éviscération doit être effectuée avec plus de soins.
- Exiger la continuité de la chaîne du froid pour le transport des viandes dans des conditions appropriées.
- Hygiène du personnel, corporelle et vestimentaire d'où la nécessité d'équiper l'abattoir en douche, salle d'eau. Les manipulateurs doivent être soumis à des examens médicaux réguliers et périodiques.
- Prévoir un effort d'éducation, de formation, de vulgarisation et d'organisation en faveur de l'ensemble des ouvriers, des professionnels et industriels de la viande, en association avec les services vétérinaires et les municipalités, pour lutter contre l'insalubrité des produits et une plus grande maîtrise de la filière viande.

- Donner plus de prérogatives aux inspecteurs vétérinaires pour l'application des règles d'hygiène.

4. En aval de l'abattage

- Limiter les manipulations.
- Respect des règles de transport des viandes et respect de la chaîne de froid.
- Séparation entre les aliments crus et les aliments cuits ou prêts à la consommation.
- Lavage et nettoyage des mains et des ustensiles ayant été en contact avec les aliments crus.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES



- 1) ARMITAGE. N. H. 1995. Microbiological quality of New Zealand beef and lamb. In: New Zealand comment to the USDA, FSIS proposed rule on pathogen reduction; Hazard Analysis and Critical Control Point (HACCP) systems, June 1995. Ministry of Agriculture and Forestry, Regulatory Authority, Wellington, New Zealand.
- 2) BACON. R. T., SOFOS. J. N., BELK. K. E., SMITH, G. C. 2000. Incidence of *Salmonella* spp. on beef cattle hides and carcasses in eight commercial beef slaughtering facilities. Animal Sciences Research Report 2000, Department of Animal Sciences, Colorado State University, Fort Collins, CO. pp: 53-56.
- 3) BARKER. R. M., KEARNEY. G. M., NICHOLSON. P., BLAIR. A. L., PORTER. R. C., CRICHTON. P. B. 1988. Types of *Salmonella* Paratyphi B and their phylogenetic significance. *Journal of Medical Microbiology*. 26: 249- 257.
- 4) BARKOCY-GALLAGHER. G. A., ARTHUR. T. M., RIVERA-BETANCOURT. M., NOU. X., SHACKELFORD. S. D., WHEELER. T. L., KOOHMARAIE. M. 2003. Seasonal prevalence of shigatoxin- producing *Escherichia coli*, including *O157:H7* and non O157 serotypes, and *Salmonella*, in commercial beef processing plants. *Journal of Food Protection*. 66 (11): 1978- 1986.
- 5) BARTLETT. K.H., TRUST. T.J., LIOR R. 1977. Small pet aquarium frogs as a source of *Salmonella*. *Applied And Environmental Microbiology*. 33 (5): 1026- 1029.
- 6) BAUMLER. A. J., TSOLIS. R. M., FICHT. T. A., ADAMS. L. G. 1998. Evaluation of host adaptation in *Salmonella enterica*. *Infection and Immunity*. 66: 4579- 4587.
- 7) BEACH. J.C., MURANO. E. A., ACUFF. G. R. 2002. Prevalence of *Salmonella* and *Campylobacter* in beef cattle from transport to slaughter. *Journal of Food Protection*. 65 (11): 1687-1693.
- 8) BELL. R. G. 1997. Distribution and sources of microbial contamination on beef carcasses. *Journal of Applied Microbiology*. 82: 292- 300.
- 9) BELL. R.G., HATHAWAY. S.C. 1996. The hygienic efficiency of conventional and inverted lamb dressing systems. *Journal of Applied Microbiology*. 81: 225- 234.
- 10) BERENDS. B. R., VAN KNAPEN. F., SNIJDERS. J. M. A., MOSSEL. D. A. A. 1997. Identification and quantification of risk factors regarding *Salmonella* spp. on pork carcasses. *International Journal of Food Microbiology*. 36: 199- 206.
- 11) BHANDARE. S. G., SHERIKAR. A. T., PATURKAR. A. M., WASKAR. V. S., ZENDE. R. J. 2006. A comparison of microbial contamination on sheep/goat carcasses in a modern Indian abattoir and traditional meat shops. *Food Control*. doi:10.1016/j.food cont. 2006.04.012.

- 12) BISS. M. E., HATHAWAY. S. C. 1994. Performance characteristics of three different pre-evisceration wash regimes applied to the forequarters of ovine carcasses in an inverted dressing system. *Meat Science*. 38 (1): 81- 90.
- 13) BISS. M. E., HATHAWAY. S. C. 1995. Microbiological and visible contamination of lamb carcasses according to preslaughter presentation status: implications for HACCP. *Journal of Food Protection*. 58 : 776- 783.
- 14) BISS. M. E., HATHAWAY. S. C. 1996. The effect of different on-line dressing practices on microbiological and visible contamination of lamb carcasses. *New Zealand Veterinary Journal*. 44 (2): 55- 60.
- 15) BISS. M. E., HATHAWAY. S. C. 1998. A HACCP based approach to hygiene slaughter and dressing of lamb carcasses. *New Zealand Veterinary Journal*. 46: 167- 172.
- 16) BITTNER. T., WEBB. R., HEALY. M. 2003. Identification of *Salmonella* serovars by automated REP-PCR. Poster affiché en 103rd General Meeting. May 18-22, 2003. American Society of Microbiology. Washington, DC.
- 17) BOLTON. D. J. 2003. The EC decision of the 8th June 2001(EC/471/2001): excision versus swabbing. *Food Control*. 14 : 207- 209.
- 18) BORNET. G. 2000. Le poulet sans salmonelles : mythe ou réalité ? *Revue de Médecine Vétérinaire*. 151 (12) : 1083- 1094.
- 19) BRENNER. F. W., VILLARD. R. G., ANGULO. F. J., TAUXE. R., SWAMINATHAN. B. 2000. *Salmonella* Nomenclature. *Journal of Clinical Microbiology*. 38 (7): 2465- 2467.
- 20) BRISABOIS. A. 2001. Intérêt et limites des techniques de caractérisation des *Salmonella*. *Epidémiologie et Santé Animale*. 39: 31- 42.
- 21) BRISABOIS. A., GOULLET. P. 1993. Isolation and characterization of carboxylesterase E3 from *Salmonella enterica*. *Journal of Applied Microbiology*. 75 (2): 176- 183.
- 22) BROWN. M. H., GILL. C. O., HOLLINGSWORTH. J., NICKELSON. I. R., SEWARD. S., SHERIDAN. J. J., STEVENSON. T., SUMNER. J. L., THENO. D. M., USBORNE. W. R., ZINK. D. 2000. The role of microbiological testing in systems for assuring the safety of beef. *International Journal of Food Microbiology*. 62: 7- 16.
- 23) BUISSON. Y. 1992. La toxi-infection alimentaire. *Médecine et Maladies Infectieuses*. 22: 272- 281.
- 24) BURFOOT. D., WHYTE. R. T., TINKER. D. B., HALL. K., ALLEN. V. M. 2006. A novel method for assessing the role of air in the microbiological contamination of poultry carcasses. *International Journal of Food Microbiology*. doi:10.1016/j.ijFood micro. 2006.10.012.

- 25) BYRNE. B., DUNNE. G., LYNNG. J., BOLTON. D. J. 2005. Microbiological carcass sampling methods to achieve compliance with 2001/471/CE and new hygiene regulations. *Research in Microbiology*. 156: 104-106.
- 26) CAPITA. R., PRIETO. M., ALONSO-CALLEJA. C. 2004. Sampling methods for microbiological analysis of red meats and poultry carcasses. *Journal of Food Protection*. 67 (6): 1303- 1308.
- 27) 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 Produits Carnés. 14: 35- 38.
- 28) CASTILLO. A., HARDIN. M. D., ACUFF. G. R., DICKSON. J. S. 2002. Reduction of microbial contaminants on carcasses. In: Control of foodborne microorganisms, JUNEJA. V. K., JUNEJA. J. K. Edition Marcel Dekker. pp: 351- 382.
- 29) CLOECKAERT. 2006. Introduction: emerging antimicrobial resistance mechanisms in the zoonotic foodborne pathogens *Salmonella* and *Campylobacter*. *Microbes and Infection*. 8: 1889- 1890.
- 30) CODEX ALIMENTARIUS COMMISSION. 2003. Risk profile for enterohemorrhagic *E. coli*, including the identification of commodities of concern, including sprouts, ground beef and pork. Codex Alinorm 03/13A: Report of Codex Committee for Food Hygiene 2003. Joint Food and Agriculture Organization (FAO)/World Health Organization (WHO) Food Standards Programme, FAO, Rome, pp: 60- 64.
- 31) COLLIS. V. J., REID. C.-A., HUTCHISON. M. L., DAVIES. M. H., WHEELER. K. P. A., SMALL. A., BUNCIC. S. 2004. Spread of marker bacteria from the hides of cattle in a simulated livestock market and at an abattoir. *Journal of Food Protection*. 67 (11): 2397- 2402.
- 32) CROSA. S. H., BRENNER. D. J., EWING. W. H., FALKOW. S. 1973. Molecular relationship among the *Salmonella*. *Journal of Bacteriology*. 115: 307- 315.
- 33) D'AOUST. J. Y. 1991. Pathogenecity of foodborne *Salmonella*. *Intenational Journal of Food Microbiology*. 12: 17- 40.
- 34) D'AOUST. J. Y. 2001. *Salmonella*. In : Guide to foodborne pathogens. LABBAE. R.G., GARCIA. S. Edition W. IEEE. pp: 163- 192.
- 35) D'AOUST. J. Y., SEWEIL. A. M., JEAN. A. 1992. Efficacy of prolonged (48 h) selective enrichment for the detection of foodborne *Salmonella*. *International Journal of Food Microbiology*, 15: 121- 130.

- 36) DARGATZ. D. A., FEDORKA-CRAY. P. J., LADELY. S. R., KOPRAL. C. A., FERRIS. K. E., HEADRICK. M. L. 2003. Prevalence and antimicrobial susceptibility of *Salmonella* spp. isolates from US cattle in feedlots in 1999 and 2000. *Journal of Applied Microbiology*. 95 (4): 753- 761.
- 37) DAUBE. G., DE ZUTTER. L., DIERICK. L. K. 2002. Surveillance de la contamination des denrées alimentaires d'origine animale en Belgique par *Salmonella* spp, *Campylobacter* spp thermophiles, *E. coli* o157 enterohémorragiques et *Listeria monocytogenes*. Rapport de l'année 2002. Laboratoire national de référence en microbiologie des denrées alimentaires d'origine animale, Faculté de médecine vétérinaire Université de Liège, Belgique. p : 101
- 38) DAVIES. R. H., DALZIEL. R., GIBBENS. J. C., WILESMITH. J. W., RAYAN. T. M., EVANS. S. J., BYRNE. C., PAIBA. G. A., PASCOE. S. J., TEALE. C. J. 2004. National survey of *Salmonella* in pigs, cattle and sheep at slaughter in Great Britain (1999-2000). *Journal of Applied Microbiology*. 96 (4): 750- 760.
- 39) DELEENER. J., HAEGEBAERT. K. 1980. Enquête sur le rôle joué dans la propagation des *Salmonella* et *Shigella* par les porteurs de germes dans l'industrie de la viande. *Médecine et Maladies Infectieuses*. 10 (8): 394- 398.
- 40) DENNAÏ. N., KHARRATI. B., EL YACHIOUI. M. 2001. Appréciation de la qualité microbiologique des carcasses de bovins fraîchement abattus. *Annales de Médecine Vétérinaire*. 145: 270- 74.
- 41) DICKSON. J. S., KOOHMARAIE. M. 1989. Cell surface charge characteristics and their relationship to bacterial attachment to meat surfaces. *Applied and Environmental Microbiology*. 55 (4): 832- 836.
- 42) DORSA. W. J., SIRAGUSA. G. R., CUTTER. C. N., BERRY. E. D., KOOHMARAIE. M. 1997. Efficacy of using a sponge sampling method to recover low levels of *Escherichia coli* O157: H7, *Salmonella typhimurium*, and aerobic bacteria from beef carcass surface tissue. *Food Microbiology*. 14: 63-69.
- 43) ECHEITA. M. A., ALADUEN. A. A. M., DIEZ. R., ARROYO. M., CERDAN. F., GUTIERREZ. R., DE LA FUENTE. M., GONZALEZ-SANZ. R., HERRERA-LEON. S., USERA. M. A. 2005. Serotype and phage type distribution of human *Salmonella* strains isolated in Spain, 1997- 2001. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica*. 23: 127- 134.

- 44) EJETA. G., MOLLA. B., ALEMAYEHU. D., MUCKLE. A. 2004. *Salmonella* serotypes isolated from minced meat beef, mutton and pork in Addis Ababa, Ethiopia. *Revue de Médecine Vétérinaire*. 155 (11): 547- 551.
- 45) EL HADEF EL OKKI. S., ELGROUD. 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*. 46 (7) 638- 640.
- 46) ELGROUD. R. 1999. Appréciation de l'hygiène globale de l'abattoir de Constantine par l'évaluation de la contamination superficielle des carcasses bovines .Thèse de Magistère. Université de Constantine. P: 81.
- 47) EUZEBY. J. P. 1999. Revised *Salmonella* nomenclature: designation of *Salmonella enterica* (ex Kauffmann and Edwards 1952) Le Minor and Popoff 1987 sp. nov., nom. rev. as the neotype species of the genus *Salmonella* Lignieres 1900 (Approved Lists 1980), rejection of the name *Salmonella choleraesuis* (Smith 1894) Weldin 1927 (Approved Lists 1980), and conservation of the name *Salmonella typhi* (Schroeter 1886) Warren and Scott 1930 (Approved Lists 1980). Request for an Opinion. *International Journal of Systematic Bacteriology*. 49: 927– 930.
- 48) FAUCHERE. J. L., AVRIL. J. L. 2002. Bactériologie générale et médicale. Edition Ellipses. Cedex- Paris. P: 365.
- 49) FEGAN. N., VANDERLINDE. P., HIGGS. G., DESMARCHELIER. P. 2004. Quantification and prevalence of *Salmonella* in beef cattle presenting at slaughter. *Journal of Applied Microbiology*. 97: 892- 898.
- 50) FEGAN. N., VANDERLINDE. P., HIGGS. G., DESMARCHELIER. P. 2005. A study of the prevalence and enumeration of *Salmonella enterica* in cattle and on carcasses during processing. *Journal of Food Protection*. 68 (6): 1147- 1153.
- 51) FORSHELL. L. P., WIERUP. M. 2006. *Salmonella* contamination: a significant challenge to the global marketing of animal food products. *Revue Scientifique Et Technique De L'office International Des Epizooties*. 25 (2): 541- 554.
- 52) FOURNAUD. J., 1982. Contamination aux différents stades. In: Hygiène et technologie de la viande fraîche. . CNERNA. pp : 133- 134.
- 53) GARCIA DEL PORTILLO. F. 2002. Molecular and cellular biology of *Salmonella* pathogenesis. In: Microbial foodborne diseases. Mechanism of pathogenesis and toxin synthesis. CARY. J. W., LINZ. J. E., BHATNAGAR. D. CRC Press. Technomic publishing CO., ENC. pp: 3-50.

- 54) GILL. C.O. 2000. HACCP in primary processing red meat. In: HACCP in the meat industry, BRWN.M.H(Ed). *Wood head Publishing*, Cambridge. England. pp: 81-122.
- 55) GILL. C.O. 2004. Visible contamination on animals and carcasses and the microbiological condition of meat. *Journal of Food Protection*. 67 (2): 413- 419.
- 56) GILL. C. O., BADONI. M., JONES. T. 1996. Hygienic effects of trimming and washing operations in a beef carcass dressing process. *Journal of Food Protection*. 59: 666- 669.
- 57) GILL. C. O., BADONI. M., McGINNIS. J. C. 2001. Microbiological sampling of meat cuts and manufacturing beef by excision or swabbing. *Journal of Food Protection*. 64(3): 325- 334.
- 58) GILL. C. O., BAKER. L. P. 1998. Assessment of the hygienic performance of a sheep carcass dressing process. *Journal of food protection*. 61(3): 329-333.
- 59) GILL. C. O., JONES. T. 2000. Microbiological sampling of carcasses by excision or swabbing. *Journal of Food Protection*. 63: 167- 173.
- 60) GILL. C. O., JONES. T., BRYANT. J., BRERETON. D. A. 2000. The microbiological conditions of the carcasses of six species after dressing at a small abattoir. *Food Microbiology*. 17: 233- 239.
- 61) GLEDEL. J., CORBION.B. 1991. Le genre *Salmonella*. In : Techniques d'analyses et de contrôle dans les industries agroalimentaires. Vol.3 : Le contrôle microbiologique. BOURGEOIS. C.M., LEVEAU. J.Y. Lavoisier Tec et Doc (2^{ème} édition) : pp : 260- 273.
- 62) GLEDEL. J. 1978. Données épidémiologiques relatives aux toxi-infections alimentaires à *Salmonella*. *Journal de Médecine et Maladies Infectieuses*. 8 (5): 250-261.
- 63) GLEDEL. J. 1996. Le genre *Salmonella*. In : Microbiologie alimentaire. Tome 1: Aspect microbiologique de la sécurité et de la qualité des aliments. BOUGEOIS. C. M., MESCLE. J. F., ZUCCA. J. Lavoisier Tec et Doc. pp : 62- 88.
- 64) GLYNN. M. K., BOPP. C., DEWITT. W., DABNEY. P, MOKHTAR. M., ANGULO. F. J. 1998. Emergence of multidrug resistant *Salmonella enterica* serotype Typhimurium DT 104 infections in the United States. *New England Journal of Medecine*. 338: 1333- 1338.
- 65) GRAND. B. 1983. Evolution de la contamination microbienne superficielle des viandes par ATPmétrie : utilisation d'un photomultiplicateur. Thèse de Doctorat Vétérinaire. Faculté de Médecine Vétérinaire de CRETEIL. P: 123.
- 66) GRAY. J., FEDORKA-CRAY. P. 2001. Survival and infectivity of *Salmonella* Cholerae suis in swine feces. *Journal of Food Protection*. 64: 945- 949.
- 67) GRIMONT. P. A. D. 1992. Les marqueurs épidémiologiques des *Salmonella*. *Médecine et Maladies Infectieuses*. 22 : 249- 257.

- 68) GRIMONT. P. A. D., GRIMONT. F., BOUVET. P. 2000. Taxonomy of the genus *Salmonella*. In: *Salmonella* in domestic animals. WRAY. C., WRAY. A. CABI Publishing. Oxon. pp: 1-17.
- 69) GROISMAN. E. A., BLANC-POTARD. A. -B., UCHIYA. K. 1999. Pathogenicity islands and the evolution of *Salmonella* virulence. In: Pathogenicity islands and other mobile virulence elements. KAPER. J. B., HACKER. J. ASM Press Washington. pp: 127- 150.
- 70) GUIRAUD. J.P. 1998. Microbiologie Alimentaire. Technique et Ingénierie. Série Agroalimentaire. DUNOD. Paris. P : 652.
- 71) HAEGHEBAERT. S., LE QUERREC. F., BOUVET. P., GALLAY. A., ESPIE. E., VAILLANT. V. 2002. Les toxi-infections alimentaires collectives en France en 2001. Bulletin Epidémiologique Hebdomadaire. 50: 249- 253.
- 72) HAEGHEBAERT. S., LE QUERREC. F., VAILLANT. V., DELAROCQUE-ASTAGNEAU. E., BOUVET. P. 2001. Les toxi-infections alimentaires collectives en France en 1998. Bulletin Epidémiologique Hebdomadaire. 15: 65-71.
- 73) HANES. D. 2003. Nontyphoid *Salmonella*. In: International Handbook of Foodborne Pathogens. MILIOTIS.N., BIEN. J. Edition MARCEL DEKKER. New York. pp: 137-149.
- 74) HARDY. A. 2004. *Salmonella*: a continuing problem. *Journal of Postgraduate Medicine*. 80: 541- 545.
- 75) HENSEL. M. 2004. Evolution of pathogenicity islands of *Salmonella enterica*. *International Journal of Medical Microbiology*. 294: 95- 102.
- 76) HERIKSTAD. H., MOTARJEMI. Y., TAUXE. R.V. 2002. *Salmonella* surveillance: a global survey of public health serotyping. *Epidemiology and Infection*. 129: 1- 8.
- 77) HILTON. A. C., BANKS. J. G., PENN. C. W. 1996. Random amplification of polymorphic DNA (RAPD) of *Salmonella*: Strain differentiation and characterization of amplified sequences. *Journal of Applied Bacteriology*. 81: 575- 584.
- 78) HUMBERT. F. 1998. Les Salmonelles. In: Manuel de bactériologie alimentaire. SUTRA. L., FEDERIGHI. M., JOUVE. J.L. Polytechnica. pp: 27- 52.
- 79) HUMPHREY. T., JØRGENSEN. F. 2006. Pathogens on meat and infection in animals- Establishing a relationship using *Campylobacter* and *Salmonella* as examples. *Meat Science*. 74: 89- 97.
- 80) HURD. H. S., GAILEY. J. K., McKEAN. J. D., GRIFFITH. R.W. 2005. Variable abattoir conditions affect *Salmonella enterica* prevalence and meat quality in swine and pork. *Foodborne pathogen Diseases*. 2 (1):77- 81.

- 81) HUTCHISON. M. L., WALTERS. L. D., AVERY. S. M., REID. C.-A., WILSON. D., HOWELL. M., JOHNSTON. A. M., BUNCIC. S. 2005. A comparison of wet-dry swabbing and excision sampling methods for microbiological testing of bovine, porcine, and ovine carcasses at red meat slaughterhouses. *Journal of Food Protection*. 68 (10): 2155- 2162.
- 82) ISAACSON. R. E., FIRKINS. L. D., WEIGEL. R. M., ZUCKER-MANN. F. A., DIPIETRO. J.A. 1999. Effect of transportation and feed withdrawal on shedding of *Salmonella* Typhimurium among experimentally infected pigs. *American Journal of Veterinary Research*. 60: 1155- 1158.
- 83) JAY. J. M., LOESSNER .M. J., GOLDEN. D. A. 2005. Modern food microbiology. Seventh edition. Food Science Text Series. Springer Edition. P: 790.
- 84) JOHNSON. S. M., DODD. C. E. R., TINKER. D. B. 2003. Microbial surveillance of bovine and ovine carcasses .In: Routes of enteric microorganism contamination of beef and lamb carcasses and improved intervention measures. TINKER. D. B., WHITE. R. T., DODD. C. E. R., JOHNSON. S. M., REID. C. A., BUNCIC. S. Technical Report M01006; FSA News Editor; 30 aout 2003, p: 63.
- 85) JORDAN. E., EGAN. J., DULLEA. C., WARD. J., McGILLICUDDY. K., MURRAY. G., MURPHY. E., BRADSHAW. B., LEONARD. N., RAFTER. P., MCDOWELL. S. 2006. *Salmonella* surveillance in raw and cooked meat and meat products in the Republic of Ireland from 2002 to 2004. *International Journal of Food Microbiology*. 112: 66– 70
- 86) JØRGENSEN. F., BAILEY. R., WILLIAMS. S., HENDERSON. P., WAREING. D. R. A., BOLTON. F. G., FROST. J. A., WARD. L., T. J. HUMPHREY. T. J. 2002. Prevalence and numbers of *Salmonella* and *Campylobacter* spp. on raw, whole chickens in relation to sampling methods. *International Journal of Food Microbiology*. 76: 151– 164.
- 87) JOUVE. J. L. 1990. Microbiologie alimentaire et filière des viandes. *Viandes et Produits Carnés*. 11 (6): 207- 213.
- 88) JOUVE. J. L. 1996. La qualité microbiologique des aliments: maîtrise et critères. 2^{ème} édition. Polytechnica, Paris. P : 563.
- 89) KAIN. M., SOFOS. J. N., BELK. K. E., REAGAN. J. O., SMITH. G. C., BUEGE. D. R., HENNING. W. P., MORGAN. J. B., RINGKOB. T. P., BELLINGER. G. R. 1999. Microbiological contamination baselines of beef carcasses, wholesale cuts and retail cuts. *IAMFES 86th Annual Meeting*. 01-04 aout 1999, Michigan, p : 44.

- 90) KARAMA. M. 2005. The Microbial quality of ostrich carcasses produced at an export-approved South African abattoir. Faculté des Sciences Vétérinaires ; Université de Pretoria. AFRIQUE Du SUD. P: 97
- 91) KARIB. H., YANGUELA. J., BLANCO. D., ROTA. C., CARRAMINANA. J. J., HERRERA. A. 1994. Appreciation de la calidad microbiana de canales y visceras de cordero recién obtenidos. *Alimentaria*. 18: 19- 23.
- 92) KENNEDY. M., VILLAR. R., VUGIA. D. J., RABATSKYHR. T., FARLEY. M. M., PASS. M., SMITH. K., SMITH. P., CIESLAK. P. R., IMHOFF. B., GRIFFIN. P. M. 2004. Hospitalisations and deaths due to *Salmonella* infections. FoodNet, 1996 -1999. *Clinical Infectious Diseases*. 38: 142- 148.
- 93) KORSACK. N., CLINQUART. A., DAUBE. G. 2004. *Salmonella* spp. dans les denrées alimentaires d'origine animale : un réel problème de santé publique ?. *Annales de Médecine Vétérinaire*. 148: 174- 193.
- 94) KRAUSS. H., WEBER. A., APPEL. M., ENDEIS. B., ISENBERG. H. D., SCHIEFER. H.G., SLENCZKA. W., GRAEVENITZ. A., ZAHNER. H. 2003. Zoonoses. Infections diseases transmissible from animals to humans. 3^{ème} edition. ASM press. WASHINGTON. D.G. P: 456.
- 95) LARSEN. S. T., HURD. H. S., McKEAN. J. D., GRIFFITH. R.W., WESLEY. I. V. 2004. Effect of short term lairage on the prevalence of *Salmonella enterica* in cull sows. *Journal of Food Protection*. 67 (7): 1489- 1493.
- 96) LE MINOR. L. 1988. Comment désigner les sérotypes de *Salmonella*. *Médecine et Maladies Infectieuses*. 12: 859- 862.
- 97) LE MINOR. L. 1992. Taxonomie et nomenclature des *Salmonella*. *Médecine et Maladies Infectieuses*. 22: 246- 248.
- 98) LETELLIER. A., MESSIER. S., PARE. J., MENARD. J., QUESSEY. S. 1999. Distribution of *salmonella* in swine herds in Quebec. *Veterinarian Microbiology*. 67: 299- 306.
- 99) LETOUZE. J. C., VENDEUVRE. J. L., ROZIER. J. 1986. La qualité microbiologique des produits de la découpe primaire du porc. Viandes et Produits Carnés. 7: 6-12. LEVINE. W. C., STEPHENSON. W. T., CRAUN. G. F. 1991. Waterborne disease outbreaks, 1986- 1989.
- 100) LEYRAL. G., VIERLING. E. 1997. Microbiologie et toxicologie des aliments. Hygiène et sécurité alimentaire. Biosciences et techniques. 2^{ème} édition. Doin. P : 272.

- 100) LONVAUD-FUNEL. A. 1991. L'identification des microorganismes par hybridation des sondes nucléiques. In: Techniques d'analyse et de contrôle dans les industries agro-alimentaires. Volume 3: Le contrôle microbiologique. BOURGEOIS. C. M., LEVEAU. J. Y. 2^{ème} édition. Lavoisier TEC et DOC. pp : 92- 109.
- 101) MADDEN. J. M. 1994. The enterics as foodborne pathogens. *Food Research International*. 27: 227- 232.
- 102) MADDEN. R. H., ESPIE. W. E., MORAN. L., McBRIDE. J., SCATES. P. 2001. Occurrence of *Escherichia coli* O157:H7, *Listeria monocytogenes*, *Salmonella* and *campylobacter* spp. on beef carcasses in Northern Ireland. *Meat Science*. 58: 343- 346.
- 103) MALKI. O., KHETTAB. H. 1989. Etude de l'évolution de la contamination superficielle de la viande ovine depuis l'abattage jusqu'à la livraison. Mémoire d'Ingéniorat en contrôle de qualité et analyse. Institut National d'enseignement supérieur de Biologie, Université de Tizi Ouzou. P: 54.
- 104) MARIMON. J. M., PEREZ-TRALLERO.E., GOMARIZ. M., RODRIGUEZ-ANDRES. C., LOPEZ-LOPATEGUI. C. 2003. Infections entériques à *Salmonella* à Guipuzcoa en Espagne de 1983- 2000. *Eurosurveillance*. 8 (2): 50- 54.
- 105) MARIN .M. L., BENITO. Y., PIN. C., FRENANDEZ. M. F., GARCIA. M. L., SELGAS. M. D., CASAS. S. 1997. Lactic acid bacteria: hydrophobicity and strength of attachment to meat surfaces. *Letters in Applied Microbiology* .24: 14- 18.
- 106) MARTEL. J. L., CHASLUS-DANCLA. E., COUDERT. M., LAFONT. J. P. 1996. Evolution de la sensibilité aux antibiotiques des salmonelles d'origine bovine en France. *Médecine et Maladies Infectieuses*. 26 : 415- 19.
- 107) McEVOY. J. M., DOHERTY. A. M., FINNERTY. M., SHERIDAN. J. J., McGUIRE L., BLAIR. I. S., McDOWELL. D. A., HARRINGTON. D. 2000. The relationship between hide cleanliness and bacterial numbers on beef carcasses at a commercial abattoir. *Letters in Applied Microbiology*. 30: 390- 395.
- 108) McEVOY. J. M., DOHERTY. A. M., SHERIDAN. J. J., BLAIR. I. S., McDOWELL. D. A. 2003. The prevalence of *Salmonella* spp. in bovine faecal, rumen and carcass samples at a commercial abattoir. *Journal of Applied Microbiology*. 94: 693- 700.
- 109) McEVOY. J. M., SHERIDAN. J. J., BLAIR. I. S., McDOWELL. D. A. 2004. Microbiological contamination on beef relation to hygiene assessment based on criteria used in EU Decision 2001/471/EC. *International Journal of Food Microbiology*. 92: 217- 225.

- 110) MEAD. G.C. 1994. Microbiological hazards from red meat and their control. *British Food Journal*. 96 (8): 33- 36.
- 111) MEAD. P. S., SLUTSKER. L., DIETZ. V., McCAIG. L.F., BRESEE. J. S., SHAPIRO. C., GRIFFIN. P. M, TAUXE. R. V. 1999. Food related illness and deaths. *Emerging Infectious Diseases*. 5: 607- 625.
- 112) MEDINA. M. B. 2004. Binding interaction studies of the immobilized *Salmonella* Typhimurium with extracellular matrix and muscle proteins, and polysaccharides. *International Journal of Food Microbiology*. 93: 63- 72.
- 113) MIRIAGOU. V., TASSIOS. P. T., LEGAKIS. N. J., TZOUVELEKIS. L. S. 2004. Expanded- spectrum cephalosporin resistance in non-typhoid *Salmonella*. *International Journal of Antimicrobial Agents*. 23 (6): 547- 555.
- 114) MURASE. T., YAMADA. M., MUTO. T., MATSUSHIMA. A., YAMAI. S. 2000. Fecal excretion of *Salmonella enterica* serovar Typhimurium following a foodborne outbreak. *Journal of Clinical Microbiology*. 38 (9): 3495- 3497.
- 115) MURRAY. C. 1992. Zoonotic origin of human salmonellosis in Australia. Proceedings *Salmonella and Salmonellosis*, Ploufragan/ Saint Brieuc, France, September 15-17, 1992. pp: 319-332.
- 116) NARASIMHA RAO. D., RAMESH. B. S. 1992. The microbiology of sheep carcasses processed in a modern Indian abattoir. *Meat Science*. 32 (4): 425-436.
- 117) NICOLLE. L. 1986. Etude bibliographique de la contamination superficielle des carcasses dans les abattoirs. Thèse de Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort. P: 118.
- 118) NYELETI. C., MOLLA. B., HILDEBRANDT. G., KLEER. J. 2000. The prevalence and distribution of salmonellae in slaughter cattle, slaughterhouse personnel and minced beef in Addis Ababa (Ethiopia). *Bulletin of Animal Health and Production in Africa*. 48: 19- 24.
- 119) OOSTEROM. J. 1991. Epidemiological studies and proposed preventive measures in fight against human Salmonellosis. *International Journal of Food Microbiology*. 12 (1): 41- 52.
- 120) OOSTEROM. J., NOTERMANS. S. 1983. Further research into the possibility of *salmonella*- free fattening and slaughter of pigs. *Journal of Hygiene*. Cambridge. 91: 59- 69.
- 121) OUMOKHTAR. B., KARIB. H., BOUCHRITI. N., ARABA. A. 1998. Appréciation de la qualité bactériologique de la viande et des abats de taurillons fraîchement abattus dans

- les abattoirs de Rabat. *Actes de l'Institut Agronomique et Vétérinaire (Maroc)*. 18(3) :169-176.
- 122) PALUMBO. S. A., KLEIN. P., CAPRA. J., EBLEN. S., MILLER. A. J. 1999. Comparison of excision and swabbing sampling methods to determine the microbiological quality of swine carcass surfaces. *Food Microbiology*.16: 459- 464.
- 123) PARDON. P., R. SANCHIS, J. MARLY, F. LANTIER, M. PAPIN, M. POPOFF. 1988. Salmonellose ovine due a *Salmonella abortus ovis*. *Annales Recherches Vétérinaires*. 19: 221– 235.
- 124) PEARCE. R. A., SHERIDAN. J. J., BOLTON. D. J. 2006. Distribution of airborne micro-organisms in commercial pork slaughter processes. *International Journal of Food Microbiology*.107: 186- 191.
- 125) PEEL. B., SIMMONS. G. C. 1978. Factors in the spread of Salmonellas in meat works with special reference to contamination of knives. *Australian Veterinary Journal*. 54 (3): 106- 110.
- 126) PEPPERELL. R., REID. C. -A., SOLANO. S. N., HUTCHISON. M. L., WALTERS. L. D., JOHNSTON. A. M., BUNCIC. S. 2005. Experimental comparison of excision and swabbing microbiological sampling methods for carcasses. *Journal of Food Protection*. 68 (10): 2163- 2168.
- 127) PHILLIPS. D., JORDAN. D., MORRIS. S., JENSON. I., SUMNER. J. 2006a. A national survey of the microbiological quality of beef carcasses and frozen boneless beef in Australia. 69 (5): 1113- 1117.
- 128) PHILLIPS. D., JORDAN. D., MORRIS. S., JENSON. I., SUMNER. J. 2006b. Microbiological quality of Australian sheep meat in 2004. *Meat Science*.74: 261- 266.
- 129) PHILLIPS. D., SUMNER. J., ALEXANDE. J. F., DUTTON. K. M. 2001a. Microbiological quality of Australian beef. *Journal of Food Protection*. 64 (5): 692-696.
- 130) PHILLIPS. D., SUMNER. J., ALEXANDER. J. F., DUTTON. K. M. 2001b. Microbiological quality of Australian Sheep meat. *Journal of Food Protection*. 64 (5): 697- 700.
- 131) PIETTE. J. P. G., IDZIAK. E. S. 1989. New method to study bacterial adhesion to meat. *Applied and Environmental Microbiology*. 55 (6): 1531-1536.
- 132) POPOFF. M. Y., BOCKEMUHL. J., BRENNER. F. W. 2000. Supplement 1998 (n°42) to the Kauffmann-White Scheme. *Research Microbiology*. 151: 63- 65.
- 133) PRENDERGAST. D. M., DALY. D. J., SHERIDAN. J. J., McDOWELL. D.A., BLAIR. I. S. 2004. The effect of abattoir design on aerial contamination levels and the

- relationship between aerial and carcass contamination levels in two Irish beef abattoirs. *Food Microbiology*. 21: 589- 596.
- 134) PUYALTO. C., COLMIN. C., LAVAL. A. 1997. *Salmonella* Typhimurium contamination from farm to meat in adult cattle. Descriptive study. *Veterinary Research*. 28 (5): 449- 460.
- 135) RAHKIO. T. M., KORKEALA. H. J. 1997. Airborne bacteria and carcass contamination in slaughterhouses. *Journal of Food Protection*. 60: 38- 42.
- 136) RAHMAN. M. S. 1999. Post harvest handling of foods of animal origin. In: Handbook of food preservation. RAHMAN. M. S. Edition: Marcel Dekker. pp: 47- 74.
- 137) RANSOM. J. R., BACON. R. T., BELK. K. E., SOFOS. J. N., SCANGA. J. A., SMITH. G.C. 2001. Evaluation of methods for sampling rectal/colonal feces, hides and carcasses to test for presence of *Escherichia coli* O157:H7 and *Salmonella* spp. Animal Sciences Research Report, Colorado State University, Fort Collins. pp. 95- 98.
- 138) REID. C.-A., SMALL. A., AVERY. S.M., BUNCIC. S. 2002. Presence of food-borne pathogens on cattle hides. *Food Control*. 13: 411- 415.
- 139) RICHARD. C. 1990. A propos de *Salmonella* Virchow. *Médecine et Maladies Infectieuses*. 20: 284- 285.
- 140) RIVERA-BETANCOURT. M., SHACKELFORD. S. D., ARTHUR. T.M., WESTMORELAND. K. E., BELLINGER. G., ROSSMAN. M., REAGAN. J. O., KOOHMARAIE. M. 2004. Prevalence of *Escherichia coli* O157:H7, *Listeria monocytogenes*, and *Salmonella* in two geographically distant commercial beef processing plants in the United States. *Journal of Food Protection*. 67 (2): 295– 302
- 141) ROBERTS. T. A. 1980. The effects of slaughter practices on the bacteriology of the red meat carcass. *Royal Society of Health Journal*. 100: 3- 9.
- 142) ROSSEL. R., LE ROUX. A., MINVIELLE. B. 2002. Contamination en Salmonelles des camions de transport de porcs charcutiers et des porcheries d'attente à l'abattoir. *Journal Technical Porc*. 25 (2): 27- 31.
- 143) ROSSET. R. 1982a. Conséquences hygiéniques des flores microbiennes contaminant la viande : (2) Les intoxications alimentaires. Hygiène et technologie de la viande fraîche. CNERNA. pp : 141- 151.
- 144) ROSSET. R. 1982b. Etat des animaux avant l'abattage. Hygiène et technologie de la viande fraîche. CNERNA. pp : 29- 32.

- 145) ROSSET. R. 1996. Autres viandes et produits carnés. In : Microbiologie Alimentaire. Tome1. Aspect microbiologique de la sécurité et de la qualité des aliments BOURGEOIS. C.M., MESCLE. J.F., ZUCCA. J. Lavoisier Tec et Doc. pp : 331- 346.
- 146) ROSSET. R., LIGER. P. 1982. Nature des porteurs de germes. Hygiène et technologie de la viande fraîche. CNERNA. pp : 105-106.
- 147) ROZIER. J., BOLNOT. F., CARLIER. V. 1985. Bases microbiologiques de l'hygiène des aliments. Editions SEPAIC. Maisons Alfort. P: 230.
- 148) SCHLOSSE. W., HOGUE. A., EBEL. E., ROSE. B., UMHOLTZ. R., FERRIS. K., JAMES. W. 2000. Analysis of *Salmonella* serotypes from selected carcasses and raw ground product sampled prior to implementation of the Pathogen Reduction; Hazard Analysis and Critical Control Point Final Rule in the US. *International Journal of Food Microbiology*. 58: 107–111.
- 149) SHLUNDT. J., TOYOFUKU. H., JANSEN. J., HERBST. S. A. 2004. Emerging foodborne zoonoses. *Revue Scientifique Et Technique De L'office International Des Epizooties*. 23 (2): 513- 533.
- 150) SIERRA. M. - L., GONZALES- FANDOS. E., GARCIA-LOPEZ. M. -L., FERNANDEZ. M. C. G., PRIETO. M. 1995. Prevalence of *Salmonella*, *Yersinia*, *Aeromonas*, *Campylobacter*, and cold- growing *Escherichia coli* on freshly dressed lamb carcasses. *Journal of Food Protection*. 58 (11) : 1183- 1185.
- 151) SIONNEAU. O. 1993. La contamination microbienne superficielle des carcasses de bovins: origine, prévention, décontamination. Thèse de Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de LYON. P: 124.
- 152) SIRAGUSA. G. R. 1995. The effectiveness of carcass decontamination systems for controlling the presence of pathogens on the surfaces of meat animal carcasses. *Journal of Food Safety*.15: 229- 238.
- 153) SMALL. A., REID. C. A., AVERY. S. M., KARABASIL. N., CROWLEY. C., BUNCIC. S. 2002. Potential for the spread of *Escherichia coli* O175, *Salmonella* and *Campylobacter* in the lairage environment at abattoirs. *Journal of Food Protection*. 60 (6): 931- 936.
- 154) SMALL. A., REID. C. -A., BUNCIC. S. 2003. Conditions in lairages at abattoirs for ruminants in southwest England and in vitro survival of *Escherichia coli* O157:H7, *Salmonella* Kedougou, and *Campylobacter jejuni* on lairage-related substrates. *Journal of Food Protection*. 66 (9):1570- 1575.

- 155) SMALL. A., JAMES. C., JAMES. S., DAVIES. R., LIEBANA. E., HOWELL. M., HUTCHISON. M., BUNCIC. S. 2006. Presence of *Salmonella* in the red meat abattoir lairage after routine cleansing and disinfection and on carcasses. . *Journal of Food Protection*. 69 (10): 2342- 2351.
- 156) SNIJDERS. J. M. A., JANSSEN. M. H. W., GERATS. G. E., CORSTIAENSEN. G. P. 1984. A comparative study of sampling techniques for monitoring carcass contamination. *International Journal of food Microbiology*. 1 (4): 229- 236.
- 157) STIEGLER. V. 2003. Les méthodes de détection des salmonelles en agro-alimentaire. Thèse de docteur vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de LYON. P: 141.
- 158) STOLLE. F. A. 1988. Establishing microbiological surveillance programmes at slaughterlines—a new concept of meat hygiene. *Meat Science*. 22: 203-211.
- 159) SUMNER. J., PETRENAS. E., DEAN. P., DOWSETT. P., WEST. G., WIERING. R., RAVEN .G. 2003. Microbial Contamination on beef and sheep carcasses in South Australia. *International Journal of food Microbiology*. 81: 255- 260.
- 160) SUMNER. J., RAVEN. G., GIVNEY.R. 2004. Have changes to meat and poultry food safety regulation in Australia affected the prevalence of *Salmonella* or of salmonellosis? *International Journal of Food Microbiology*. 92: 199– 205.
- 161) THOMAS. C. J., McMEEKIN. T. A. 1981.Attachment of *Salmonella* spp. to chicken muscle surfaces. *Applied and Environmental Microbiology*. 42 (1): 130- 134.
- 162) THORNS. C. 2000: Bacterial food-borne zoonoses. *Revue Scientifique Et Technique De L'office International Des Epizooties* .19 (1): 226-239.
- 163) TINKER. D. B., WHYTE. R. T., DODD. C. E. R., JOHNSON. S. M., REID. C.-A., BUNCIC. S. 2003. Routes of enteric micro-organism contamination of beef and lamb carcasses and improved intervention measures. Technical Report M01006; FSA News Editor; 30 aout 2003, p: 63.
- 164) VANDERLINDE. P. B., SHAY. B., MURRAY. J. 1999. Microbiological status of Australian sheep meat. *Journal of Food Protection*. 62: 380- 385.
- 165) VAN DONKERSGOED. J., GRAHAM. T., GANNON. V.1999. The prevalence of verotoxins *Escherichia coli* O157:H7, and *Salmonella* in the faeces and rumen of cattle at processing. *Journal of Canadian Veterinary*. 40: 332- 338.
- 166) VAN IMMERSEEL. F., DE BUCK. J., BOYEN. F., PASMANS. F., BERTRAND. S., COLLARD. J. M., SAEGERMAN. C., HOOYBERGHS. J., HAESBROUCK. F., DUCATELLE. R. 2005. *Salmonella* dans la viande de volaille et dans les oeufs : un danger

- pour le consommateur qui demande la mise en place d'un programme de lutte efficace. *Annales de médecine vétérinaire*. 149: 34- 48.
- 167) VAN NIEROP. W., DUSE .A. G., MARAIS. E., AITHMA. N., THOTHOBOLO. N., KASSEL. M., STEWART. R., POTGIETER. A., FERNANDES. B., GALPIN. J. S., BLOOMFIELD. S. F. 2005. Contamination of chicken carcasses in Gauteng, South Africa, by *Salmonella*, *Listeria monocytogenes* and *Campylobacter*. *International Journal of Food Microbiology*. 99: 1– 6.
 - 168) WARE. L. M., KAIN. M. L., SOFOS. J. N., BELK. K. E., SMITH. G. C. 1999. Comparison of sponging and excising as sampling procedures for microbiological analysis of fresh beef carcass tissue. *Journal of Food Protection*. 62:1255-1259
 - 169) WARE. L. M., KAIN. M. L., SOFOS. J. N., BELK. K. E., REAGAN. J. O., SMITH, G. C. 2001. Influence of sampling procedure, handling and storage on the microbiological status of fresh beef. *Dairy, Food and Environment Sanitary*. 21: 14-19.
 - 170) WATERMAN. S. R., SMALL. P. L. C. 1998. Acid sensitive enteric pathogens are protected from killing under extremely acidic conditions of pH 2,5 when they are inoculated onto certain solid food sources. *Applied and Environmental Microbiology*. 64: 3882- 3886.
 - 171) WHICHARD. J., JOYCE. K., FEY. P., McCLELLAN. J., ANGULO. F., BARRETT. T., and the NARMS working group. 2002. Expanded spectrum β -lactam resistance among human clinical Enterobacteriaceae in the United States: results and characterization of 2000 NARMS survSeillance. International Conference on Emerging Infections Diseases. Atlanta., GA. March 2002.
 - 172) WHITE. D.G., ZHAO. S., SIMJEE. S., WAGNER. D. D., McDERMOTT. P. F. 2002. Antimicrobial resistance of foodborne pathogens .*Microbes and Infection*. 4: 405- 412.
 - 173) WHYTE. R. T., HOLDER. J. S., TINKER. D. B., ALLEN. V. M., WHITE. R. P., HINTON. M. H. 2002. Assessment and development of procedures and apparatus to reduce contamination of lamb carcasses during pelt removal in low-throughput abattoirs. *Journal of Food Protection*. 65 (1): 41- 49.
 - 174) WOLDEMARIAM. E., MOLLA. B., ALEMAYEHU. D., MUCKLE. A. 2005. Prevalence and distribution of *Salmonella* in apparently healthy slaughtered sheep and goats in Debre Zeit, Ethiopia. *Small Ruminant Research*. 58: 19- 24.
 - 175) WORFEL. R. C., SOFOS. J. N., SMITH. G.C., SCHMIDT. G. R.1996. Airborne bacterial contamination in beef slaughtering- dressing plants with different layouts. *Dairy, Food Environment, Sanitary*.16: 440- 443.

- 176) YALÇIN. S., NIZAMLIOGLU. M., GURBUZ. U. 2001. Fecal coliform contamination of beef carcasses during the slaughtering process. *Journal of Food Safety*. 21: 225- 231.
- 177) YAN. S. S., PENDRAK. M. L., ABELA-RIDDER. B., PUNDERSON. J. W., FEDORKO. D. P., FOLEY. S. L. 2003. An overview of *Salmonella* typing .Public health perspectives. *Clinical and Applied Immunology Reviews*. 4: 189– 20
- 178) YOSHIKAWA. T. T., HERBERT. P., OILL. P. A. 1980. Salmonellosis. Teaching conference, Harbor- UCLA Medical Center, Torrance (Speciality Conference). *West Journal of Medicine*. 133: 408- 417.
- 179) YU. S. - L., COOKE. P. H., TU. S. -I. 2001. Effects of chilling on sampling of bacteria attached to swine carcasses. *Letters in Applied Microbiology*. 32: 205- 210.
- 180) ZWEIFEL. C., BALTZER. R., STEPHAN. R. 2005. Microbiological contamination of cattle and pig carcasses at five abattoirs determined by swab sampling in accordance with EU. Decision 2001/471/EC. *Meat Science*. 69: 559- 566.
- 181) ZWEIFEL. C., STEPHAN. R. 2003. Microbiological Monitoring of sheep carcass contamination in three Swiss abattoirs. *Journal of Food Protection*. 66 (6): 946- 952.

REFERENCES ELECTRONIQUES

- 1.AFSSA. 2002. *Salmonella* spp. P: 6. Page consultée le 26/05/2007. Site: <http://www.afssa.fr/ftp/afssa/fiches/mic/Salmonella/Fiche%20Salmonella%20spp%202002.pdf>.
- 2.AGROLINE. 2005. Viandes rouges: une consommation faible en Algérie. Page consultée le 06/06/2007. Site: <http://www.agroligne.com/contenu/viandes-rouges-consommation-faible-algerie.html>
- 3.ANONYME. 2003. Annual report on zoonoses in Denmark 2003. Ministry of Food, Agriculture and Fisheries, Copenhagen, p: 32. Page consultée le 17/09/2007. Site: http://www.dfvf.dk/files/filer/zoonosecentret/publikationer/annual%20report/annual_report_2003-endelig.pdf.
- 4.AXELSSON. F., SORIN. M.-L. 1997. Transia *Salmonella*. Technical handbook.P: 42. Page consultée le 11 /06/2007. Site: http://www.diffchamb.com/website/Archive/documents/diffchambAB/product%20files/transiaproducts/Handbooks/Hb_Salmonella.pdf
- 5.BOUVET. P. I. A., GRIMONT. P. A. D. 1997. Données de surveillance du Centre National de Références des *Salmonella* et *Shigella*, FRANCE. 1997. pp : 87-100. Page consultée le 07/05/2007. Site : <http://www.invs.sante.fr/bea/1997/87-100.pdf>.
- 6.CDC. 2005. *Salmonella* Surveillance: Annual Summary, 2004. Atlanta, Georgia: US Department of Health and Human Services, CDC. P: 15. Page consultée le 11 /06/2007.Site: <http://www.cdc.gov/Ncidod/dbmd/phlisdata/salmtab/2004/SalmonellaIntroduction2004.pdf>
7. DIERICK. K., GHAFIR. Y., IMBERECHTS. H., JOURET. M. 2005. Report on zoonotic agents in Belgium in 2003. FAVV-AFSCA. P: 74. Page consultée le 25/04/2007. Site : http://www.afsca.be/home/pub/doc07/Report_TS_2003_S.pdf
- 8.NZFSa. 2004. Generic RMP: slaughter, dressing, cooling, and boning of sheep. Technical annex. P: 29. Page consultée le 26/06/2006. Site: <http://www.nzfsa.govt.nz/animalproducts.index.htm>.

- 9.OIE. 2005a. *Salmonella* Abortusovis. Paratyphoid abortion. P: 3. Page consultée le 25/09/2007. Site:
http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/pdfs/salmonella_abortusovis.pdf
10. OIE. 2005b. Salmonellosis. Paratyphoid, non-typhoidal salmonellosis. P: 08. Page consultée le 02/05/2007.
http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/pdfs/nontyphoidal_salmonellosis.pdf

ANNEXES



Annexe n° 01

Matériels d'analyses et milieux de culture

Matériels du laboratoire

- Tubes à essai stériles.
- Pipettes graduées de 1ml, 2ml, 10ml.
- Conteneur pour pipettes.
- Stérilisateur.
- Bain-marie.
- Incubateurs à 30°C, 37°C, 44°C.
- Des boîtes de pétri.
- Pipettes pasteur.
- Vortex.
- Bec bunsen.
- Lames et lamelles.
- Microscope optique.
- Balance électronique.
- Réfrigérateur.

Milieux et réactifs

- Milieu gélosé PCA.
- Milieu gélosé VRBL.
- Milieu gélosé Hecktoen.
- Milieu gélosé Salmonella-Shigella (SS).
- Gélose inclinée Kligler Hajna (KIA).
- Urée indole.
- Gélose inclinée Citrate de Simmons.
- Lysine décarboxylase (LDC).
- Disques ONPG.
- Bouillon Clark et Lubs.

- Gélose nutritive inclinée.
- Réactif de Kovacs.
- Réactifs VP1 et VP2.
- Réactif rouge de méthyle (RM).
- Huile de Vaseline stérile.
- Huile à immersion.
- Réactif TDA.
- Eau peptone tamponnée.
- Galeries API 20.
- Fushine.
- Lugol.
- Alcool.

Annexe n° 02

Technique de dénombrement de la flore aérobie mésophile totale (FMAT) par comptage des colonies obtenues à 30°C. (Norme NF V 08-51)

Mode opératoire

Le dénombrement se fait sur milieu PLAT COUNT AGAR (PCA). L'ensemencement se fait en profondeur selon le protocole suivant :

- A l'aide d'une pipette stérile, 1 ml de la première dilution décimale est transféré aseptiquement dans une boîte de pétri stérile, vide, préparée à cet usage, et identifiée.
- Ces opérations sont recommencées avec les dilutions successives, à l'aide d'une nouvelle pipette stérile pour chaque dilution décimale.
- Environ 15 ml de la gélose PCA préalablement fondue et refroidie à 47 °C au bain-marie sont coulées dans chaque boîte de pétri. Le temps qui s'écoule entre le moment où l'on a distribué l'inoculum dans une boîte et celui où le milieu est coulé, ne doit pas excéder 15 min.
- Le mélange est agité soigneusement avec des mouvements rotatifs à gauche et à droite, et des mouvements en bas et en haut.
- Le mélange est laissé se solidifier en posant les boîtes de pétri sur une surface fraîche et horizontale.
- Après solidification, une deuxième couche d'environ 5 ml de la gélose PCA est ajoutée afin d'empêcher l'étalement des colonies, et d'obtenir des conditions de semi anaérobiose.
- Laisser se solidifier comme décrit ci-dessus.
- Les boîtes préparées sont retournées et portées à l'incubation à l'étuve pendant 72 h ($\pm$ 2h) à 30 °C.

Lecture

Après incubation, les colonies sont toutes dénombrées sur les boîtes contenant entre 30 à 300 colonies.

Annexe n° 03

Technique de dénombrement des coliformes totaux (Norme NF V08-050) et fécaux (Norme NF V08-060) en milieu solide

Mode opératoire

Le dénombrement se fait sur milieu VRBL (Gélose au cristal violet au rouge neutre et à la bile, Violet Red Bile Agar). L'ensemencement se fait en profondeur selon le protocole suivant :

- A l'aide d'une pipette stérile, 1 ml de la première dilution décimale est transféré aseptiquement dans une boîte de pétri stérile, vide, préparée à cet usage, et identifiée.
- Ces opérations sont recommencées avec les dilutions successives, à l'aide d'une nouvelle pipette stérile pour chaque dilution décimale.
- Environ 15 ml de la gélose VRBL préalablement fondue et refroidie à 47 °C au bain-marie sont coulées dans chaque boîte de pétri. Le temps qui s'écoule entre le moment où l'on a distribué l'inoculum dans une boîte et celui où le milieu est coulé, ne doit pas excéder 15 min.
- Le mélange est agité soigneusement avec des mouvements rotatifs à gauche et à droite, et des mouvements en bas et en haut.
- Le mélange est laissé se solidifier en posant les boîtes de pétri sur une surface fraîche et horizontale.
- Après solidification, une deuxième couche d'environ 5 ml de la gélose VRBL est ajoutée afin d'empêcher l'étalement des colonies, et d'obtenir des conditions de semi anaérobiose.
- Laisser se solidifier comme décrit ci-dessus.
- Les boîtes préparées sont retournées et portées à l'incubation à l'étuve pendant 24 h ($\pm$ 2h) à 30 °C pour les coliformes totaux, et 44°C pour les coliformes fécaux.

Lecture

Après incubation, les colonies rouges foncées à violacées de diamètre supérieur à 0,5 mm sont dénombrées sur les boîtes contenant entre 15 à 150 colonies.

Annexe n°04

Recherche des Salmonelles (norme française de routine NF V 08-52)

La méthode de la recherche des salmonelles est effectuée selon la norme française de routine (Norme NF V 08-52), elle nécessite plusieurs phases successives:

A. Pré- enrichissement

Il est effectué dans l'eau peptonnée tamponnée (EPT), le volume ajouté au sachet stomacher dépend du nombre d'écouvillons présents dedans (écouvillons regroupés ou non) :

- Ovins : écouvillons regroupés (08 écouvillons): 100 ml de l'EPT sont ajoutées dans le sachet stomacher.
- Bovins : écouvillons non regroupés (02) écouvillons : 25 ml de l'EPT sont ajoutées.

Après le broyage dans un appareil stomacher, la suspension mère ainsi obtenue est portée à l'étuve à la température de 37°C pendant au moins 16h et au plus 20h.

B. Enrichissement

A partir de la culture obtenue après le préenrichissement, 1 ml est transféré dans un tube à essai contenant 10 ml de sélénite cystine (SC), et 0,1 ml dans un tube de 10 ml de Rappaport Vassiliadis (RV). Les deux milieuxensemencés sont incubés de la façon suivante :

- Le milieu RV à 42°C pendant 24h ;
- Le milieu SC à 37°C pendant 24h.

C. Isolement

Après la période d'incubation, une goutte de la culture dans le milieu RV estensemencé par une anse de platine sur la surface des milieux gélosés Hecktoen et SS (Salmonella-Shigella)coulés préalablement dans des boîtes de pétri.

La même procédure est répétée avec le milieu SC.

Les boîtes sont retournées et placées dans l'étuve à 37°C .

Après 24h d'incubation, les boîtes sont examinées afin de rechercher la présence des colonies caractéristiques de *Salmonella*, si le développement est faible, les boîtes sont réincubées pendant 24 supplémentaires à la même température.

Les colonies caractéristiques des *Salmonella* sont :

- Vertes ou bleues vertes avec ou sans centre noir sur le milieu Hecktoen
- Transparentes avec ou sans centre noir sur le milieu SS.

D. Confirmation biochimique

A partir de chaque boîte des milieux d'isolement, deux colonies (au moins) suspectes sont repiquées sur les milieux suivants :

1) Kligler Hajna (KIA)

A l'aide d'une anse de platine, la pente inclinée du milieu est ensemencée en strie, ensuite le culot et piqué profondément, les tubes ne sont pas fermés hermétiquement pour permettre d'avoir une réaction gazeuse. Les tubes sont ainsi incubés à 37°C pendant 24h.

Les réactions typiques de *Salmonella* spp correspondent à la formation de trois couleurs superposées, une pente rouge (lactose négatif), un culot jaune (Glucose positif), et généralement une couleur noirâtre au centre (formation H₂S), la formation de gaz se manifeste par la formation d'une bulle latérale ou le décollement du milieu à la base de tube.

2) Milieu urée indole

0,5 ml de milieu urée indole est ensemencé par un inoculum raclée de la surface de la pente du milieu KIA à l'aide d'une anse de platine; les tubes sont ensuite portés à l'étuve à 37°
Cependant 24h.

Lecture : le virage du milieu vers une couleur rouge violacée indique la présence d'une uréase. (La couleur originale du milieu est jaune)

Après 24h d'incubation, quatre à cinq gouttes de réactif de Kovacs sont ajoutées dans le tube ensemencé; la formation d'un anneau rouge à la partie supérieure du milieu indique une réaction indole positive.

3) Milieu LDC (Lysine Décarboxylase)

0,5 ml du milieu LDC est ensemencé juste au dessous de la surface de liquide par une goutte d'une suspension bactérienne (une colonie suspecte mise dans environ 5 ml de l'eau physiologique stérile), 3 à 4 gouttes de l'huile de vaseline stérile sont ajoutées dans le milieu pour former une couche superficielle créant des conditions semi anaérobiques.

Un autre tube contenant 0,5 ml du milieu LDC témoin est ensemencé de la même manière. Les deux tubes sont ensuite incubés à 37°C pendant 24h.

Lecture : après incubation, une couleur violette sur le milieu LDC indique une réaction positive.

Une couleur jaune indique une réaction négative.

La couleur du milieu témoin doit virer au jaune, si la couleur reste violette, la colonie n'a pas donc développé.

4) Milieu pour la réaction de Voges- Proskauer (VP)

Un tube contenant le milieu Clark et Lubs est ensemencé avec 3 à 4 gouttes de la suspension bactérienne préparée dans le test précédent.

Après une incubation de 24h à 37°C, on ajoute 10 gouttes de réactif VP1 et 10 gouttes de réactif VP2.

La formation d'une coloration rose à rouge dans un délai de 15 à 20 minutes indique une réaction positive, dans le cas inverse, la couleur reste inchangée (jaune).

5) Milieu Rouge de Méthyle (RM)

Un tube du Clark et Lubs est ensemencé de la même procédure que le test VP, après l'incubation à 37°C pendant 24h, quelques gouttes de réactif RM sont ajoutées.

Une réaction positive est traduite par le virage du milieu vers une couleur rosâtre.

6) Milieu Citrate de Simmons

La surface du milieu est ensemencée par une goutte de la suspension bactérienne, l'incubation est de 24h à 37°C. La réaction positive se manifeste par un virage vers le bleu.

7) Test β -Galactosidase (ONPG)

Un disque ONPG est mis dans la suspension bactérienne restante de l'ensemble des tests précédents. Le tube est porté à l'incubation à 37°C pendant 24h.

L'apparition d'une couleur jaune indique une réaction positive.

Interprétation des tests biochimiques

Les salmonelles donnent en général les réactions indiquées dans le tableau suivant:

Interprétation des tests biochimiques

Essais	Réaction	Exceptions
Glucose	+	-
Lactose	-	-
Formation de gaz	+	S.Typhi est anaérogène
H ₂ S	-	-
Uréase	-	-
Indole	-	-
VP	-	-
RM	+	-
ONPG	-	Les souches de <i>S. arizonae</i> et <i>S. salamae</i> sont ONPG +
Citrate de Simmons	+	-
LDC	+	-

Les colonies suspectes présentant les critères cités dans le tableau sont conservées sur la gélose nutritive inclinée après une incubation de 24h à 37°C.

h) Galerie biochimique miniaturisée

Les galeries de type api 20E (Biomérieux) sont utilisées, 20 tests biochimiques sont étudiés pour avoir le plus de caractères possibles de manière à identifier de façon plus certaine les différentes entérobactéries et autres bacilles à Gram négatif non fastidieux.

La galerie api 20 E comporte 20 micro-tubes contenant des substrats déshydratés.

Les réactions produites pendant la période d'incubation se traduisant par des virages colorés spontanés, ou révélés par addition de réactifs. La lecture de ces réactions se fait à l'aide du tableau de lecture d'identification qui est obtenu avec le catalogue analytique ou d'un logiciel d'identification.

Préparation et inoculation de la galerie :

Une atmosphère humide est créée par la répartition d'environ 5 ml d'eau distillée dans les alvéoles.

Les micro-tubes sont ensuite inoculés avec une suspension bactérienne préparée à l'aide d'une seule colonie fraîche, bien isolée sur un milieu gélosé, mise dans 5 ml de l'eau physiologique stérile, et homogénéisée soigneusement.

- Les tubes et les cupules des tests CIT, VP, et GEL sont remplis avec la suspension bactérienne.
- Uniquement les tubes (et non les cupules) des autres tests sont remplis.
- Les cupules des tests ADH, LDC, ODC, H₂S, URE, sont remplis par l'huile de vaseline stérile pour créer une anaérobiose.

Les galeries sont ensuite portées à l'incubation pendant 18 à 24 h à 37°C.

Lecture : Après la période d'incubation, toutes les réactions spontanées sont notées sur la fiche des résultats.

Les tests TDA, IND, et VP, nécessitent l'addition de réactifs :

- Le test TDA : Une goutte de réactif TDA est ajoutée.
- Le test IND : Une goutte de réactif Kovacs est ajoutée.
- Le test VP : ajouter une goutte de chacun des deux réactifs VP1 et VP 2.

Lecture de la galerie miniaturisée api 20 E

Microtube	Substrat	Caractère recherché	Résultat positif	Résultat négatif
ONPG	Ortho-Nitro-Phényl-Galactosidase	B-galactosidase		
ADH	Arginine	Arginine déshydrolase		
LDC	Lysine	Lysine décarboxylase		
ODC	Ornithine	Ornithine décarboxylase		
CIT	Citrate de sodium	Utilisation de citrate		
H2S	Thiosulfate de sodium	Production d'H2S		
URE	Urée	Uréase		
TDA	Tryptophane	Tryptophane désaminase		
IND	Tryptophane	Production d'indole		
VP	Pyruvate de sodium	Production d'acétone		
GEL	Gélatine de Kohn	Gélatinase		
GLU	Glucose	Fermentation/ oxydation		
MAN	Mannitol	Fermentation/ oxydation		
INO	Inositol	Fermentation/ oxydation		
SOR	Sorbitol	Fermentation/ oxydation		
RHA	Rhamnose	Fermentation/ oxydation		
SAC	Saccharose	Fermentation/ oxydation		
MEL	Melibiose	Fermentation/ oxydation		
AMY	Amygdaline	Fermentation/ oxydation		
ARA	Arabinose	Fermentation/ oxydation		

Résumé

L'objet de ce travail est l'évaluation de la qualité bactériologique superficielle des carcasses ovines et bovines abattues à l'abattoir d'EL-HARRACH. L'étude divisée en trois parties a concerné 210 carcasses (120 carcasses ovines, et 90 carcasses bovines). La première partie effectuée sur 30 carcasses ovines a été consacrée à l'évaluation de l'hygiène globale de l'abattoir par l'appréciation de la charge bactérienne globale et celle d'origine fécale; la deuxième partie effectuée sur 20 carcasses bovines a concerné l'appréciation quantitative de la qualité bactérienne de ces carcasses au niveau de 3 sites anatomiques différents de prélèvement.

La troisième partie a eu pour objet l'appréciation qualitative (absence ou présence) de la contamination par *Salmonella* spp. sur 90 carcasses ovines, et la répartition de la contamination à *Salmonella* spp selon le site anatomique sur 70 carcasses bovines. Les charges moyennes enregistrées ont été relativement élevées surtout chez l'espèce bovine témoignant une hygiène défectueuse lors des opérations de l'abattage. L'étude de la contamination par site anatomique de prélèvement a montré que la région de la poitrine (B), et la face postérieure du membre antérieur (C) étaient les zones les plus contaminées pour toutes les flores étudiées. Sur les 90 carcasses ovines et 70 bovines faisant l'objet de la troisième partie de la présente étude, *Salmonella* a été isolée sur une carcasse ovine (1,11%), et sur 7 carcasses bovines (10%). Le nombre total de souches de *Salmonella* détectées était de 13 souches, le sérotype dominant était S. Anatum (76,92 %), suivi des sérotypes de la sous espèce *arizonae* (15,38 %), et S. Abortus Ovis (7,69 %). La distribution des souches de *Salmonella* sur les carcasses bovines a montré un taux de contamination de 58,33% pour le membre antérieur (C), de 33,33% pour la poitrine (B), et 8,33% pour le membre postérieur (A).

Les résultats de la présente étude reflètent les mauvaises conditions d'abattage, de manipulation des carcasses, et des insuffisances en matière d'hygiène au niveau de l'abattoir d'EL HARRACH, constituant ainsi un réel danger pour la santé publique.

Mots clés : Abattoir, carcasses, ovins, bovins, qualité bactériologique, *Salmonella*.

Summary

The purpose of this work is the evaluation of the superficial bacteriological quality of ovine and bovine carcasses slaughtered at EL-HARRACH abattoir. The study divided into three parts concerned 210 carcasses (120 ovine carcasses, and 90 bovine carcasses). The first part carried out on 30 ovine carcasses was devoted to the global hygiene evaluation of the abattoir by the appreciation of the total bacterial load and that of fecal origin; the second part carried out on 20 bovine carcasses was related to the quantitative appreciation of the bacterial quality of these carcasses on 3 different sampling anatomical sites. The third part aim was the qualitative appreciation (absence or presence) of the contamination by *Salmonella* spp. on 90 ovine carcasses, and the contamination distribution with *Salmonella* spp according to the anatomical site on 70 bovine carcasses. The recorded average charges were relatively high especially for the bovine species reflecting a defective hygiene at the time of slaughtering operations. The study of the contamination by sampling anatomical site showed that the area of the breast (B) and the posterior face of the foreleg (C) were the most contaminated zones for the entire studied flora. On the 90 ovine carcasses and 70 bovine being the subject of the third part of this study, *Salmonella* was detected on an ovine carcass (1,11%), and on 7 bovine carcasses (10%). The total number of strains of detected *Salmonella* was of 13 strains, the dominating serotype was *S. Anatum* (76, 92 %), followed by serotypes of subspecies *arizonae* (15, 38 %), and *S. Abortus ovis* (7, 69 %). *Salmonella* strains distribution on bovine carcasses showed a contamination rate of 58, 33% for the foreleg (C), of 33,33% for the breast (B), and 8,33% for the rearleg (A). The results of this study reflect the bad conditions of slaughtering, of the carcasses handling, and hygiene insufficiencies in EL-HARRACH abattoir, thus constituting a real danger to the public health.

Keywords: Abattoir, carcasses, ovine, bovine, bacteriological quality, *Salmonella*.

ملخص

عملنا هذا يهدف إلى تقييم النوعية البكتريولوجية السطحية لهياكل الأغنام والأبقار المذبوحة في مذبح الحراش. الدراسة المنقسمة إلى 3 أجزاء شملت 210 هيكل (120 هيكل أغنام و 90 هيكل أبقار). القسم الأول المنجز على 30 هيكل أغنام خصص لتقييم النظافة العامة للمذبح عن طريق تقييم الكثافة البكتريولوجية الإجمالية والميكروبات ذات الأصل الغانطي. الجزء الثاني المنجز على 20 هيكل أبقار خصص للتقييم الكمي للنوعية البكتريولوجية لهذه الهياكل على مستوى 3 مناطق تشريحية مختلفة. أما الجزء الثالث فيهدف إلى التقييم النوعي (غياب أو وجود) للعدوى بجرثومة السالمونيلا على 90 هيكل أغنام وتوزيع عدوى السالمونيلا حسب المنطقة التشريحية على 70 هيكل بقرية. الكثافة البكتريولوجية المسجلة كانت نوعا ما مرتفعة خصوصا عند الأبقار مما يعكس سوء النظافة خلال عملية الذبح. دراسة العدوى البكتريولوجية حسب المنطقة التشريحية التي أخذت منها العينة أظهر أن منطقتا الصدر و الجهة الخلفية للرجل الأمامية كانتا الأكثر عدوى بكل أنواع الميكروبات المدروسة. من بين 90 هيكل غنميا و 70 بقرية التي كانت موضوع الجزء الثالث من هذه الدراسة، تم عزل جرثومة السالمونيلا على هيكل غنمي واحد (11,1%)، و على 7 هياكل بقرية (10%). العدد الكلي لجراثيم السالمونيلا التي تم العثور عليها هو 13 جرثومة. السيروتيب السائد هو أناطوم (92,76%)، يليه السيروتيب التابع لنوع أريزونا (38,15%)، ثم أبورتوس أوفيس (69,7%). توزيع جراثيم السالمونيلا على الهياكل البقرية أظهر نسبة عدوى تقدر ب 58,33% للرجل الأمامية، و 33,33% لمنطقة الصدر، و 8,33% للرجل الخلفية

نتائج هذه الدراسة تعكس الظروف السيئة لعملية الذبح، و تحضير الهياكل ، و نقائص في النظافة على مستوى مذبح الحراش، مشكلة بذلك خطرا على الصحة العمومية.

الكلمات المفتاحية: مذبح ، هياكل، أغنام، أبقار، النوعية البكتريولوجية، السالمونيلا.