

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique



Institut des Sciences
Vétérinaires

Université Saad
Dahlab, Blida-1



THESE DE DOCTORAT

en Sciences Vétérinaires

Spécialité : Microbiologie

**ISOLEMENT ET IDENTIFICATION DE Salmonella Spp. CHEZ L'ESPECE OVINE
DANS LA REGION CENTRE DE L'ALGERIE**

Par

Adla BENZAOUCHE

Devant un jury composé de :

Président :	LAFRI M.	Professeur	Université saad dahleb Blida1
Examineur :	CHIKHAOUI M.	MCA	Université de Tiaret
Examinatrice :	BAAZIZI R.	MCA	ENSV Alger
Examinatrice :	HAMIROUNE M.	MCA	Université de Djelfa
Promotrice :	SAHRAOUI N.	Professeur	Université saad dahleb Blida1
Co-promoteur :	BERBER A.	Professeur	Université saad dahleb Blida1

Année : 2022-2023

REMERCIEMENTS

Avant tout, je remercie Dieu tout puissant de m'avoir aidé et donné la foi et la force pour achever ce travail.

Je tiens tout d'abord à exprimer mes sincères remerciements aux membres du jury, pour leur compréhension, leur disponibilité et le temps qu'ils ont consacré à la lecture de cette thèse :

Mr LAFRI Mohamed, Professeur à l'Institut des Sciences Vétérinaires, Université Saad Dahleb, Blida 1, pour nous avoir fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse. Avec l'expression de notre plus profond respect, et de nos plus sincères remerciements.

Mme CHIKHAOUI Mira, Maître de conférences A à l'Université de Tiaret, qui nous a fait l'honneur de participer à notre jury de thèse, Sincères remerciements.

Mme BAAZIZI Ratiba, Maître de conférences A à l'Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire D'Alger, pour avoir accepté de prendre part à ce jury de thèse. Sincères remerciements

Mr HAMIROUNE M, Maître de conférences A à université de Djelfa, pour avoir accepté très aimablement de faire partie de ce jury de thèse. Sincères remerciements.

Mme SAHRAOUI Naima, Professeur à l'Institut des Sciences Vétérinaires, Université Saad Dahleb, Blida 1, pour m'avoir fait l'honneur de me proposer ce travail. Merci pour votre disponibilité, vos corrections, vos précieux conseils, et vos encouragements. Veuillez trouver ici, le témoignage de ma reconnaissance ainsi que mon profond respect le plus sincère. Chaleureux remerciements.

Mr BERBER A, Professeur à l'Institut des Sciences Vétérinaires de l'Université de Blida 1, pour avoir guidé ce travail avec beaucoup de disponibilité et de patience, votre soutien et surtout les judicieux conseils avisés tout au long de sa réalisation.

Votre simplicité ma beaucoup marqué. Soyez persuadés de ma reconnaissance la plus respectueuse. Sincères remerciements.

Je n'oublierai pas de remercier également :

MmeTARZAALI. D, Maître de conférences A à l'université Saad DAHLEB de Blida pour son aide et son soutien. Qu'elle trouve ici l'expression de ma sincère gratitude et ma profonde estime.

Monsieur TAFABI. D qui m'a bien accueilli au sein du laboratoire d'hygiène de Blida ainsi que tout le personnel du laboratoire.

Enfin je remercie vivement :

Les vétérinaires praticiens qui ont contribué à la réalisation de cette étude : Dr Ami Abdenour, Dr Benkhelifa Naydil, Dr cherif Toufik, Dr Aboulaiche Mohamed, Dr Hadj kedour , Dr Kidar Mustapha, Dr Sbaa Amin, Dr Sahraoui Mohamed, Dr Hassani Azedine et Dr Dahmani Ali pour nous avoir fournies les précieuses informations sur les troupeaux et nous avoir facilité l'accès à ses élevages.

Dr Msella Amin, Mme Rezig F, et Dr Kasmi Naima pour leur aide et assistance sur la payasse afin de récolter les résultats des analyses bactériologiques.

Je dédie ce modeste travail à :

La mémoire de mon petit frère Mahrez, qui est toujours et restera à jamais présent dans nos cœurs, j'aurais tant aimé que tu sois avec nous en ce jour. Que Dieu, le miséricordieux, t'accueille dans son éternel paradis.

Mes parents pour l'affection qu'ils m'ont toujours témoignée et le soutien qu'ils ont su m'apporter, en témoignage de tout mon amour et ma profonde reconnaissance. Vous êtes la lumière de ma vie. Puisse DIEU les garder pour nous.

Mon frère et mes sœurs, vous êtes la joie et la lumière de ma vie, je vous souhaite à tous une vie pleine de santé animée de succès et de bonheur. Que DIEU nous laisse toujours bien unis et vous garde à mes côtés pour toute la vie.

RESUME

La salmonellose est une maladie infectieuse, contagieuse dont la bactérie se développe dans l'intestin de l'homme et de nombreuses espèces animales, donnant à cette pathologie un caractère de zoonose majeure. En effet, les ovins, occupent une position particulière dans la mesure où ils sont eux-mêmes victimes de salmonellose, cliniquement grave et économiquement lourde.

L'objectif de cette étude est d'identifier certains facteurs de risque liés aux pratiques d'élevage, d'évaluer la prévalence du portage symptomatique de *Salmonella Spp.* chez l'espèce ovine et étudier les éventuelles associations entre certains facteurs de risque et le portage de la salmonellose ovine dans la région centre d'Algérie.

Une enquête a été réalisée dans 28 élevages d'ovin localisés dans les wilayas de (Djelfa, Blida, Médéa, Boumerdès, Tipaza et Alger), portant sur les différents facteurs de risque favorisant l'apparition de la salmonellose ovine. Le choix de ces élevages a été basé sur la présence des manifestations cliniques de la salmonellose ovine à savoir, diarrhée, avortement et mortalité des agneaux. Cette enquête, nous a permis de conclure que la majorité des élevages de la région souffre d'un manque de précautions sanitaires, d'hygiène de logement, et de conditions générales de l'élevage qui sont défavorables.

Cent vingt-sept (127) échantillons ont été prélevés de 118 ovins appartenant aux 28 élevages concernés par notre enquête (65 échantillons de matières fécales diarrhéiques, 55 écouvillons vaginaux et 7 organes fœtaux). La recherche bactériologique par la méthode ISO 6579, a montré que 10,71% des élevages, 2,54% des ovins et 2,36 % des échantillons sont positifs aux salmonelles. Les prélèvements d'écouvillons vaginaux et des organes fœtaux, n'ont révélé aucune culture positive pour les salmonelles, soit 0%, alors que 33,33% et 1,69% des matières fécales des brebis et des agneaux respectivement, sont positifs à *Salmonella enterica* subsp *arizonae* isolée pour la première fois en Algérie chez l'espèce ovine.

La recherche des facteurs de risque associés au portage de *Salmonella enterica* subsp *arizonae* a été effectuée par une analyse univariée du test exact de Fisher, un seul facteur a été identifié, il s'agit de la présence des bovins au niveau de l'élevage.

Salmonella enterica subsp. *arizonae* peut être présente dans les excréments des ovins porteurs sains ou symptomatiques de tous âges, qui peuvent représenter un réservoir zoonotique important. De ce fait, élargir le spectre d'étude de la maladie à d'autres régions du pays et approfondir les recherches en matière de diagnostic avec des méthodes récentes et fiables semble une nécessité.

Mots clés : Salmonellose ovine, portage symptomatique, *Salmonella enterica* subsp. *arizonae*, facteurs de risque.

Abstract

Salmonellosis is an infectious, contagious disease which the bacteria develops in intestine of humans and many animal species, giving this pathology the character of a major zoonosis. Sheep occupy a special position in that they are themselves victims of salmonellosis, which is clinically serious and economically burdensome.

The objective of this study is to identify certain risk factors related to farming practices, to assess the prevalence of symptomatic carriage of salmonella Spp. in the ovine species and to study the possible association between certain risk factors and the carriage of ovine salmonellosis in the central region of Algeria.

A survey was carried out in 28 sheep farms located in the wilayas of Djelfa, Blida, Medea, Boumerdes, Tipaza and Algiers, relating to the various risk factors favoring the appearance of ovine salmonellosis. The choose of these farms was based on the presence of clinical manifestations of ovine salmonellosis, namely diarrhea, abortion and mortality of lambs. This survey allowed us to conclude that the majority of farms in the region suffer from a lack of sanitary precautions, poor housing hygiene and unfavorable general breeding conditions.

One hundred twenty seven (127) samples were taken from 118 sheep belonging to the 28 farms involved in our investigation (65 samples of diarrheal, 55 vaginal swabs and 7 fetal organs. Bacteriological research using the ISO6579 method showed that 10.71% of farms i.e 2.54 % of sheep and 2.36 % of samples were positive for salmonella. Vaginal swabs and fetal organ samples revealed no positive culture for salmonella,i.e. 0%, while 33.33% and 1.69% of faeces from ewes and lambs respectively showed contamination by *Salmonella enterica* subsp *arizonae* isolated for the first time in Algeria in the sheep species.

The risk factors associates was done with univariate analysis of fisher's exact test only one factor was identified, it was the presence of cattle in the breeding.

Salmonella enterica subsp. *arizonae* can be present in the faeces of healthy or symptomatic sheep of all age, which can represent an important zoonotic reservoir. Therefore, broadening the spectrum of study of the disease to other regions of the country and deepening diagnostic research with recent and reliable methods seems a necessity.

Key words: Ovine salmonellosis, Symptomatic carriage, *Salmonella enterica* subsp. *arizonae*, Risk factors.

ملخص

داء السلمونيليا هو مرض تعفني معدي تتطور فيه البكتيريا داخل أمعاء الإنسان وعدد من أنواع الحيوانات، مما يعطي له خاصية "حيواني المنشأ" بامتياز. الأغنام تشغل مكانة خاصة في إطار أنها هي نفسها ضحية مرض السلمونيليا. سريريا بشكل خطير واقتصاديا بحصيلة ثقيلة

الهدف من هذه الدراسة هو تحديد بعض عوامل الخطر المتعلقة بالممارسات المطبقة في تربية الأغنام، تقييم انتشار حمل بكتيريا السلمونيليا مع وجود الأعراض عند الأغنام ودراسة الارتباطات المحتملة بين بعض عوامل الخطر وحمل مرض السلمونيليا عند الأغنام في منطقة وسط الجزائر

تم إجراء تحقيق في 28 مزرعة لتربية الأغنام والتي تقع في الولايات التالية (الجلفة، البلدية، المدية، بومرداس، تيبازة، الجزائر العاصمة) ارتكز حول معظم عوامل الخطر التي تساعد على ظهور مرض السلمونيليا عند الأغنام، اعتمد في اختيار مزارع تربية الأغنام على وجود أعراض ظاهرية لمرض السلمونيليا الغنم منها

الإسهال، الإجهاض، نفوق الحملان، وهذا التحقيق سمح لنا باستنتاج ان معظم مزارع تربية الأغنام لهذه المنطقة تعاني من غياب الإجراءات الاحتياطية الصحية منها نظافة المبني وعدم مطابقة الشروط العامة لتربية المواشي غير مطابقة وعدم احترام الشروط الصحية .

127 عينة تم أخذها من 118 راس من الغنم موزعة على 28 مزرعة لتربية الأغنام المعنية بهذا التحقيق (65 عينة فضلات اسهالية 55، مسحة مهبلية و 7 أعضاء جنينية)، اظهر البحث البكتريولوجي بطريقة ISO 6879 أن 7،10% من المزارع وانه 2.54% من الأغنام و 36،2% من العينات كانت إيجابية لبكتيريا السلمونيليا. المسحات المهبلية والأعضاء الجنينية لم تعطي أي زراعة بكتريا موجبة للسلمونيليا، ما يعادل 0%، بينما أعطت نتائج تحاليل البكتريولوجي لفلات (البراز) للنجاج و الحملان وجود *Salmonella enterica subsp arizonae* بنسبة 33% و 69،1% على التريب معزولة لأول مرة عند الأغنام في الجزائر .

البحث عن عوامل الخطر المرتبطة بحمل بكتيريا السلمونيليا

Salmonella enterica subsp arizonae التي تمت بتحليل أحادي المتغير لاختبار الدقيق Fisher

عامل خطر واحد تم تحديده ويتعلق الأمر بوجود الأبقار على مستوى مزارع تربية المواشي .

يمكن إيجاد *Salmonella enterica subsp arizonae* في فضلات (البراز) الأغنام السليمة

الحاملة للمرض بدون أعراض والحاملة للمرض مع وجود الأعراض وهذا في جميع الأعمار، مما يظهر أن هذه البكتيريا تستطيع أن تمثل خزان حيواني المصدر، شديدة الأهمية وبالتالي يجب توسيع طيف دراسة المرض الى مناطق اخرى من البلاد وتعميق البحوث في مواد التشخيص بطرق حديثة وموثوقة اصبحت ضرورة ملحة.

الكلمات المفتاحية : السلمونيليا الأغنام الحاملة للأعراض،

Salmonella enterica subsp arizonae، عوامل الخطر

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 3.1: Nombre de sérovars dans chaque espèce et sous-espèce	34
Tableau 5.1: Prélèvements pour le diagnostic de salmonellose	45
Tableau 7.1 : Répartition des élevages selon les wilayas et daïra	64
Tableau 7.2 : Répartition des élevages selon leurs effectifs	66
Tableau 7.3 : Répartition des échantillons selon les élevages et les régions	83
Tableau 7.4: Résultats d'isolement de SalmonellaSpp. à l'échelle d'élevage et individuelle	96
Tableau 7.5 : Prévalence d'isolement de Salmonella Spp. selon l'âge	99
Tableau 7.6: Prévalence d'isolement de SalmonellaSpp. à partir des matières fécales diarrhéiques.	101
Tableau 7.7 : Prévalence d'isolement de S. Sppà partir des prélèvements des organes foétaux et des écouvillons vaginaux.	103
Tableau 7. 8 : Prévalence d'isolement de S.arizonae chez les brebis présentant une diarrhée et un avortement.	106
Tableau 7. 9 : Prévalence d'isolement de Salmonella arizonae par wilayas à l'échelle élevages et individuelle.	108
Tableau7.10 : Analyse univariée des facteurs de risque	113

LISTE DES FIGURES

Figure 3.1 : Structure antigénique des salmonelles	38
Figure 4.1 : Pathogénie de l'infection salmonellique	41
Figure 4.2 : Pathogénie de la diarrhée salmonellique	43
Figure 7.1:Cartographie de la zone d'étude.	63
Figure 7. 2 : Pourcentage des élevages visités dans les différentes wilayas	65
Figure 7.3:Pourcentage des élevages visités selon la taille de leur troupeau	67
Figure 7.4 : Différents modes d'élevages	68
Figure 7.5 : Présence d'autres espèces animales en contact des ovins.	70
Figure 7.6 : Pourcentage des locaux nettoyés et désinfectés	73
Figure 7.7 : Devenir des produits d'avortements.	75
Figure 7.8 : Soins donnés aux nouveau-nés	77
Figure 7. 9: Pré-enrichissement des prélèvements de matière fécale des brebis dans l'EPT (Photos personnelles).	86
Figure 7.10 : Pré-enrichissement de cerveau d'un avorton dans l'EPT	87
Figure 7. 11 : Pré-enrichissement d'un contenu stomacal d'avorton dans l'EPT	87
Figure 7.12 : Pré-enrichissement des écouvillons dans l'EPT (a : écouvillons vaginaux ; b : écouvillons rectaux)	88
Figure 7. 13 : Enrichissement dans le milieu MSR/V (a: MSR/V Déshydraté ; b : MSR/V avant inoculation ; c : MSR/V Inoculé).	89
Figure 7. 14 : Enrichissement dans le milieu MKTTn (a: MKTTn déshydraté ; b : MKTTn avant inoculation ; c :MKTTn après enrichissement et incubation)	89
Figure 7. 15 : Lecture par examen de zone de migration (milieu MSR/V) (a : Résultats négatifs ; b : résultats positifs, zone de migration supérieure à 20mm et un inoculum est prélevé de cette zone pour ensemencement)	90

Figure 7. 16 : Ensemencement sur Hektoen (Photo originale)	91
Figure 7.17: Ensemencement sur XLD (Photo originale)	91
Figure 7.18 : Lecture sur milieu XLD (a : avant incubation ; b : aspect des colonies de salmonelles après incubation, souche purifiée)	91
Figure 7.19 : Lecture sur milieu Hektoen (a : avant incubation ; b : aspect des colonies de salmonelles après incubation, souche purifiée)	92
Figure 7. 20: Galerie API 20E de <i>Salmonella arizonae</i>	93
Figure 7. 21 : Protocole de recherche des salmonelles par la méthode de référence ISO 6579 (Prélèvements des matières fécales, cerveau et contenu stomacale).	94
Figure 7. 22 : Protocole de recherche des salmonelles par la méthode de référence ISO 6579 (Prélèvements des écouillons vaginaux et d'écouvillons rectaux)	95
Figure 7. 23 : Pourcentage des résultats positifs pour <i>Salmonella Spp.</i> à l'échelle élevage et individuelle	96
Figure 7. 24 : Pourcentage des résultats négatifs pour <i>Salmonella Spp.</i> à l'échelle élevage et individuelle	97
Figure (7. 25) : Prévalence d'isolement de <i>Salmonella Spp.</i> selon l'âge.	99
Figure 7. 26 : Prévalence d'isolement de <i>Salmonella Spp.</i> à partir des matières fécales diarrhéiques	101
Figure 7. 27 : Comparaison entre les résultats des prélèvements de MF et EV chez les brebis présentant une diarrhée et un avortement	106
Figure 7.28 : Prévalence d'isolement de <i>S. arizonae</i> par wilaya à l'échelle élevage.	108

Liste des abréviations et des symboles

A A PAF: Allaiter Agneau Par une autre Femelle
ADN : Acide désoxyribonucléique
Ag : Antigènes
AGV : Acide Gras Volatils.
AINS : Anti-Inflammatoires Non Stéroïdiens
AIS : Anti-Inflammatoires Stéroïdiens
BDV: Border disease virus
BHV-1: Bovine herpes virus-1
BV : Bovins
BVD : Bovine Viral Diarrhea
C : Commune
C S : Contenu stomacal
CMV : complément minéral vitaminé
Cn : Chiens
Cp : Caprins
CVI : Vétérinaire d'Information.
D : Daïra
D C O : Désinfection du Cordon Ombilical
d'IL8 : Interleukin 8
E NR PI : Eleveurs qui ne respectent pas l'isolement
E R I : Eleveurs qui respectent l'isolement
E. coli : Escherichia coli
EL : Elevage
ELISA : Enzyme-linked immunosorbent Assay .
EPT : Eau Peptonée Tamponnée
Eq : Equidés
ER : Ecouvillon rectal

EV : Ecouvillon vaginal

g : gramme

GCP2: Granulocyte Chemotactic Protein 2

GN: Gélose Nutritive

GRO (Growth Related Onchogene)

h : heurs

H2S : sulfured'hydrogène

HK: Hektoen

I N P P E S : Isolement des nouvelles parturientes avec leurs petits dans un enclos séparé

IC : Intervalle de confiance

Ig : Immunoglobuline

IgG : Immunoglobuline G

IgM : Immunoglobuline M

IL 4 : Interleukin 4

IL1 : Interleukin 1

KCN : Cyanure de potassium

Kg : Kilogramme

L : Litre

L : Locaux

LPS : Lypopolysacharide

M F : Matières fécales

MKTTn: TétrathionateNovobiocine Mueller Kauffmann

ml : millilitre

MQANA : Mise en quarantaine des animaux nouvellement acquis

MSRV : Rappaport-Vassiliadis Semi-solide Modifiée

N : Nombre

N D A S A : Ne Donne Aucun Soins aux Agneaux

NaCl: Chlorure de sodium

ND : Non déposer

ONPG : Ortho-nitrophényl- β -galactoside

Ov : Ovin

P E : Paillage des enclos des parturientes avec leurs petits.

PA : Produit d'avortement

PCR : Polymerase Chain Réaction.

PMQANA : Pas de mise en quarantaine des animaux nouvellement acquis

PRL : Prélèvement

R : Rongeurs

RN M B : Ramener le Nouveau-né et sa Mère à la Bergerie

S.S : Salmonella-Shigella

S: Salmonella

SASa : Salmonella. entericasubsp. arizonae (IIIa)

SAT : Agglutination lente en tube

SM ID: Salmonella-Identification

UFC : Unité Formant Colonie

V et OS : Volaille et oiseaux Sauvage

v** : variable

XLD : Xylose-Lysine-Désoxycholate

XLT4: Xylose-LysineTergitol 4

(-) : Negative

(+) : Positive

μ L : microlitre

TABLES DES MATIERES

RESUME

ABSTRACT

ملخص

REMERCIEMENTS

TABLE DES MATIERES

LISTE DES TABLEAUX

LISTE DES FIGURES

LISTE DES ABREVIATIONS

INTRODUCTION

16

CHAPITRE 1. EPIDEMIOLOGIE DE LA SALMONELLOSE OVINE

18

1.1.	Définition	18
1.2.	Impact économique de la salmonellose ovine	18
1.3.	Sources de salmonelles pour les ovins	18
1.4.	Facteurs de risque	21
1.5.	Voies de contamination chez les ovins	25
1.6.	Modalités de transmission chez les ovins	26
1.7.	Voie de contamination chez l'homme	26

CHAPITRE 2. ETUDE CLINIQUE

28

2.1.	Manifestations cliniques chez les ovins	28
2.1.1.	Brebis	28
2.1.2.	Agneaux	30
2.1.3.	Bélier	30
2.2.	Évolution de l'infection salmonelique ovine	30
2.3.	Manifestations clinique chez l'homme	30

CHAPITRE 3. BACTERIOLOGIE	33
3.1. Systématique	33
3.2. Taxonomie	33
3.3. Notion de sérovars	34
3.4. Caractères morphologiques et généraux	34
3.5. Caractères culturels	35
3.6. Caractères biochimiques	35
3.7. Caractères antigéniques	36
3.8. Résistance des salmonelles	38
CHAPITRE 4. PHYSIOPATHOLOGIE	39
4.1. Sensibilité à l'infection et son évolution	39
4.2. Types de portages	39
4.3. Etapes de l'infection salmonelique	40
4.4. Physiopathologie des signes cliniques	42
CHAPITRE 5. DIAGNOSTIQUE	44
5.1. Diagnostic direct (bactériologique)	44
5.1.1. Choix du prélèvement	44
5.1.2. Milieux de pré-enrichissement	45
5.1.3 Milieu d'enrichissement sélectif des salmonelles	46
5.1.4. Milieux d'ensemencement et d'isolement sélectif pour les salmonelles	46
5.1.5. Purification	46
5.1.6. Identification	46
5.2. Diagnostic indirect (Diagnostic sérologique)	48
5.4. Diagnostic différentiel	49
5.5. Diagnostic nécrosique	51
CHAPITRE 6. TRAITEMENT ET PREVENTION	53
6.1. Traitement	53
6.1.1. Antibiothérapie	53
6.1.2. Fluidothérapie	54
6.1.3. Traitement symptomatique de la diarrhée	55
6.1.4. Anti-inflammatoires	55
6.2. Mesures prophylactiques de la salmonellose ovine	56
6.3. Mesures prophylactiques de la salmonellose humaine	59

CHAPITRE 7. PARTIE EXPERIMENTALE

7.1. PREMIERE PARTIE : ENQUETE PAR QUESTIONNAIRE AUPRE DES ELEVEURS	61
7.1.1. Présentation de la zone d'étude	62
7.1.2. Période d'étude et choix des élevages	63
7.1.3. Matériel et méthodes	63
7.1. 4. Résultats et discussion	65
7.1.4.1. Pourcentage des élevages visités dans les différentes wilayas	65
7.1.4.2. Conditions générales de l'élevage	66
7.1.4.3. Hygiène du logement et Hygiène générale	73
7.1.4.4. Précautions sanitaires	74
7.1.5. Biais de l'enquête auprès des éleveurs	80
7.1. 6. Conclusion de l'enquête auprès des éleveurs	81
7.2. DEUXIEME PARTIE : ETUDE DU PORTAGE SYMPTOMATIQUE DE LA SALMONELLOSE OVINE	82
7.2.1. Période de l'étude	82
7.2.2. Matériel	83
7.2.3. Méthodes	83
7.2.3.1. Prélèvements	83
7.2.3.2. Analyse bactériologique	96
7.2.4. Résultats et discussion	96
7.2.4.1. Présentation des résultats pour les salmonelles au niveau des élevages et à titre individuel	96
7.2.4.2. Présentation des résultats pour les salmonelles selon l'âge	99
7.2.4.3. Présentation des résultats des salmonelles selon les manifestations cliniques et la voie d'excrétion bactérienne	100
7.2.4.3.1. Présentation des résultats des salmonelles à partir des prélèvements de matière fécale diarrhéique	101
7.2.4.3.2. Présentation des résultats des salmonelles à partir des prélèvements des organes foetaux et des écouvillons vaginaux	103

7.2.4.3.3. Comparaison des résultats aux salmonelles selon les deux types de prélèvements	105
7.2.4.3.4. Présentation des résultats des salmonelles selon le stade et le type d'avortement	107
7.2.4.4. Présentation des résultats pour les salmonelles par les wilayas	107
7.2.5. Biais	110
7.2.6. Conclusion de l'étude de portage symptomatique de la salmonelose Ovine	111
7.3. TROISIEME PARTIE : SALMONELLOSE OVINE : FACTEURS DE RISQUE ASSOCIES A L'INFECTION DES OVINS PAR LA SALMONELLOSE DANS LA REGION CENTRE	112
7.3. 1. Période d'étude	112
7.3.2. Matériel et Méthodes	112
7.3. 3. Résultats et discussion	112
7.3. 4. Conclusion	116
CONCLUSION GENERALE	117
RECOMMANDATIONS	119
REFERENCES	122
APPENDICES	
A. Formule des serotypes de Salmonella les plus fréquents	159
B. Caractères biochimiques différentiels entre espèces et sous espèces de salmonelles	161
C. Milieux d'enrichissement et d'isolement utilisés pour l'identification des salmonelles	162
D. Estimation du pourcentage de la déshydratation	164
E. Questionnaire auprès des éleveurs	165
F. Résultats du traitement des données du questionnaire	167
G. Fiche de renseignements	168
H. Matériel de laboratoire	169
I. Technique de prélèvements	170
J. Photos d'avortons	172
K. Caractérisation des colonies de salmonelles sur géloses Hk et XLD	173
L. Principaux caractères biochimiques différentiels des entérobactéries	174
M. Etapes de l'inoculation de la galerie Api 20e	175
N. Lecture macroscopique des réactions biochimiques de la galerie Api 20e	176

INTRODUCTION

L'élevage ovin en Algérie est pratiqué dans les différentes zones climatiques, depuis la côte méditerranéenne jusqu'aux oasis du Sahara mais avec une prédominance des zones steppiques qui concentrent 70 % du cheptel [1]. Ce dernier est constitué essentiellement de huit races locales rustiques réparties dans plusieurs régions du pays et adaptées à leurs milieux respectifs. Avec près de 26,4 millions de têtes, le cheptel ovin représente 78% du total des espèces de rente, assurant une production d'environ 325 000 tonnes de viande, 334970 quintaux de laine [2, 3], et compte pour 10 à 15% dans le produit intérieur brut agricole [4]. Ainsi, l'élevage des petits ruminants joue un rôle très important non seulement sur le plan économique, mais aussi sur le plan social car il apparaît comme une solution pertinente à la mise en place d'un système durable de développement non seulement de l'agriculture mais aussi de l'économie du pays.

Les ovins sont prédisposés à plusieurs maladies infectieuses dont la salmonellose [5]. Leur contamination par les salmonelles se produit après une transhumance ou suite à l'ingestion d'aliments ou d'eau souillés par des produits d'avortements, de mucus vaginal ou de matières fécales d'animaux (domestiques ou sauvages) porteurs symptomatique ou porteurs sains [6,7]. Cette pathologie occasionne des pertes économiques considérables causées par les diarrhées, les avortements, les métrites, les pneumonies, les septicémies, mortalités des agneaux et le coût des traitements [5].

De plus, la salmonellose est considérée comme une zoonose majeure, on estime qu'elle est responsable de plus de 78 millions de cas de Toxi-infections alimentaire collective et de plus de 59 000 décès dans le monde [8]. L'impact social de la maladie est en étroite relation avec les populations des régions rurales et certaines zones urbaines à conditions spécifiques. Certains sérovars de salmonelles peuvent infecter des patients immunodéprimés, rarement immunocompétents et les jeunes nourrissons [9], entraînant ainsi une série de complications, telles que les endocardites [10], des pleurésies [11], des pyélonéphrites [12], des sinusites, des mastoïdites [13], des péritonites, des gastro-entérites, des ostéomyélites, des

méningites, des infections cutanées, des arthrites septiques, et des mortalités des nourrissons [14].

Le manque d'informations sur la salmonellose ovine et son estimation sont un problème soulevé à l'échelle internationale. Récemment, les chercheurs ont commencé à rechercher l'évaluation de la prévalence réelle de la maladie, car presque la plupart des anciens travaux avaient des objectifs complètement différents. Ils visaient à mesurer le degré d'implication de la bactérie dans les troubles de la reproduction [15], ainsi que l'étude des différentes voies d'élimination du germe dans le milieu extérieur [16]. Actuellement, la grande fréquence des formes inapparentes a contribué à la sous-estimation de l'importance de sa prévalence chez les animaux de rente.

En Algérie, la salmonellose ovine a été très peu étudiée, les travaux disponibles n'ont porté que sur le portage asymptomatique [17] ; la contamination superficielle des carcasses [18] ; la prévalence de *Salmonella Spp.* dans des échantillons de viande rouge crue et produits carnés [19], ainsi que et la sérologie [20] à cela, s'ajoute l'absence d'un système de surveillance spécifique à cette pathologie, ce qui rend l'évaluation objective de son importance très difficile.

Devant le manque important dans les données épidémiologiques et microbiologiques sur la salmonellose ovine, nous avons décidé d'entamer cette étude par une synthèse bibliographique pour nous éclairer sur les différents aspects de cette infection, concernant les manifestations cliniques ; les caractéristiques de la bactérie; les modalités de transmission; la physiopathologie de l'infection ; les méthodes de diagnostic et les mesures de prophylaxie. Sur la base des informations recueillies nous avons estimé qu'il est judicieux d'aborder dans notre partie expérimentale certains aspects relatifs à cette pathologie. Une première partie à porter sur l'identification de certains facteurs de risque liés aux pratiques d'élevage puis dans une seconde a essayé d'évaluer la prévalence du portage symptomatique de *Salmonella Spp.* chez l'espèce ovine dans la région centre. Quant à la dernière partie, elle est consacrée à l'étude des possibilités d'association entre les facteurs de risque relatifs aux pratiques d'élevage et le portage de la salmonellose ovine.

CHAPITRE 1.

EPIDEMIOLOGIE DE LA SALMONELLOSE OVINE

1.1. Définition

La salmonellose est une pathologie à répartition mondiale causée par *Salmonella* Spp. Elle est due à une bactérie qui se transmet essentiellement par voie digestive, elle se développe dans l'intestin de l'homme et de nombreuses espèces animales [21, 22, 23], donnant à cette pathologie un caractère de zoonose majeure. Plus de 2000 sérotypes sont considérés comme pathogènes pour l'homme, ces sérotypes sont présents dans l'alimentation, dans l'eau et dans les matières fécales animales et humaines [24]. Le monde animal reste un vaste réservoir de salmonelles puisque une large variété des animaux domestiques et sauvages peut être infectée par les salmonelles [25, 26, 27].

1.2. Impact économique de la salmonellose ovine

La salmonellose ovine peut être à l'origine d'importantes pertes économiques sévères qui surviennent au sein du cheptel ovin, surtout dans les régions dont l'élevage ovin constitue une activité principale. L'avortement ovin dû à *Salmonella abortus ovis* est un important problème sanitaire, les coûts de l'infection sont à reporter essentiellement aux pertes pour l'élevage [28]. Les conséquences économiques directes d'un avortement sont variables selon le moment de sa survenue : après un avortement tardif, la brebis restera improductive pendant la saison sexuelle encours, si un traitement hormonal n'est pas appliqué. A côté de la perte des agneaux, l'absence ou la réduction de la lactation, les rétentions placentaires, l'infécondité et parfois septicémie post-partum sont également à noter, sans oublier les pertes génétiques et la dévalorisation du troupeau [29].

1.3. Sources de salmonelles pour les ovins

Bien que primitivement présentes dans le tractus digestif, les salmonelles sont largement répandues dans l'environnement et susceptibles d'être retrouvées sur chaque substance pouvant être contaminée directement ou indirectement par des matières fécales.

1.3.1. Sources animées

Les ovins peuvent se trouver en contact de vecteurs libres qui peuvent être des insectes, des animaux sauvages (oiseaux, rongeurs et reptiles), animaux domestiques (bovins, ovins, équins, chiens et chats) ou l'homme qui peuvent être des porteurs asymptomatiques de salmonelles :

1) Les ovins peuvent excréter des salmonelles de façon continue ou épisodique, par les porteurs asymptomatiques et symptomatique à partir :

- des matières fécales, le portage asymptomatique de *Salmonella abortus ovis* a été démontré par Pardon et al.[16] et son excrétion fécale lors de portage clinique a été démontrée par Dhawedkar [30]. D'autres serovars tel que *S. Montevideo*, *S. Typhimurium*, *S. Dublin*, *S. Arizonae*, *S. Enteritidis*, *S. Virchow*, *S. Newport*, *S. Infantis* ont été cités par Leclerc [31].
- des sécrétions vaginales sont les principales sources d'excrétion des germes, après une mise-bas à terme ou un avortement. En règle générale, tous les composants du contenu utérin sont virulents, elles sont massive à la suite d'une mise bas mais leurs excrétions diminuent par la suite progressivement [16]. Après un avortement salmonellique, l'examen bactériologique par écouvillonnage vaginal est régulièrement positif aux salmonelles pendant la première semaine ; après un mois dans certains cas [32,33] et jusqu'à six semaines dans des cas plus rares [15].
- de placentas, des avortons et des nouveau-nés infectés [15].
- du colostrum et le lait, cette voie n'est que rarement citée [16].

2) Les caprins, sont aussi sensibles au *S. abortus ovis*, la cohabitation des deux espèces dans le même élevage faciliterait la propagation et le portage du germe par le troupeau chez les deux espèces [34]. L'implication des autres serovars dans les avortements chez les caprins et les ovins tel que *S. Montevideo*, *S. Typhimurium*, *S. Dublin*, *S. Arizonae* et *S. Enteritidis* a été bien démontré par Martel et Savey [35].

3) Les bovins sont essentiellement sensibles aux salmonelles et peuvent être des porteurs sains de certains nombre de serovars auxquelles sont sensibles les ovins, telles que *Salmonella Bovis morbificans* [36].

- 4) Les volailles semblent aussi disposer à être infectées par les salmonelles. Les sérovars aux quelles sont sensibles les ovins et les volailles, sont entre autres: *S. Enteritidis*, *S. Dublin* et *S. Typhimurium* [37].
- 5) Les oiseaux sauvages sont susceptibles d'être une source de salmonelles, notamment par leurs déjections souillant l'alimentation et l'eau ou par leurs cadavres retrouvés dans les silos à fourrage [38].
- 6) Les chiens et les chats peuvent s'infecter en consommant de la viande, des œufs ou du lait cru contaminés et seront à leur tour une source de contagion pour l'homme et les autres animaux de leur entourage [39].
- 7) Les grenouilles, les crapauds et les reptiles sont susceptibles d'héberger des salmonelles mais aucune étude n'a mis en évidence leur rôle dans la contamination des ovins [40].
- 8) Les rongeurs sauvages sont porteurs de salmonelles, ils sont infectés par *Salmonella Typhimurium* [41].
- 9) Les équidés avec un portage sain n'est pas une rareté. Les équins sont connus pour leur sensibilité à *Salmonella Typhimurium* [42].
- 10) La contamination des animaux par hommes est souvent négligée. Le vétérinaire et les éleveurs sont les premiers concernés, ils représentent des excellents vecteurs par leurs mains, leurs habits et leurs bottes [43].

1.3.2. Pâturages

La contamination des pâturages par les salmonelles est très souvent due selon Williams [44] :

- Aux excréments des animaux porteurs de salmonelles présents sur ces pâturages.
- Aux épandages de lisier, au cours de l'apparition d'une salmonellose clinique, la contamination du lisier atteint des niveaux de 10^3 à 10^4 de *Salmonella* / ml de lisier. Une décroissance s'installe entre le 2^{ème} et le 5^{ème} mois après épandage pour aboutir à un nombre de 10^2 de *Salmonella*/ ml de matière fécale bovine [45].

1.3.3. Aliments contaminés

Les concentrés et les céréales sont susceptibles d'introduire des sérovars exotiques dans les élevages ; les céréales et les tourteaux, particulièrement les tourteaux de colza, de tournesol et de soja sont les matières premières les plus fréquemment contaminées [46].

1.3. 4. Eau

Les eaux de ruissellement, des ruisseaux, des égouts et des autres cours d'eaux facilitent la dispersion géographique des germes. Les animaux peuvent absorber des salmonelles directement en s'abreuvant d'une eau infectée ou indirectement par l'intermédiaire d'herbe irriguée par une eau contaminée par les salmonelles [47], les points d'eau sont souvent contaminés par les déjections des animaux, les effluents de ferme, des abattoirs, des collectivités locales ou d'industrie agroalimentaire [48]. *Salmonella abortus ovis*, n'a jamais été isolée des eaux de rivières [16], contrairement aux serovars suivant : *S. Montevideo*, *S. Typhimurium*, *S. Dublin*, *S. Arizonae* et *S. Enteritidis* [31].

1.4. Facteurs de risque

Hormis l'agent infectieux qui représente un facteur déterminant, plusieurs facteurs viennent favoriser ou aggraver l'infection. Ces facteurs de risque sont liés à l'alimentation, à l'environnement, à la gestion de l'élevage, au traitement et à des facteurs physiologiques:

1.4.1. Facteurs liés à l'alimentation

Les déséquilibres alimentaires qualitatifs et quantitatifs ne sont pas à négliger, le manque d'alimentation pourrait favoriser la survie et même la multiplication des salmonelles dans l'estomac [49,50].

En effet, les salmonelles semblent être sensibles à des teneurs élevées en AGV (Acide gras volatils). On peut noter une inhibition de la croissance de *S. Typhimurium* pour des concentrations en AGV supérieures à 50 mmol / l à pH égal à 6.1 [51]. Par conséquent, une irrégularité des apports alimentaires ou un jeûne, pourraient via une faible production d'AGV, favoriser la survie des salmonelles dans le rumen et le passage d'un nombre plus important de ces organismes dans l'intestin [52 ; 53].

1.4.2. Facteurs liés à l'environnement et à la gestion de l'élevage

L'environnement joue un rôle important dans l'apparition de la salmonellose ovine, influençant à la fois sur le niveau d'exposition des animaux à l'agent pathogène et sur la résistance de ces derniers à la maladie. A cet effet, nous notons que :

- 1) Dans le mode sédentaire, les risques de contamination par les salmonelles sont plus importants [38] alors que le mode semi sédentaire limite une contamination diffuse de l'environnement et réduit les risques d'expansion de la maladie contrairement aux modes transhumons [35]. En effet, pendant les périodes de pâture et de transhumance, l'eau des fossés peut également présenter une source de contamination ; des souillures organiques comme le sang et les déchets d'abattoir peuvent s'infiltrer dans le sol et former un milieu de culture idéal pour les salmonelles ; si le terrain est remué pendant les fortes pluies, les germes remontent en surface et les animaux sont directement infectés lorsque l'eau sert d'abreuvement. Lors d'inondation, le pâturage lui-même peut être contaminé et les animaux qui y broutent sont susceptibles de s'infecter [54 ; 55].
- 2) Une surdensité augmente les risques de diffusion du germe, en particulier avec des conditions d'hygiène défectueuses [56].
- 3) Le manque de séparation physique entre les espèces et la cohabitation [43].
- 4) Un manque d'hygiène des aires de couchage et de paillage augmentent le pourcentage de morbidité et de mortalité chez les agneaux [57,58].
- 6) L'absence de locaux d'isolement, destinés aux animaux malades augmente les risques de déclenchement de nouvel épisode clinique [38].
- 7) Le manque de locaux d'agnelage augmentent l'exposition des animaux aux agents pathogènes [32, 33].

1.4.3. Facteurs liés au traitement

Les perturbations de la flore intestinale par les antibiotiques donnent des immunodépressions qui interviennent dans la réceptivité et la sensibilité à l'infection [59] ; Une corticothérapie répétée par son action immunodépressive, favorise le

passage de l'état de porteur asymptomatique de la salmonellose à celui de l'état de porteur actif [36].

1.4.4. Des facteurs physiologiques

Elles peuvent être liées à l'espèce, à la race, au sexe, à l'individu, aux serovars, à la dose de l'inoculum, aux stades physiologique, à l'état sanitaire de l'animale, aux stress et à l'âge:

1.4.4.1. Espèce

Les ovins et les caprins sont sensibles à *Salmonella abortus ovis*, la chèvre serait plus réceptive à l'infection, mais la durée du portage actif serait inférieure à celle de la brebis. En outre, il faut signaler que la brebis est plus sujette à l'avortement car elle synthétise la progestérone de façon inconstante [34].

1.4.4.2. Race :

Selon Delahay [34], la race ne semble pas intervenir dans l'évolution de la maladie d'autre part les résultats de Blackwell *et al.* [60], ont permis de montrer que les races ovines possédant des performances génotypique et phénotypique améliorées, résistent mieux à la maladie.

1.4.4.3. Sexe :

Salmonella abortus ovis provoque chez les béliers une réponse fébrile et une évolution sérologique comparables à celle observées chez les brebis mais aucun signe clinique ou bactériologique de colonisation de l'appareil génital mâle n'a pu être obtenu [61].

1.4.4.4. Individu :

Une variabilité interindividuelle existe dans la susceptibilité des ovins à l'infection par *S abortus ovis* [16].

1.4.4.5. Sérovar

S. abortus ovis, *S. Montevideo*, *S. Typhimurium*, *S. Dublin*, *S. arizonae* et *S. Enteritidis* sont plus susceptibles à provoquer des avortements chez les ovins que les autres salmonelles [62].

1.4.4.6. Dose de l'inoculum

Des inoculums d'une même souche de *S. Typhimurium*, de 10^4 à 10^{11} UFC (Unité Formant Colonie), administrés per os à des jeunes sujets de ruminants induisent des effets cliniques dont la gravité et la fréquence sont proportionnelles à la taille de l'inoculum [63].

1.4.4.7. Facteurs liés au stade physiologique

Le péripartum est une période à hauts risques. C'est pendant cette période que les animaux porteurs sains excrètent le plus de salmonelles, leur immunodéficience est due :

- à la migration des anticorps vers le colostrum [64].
- aux changements alimentaires et aux perturbations digestives qui en résultent [65].
- aux stress issus de la gestation, de la lactation, du part et de ses complications qui réduisent la résistance des animaux aux salmonelles [36, 66, 67].

1.4.4.8. Facteurs liés à l'état sanitaire de l'animal et au stress

La phase clinique de la maladie ne survient qu'à l'occasion d'un stress qui diminue la résistance des animaux à l'infection tel que: transports, agressions climatiques, changements alimentaires, modifications brutales des conditions d'élevage, infections bactériennes ou virales (abortives ou non) et l'infestation parasitaires [32].

La salmonellose peut être associée à d'autres affections tel que : la chlamydiose, la fièvre Q, la neosporose et la brucellose, lorsque le system immunitaire est affaibli, ce qui augmente les risques de l'avortement. On a déjà observé les associations d'agents abortifs entre salmonellose chlamydiose (5,1%), salmonellose-fièvre Q-chlamydiose (5,1%), salmonellose-chlamydiose -neosporose (2,5%) [20].

L'infestation par la douve et la distomatose favorisent l'infection des ruminants par les salmonelles et leur excrétion [68].

1.4.4.9. Facteurs liés à l'âge

Les animaux âgés de dix ans et plus et les agneaux âgés de trois à six semaines sont plus sensibles que les autres. Cette sensibilité serait liée à un manque d'efficacité du système immunitaire pour les animaux âgés et à une immaturité du système immunitaire associée à une plus grande sensibilité à la déshydratation chez les jeunes sujets [69, 70].

1.5. Voies de contamination chez les ovins

La contamination d'un troupeau par les salmonelles se fait suite à l'introduction d'un nouveau sujet porteur de la bactérie, le plus souvent dans la forme asymptomatique. Ce dernier va excréter les salmonelles pendant plusieurs phases de son existence, notamment aux post partum et après un stress [64]. La contamination du troupeau se fait essentiellement par les voies suivantes:

- La voie orale: c'est la voie de contamination la plus fréquente, la grande résistance des bactéries dans l'environnement conduit à une grande contamination des ovins, suite au léchage d'un environnement souillé par les matières fécales et les produits de parturition ou d'avortement issus d'une femelle infectée ou à la consommation d'un aliment contaminé et/ou d'une eau contaminée par des matières fécales de porteurs de salmonelles [71 ; 72 ; 73 ; 74].
- La voie aérienne (nasale): est possible dans certaines conditions d'hygrométrie élevée et de densité importante des animaux. Elle est souvent la voie infectieuse principale pour les jeunes sujets [29, 75], après une phase bactériémique, les formes pulmonaires de salmonellose peuvent conduire à une atteinte digestive secondaire [72, 76, 71].
- Les voies conjonctivale, rectale: sont mineures en termes de fréquence [71,72], selon l'étude de Jack [77] la contamination par la voie conjonctivale semble improbable.
- La voie vénérienne : semblent rarement être à l'origine d'une infection salmonelique mais ne peut être exclue [29 ; 78 ; 79]. L'inoculation par voie intra-vaginale de la bactérie provoque une prolifération de l'agent pathogène dans le vagin, les résultats bactériologiques des écouvillons vaginaux sont positives pendant 18 à 27 jours mais n'engendre pas d'atteinte utérine [73].

1.6. Modalités de transmission chez les ovins :

Les deux types de transmission peuvent être notés, verticale et horizontal.

1.6.1. La transmission verticale :

L'infection du fœtus, fait suite à une infection transmise par voie transplacentaire, qui entraînerait un avortement ou une naissance prématurée d'un agneau mourant [79], elle peut être due aussi à une transmission de l'infection, de la brebis à l'agneau en période prénatale qui est théoriquement possible par voie orale, par l'ingestion de colostrum d'une brebis porteuse, en particulier de *Salmonella Abortus ovis* [16 ; 53]. La possibilité de transmission verticale par voie transplacentaire de *Salmonella abortus ovis* et des autres sérovars abortives telles que *S. Montevideo*, *S. Typhimurium*, *S. Dublin*, *S. Arizonae* et de *S. Enteritidis* pendant la période prénatale a été évoquée [80 ; 35].

1.6.2. La transmission horizontale :

Elle résulte d'un contact direct entre un animal sain et un animal excréteur porteur de salmonelles. Nous citons comme exemple, les brebis porteuse asymptomatique contaminent leurs agneaux qui têtent les mamelles souillées par leurs sécrétions utérines [56 ; 80 ; 81 ; 82].

1.7. Voie de contamination chez l'homme :

Tous les animaux de rente peuvent être contaminés, ils représentent une source de contamination pour l'homme [83]. Pour cela, deux voies sont décrites :

1.7. 1. Contamination directe :

Fait suite, aux contacts de l'homme avec des ovins contaminés. Ce mode de contamination est généralement sous-estimés alors qu'il est possible pour toute personne ayant des contacts directs avec les excréments, le placenta ou les sécrétions utérines excrétées par des ruminants porteurs de salmonelles [79,84].

1.7.2. Contamination indirecte :

Fait suite, a la consommation de denrées alimentaires contaminées ou à un contact avec un environnement souillé par des matières fécale d'animaux porteurs de salmonelles [85 ; 86]. Ce mode de contamination est rare mais non négligeable, selon Gauchardet *al.* [87], neuf épidémies sur treize en France entre 1993 et 2001 sont d'origine bovine et dans une autre étude, les eaux des puits peu profonds peuvent être infiltrées par les déjections des ruminants et contaminent les personnes qui les utilise comme source d'avortement [86].

CHAPITRE 2

ETUDE CLINIQUE

2.1. Manifestations cliniques chez les ovins :

Selon les conditions d'élevage et le sérovar contaminant, la salmonellose chez les ruminants peut se présenter sous deux aspects, portage latent qui ne présente aucun signe apparent de l'infection salmonellique et portage actif [88]. Pour ce dernier, différentes formes cliniques peuvent être rencontrées, elle se présente parfois simultanément ou successivement dans un même cheptel. Ils dépendent de plusieurs éléments, en l'occurrence : l'espèce et l'âge de l'hôte ; le sexe et la forme ; le statut immunitaire de l'hôte ; le serovars ; ainsi que la dose de l'inoculum et la voie de contamination [89 ; 90].

Chez les ovins, les manifestations cliniques se présentent comme suite :

2.1.1. Brebis :

2.1.1.1. Avortement :

La principale manifestation clinique chez la brebis réside dans l'avortement, rencontré en général après le troisième mois de gestation [91], les brebis présentent avant l'avortement une inappétence et un abattement peu ou pas perceptible. Après la première série d'avortement, seules les brebis nouvellement introduites dans le troupeau et les agnelles avortent [92]. Le principale serovars responsable des cas d'avortements salmonelliques chez les ovins est *Salmonella abortus ovis* mais d'autres serovars ont été rapportés tel que S. Montevideo, S. Typhimurium, S. Dublin, S. arizonae et S. Enteritidis [80]. La contamination en dehors de la période de la gestation conduit à une immunisation naturelle [92] alors que l'infection hématogène et transplacentaire, entraîne un tableaux cliniques qui diffèrent selon le stade de la gestation :

- en tout début de la gestation (1^{er} mois), les risques d'avortements sont faibles et dépendent notamment de la dose infectieuse, les avortements a se stade passent le plus souvent inaperçus car les femelles sont vides quelques semaines suivant l'infection [93].
- lors de la deuxième moitié de la gestation, l'expulsion du fœtus et une infécondité importante des agnelles après l'avortement sont souvent notées [94]. Les salmonelles franchissent la barrière placentaire et atteint tous les organes du fœtus qui meurt à la suite d'une septicémie. Les avortements peuvent débuter 2 mois avant terme et prendre une allure épizootique, atteignant fréquemment 30 % et même 60 % des brebis gravides [95].
- en fin de gestation, les risques d'avortements sont faibles et dépendent notamment de la dose infectieuse puisque le fœtus est infecté juste avant le terme. Les brebis donnent naissance à des agneaux faibles qui meurent dans les heures qui suivent. certains agneaux naissent vigoureux survivent plus longtemps et meurent en peu de temps après [77 ; 96 ; 97 ; 98].

2.1.1.2. Septicémie :

Plusieurs cas de septicémies mortelles affectant les brebis ayant avortées, contaminées pendant la deuxième moitié de gestation ont été décrite lors de la contamination par *S. Dublin*, *S. Typhimurium* et *S. abortus ovis* [35 ; 95 ; 99].

2.1.1.3. Diarrhée :

Des cas d'entérites ont été décrits lors d'infection par le sérotype ubiquiste *S. Typhimurium*, responsable d'entérite et d'avortement entraînant des taux importants de mortalité chez les brebis [35 ; 99].

2.1.1.4. Métrite :

En période post-partum, des cas de métrites ont été observé chez les brebis [100].

2.1.2. Agneaux :

La salmonellose ovine est caractérisée par une mort subite chez les agneaux par septicémies à la naissance ou au cours des premières semaines. Après la naissance, la salmonellose peut affecter les agneaux de tout âge [101], certains agneaux guérissent, mais la mortalité peut atteindre les 10% des cas des agneaux [15, 93, 95] et les 20 % de l'effectif [30].

La mortalité des agneaux est souvent due à une entérite grave par *S. Typhimurium*, *S. Dublin* ou *S. abortus ovis*, parfois associé à des troubles pulmonaires et articulaires chez des agneaux de un à trois mois [77, 96, 97].

L'entérite est caractérisée par une diarrhée liquide, fibrino-hémorragique, nauséabonde (avec du mucus, du sang et / ou des lambeaux nécroticofibrineux) et accompagnée de coliques [29].

2.1.3. Béliers

L'infection des béliers reste cliniquement inapparente, mais les traces sérologiques sont fréquentes chez les mâles au contact de femelles excrétrices [102].

2.2. Évolution de l'infection salmonelique ovine :

Selon Berthelot et *Al.* [95] en 2013, la salmonellose ovine peut évoluer dans un élevage, par :

- une guérison naturelle si l'immunité naturelle est solide.
- persistance de l'infection avec évolution à l'état enzootique chez les primipares et les animaux nouvellement introduits dans l'élevage.

2.3. Manifestations cliniques chez l'homme

Les salmonelloses humaines peuvent être classées en deux groupes :

2.3.1. Salmonelloses majeures :

Strictement adaptées à l'homme [103], elle-même est divisée en deux types :

- Fièvre typhoïde (bacille d'Eberth), c'est la plus grave des salmonelloses humaines. Elle est due à *S. Typhi* [104]. Les symptômes sont les suivants [105,106]:

Fièvre pouvant atteindre 40°C; Taches rouges sur le (dos, le ventre et la poitrine) ; la langue est de couleur blanchâtre alors que le bout et les bords restent rouges ; forte diarrhée de couleur ocre pour les cas grave ; des vomissements ; une coagulation intravasculaire disséminée peut survenir et entraîner le typhos et la mort en absence de traitement.

- Fièvre paratyphoïde, elle est due à *S.Paratyphi A*, *S.Paratyphi B* et *S. Paratyphi C*. Les symptômes sont les suivants [104] : nausées, vomissements, diarrhées, douleurs abdominales, fièvre et taches rouges sur tout le corps.

2.3.2. Salmonelloses mineures (Salmonellose non typhique)

Selon les symptômes, elles sont classées en :

- Salmonellose non typhique digestive : le tableau clinique est celui d'une gastroentérite aigue, elle se manifeste par une douleur abdominale, vomissement et diarrhée [107], la déshydratation et la mort pour les personnes immunodéprimées [108]. Elle est généralement le résultat d'une toxiinfection alimentaire [109].
- Salmonellose non typhique septicémique: elle est due à *S.Enteritidis*, *S.Typhimurium* et *S. Heidelberg* [110,111], c'est généralement une complication de la forme digestive et essentiellement due à une immunodépression [112] et le traitement est impératif vu l'existence de localisation secondaire [113].
- Les infections intra abdominales : elles se manifestent par une cholécystite aigue, abcès hépatique, surrénal, splénique et pancréatique [114], fait suite à la bactériémie d'origine salmonellique. Le sérotype le plus souvent rencontré est *S.Typhimurium* [110].
- Salmonellose cutanée : la salmonellose évolue sous forme d'une dermatite pustuleuse touchant les mains et les avant-bras. Elle se caractérise par des points rouges de petite taille regroupés en plaques et évoluant en pustules.

Un affaiblissement de l'état général et l'apparition des lésions dermatologiques étendues et douloureuses, voire ulcérées en absence de traitement sont possibles [115]. Ces types de symptômes sont parfois décrits chez les techniciens des centres d'insémination artificielle, les employés d'abattoir, les vétérinaires et les éleveurs. Elles donnent leurs apparitions deux à quatre jours après l'extraction d'un agneau mort [79].

- Infection urogénitale : Elle se manifeste par des pyélonéphrites [116].
- Manifestation ostéo-articulaire : L'ostéomyélite et l'arthrite septique sont plus fréquentes chez l'enfant que chez l'adulte [117].
- Manifestation du système nerveux central : Caractérisée par une méningite, elle se manifeste surtout chez l'enfant, elle est rare chez l'adulte [114].
- Pneumonie et emphysème : évolue vers l'abcédassions et pleurésie purulente [114].
- L'association schistosomoses-salmonelloses : Cette forme est retrouvée chez des enfants, les vers adultes des schistosomes fixent électivement les salmonelles. Dans ce cas il faut traiter les deux pathologies pour obtenir la guérison [113, 118].

2.2.3. Portage chronique

Il est défini par l'excretion des salmonelles par les selles au-delà d'un an. L'existence de porteurs sains pose un problème difficile à résoudre puisque l'hébergement des salmonelles est souvent situé dans la vésicule biliaire et peut durer des mois voire des années chez des sujets ne présentant aucun signe clinique [113, 119].

2.2.4. Toxi-infections alimentaires collectives (TIAC)

Un foyer de TIAC est défini par l'apparition d'aux moins deux cas groupés, d'une symptomatologie similaire, digestive dont on peut exprimer la cause à une même origine alimentaire (souvent contaminée par des porteurs sains suite à sa manipulation) [120, 121] ou l'abreuvement d'une eau contaminée. En France, le pourcentage des TIAC dues à des denrées alimentaires contaminées est estimé à 95% [122].

CHAPITRE 3

BACTERIOLOGIE

3.1. Systématique

Les salmonelles sont hiérarchisées de la façon suivante [123] :

- Domaine : Eubacteria
- Classe (phylum) : Protéobacteria
- Sous-classe : Gama Protéobacteria
- Ordre : Entérobacterales
- Famille : Entérobacteriaceae
- Genre : *Salmonella*

3.2. Taxonomie

White en 1925 et Kauffmann à partir de 1930 établirent un système de classification basé sur l'identification antigénique des salmonelles. Dans les années cinquante, une centaine de sérovars étaient déjà connus et le genre *Salmonella* comprenait 3 espèces [124, 125, 126]:

- *Salmonella enterica* composée de 6 sous-espèces :

I- *Salmonella enterica* subsp. *enterica*

II- *Salmonella enterica* subsp. *salamae*

IIIa- *Salmonella enterica* subsp. *arizonae*

IIIb- *Salmonella enterica* subsp. *diarizonae*

IV- *Salmonella enterica* subsp. *houtenae*

VI- *Salmonella enterica* subsp. *indica*

- *Salmonella bongori* correspond à l'ancienne sous-espèce V de *S. enterica* (*Salmonella enterica* subsp *bongori*).
- *Salmonella subterranea*.

Il faut souligner que la classification et la nomenclature des salmonelles est très évolutive et complexe. Actuellement, les méthodes moléculaires ont montré que le genre *Salmonella* ne comprend que deux espèces, *S. enterica* et *S. bongori* alors que l'espèce *S. subterranea* n'est pas une salmonelle [127,128].

3.3. Notion de sérovars

Les sous espèces sont subdivisés en sérovars dont la liste constitue le schéma de Kauffmann-White (Appendice A). Un sérovar est définie par les facteurs antigéniques « O » et « H ». L'antigène de surface « Vi » peut exister chez de rares sérovars mais sa présence ou son absence n'interfère pas avec le diagnostic [129,130]. Le nombre de sérovars dans chaque espèce et sous-espèce est présenté dans le tableau (3.1).

Tableau 3.1: Nombre de sérovars dans chaque espèce et sous-espèce [128, 131].

Espèces et sous espèces	Nombre de sérovars
❖ <i>Salmonella. enterica</i>	2 557
I- <i>S.entericasubsp. enterica</i>	1531
II- <i>S. enterica subsp. salamae</i>	505
IIIa- <i>S. enterica subsp. arizonae</i>	99
IIIb- <i>S. enterica subsp. diarizonae</i>	336
IV- <i>S. enterica subsp. houtenae</i>	73
VI- <i>S. enterica subsp. indica</i>	13
❖ <i>Salmonella. bongori</i>	22
Total serovars	2 579

Peu d'études ont été menées sur *S. bongori*, ils sont principalement associés à des animaux à sang froid [14] alors qu'une attention particulière des chercheurs a été dirigée vers *S. enterica subsp. enterica*. Cette sous-espèce est composée actuellement de 1531 sérotypes, parmi lesquels *S. Typhimurium* et *S. Enteritidis* se distinguent car ils sont principalement responsables des infections humaines [132]. Toutefois, très peu de données génomiques sont disponibles pour *S. salamae*, *S. arizonae*, *S. diarizonae*, *S. houtenae* et *S.indica*. [133].

3.4. Caractères morphologiques et généraux

Les salmonelles sont des bacilles à Gram négatif, intracellulaires facultatifs. Leurs dimensions varient suivant l'âge de la culture, l'espèce, voire la souche (0,7µm de large sur 2 à 3 µm de long). Elles sont généralement mobiles grâce à une ciliature péritriche [134], à l'exception d'un sérovar aviaire appeler *S. Gallinarumpullorum* ; de

certains mutants paralysés dont les flagelles sont immobiles et des mutants sans flagelles de serovars normalement mobiles [135].

3.5. Caractères cultureux

Les salmonelles sont des aéro-anaérobies [136]. Après 24 heures d'incubation à 37°C sur un milieu ordinaire, on obtient des colonies avec la forme Smooth. Elles ont un diamètre de 1,5 à 3 mm, de forme arrondie limitée par un bord net et régulier, légèrement bombée, de surface lisse et translucide [137].

Des colonies « R » (Rough) peuvent apparaître après plusieurs repiquages en série sur gélose d'une souche en phase « S ». Elles sont rugueuses, sèches, plates et leurs bords sont irréguliers. Ces salmonelles de type « R », traduisent l'effet de mutation portant sur la synthèse des chaînes latérales du polysaccharide qui sont absentes ou incomplètes. Il est rare de les isoler en pathologie [137, 138].

Certaines salmonelles ont une croissance faible dont les colonies restent très petites « colonies naines », fréquemment observées avec des sérotypes pathogènes pour les animaux et exceptionnellement pathogènes pour l'homme (*S. Abortus*, *S. Typhisuis* et *S. Gallinarumpullorum*). Ils sont des mutants déficients en un ou plusieurs facteurs de croissances, des milieux enrichis (sang, sérum) leurs sont nécessaire pour obtenir une croissance normale [137].

Les colonies sont de couleur rose pâle à mauve sur gélose SM ID 2 ; rouge avec ou sans centre noir sur gélose Xylose-Lysine-Désoxycholate (XLD) ; vert transparente ou bleu-verdâtre avec ou sans centre noir sur gélose Hektoën (HK) et incolore avec ou sans centre noir sur gélose SS (*Salmonella. Shiguella*) [130].

3. 6. Caractères biochimiques :

Selon Sutra, [139], 99.8% des souches isolées chez l'homme et les animaux à sang chaud appartiennent à la sous-espèce *S. enterica* subsp. *Enterica*, ils possèdent les caractères biochimiques suivants [129, 140] :

Fermentation du glucose(+), production de gaz(+), réduisent les nitrates en nitrites, catalase(+), oxydase(-), urease(-), TDA(-), indol(-), ONPG(-), H₂S(+), Lactose(-), Adonitol(-), LDC(+), ODC(+), ADH(-), Citrate de Simmons (+), Gélatinase(-), RM(+) et VP(-).

Certains caractères biochimiques sont utilisés pour le diagnostic différentiel entre les différentes espèces et sous-espèces des salmonelles (Voir appendice B).

3.7. Caractères antigéniques

Les caractères biochimiques des salmonelles ne permettent malheureusement pas une identification précise de la bactérie. Alors que, les caractères antigéniques définissent 2579 sérovars [128,132, 141] et permettent d'établir une classification en fonction de la formule antigénique de chacun des sérotypes connus à l'heure actuelle (Appendice A). Les salmonelles possèdent des antigènes (Ag) d'enveloppe (capsulaires ou Vi), de la paroi (O), flagellaires (H), antigène M et antigène R [139, 89].

3.7. 1. Antigène d'enveloppe (capsulaires ou Vi)

C'est un polysaccharide qui constitue la capsule, situé à la périphérie du corps bactérien. Il n'existe que chez certains sérovars (S. Typhi, S. Paratyphi et S. dublin). Il fut appelé « Vi » car on le tenait pour responsable de la virulence du sérovar Typhi. Les souches de ces sérotypes peuvent posséder cet antigène (Vi +) ou en être démunies (Vi -). Chez les S. Typhi avec un (Vi +), cet antigène constitue une barrière entre l'antigène O sous-jacent et les anticorps O. Les bactéries sont, dans ce cas, « O inagglutinables ». Quoique moins thermorésistant que l'antigène O, l'antigène Vi en possède les propriétés générales. L'agglutinabilité de l'antigène « Vi » n'est pas détruite par l'alcool ou le formol mais à une température égale à 100°C [89].

3.7.2. Antigène de la paroi (Somatique ou Ag O)

L'antigène (O) est porté sur les chaînes polysaccharidiques du LPS (lypopolysaccharide) de la paroi, il est thermostable (2 h à 100 °C) ; résiste à l'alcool et constitue l'endotoxine des salmonelles. Par l'étude des agglutinines correspondant à cet antigène, 67 facteurs O ont été individualisés. Certains de ces facteurs, communs à plusieurs sérotypes, ont permis de ranger ces derniers en « groupes O » au sein desquels tous les sérovars ont au moins un facteur (O) en commun comme le montre la classification de KAUFFMANN-WHITE (Appendice A) [126,129]. Ainsi, le facteur O : 4 est commun à tous les sérotypes du groupe B. Ils peuvent posséder

en plus d'autres facteurs, par exemple les facteurs 1, 5 et 12 et leur formule O sera dans ce cas 1, 4, 5, 12, pour cela la sérotypie repose d'abord sur son identification [139, 89].

3.7. 3. Antigènes flagellaires (Ag H)

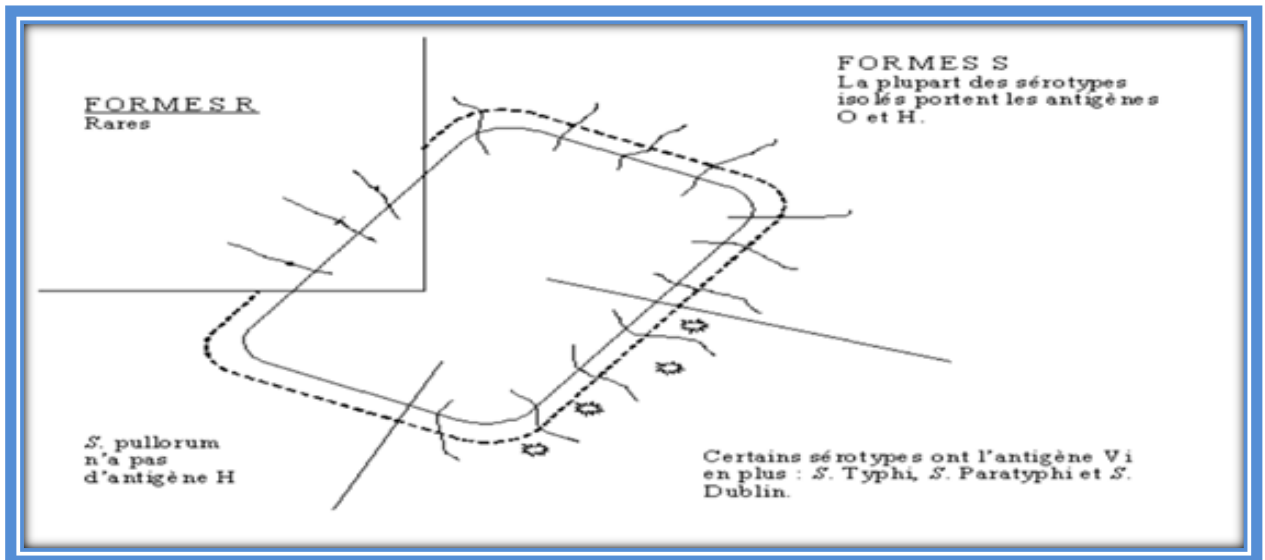
Ce sont des polymères de flagelline qui est la protéine de structure des flagelles, elle est fibreuse, contractile et comparable à la myosine du muscle. Ce qui explique leurs portages par les salmonelles mobiles uniquement, ils sont thermolabiles et facilement détruits par l'alcool à 50% [134]. Tandis que les agglutinats observés après addition d'agglutinines O ou Vi à des bactéries possédant les antigènes homologues sont granulaires et difficiles à dissocier par agitation, ceux qui correspondent aux antigènes flagellaires sont floconneux et dissociables par agitation. Dans les premiers cas, les bactéries sont attachées les unes aux autres, corps à corps et dans le dernier cas par les flagelles. La plupart des salmonelles possèdent un antigène H pouvant exister sous deux formes différentes qui s'expriment alternativement (la phase 1 et la phase 2). Certains sérotypes ne possèdent toutefois qu'une seule phase de l'antigène H, les bacilles procédant des Ag (H) dits « en phase 1 » sont désignés avec des lettres minuscules et celles procédant des Ag (H) « en phase 2 » sont désignés par des chiffres arabes [89] (Appendice A).

3.7.4. Antigènes M

Ils existent chez quelques salmonelles qui sont généralement peu mobiles, essentiellement chez *S. Paratyphi B*, ils sont responsables de l'aspect muqueux des colonies [142].

3.7.5. Antigènes R

Ils sont avirulents, facilement phagocytés et plus sensibles aux activités cellulaires et sériques. Ils ne sont mis en évidence que dans les formes « R » (Rough) des salmonelles alors qu'ils sont masqués en profondeur de la paroi par l'Ag (O) dans la forme « S ». La variation de « S » à « R » peut être associée à la perte de l'antigène « O », les souches « R » ne sont donc pas sérotypables [143]. La structure antigénique des salmonelles dans leurs différentes formes (R et S) est schématisée dans la figure (3.1).



Antigène O (somatique) ; Antigène Vi (capsulaire) ; Antigène H (flagellaire)

Figure 3.1 : Structure antigénique des salmonelles [143].

3.8. Résistance des salmonelles

Les salmonelles possèdent l'aptitude à demeurer viables et virulentes en dehors des organismes vivants [145]. Cet aspect de la biologie des salmonelles a été abordé par de nombreux auteurs, les conclusions sont identiques pour la possibilité de survie mais elles divergent parfois sur la durée de cette survie. Celle-ci, est due à tant de paramètres entrant en jeu à savoir, les conditions climatiques, la nature des supports et des sols, la composition bactérienne et le serovars [40, 146].

Les salmonelles sont capables de se multiplier entre 6,7 °C et 41 °C et sont détruites à 74 °C pendant 15 minutes [147], la congélation et la décongélation ne peuvent détruire qu'une partie des salmonelles présentes dans les aliments [148]. Ils peuvent supporter un pH compris entre 4,1 et 9, leurs grandes capacités d'adaptation, leur permettent de survivre longtemps dans le milieu extérieur [40, 149], ils pénètrent dans le sol et la durée de leurs survies dans ce dernier est supérieure à celle observé à sa surface dont la durée est de 4 jours. Des études ont montré que les sols lourds lui assurent une meilleure protection que les sols sableux [150] et que *S. Dublin* peut persister 73 jours dans les fèces en hiver et 119 jours en été alors que pour certains, cette survie pourrait être plus longue encore, 6 mois dans les fèces à l'extérieur et 10 mois sur les murs, voire 8 à 36 mois dans les fèces desséchées [151].

CHAPITRE 4

PHYSIOPATHOLOGIE

4.1. Sensibilité à l'infection et son évolution

Chez les ruminants, les salmonelles pénètrent essentiellement dans l'organisme par voie orale. Elles se multiplient dans la muqueuse intestinale ; traversent les cellules intestinales ; colonisent les ganglions mésentériques en 24 heures puis tout l'organisme de l'animal. Selon la sensibilité de ce dernier et le type de serovars, plusieurs évolutions sont possibles [51, 152]:

- Inactivation totale des bactéries par stimulation de l'immunité locale et générale qui aboutit à la guérison rapide, dans ce cas la maladie passe inaperçue.
- Multiplication locale dans le tube digestif aboutissant à une gastro-entérite qui se traduit par des symptômes diarrhéiques.
- Libération d'endotoxines bactériennes responsables du choc endotoxinique qui se manifeste par un syndrome fébrile avec abattement.
- Chez les sujets sensibles, la migration des salmonelles invasives vers les nœuds lymphatiques mésentériques est suivie d'une phase de dissémination et de localisations secondaires des salmonelles dans l'utérus et les mamelles.

4.2. Types de portages

Selon l'évolution de l'infection salmonellique trois types de portage sont distingués:

4.2.1. Portage passif (Transitoire) :

Correspond à un simple transit des salmonelles dans le tube digestif pour être éliminer, sans une réelle implantation. Dans ce type de portage, on peut retrouver le germe dans les excréments mais l'animal n'est pas réellement infecté [152, 153].

4.2.2. Portage latent (asymptomatique/ Inapparent) :

Les porteurs latents ne présentent aucun signe apparent de l'infection salmonellique et les coprocultures sont généralement négatives. La bactérie persiste

en position intra macrophagique, dans les nœuds lymphatiques mésentériques et l'excrétion des salmonelles par les matières fécales n'est déclenchée que lors d'un stress (mise-bas, transport, pathologie) [89]. Lors duquel, les porteurs latents peuvent devenir porteurs actifs et excrètent les salmonelles de façon continue ou intermittente. La majorité de ces sujets sont déjà passé par un épisode clinique de salmonellose, ils peuvent être porteurs latents pour un ou plusieurs serovars de salmonelles [88 ; 153].

4.2.3. Portage actif

Concerne les sujets qui présentent des manifestations cliniques de l'infection et excrètent des salmonelles de façon massive [90].

4.3. Etapes de l'infection salmonellique

L'infection salmonellique constitue un remarquable modèle d'entéro-invasion. Elle passe par deux étapes, schématisées dans la figure (4.1):

- Franchissement de la barrière épithéliale.
- Dissémination systémique.

4.3.1. Franchissement de la barrière épithéliale :

Une fois ingérées, les salmonelles vont gagner l'intestin qu'elles vont pouvoir coloniser. Après avoir survécu au pH acide de l'estomac [154] (Figure 4.1 ; phase 1), les salmonelles traversent l'épithélium intestinal au niveau de l'iléon (riche en cellules M et des plaques de Peyer présentatrice d'antigène) et envahissent divers types cellulaires en se multipliant dans les entérocytes. En particulier, dans les cellules M spécialisées dans la capture des particules intraluminales en rapport avec des macrophages et des lymphocytes sous-jacents [155]. Pour les entérocytes, l'invasion cellulaire débute par un effacement des microvillosités, la formation d'une collerette qui englobe la bactérie et un réarrangement du cytosquelette (Figure 4.1 ; phase 2). Après endocytose, la bactérie migre au sein d'une vacuole phagocytaire au travers de la cellule et réapparaît sur la face basolatérale (Figure 4.1 ; phase 3) [156, 157]. Les mécanismes d'invasion épithéliale sont complexes et résultent d'un « dialogue biochimique » entre la bactérie et la cellule hôte [158].

4.3.2. Dissémination systémique

Une fois que les salmonelles ont franchi la barrière épithéliale, des macrophages vont migrer des vaisseaux sanguins vers la paroi intestinale (Figure 4.1 ; phase 4) et feront partie de la réaction inflammatoire, les salmonelles seront aussitôt phagocytées et pris en charge par les macrophages de la lamina propria en contact avec les cellules « M » et des plaques de peyer de la sous muqueuse (Figure 4.1 ; phase 5) [157]. Les bactéries seront ainsi transportées par voies sanguines dans les macrophages vers les nœuds lymphatiques locorégionaux (Figure 4.1 ; phase 6). Ils sont disposés de mécanismes qui leur permettent de survivre et de se multiplier à l'intérieur des macrophages [159]. Selon la sensibilité de l'organisme animale, la dissémination des salmonelles peut s'arrêter là avec destruction de la bactérie par les macrophages ou inversement, les salmonelles peuvent gagner le système réticuloendothélial, le foie, la rate, la vésicule biliaire et les ganglions mésentériques [56] où elles se multiplient. Elles y trouveront un environnement approprié à leurs besoins (élément nutritif, pH, température adéquate). Elles peuvent alors envahir l'utérus et les mamelles ou l'ensemble des organes après une bactériémie [160].

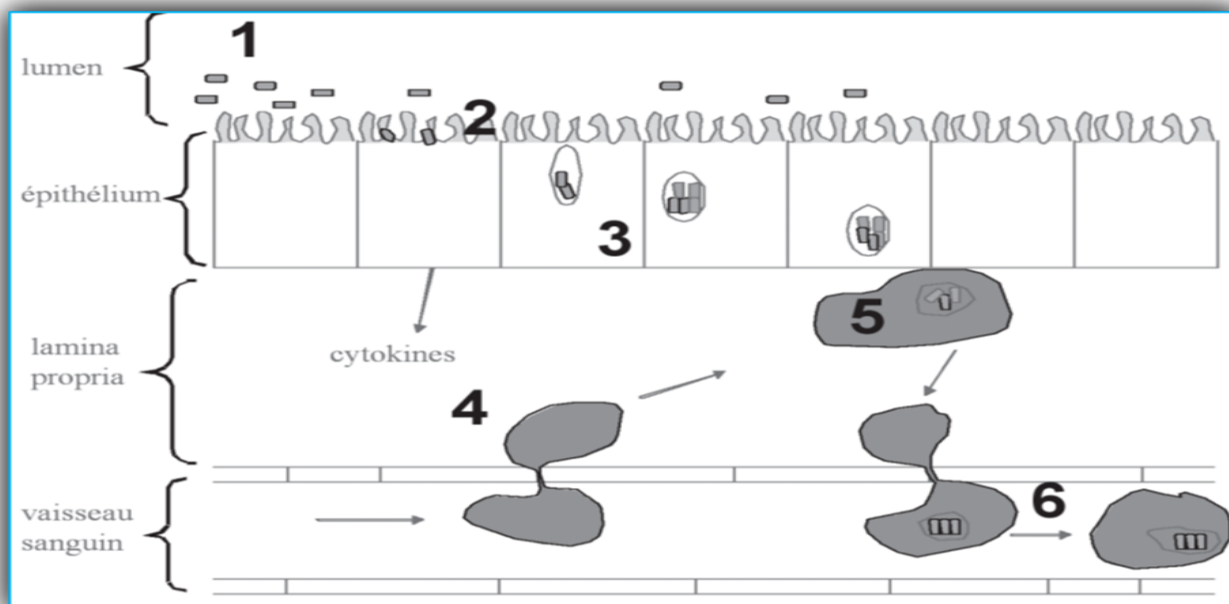


Figure 4.1 : Pathogénie de l'infection salmonellaire [161].

4.4. Physiopathologie des signes cliniques

4.4.1. Avortement

L'infection par *S. abortus ovis* est l'une des causes majeures de l'avortement chez les ovins. La bactériémie entraîne la colonisation de l'unité foeto-placentaire, principal site de multiplication de *S. abortus ovis* [143].

La libération d'endotoxines par les salmonelles stimule la sécrétion de prostaglandines lutéolytiques ayant pour conséquence une baisse de la concentration de la progestérone. Cette dernière, est insuffisante pour maintenir la gestation [162].

4.4. 2. Diarrhée

Des facteurs liés à l'hôte peuvent également être impliqués dans le processus d'adaptation. En effet, la présence d'entérites chez l'agneau mais pas chez la brebis est due à la différence de tissu lymphoïde dans l'intestin des animaux appartenant à différents âges [163]. À environ 150 jours de gestation, les plaques de Peyer fœtales sont histologiquement matures et la lymphopoïèse est plus intense que partout ailleurs dans le corps. Les agneaux nouveau-nés possèdent des plaques de Peyer dans le jéjunum, dans l'iléon proximal et dans une partie de l'iléo-cæcale. Dès l'âge de 12 semaines, ce tissu lymphoïde commence à se développer et seuls quelques follicules sont encore détectables à 18 mois [164].

Le mécanisme et les conséquences de la diarrhée sont résumés dans la figure (4.2), elle résulte essentiellement de [165]:

1) Phénomènes inflammatoires qui peuvent être particulièrement sévères et provoquent de graves lésions, liées d'une part au caractère invasif des salmonelles et d'autre part au recrutement de cellules inflammatoires dans la paroi intestinale. Il semble que les réactions inflammatoires stimuleraient la production des prostaglandines qui induisent à leur tour la sécrétion de l'adényl cyclase entérocytaire provoquant ainsi une sécrétion d'électrolytes (Na, Cl, K) et d'eau [166]. La pénétration des salmonelles dans les entérocytes provoquent la libération de chemokines et de cytokines par les cellules intestinales [167]. Les chemokines induisent la prolifération des polynucléaires neutrophiles vers le site infectieux [168]. Cet afflux de polynucléaires est associé à une expression croissante

d'IL8 (Interleukin 8), GRO (Growth Related Onchogene), GCP2 (Granulocyte Chemotactic Protein 2), IL1 (Interleukin 1) et de IL 4 (Interleukin4) qui vont accentuer les phénomènes inflammatoires [169].

2) La nécrose entérocytaire et la perte d'intégrité des jonctions serrées qui expliquent le passage de liquide, de protéines voire d'érythrocytes dans la lumière intestinale [170].

3) Secrétions de toxines (entérotoxine et cytotoxine) qui pourraient jouer un rôle diarrhéigène en augmentant les sécrétions d'électrolyte [171].

La figure (4.2), nous schématise la pathologie de diarrhée salmonellique.

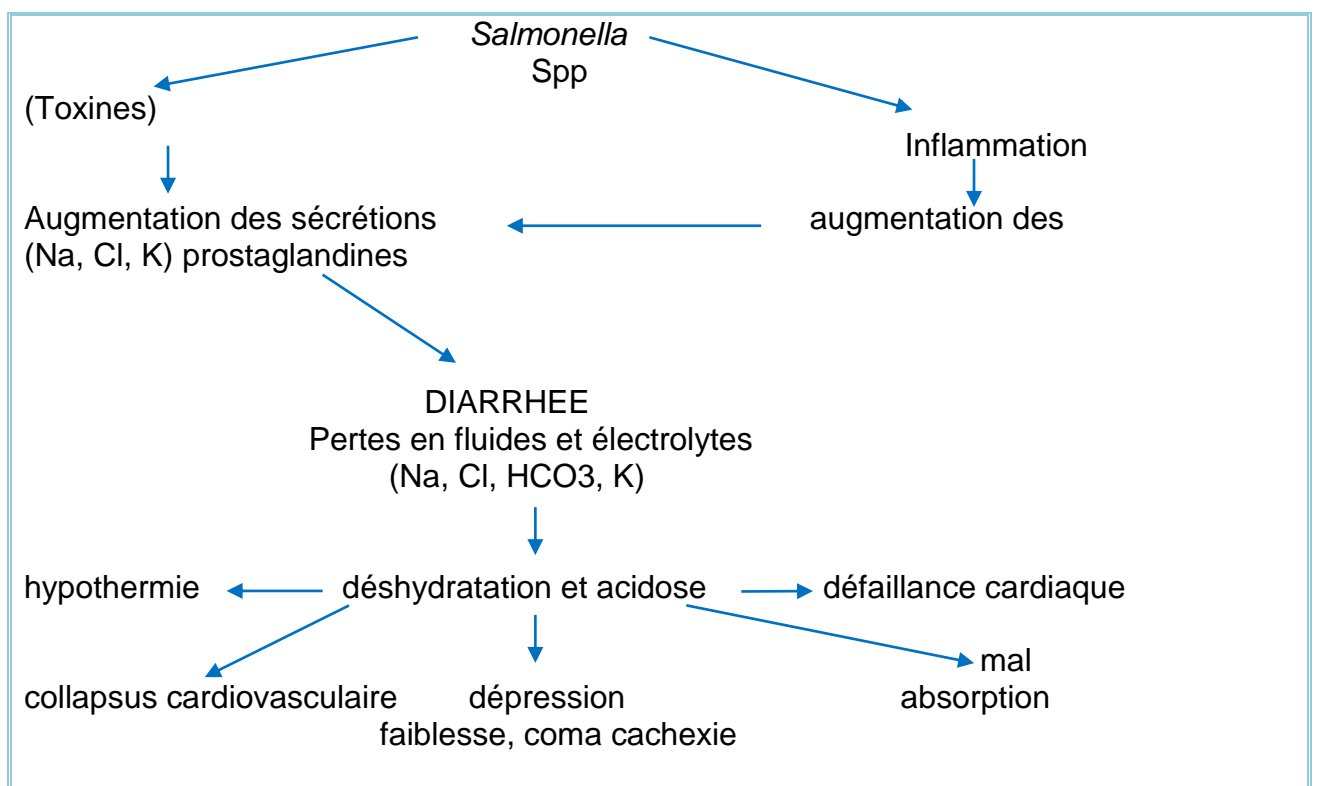


Figure 4.2 : Pathogénie de la diarrhée salmonellique [171].

CHAPITRE 5

DIAGNOSTIQUE

5.1. Diagnostic direct (bactériologique)

Le diagnostic direct des salmonelles est basé sur la culture et l'identification de la bactérie, associée à la mise en évidence des aspects cliniques [172, 173]. Il s'agit le plus souvent d'une suspicion clinique ou nécropsique, Cette suspicion devra être confirmée par les résultats d'analyse de laboratoire. Le diagnostic bactériologique passe par les étapes suivantes [174, 44] :

- Prélèvement
- Pré-enrichissement
- Enrichissement
- Inoculation et isolement
- Purification
- Identification

5.1.1. Choix du prélèvement

Selon les symptômes, plusieurs types de prélèvements ont été notés chez les ruminants. Blood et Radostits [175] ainsi que Palmer et *al.*[176], ont cité le raclage de la muqueuse rectale et de la vésicule biliaire en cas d'entérite ; d'autre types de prélèvements ont aussi été cités par Sojka et *al.*[177] et Caron et Menard [178], le tableau (5.1) nous résume les plus importantes.

Pour augmenter les chances d'avoir des résultats positives, certaines conditions pour la récolte et la conservation des prélèvements doivent être pris en considération. Selon les résultats obtenus par Caron et Menard [178] et Cherel et *al.* [179]:

- Un traitement d'antibiotique préalable au prélèvement rend le diagnostic bactériologique inefficace dans la plupart des cas.
- La congélation n'est pas souhaitable parce qu'elle permet de réduire la possibilité de détection bactériologique.

Tableau 5.1: Prélèvements pour le diagnostic de la salmonellose [178, 180].

Symptômes	Prélèvements	
	Sur animal vivant	Sur cadavre
Septicémie	Sang, urines, fèces , lait	Sang, rate, foie , poumons, coeur, noeuds lymphatiques mésentériques, os long
Pneumonie	Sang, écouvillon nasal	Sang, rate, lésions pulmonaires
Entérite	Sang, fèces , lait	Contenu intestinal du grêle, ganglions mésentériques hépatiques, intestin et foie
Avortement	Sang, écouvillon vaginal, enveloppes	utérus , ganglions rétro mammaires, foetus et enveloppes

Les prélèvements de choix sont indiqués en caractère gras.

5.1.2. Milieux de pré-enrichissement

Il est nécessaire d'utiliser des milieux de pré-enrichissement tels que, l'eau peptonnée tamponnée pour [174, 181]:

- Permettre et accélérer la croissance des salmonelles présentes à de faibles taux dans les différents prélèvements tel que les matières fécales issue de porteurs latents, échantillons alimentaires ou issus d'un environnement contaminé.
- Revivifier des salmonelles qui ont été stressées par un traitement au froid (congélation) ou une dessiccation.

5.1.3. Milieu d'enrichissement sélectif des salmonelles

Les milieux d'enrichissement sont des milieux liquides ou gélosés contenant des additifs qui permettent sélectivement la croissance de certaines bactéries et inhibent la croissance des autres bactéries [182]. Les milieux d'enrichissements les plus utilisés dans le diagnostic bactériologique des salmonelles sont cités à l'appendice (C) [174, 178, 122].

5.1.4. Milieux d'ensemencement et d'isolement sélectif pour les salmonelles

Les milieux d'ensemencement doivent satisfaire les besoins nutritifs et énergétiques des salmonelles. En pratique, plusieurs milieux solides (gélosés) sont utilisés, ils permettent l'isolement de clones bactériens sous la forme de colonies.

La recherche de *S. abortus ovis* par un diagnostic direct n'est pas toujours souhaitable [16,185, 186]. Le développement de ce sérovar sur milieu d'ensemencement sélectif pour salmonelles est relativement plus lent en culture que les autres sérovares, il est souvent inhibée par *Escherichia coli* [187]. Les colonies peuvent apparaître en 36-48 heures d'incubation à 35-37°C, mais il arrive que les colonies n'atteignent pas une taille significative avant 72 heures. Dans certains cas, l'ensemencement de *S. abortus ovis* forme de très petites colonies qui peuvent être facilement confondues avec des contaminants, elles ont souvent tendance à donner des colonies de tailles différentes sur la même boîte [188].

Les principaux milieux d'isolement utilisés dans le diagnostic bactériologique des salmonelles sont présentés à l'appendice (C) [178, 189].

5.1.5. Purification

La purification des bactéries est obtenue par la réalisation d'une subculture sur milieu solide jusqu'à l'obtention de colonies bien distincte et homogène.

5.1.6. Identification

L'identification bactérienne des salmonelles est distinguée par plusieurs étapes, essentiellement [153]: l'identification biochimique, le serotypage et la technique PCR (Polymerase Chain Reaction).

Les tests utilisés pour l'identification des marqueurs épidémiologiques ne sont effectués que par des laboratoires spécialisés. Ils sont représentés par la définition du biotype, la lysotypie, la bacteriocinotypie et la génotypie [184].

5.1.6.1. Identification biochimique

Les colonies suspectes de salmonelles sont identifiées suite à l'étude de leurs caractères biochimiques effectués grâce à des galeries classiques en tubes ou à des systèmes d'identification standardisée de type galerie API 20E [190, 191].

5.1.6.2. Sérotypage

Le sérotypage est utilisé pour l'obtention d'une confirmation de la souche bactérienne isolée et identifiée comme étant une *Salmonella.Spp*. Les salmonelles possèdent des antigènes de types somatique (O), flagellaire (H) et de virulence (Vi) qui peuvent être mis en évidence par des sérums de typage, effectués par des tests d'agglutinations sur lames avec les sérums appropriés. Le sérovar peut être déterminé par référence à une formule antigénique du schéma de Kauffman-White.

5.1.6.3 .Technique PCR

Elle consiste à détecter l'ADN (acide désoxyribonucléique) dans les prélèvements, c'est une technique de diagnostic plus sensible qu'un diagnostic par culture bactériologique et plus adapté à la recherche de *S. abortus ovis* dans les prélèvements de matières fécales et avortons [192].

Pour les autres serovars, contrairement à ce que l'on pouvait attendre et malgré une meilleure sensibilité (90%), cette technique n'est utilisée que pour confirmer les résultats obtenus par isolement bactérien [193].

5.1.6.4. Antibiogramme

L'antibiogramme permet la détection de la résistance et la sensibilité des salmonelles aux différents antibiotiques [178, 194]. Il présente une aide ponctuelle et précieuse à la prescription pour le clinicien et l'assiste dans le choix de l'antibiotique à utiliser, en précisant la probabilité de succès ou d'échec thérapeutique.

5.2. Diagnostic indirect (Diagnostic sérologique)

La sérologie n'est pas indicative de l'infection au moment de l'échantillonnage, car la réponse humorale des salmonelles persiste longtemps dans l'organisme contrairement à la présence de la bactérie [195]. Par ailleurs, Le titre en anticorps décroît en quelques semaines et cette chute rapide après l'avortement laisse penser que la recherche en anticorps doit se limiter à la réalisation d'un sondage sérologique dans les six à huit semaines qui suivent l'épisode abortif. Ce dosage anticorps ne semble pas avoir d'intérêt pour établir un diagnostic tardif d'avortement [186, 196].

Ils sont spécialement utiliser pour la recherche de *S. Abortus ovis*, les laboratoires disposent de nombreuses analyses. Il s'agit tout d'abord d'analyses sérologiques comme l'agglutination en microplaques, l'hémagglutination, la fixation du complément, l'immunofluorescence, l'opsonisation, la précipitation en gel, le test à l'antigène coloré, et le test immunoenzymatique [16,197]. Dans ces cas, les méthodes sérologiques doivent être utilisées pour identifier les troupeaux infectés plutôt que l'identification individuelle des animaux porteurs [16, 185, 186].

5.2.1. Mise en évidence de l'immunité humorale

Pour la mise en évidence de l'immunité humorale on utilise les tests suivant [153, 178, 198] :

- ELISA (Enzyme Linked Immuno Sorbent Assay)

Technique basée sur le principe du sandwich, elle requiert l'usage d'un anticorps sur lequel est greffé une enzyme (ou d'un antigène) dont la présence est détectée par l'addition du substrat correspondant [193] et un pré-enrichissement et/ou un enrichissement sélectif durant au moins 16h à 24 h [113]. De nombreux systèmes automatisés existent (ex : tecra opus) [193].

- Méthodes immunoenzymatiques

Efficace pour identifier les ruminants sérologiquement porteurs de *S. Dublin* par dosage des IgM (Immunoglobuline M) [199] et les porteurs de *S. Enteritidis* par dosage des IgM et des IgG (Immunoglobuline G). Ils peuvent être aussi appliqués au lait de mélange pour le dépistage dans les élevages laitiers [200, 201, 202, 162,163].

- Agglutination lente en tube (SAT), doit être réalisée dans les semaines qui suivent l'avortement sur des brebis avortées et permet alors une présomption d'infection à l'échelle du troupeau et utiliser en général pour la recherche des anticorps spécifiques de *S. abortus ovis* [16, 203, 204].
- Agglutination lente en microplaque avec l'utilisation d'antigènes colorés est la plus utilisée [205].
- Agglutination rapide sur lame.
- Immunofluorescence.
- Hémolyse rapide.

5.2.2. Mise en évidence de l'immunité cellulaire

L'hypersensibilité retardée a été évaluée par Aitken et *al.*[206], l'injection intradermique d'une suspension de *S. Dublin* tuée est un bon moyen pour identifier les animaux porteurs de salmonelles. Néanmoins, des résultats de faux négatifs et de faux positifs existent.

5.3. Diagnostic différentiel

5.3.1. Forme abortive

Chez les ovins, les pathologies d'origine infectieuses semble tenir la première place dans les avortements. En effet, 95% des avortements touchant plus de 3% des effectifs sont d'origine infectieuse [207].

L'avortement est associé à des déformations des agneaux lors de la pestivirose, la fièvre de la Vallée du Rift, la maladie d'Akabane, la fièvre catarrhale ovine et la maladie de Wesselsbron. Par contre, dans les cas d'avortement par la brucellose, la campylobactériose, la fièvre Q, la listériose, la leptospirose, l'agalaxie contagieuse, la salmonellose (*S. abortus ovis*), la fièvre à tiques (ehrlichiose) ou encore par la colibacillose, les agneaux sont bien préservés [208].

On distingue chez les ruminants, des avortements dus à une atteinte placentaire dans le cas de *Chlamydia*, *Toxoplasma* et mycose ; des avortements liés à une septicémie dans le cas de *S. Dublin* et *S. Typhimurium* alors que les avortements liés à une atteinte du fœtus sont dans le cas de *Toxoplasma*, *Campylobacter*, *Listeria*, *Pestivirose*, *Border disease* et *Mycose*. Les avortements peuvent aussi être

d'origine non infectieux et incluent des mal formations congénitales ou héréditaires, ils peuvent être due à des origines : iatrogène (corticoïdes lors du dernier tiers de gestation, œstrogène en début de gestation, anthelminthiques comme perbentazole , l'aminoptérine) ; mécanique (surmenage, stress thermique, traumatique chez la mère) ; carence alimentaire (en vitamine A, en cuivre, en sélénium, en iode) ; intoxication (aux nitrates, au plomb, aux phosphates, pesticides et plante toxique) ou génétique. Selon leurs origine, ces avortements prendront une allure sporadique ou épidémique [209, 210, 211, 212,213, 214, 106].

5.3.2. Forme digestive

Chez l'agneau, les diarrhées sont causées par plusieurs agents à différencier de la salmonellose. Ils peuvent être d'origines bactériennes, virales ou parasitaires [215] :

5.3.2.1. Bactériennes

- La colibacillose, les diarrhées néonatales colibacillaires touchent des agneaux de moins de 3 semaines d'âge, surtout entre la naissance et 4 j d'âge. Il s'agit d'une diarrhée liquide et très contagieuse, avec une déshydratation rapide et très importante [216].
- Les clostridiose, se manifestent sur des animaux de 2-3 jours jusqu'à 2-3 semaines d'âge par une diarrhée jaunâtre parfois sanguinolente.

5.3.2.2. Virales

- Rotavirus, les animaux concernés ont entre 2 et 6 jours d'âge et la diarrhée est généralement peu grave, auto-limitante avec guérison spontanée en quelques jours [215].
- Le réovirus 1 et l'adénovirus causent une diarrhée et une pneumonie habituellement sans gravité [215]. .

5.3.2.3. Parasitaires

- Cryptosporidiose, ce parasite atteint des agneaux de 4 à 5 jours jusqu'à 3 semaines et la morbidité peut atteindre 100% [217]. La contagiosité peut devenir explosive avec l'avancée de la saison d'agnelages, l'expression clinique se traduit par des diarrhées de mal absorption modérées à sévères, surtout en cas de surinfection [231].
- La giardiose (*Giardia duodenalis*), est souvent asymptomatique mais lorsqu'elle s'exprime, une diarrhée grasseuse et intermittente est observée, avec une perte de poids touchant principalement des agneaux de 2 à 4 semaines d'âge et plus [219].
- Coccidiose, pathologie qui attaque des agneaux âgée de 3 semaines et plus, se développe dans des conditions d'élevage caractérisé par un surpeuplement et mis à l'engrais [219].

5.4. Diagnostic nécrosique

Ce diagnostic a peu d'importance, vu que les lésions de la salmonellose ovine sont peu spécifiques mais l'autopsie peut nous fournir une orientation parmi les nombreuses hypothèses de diagnostic. Les formes cliniques rencontrées conduisent à différents tableaux lésionnels.

5.4.1. Forme génitale

La forme génitale est associée en général à *Salmonella abortus ovis*, elle est caractérisée par les caractères suivants [100] :

L'avorton et le placenta sont d'apparence normale à autolysés. Parfois, on peut observer des signes de septicémie sur le placenta (œdème, hémorragies sur la membrane chorio-allantoïdienne et des foyers de nécrose sur les cotylédons).

Le fœtus peut présenter une inflammation suppurative multifocale, de la nécrose, de l'œdème ou des foyers hémorragiques, parfois même de l'emphysème. Le foie et la rate peuvent être hypertrophiés congestionnés et nécrosés.

5.4.2. Forme digestive

5.4.2.1. Evolution aiguë

Elle est rencontrée chez l'agneau, rare chez l'adulte, on observe une entérite catarrhale à hémorragique avec hypertrophie et hémorragie des ganglions mésentériques et hémorragie des séreuses [178, 119]. L'estomac et l'intestin grêle proximal sont souvent épargnés, l'inflammation commençant au niveau de l'iléon et du côlon [152]. Le contenu intestinal est fluide et mal odorant et mélangé à du sang. La muqueuse est épaissie, hémorragique, souvent couverte par un exsudat rouge, jaune ou gris ; elle présente fréquemment des ulcères et on note une hypertrophie des plaques de Peyer, également ulcérées [220].

Le foie, la rate et les reins peuvent présenter des foyers nécrotiques plus caractéristiques, submiliaires, parfois en profondeur, mais difficile à observer. La vésicule biliaire est distendue, épaissie, et présente des pétéchies [221, 222].

5.4.2.2. Evolution chronique

Formation de fibrine à partir des exsudats qui coagule à la surface de la muqueuse congestionnée en formant de fausses membranes ou « omelettes fibrineuses ». Ils recouvrent les plages nécrotiques [90, 178, 223].

5.4.3. Forme septicémique

Elle se traduit par un tableau classique de septicémie très fréquent chez l'agneau, moins chez les ovins adultes. On observe une carcasse congestionnée ; lésions hémorragique sur la rate [224] ; pétéchies de la sous muqueuse et de la sous séreuses [178, 225] ; des ecchymoses sur les plèvres, l'endocarde, les reins et les méninges [226] ; rate pulpeuse avec lésions hémorragiques et des hémorragies pleurales sont plus fréquentes chez les ovins adultes [224] ; des épanchements dans les cavités pleurales et abdominale due à un phénomène de coagulation intraveineuse provoqué par les toxines salmonelliques [224].

CHAPITRE 6

TRAITEMENT ET PREVENTION

6.1. Traitement

Le traitement de la salmonellose ovine consiste à traiter essentiellement l'entérite et les troubles respiratoires chez les agneaux ainsi que les troubles occasionnés par l'avortement chez les brebis. Deux objectifs sont à noter chez les ruminants [227,228] :

- Tenter de réduire l'intensité et la durée des symptômes de la maladie chez les sujets atteints.
- Réduire l'excrétion des salmonelles et la diffusion de l'infection dans le troupeau. Un animal qui présente des manifestations cliniques excrète les salmonelles par les fèces.

6.1.1. Antibiothérapie :

D'une manière générale, les salmonelles sont des germes sensibles aux antibiotiques, les plus souvent utilisés sont : les Tétracyclines, l'Ampicilline, la Streptomycine, la Furazolidone, la Colistine, la Ceftiofure, l'Enrofloxacin, la Gentamicine, l'Apramycine, l'Amoxicilline et la Penicilline (G) [229].

Les salmonelles, mis à part *S.Typhimurium* sont également sensibles aux Phénicolés et aux Sulfamides [85] mais les faibles activités de ces derniers au niveau du tube digestif devraient être compensées par l'administration de colistine par la voie orale [230].

En cas d'avortement, l'intérêt du traitement avec de la tétracycline et en particulier de la terramycine a été déjà montré. En effet, une injection unique de terramycine longue action à renouveler 7 jours plus tard ou l'injection de tétracycline chaque jour pendant 3 jours de suite à la dose de 100mg / kg assurent des concentrations actives pendant une durée allant jusqu'à dix jours [230].

En cas de diarrhée ou de pneumonie chez les agneaux, la durée du traitement ne doit pas être inférieure à cinq jours même si l'agneau présente une amélioration clinique. Cependant, le traitement est souvent décevant chez les jeunes sujets, en raison de la dissémination du germe aux différents organes après la bactériémie et la faible résistance de ces animaux à l'infection par un système immunitaire immature [131, 231, 232].

6.1.2. Fluidothérapie

Utiliser particulièrement dans les cas de salmonellose digestive, indispensable pour lutter contre l'hypovolémie ; lutter contre l'acidose métabolique et corriger le déficit énergétique.

Les agneaux sont plus sensibles à la déshydratation et au choc que les brebis et les béliers, la fluidothérapie devra être systématiquement mise en œuvre. Le choix de la voie d'administration se fait lors de l'examen clinique, en fonction du degré de la déshydratation et de l'acidose de l'animal [233]. Le pourcentage de déshydratation est estimé en fonction de la présence des différents symptômes indiqués dans le tableau présenté à l'appendice (D). Selon le degré de la déshydratation et la voie de réhydratation, on peut utiliser :

6.1.2.1. Réhydratation par voie intraveineuse

La réhydratation par voie intraveineuse est indiquée en cas de choc endotoxinique, elle fait appelle à différentes solutés [234, 235, 236] :

- Des solutés isotoniques (Ringer lactate)
- Solutés hypertoniques (NaCl 7,2% à 10%).

Elle est indiquée chez l'agneau dès que le degré de déshydratation dépasse les 8% et dans les cas d'abattelements extrêmes lorsque le réflexe de succion est perdu, dès que ce dernier réapparaît la réhydratation orale prend le relais [236, 237, 238] :

6.1.2.2. Réhydratation par voie orale

La fluidothérapie par voie orale est le traitement de choix, si la déshydratation et le déséquilibre électrolytique et acido-basique sont peu marqués et que le réflexe de succion est conservé [239].

Chez les brebis, en l'absence de consommation volontaire, le sondage ororuminal peut être utile tout en s'assurant que l'animal ne fasse pas une fausse déglutition. Les deux types de solutés peuvent être utilisés (hypertoniques et isotoniques) [236]. La réhydratation par voie orale peut être associée à une réhydratation par voie intraveineuse [236].

6.1.3. Traitement symptomatique de la diarrhée

Ce traitement fait appel aux :

- Pansements intestinaux (montmorillonitkaolin, charbon vegetal, kaopectate) qui tapissent la muqueuse intestinale, empêchant les virus de s'y incruster et diminuent l'absorption des toxines [240].
- Antihémorragiques [124].
- Distribution des hépato-protecteurs tels que de la méthionine, de l'arginine et du sorbitol associés à la vitamine B12 et à la vitamine C [40].

6.1.4. Anti-inflammatoires

On peut utiliser des anti-inflammatoires non stéroïdiens (AINS) et des anti-inflammatoires stéroïdiens (AIS) :

- les anti-inflammatoires non stéroïdiens (AINS) : sont préférables aux stéroïdiens, Ils sont doués de propriétés analgésiques mineurs, antipyrétique et anti-inflammatoire [227]. La flunixinine méglumine à la dose de 2,2 mg/Kg est efficace dans la lutte du choc endotoxinique [234, 235].
- les anti-inflammatoires stéroïdiens (AIS) : les corticoïdes sont caractérisés par de grande propriété inflammatoires mais leur action immunodépressive limite leur utilisation uniquement dans les situations extrêmes. Il faudra alors choisir des molécules à demi-vie courte et à forte dose, les utiliser surtout dans les cas de troubles respiratoires et à éviter à long terme dans les cas d'entérites [228, 241, 242].

6.2. Mesures prophylactiques de la salmonellose ovine

6.2.1. Hygiène et prophylaxie sanitaire

Elle permet de diminuer les risques de contamination ; renforcer et garantir une meilleure maîtrise de l'évolution de la maladie au sein de l'élevage et diminuer les risques de contagion du voisinage. Pour toutes ces raisons les mesures sanitaires suivantes doivent être correctement assurées :

- ✓ Une prophylaxie hygiénique au moment des mises-bas vise, la propreté des lieux ainsi que la destruction par équarrissage de tous les placentas, les avortons et les agneaux mort [29, 61,243].
- ✓ L'instauration d'une maternité aux nouvelles parturientes et aux femelles a terme qui devrait être isolée du reste du troupeau avec leurs petits pendant trois semaines [244]. Permet de réduire l'exposition les sujets du reste du troupeau à l'agent pathogène.
- ✓ La séparation des agneaux nouveau-nés de leurs mères suspect d'être contaminées par les salmonelles le plus rapidement possible et leurs fournir du colostrum et du lait provenant des autres brebis saines [153].
- ✓ La détection des sujets malades et leurs isolements, ces derniers représentent de grands excréteurs sur un laps de temps relativement court mais à un niveau très élevé [153,245]. L'animal malade doit être isolé dans une salle (infirmerie) facile à nettoyer, à désinfecter et adapter au nombre d'animaux appelés à y séjourner [163, 246,147].
- ✓ La séparation des animaux d'élevages d'espèces différentes et de classe d'âge, dans les aires d'exercices et dans les bâtiments d'élevages [248,249].
- ✓ Interdire l'accès des chiens et des chats aux bergeries et aux autres lieux de vie des ovins [248].
- ✓ Dératisations en continue et l'élimination de tous vecteurs potentiels (oiseaux sauvages) [248, 62, 250].
- ✓ Prévenir tout types de stress qu'il soit due au climat, transport, changement alimentaire ou densité pour limiter les risques d'expression clinique de la maladie dans les troupeaux [93, 153, 243].
- ✓ S'assurer que l'eau mis à la disposition des animaux est exempt de germes de contamination fécale. Pour cela, une analyse bactériologique de l'eau est indispensable au minimum, une fois par an [251].

- ✓ Interdire l'accès des animaux à des marris stagnantes qui représentent souvent de véritables milieux de survie et de multiplication pour les salmonelles [252].
- ✓ Protéger les aliments des souillures des bovins, des ovins, des rongeurs et des oiseaux sauvages durant l'entreposage et la distribution [253].
- ✓ S'assurer que les agneaux ont bien pris un colostrum afin d'éviter l'échec du transfert passif de l'immunité [254, 255].
- ✓ La désinfection de l'ombilic des agneaux diminue les risques des infections [254].
- ✓ le paillage doit être plus épais pendant les saisons froides [254], un bon paillage assure la propreté des trayons et diminue le risque de transmission des agents pathogènes par voie oro-fécale aux agneaux [256].
- ✓ Le stockage des déjections animales, devrait être placé dans un endroit suffisamment loin des bergeries, afin d'éviter de polluer l'environnement des ovins [246, 253].
- ✓ S'assurer que le délai de stockage du lisier, soit préconisé selon les règlements sanitaires, soixante jours en hiver et trente jours en été pour obtenir une bonne épuration du lisier avant l'épandage. De plus, une période minimale de trois semaines doit être observée entre celle-ci et le pâturage des moutons [257].
- ✓ Le déparasitage doit être appliqué périodiquement, notamment au printemps et en automne [234, 240, 258].
- ✓ L'introduction de tout nouvel animal, doit être suivie d'une mise en quarantaine afin de s'assurer de son bon état général [141, 153]. Acheter un animal sérologiquement négatif et situé dans une région connue comme étant indemne apporte le maximum de garanties.
- ✓ Les avortements doivent faire l'objet d'une déclaration systématique, suivie de mesures médicales et sanitaires (prélèvement et analyse bactériologique) [16, 259].

Cependant, l'application de certaines mesures n'est pas régulière dans les conditions les plus courantes des élevages ovins. En effet, les infrastructures présentes ne permettent pas toujours l'isolement des femelles gestantes et la gestion des groupes peut ne pas autoriser l'isolement de sujets malades au risque de déstabiliser la

bonne cohésion du groupe [260]. De plus, l'existence de systèmes d'élevage recourant à la transhumance rendent difficiles la mise en œuvre de ces mesures et la gestion du stress climatique.

6.2.2. Prophylaxie médicale

En zone d'enzootie, le recours à la vaccination est recommandé. Pour renforcer la résistance des animaux à l'infection, on utilise des vaccins tués ou vivants.

6.2.2.1. Vaccins tués

Il s'agit des auto-vaccins. Ils sont couramment utilisés et fabriqués au laboratoire à partir d'une souche sauvage de *S. abortus ovis*, virulente. La souche est isolée à partir des animaux porteurs symptomatiques [261].

6.2.2.2. Vaccins vivants

Leur utilisation permet d'obtenir une immunité plus précoce et durable. Ainsi, la protection est meilleure. De plus, les protocoles de vaccination sont allégés et les coûts de mise en œuvre sont réduits

6.2. 2.2.1. Vaccins vivants à virulence atténuée

Plusieurs vaccins ont été utilisés pour *Salmonella abortus ovis* :

- En 2005, Uzzau et *al.* [164], ont montré l'efficacité et l'innocuité de trois vaccins atténués dirigés contre la souche sauvage de *Salmonella abortus ovis* chez la brebis.
- En 2007, Cagiola et *al.*[75], ont montré que l'utilisation d'un vaccin inactivé induisait une forte réaction immunitaire humorale et une réponse cellulaire modérée

Actuellement en Espagne, il existe un vaccin inactivé avec une valence *Salmonella abortus ovis* mais également deux autres valences : *Chlamydia psittaci* var *ovis* et *Chlamydia psittaci* var *capra*. Il s'agit du Bedsavac®, prêt à l'importation, mais son efficacité et la durée de sa protection obtenue dans un environnement infecté doivent être contrôlées et évaluées [93].

Les vaccins vivants à virulence atténuée, sont moins dangereux que les vaccins vivants et plus immunogènes que les vaccins tués. Ils se révèlent être une solution efficace pour la prophylaxie de la salmonellose abortive ovine [164].

En Algérie, aucun vaccin n'est disponible faute de commercialisation, bien que des vaccins contre la salmonellose abortive ovine existent et que leur efficacité ait été démontrée.

6.2.3. Métaphylaxie

Correspond au traitement systématique de la totalité d'un groupe d'animaux au-delà d'un certain seuil d'incidence clinique. L'intervention est déclenchée par une diffusion rapide des troubles cliniques dans le troupeau. Elle associe le traitement curatif des animaux cliniquement malades et le traitement préventif des autres animaux du même groupe qui sont encore cliniquement sains mais avec une forte probabilité d'être infectés à cause du contact étroit avec les animaux malades [262, 263].

6.3. Mesures prophylactiques de la salmonellose humaine

Afin de prévenir les risques de contamination de la salmonellose humaine, il est conseillé de [121, 122]:

- Se laver les mains après un contact avec tout animal sauvage ou même domestiqué
- Contrôler la distribution d'eau à l'aide des études et des recherches bactériologiques par la compagnie des eaux de la commune tout en maintenant des règles strictes dans le domaine du traitement.
- Contrôler la cuisson des aliments, tels que la viande et en particulier la viande hachée qui doit être cuite à une température minimale de 65 °C pendant 5 à 6 minutes. Une bonne cuisson des aliments est le seul moyen qui assure la neutralisation de la bactérie.
- Eviter la consommation du lait cru et des œufs crus ou peu cuits surtout lorsqu'une personne est vulnérable, tel que les femmes enceintes.
- Respecter les gestes d'hygiène au quotidien et une bonne hygiène dans la préparation des aliments est exigé.
- Respecter la chaîne du froid.

PARTIE EXPERIMENTALE

CHAPITRE 7

PARTIE EXPERIMENTALE

La salmonellose ovine fait partie des pathologies les plus répandues dans divers pays, elle engendre des pertes économiques considérables, en l'occurrence, les avortements, les mortalités observées chez les agneaux et le coût du traitement. Elle peut être aussi la cause de toxi-infection alimentaire par l'ingestion de viande ou de lait cru contaminés par les salmonelles.

En Algérie, la salmonellose ovine a été peu étudiée, seule l'étude de Nouichi et *al.* [17], apportée sur le portage asymptomatique alors que le portage symptomatique n'a pas fait objet d'étude jusqu'à ce jour.

A partir des données recueillies de la partie bibliographique et devant le manque important des données épidémiologiques et microbiologiques relatives à la salmonellose ovine en Algérie, nous avons mené cette étude en trois parties. Pour cela nous nous sommes fixés les objectifs suivants :

- Rechercher des facteurs de risques de la salmonellose ovine et leur importance dans certains élevages de la région centre de l'Algérie par le biais d'un questionnaire adressé aux éleveurs.
- Évaluer la prévalence du portage symptomatique des salmonelles chez l'espèce ovine à partir des prélèvements réalisés sur des cas cliniques suspects de portage des salmonelles au niveau de la région centre.
- Étudier les éventuelles associations entre certains facteurs de risques et le portage de la salmonellose ovine, au niveau des élevages étudiés qui sont positifs aux salmonelles.

7.1. PREMIERE PARTIE : ENQUETE PAR QUESTIONNAIRE AU PRES DES ELEVEURS

L'éleveur est l'acteur principal en production et santé animale. Pour cela, nous avons jugé profitable d'entamer notre étude par le biais d'une enquête par questionnaire sur le terrain auprès des éleveurs pour faire une sélection des élevages. Pour cela en devaient rechercher d'une part, les éléments clés d'une suspicion de portage symptomatique de la salmonellose ovine à savoir la présence d'avortement, de diarrhée et de mortalité des agneaux et d'autre part, avoir un aperçu sur la gestion des élevages d'ovins et décrire certaines pratiques d'élevage qui peuvent être en relation avec l'apparition de la salmonellose ovine et qui constituent des facteurs de risque pour la dissémination des salmonelles.

7.1.1. Présentation de la zone d'étude

La zone d'étude s'étend sur six wilayas de la région centre de l'Algérie à savoir : Djelfa, Blida, Médéa, Boumerdès, Tipaza et Alger (Figure 7.1).

La zone d'étude se situe entre la côte méditerranéenne et l'atlas tellien, elle jouit d'un climat tempéré du type méditerranéen au nord pour les wilayas de Boumerdès, Tipaza, Alger, Médéa et Blida alors que la wilaya de Djelfa située au pied de l'Atlas saharien au sud est caractérisée par un climat saharien.

Le climat méditerranéen est caractérisé essentiellement par des précipitations hivernales irrégulières et inégalement réparties. La pluviométrie se situe entre 600 à 800 mm/an et peut atteindre 1000 mm/an dans la wilaya de Tipaza. En hiver la température peut chuter dans certaines wilayas au-dessous de -5 °C, alors que pendant l'été, elle dépasse parfois dans certaines willayas les 40 °C [264].

Dans la wilaya de Djelfa, les étés sont courts, très chaud et dégagé dans l'ensemble ; les hivers sont long, très froid, venteux et partiellement nuageux ; et le climat est sec tout au long de l'année. Au cours de l'année, la température varie généralement de 0 °C à 35 °C et est rarement inférieure à -3 °C ou supérieure à 38 °C [264].

La population animale est composée approximativement de 67 000 bovins (dont 34 000 vaches), 155 000 ovins (dont 61 500 brebis), 26 000 caprins (dont 12 000 chèvres) et 700 équins (dont 120 juments).

7.1.2. Période d'étude et choix des élevages

Notre étude s'est déroulée durant la période allant de septembre 2017 à janvier 2018. Le choix des élevages a été basé sur la présence des manifestations cliniques de la salmonellose ovine à savoir : diarrhée, avortement et mortalité des agneaux.

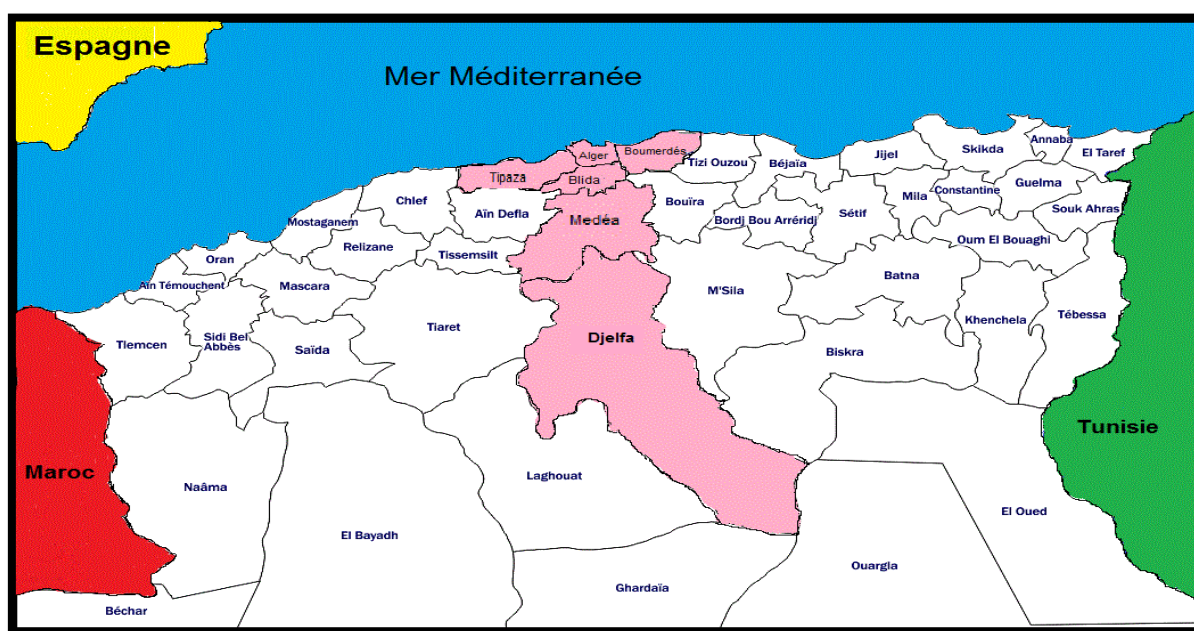


Figure 7.1:Cartographie de la zone d'étude.

7.1.3. Matériel et méthodes

7.1.3.1. Élevages d'ovins

Un nombre de vingt-huit élevages d'ovins, présentés dans le tableau (7. 1) ont été visités et répertoriés pour faire objet de cette étude, ils sont localisés dans différentes daïras et communes, situées dans les six wilayas de la région centre.

Ils sont repartie au nombre de quinze élevages pour la wilaya de Djelfa de la zone sud et treize élevages pour le reste des wilayas dans la zone nord (Alger, Blida, Boumerdès, Tipaza et Médéa).

Tableau 7.1 : Répartition des élevages visités selon les wilayas et daïras.

Zones	Wilayas	Daïras/ Communes	Nombre d'élevages visités
Zone nord	Tipaza	C. Koléa	02
	Blida	D. Bougara	03
		D. Meftah	02
	Alger	C. Bouzerea	01
	Boumerdès	Khmis El khechna	01
	Médéa	D. Ksar El Boukhari	04
Zone sud	Djelfa	C. Hassi Bahbah	10
		D. Aïn Oussara	05
	Total		28

C : Commune ; D : Daïra

7.1.3.2. Questionnaire

Pour faciliter notre étude auprès des éleveurs, il nous a fallu élaborer un questionnaire qui a été adressé à 28 éleveurs, il est composé de 14 questions (questions fermées et/ou à choix multiples), réparti en quatre rubriques, présenté à l'appendice (E) :

- Pathologie rencontrée dans l'élevage.
- Conditions générales de l'élevage.
- Hygiène de logement.
- Précaution sanitaire.

Les données récoltées par le questionnaire, ont été recueillies par déplacement personnel aux sites des élevages localisés dans les daïras et communes des différentes wilayas retenues. Nous avons pu cibler ces élevages avec l'aide de vétérinaires praticiens qui étaient disposés à participer à notre étude. Exerçant dans les daïras sus-citées, ils connaissaient ces élevages dans le cadre de consultations ou de suivi d'élevage.

7.1. 4. Résultats et discussion

7.1.4.1. Pourcentage des élevages visités dans les différentes wilayas :

Le pourcentage des élevages visités aux cours de cette étude est le suivant (Figure 7.2) :

- 15 élevages à Djelfa, soit 53,57% des élevages.
- 04 élevages à Médéa, soit 14,28% des élevages.
- 05 élevages à Blida, soit 17,85 % des élevages.
- 02 élevages à Tipaza, soit 7,14 % des élevages.
- 01 élevage à Alger, soit 3,57 % des élevages.
- 01 élevage à Boumerdès, soit 3,57% des élevages.

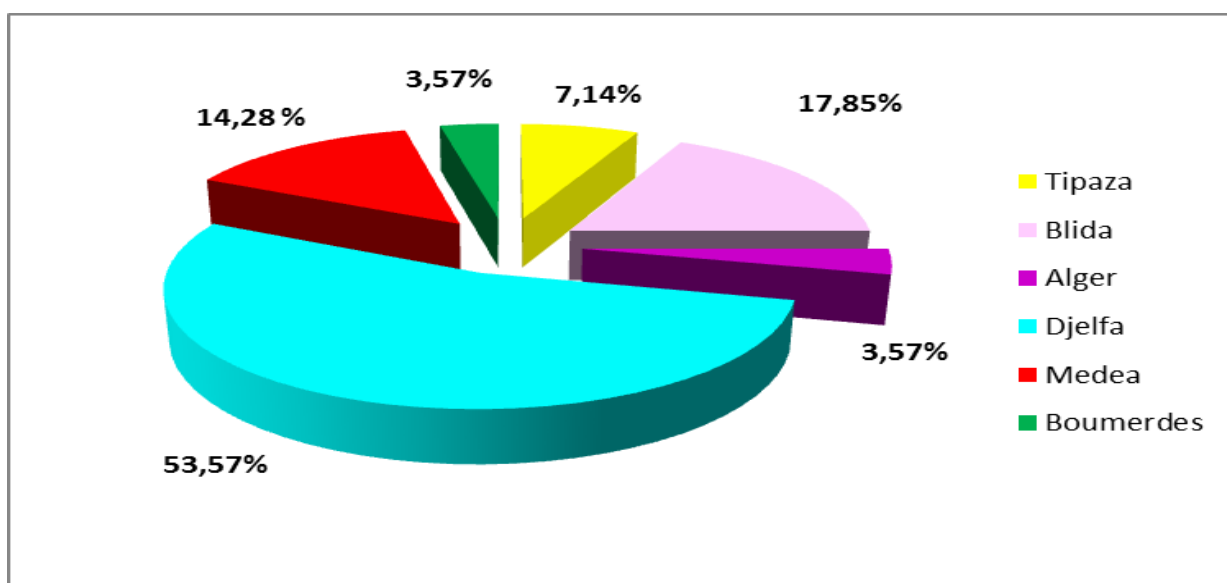


Figure 7. 2 : Pourcentage des élevages sélectionnés dans les différentes wilayas

Par manque de collaboration des éleveurs nous avons cibler un nombre plus important d'élevages dans les wilayas de Djelfa, Médéa et Blida par rapport aux autres wilayas qui sont Tipaza, Alger et Boumerdès

7.1.4.2. Résultats du questionnaire auprès des éleveurs :

Le traitement des données du questionnaire concernant les facteurs de risques est rapporté et présenté par question en appendice (F).

7.1.4.2.1. Conditions générales de l'élevage

a) Taille des troupeaux

Les 28 élevages étudiés avaient une taille de 30 à 200 têtes et étaient réparties comme suit (tableau 7.2 et figure 7.3) :

- 06 élevages, soit 21,42% composé entre 30 et 50 têtes.
- 10 élevages, soit 35,71% composé entre 51 et 150 têtes.
- 12 élevages, soit 42,85% composé entre 151 et 200 têtes.

Tableau 7.2 : Répartition des élevages selon leurs effectifs

Wilayas	Daïras/ Communes	Nombre d'élevages	Effectif des élevages
Tipaza	C.Kolea	02	70-110
Blida	D.Bougara	03	30-45
	D.Meftah	02	30-45
Alger	C. Bouzerea	01	50
Médéa	D. Ksar ElBoukhari	04	100-150
Boumerdès	D. KhmiElkhechna	01	120
Djelfa	C.Hassi Bah bah	10	151-200
	D.AinOussara	05	151-200
Total		28	

C : Commune ; D : Daïra

Le tableau (7.2), nous résume la répartition des élevages qui ont fait l'objet de notre étude, localisés dans les différentes régions visitées, selon leurs effectifs.

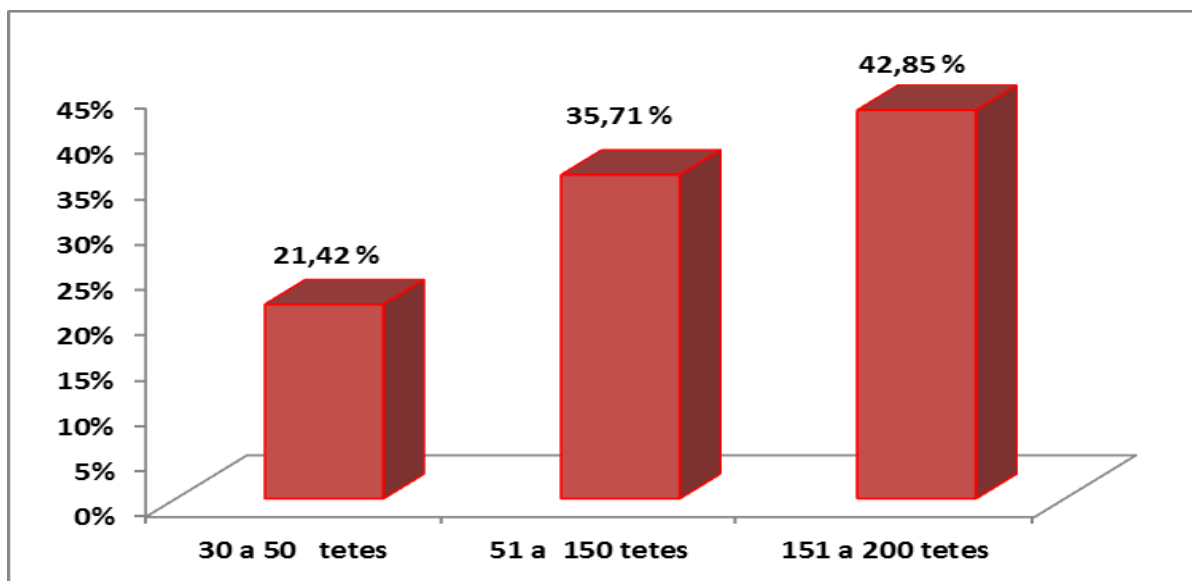


Figure 7.3: Pourcentage des élevages visités selon la taille de leur troupeau

La figure (7.3) illustre le pourcentage des élevages visités, par rapport à la taille des troupeaux selon les trois fourchettes résolues dans l'étude.

Plusieurs études ont rapporté une association entre la taille du troupeau et l'apparition des infections dans les élevages. Causape et *al.* [265] en Espagne, ont enregistré un risque plus élevé des infections dans les grands troupeaux. De même, les résultats des analyses des enquêtes réalisées en Algérie par Zemouri et *al.* [266] et par Gebretensay et *al.* [267] en Éthiopie, révèlent un lien entre la taille du troupeau et le pourcentage des avortements évalués dans l'élevage alors que l'étude menée par Kardjadj et *al.* [268] et de Dechicha et *al.* [269] en Algérie, n'ont rapporté aucun lien.

La relation entre la fréquence de l'apparition des différentes infections dans des élevages et la taille de leurs troupeaux, pourrait s'expliquer par l'augmentation de la charge microbienne dans les élevages présentant un effectif important, exposant ainsi les animaux à plus d'agents pathogènes, ce qui favorise la contamination et l'augmentation de la mortalité des plus jeunes sujets. En effet, il est plus facile de contrôler la conduite d'élevage d'un petit troupeau qu'un grand troupeau puisque dans ces derniers, les procédures de nettoyage et de désinfection sont plus difficiles à mettre en œuvre, compromettant ainsi les bonnes pratiques d'hygiène.

b) Mode d'élevage

Les résultats de notre enquête ont montré que la conduite d'élevage des troupeaux visités a été marquée par l'utilisation des trois différents modes d'élevage (Figure 7.4) :

- Sédentarisme à 10,71%
- Semi-sédentarisme à 64,28 %
- Transhumance à 25 %

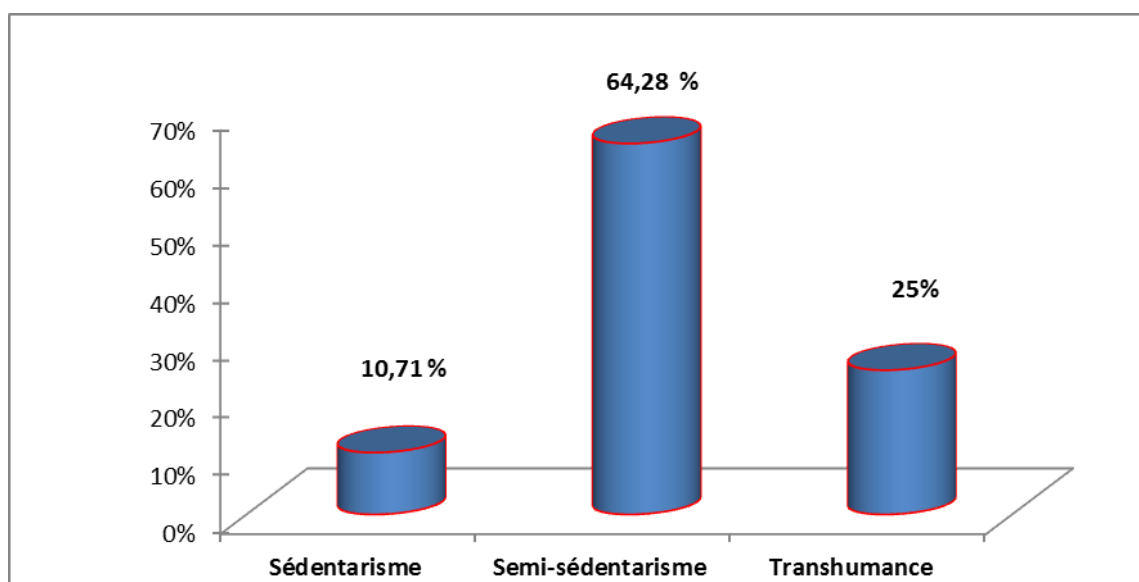


Figure 7.4 : Différents modes d'élevages

Cette variété dans le mode d'élevage des troupeaux est due essentiellement à la taille de leurs troupeaux. La transhumance n'est pratiquée que par les grands éleveurs ; le sédentarisme est pratiqué par la totalité des petits éleveurs et une partie des éleveurs procédant un troupeau de taille moyenne, pratiquant l'engraissement alors que le semi-sédentarisme est dominant, c'est une pratique courante chez les éleveurs possédant un troupeau de taille moyenne mais qui ne pratique pas l'engraissement.

Les éleveurs qui pratiquent la transhumance sont appelés les « nomades ». Selon les saisons, ces familles se déplacent avec leurs troupeaux d'une région à l'autre, à

la recherche de nouvelles prairies à pâturer. Au cours de ces déplacements, ils perdent une grande partie des agneaux. Cette forte mortalité pourrait s'expliquer par l'épuisement de réserves organiques liées aux longs déplacements qui affaiblissent le système immunitaire. Ce facteur ajouté aux mauvaises conditions d'hygiène et aux manques de suivi sanitaire pendant la transhumance contribue à l'augmentation de la prévalence et à la dissémination des salmonelles [16].

Les troupeaux qui sont soumis au mode semi-sédentaire, pâturent durant toute l'année, à l'exception des saisons très froides. La complémentation des rations, à base de concentré constituée d'orge, de maïs, de sons et de complément minéral vitaminé (CMV), est incorporée lorsque les parcours des pâturages ne couvrent pas les besoins des ovins et pendant les périodes hivernales.

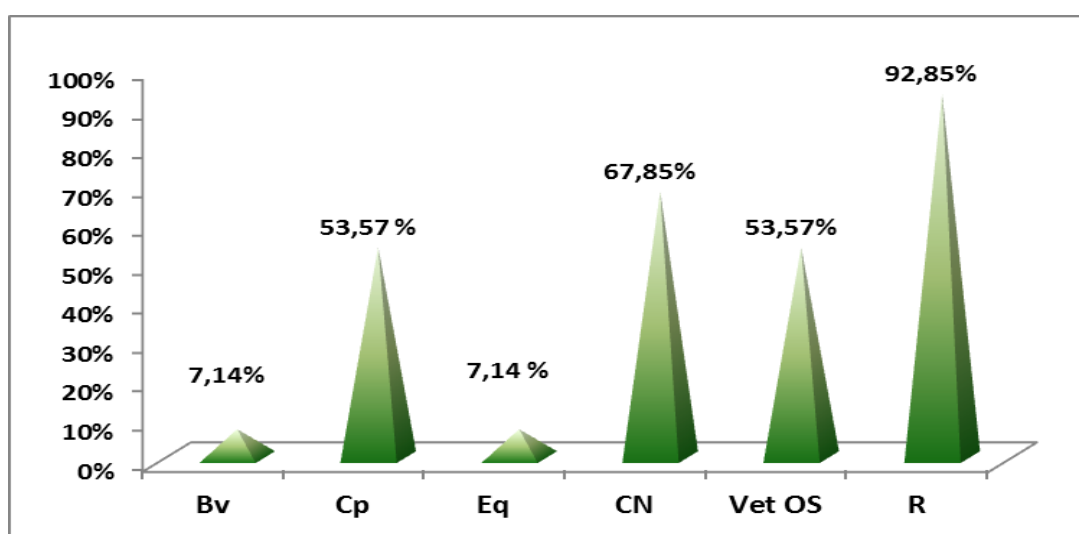
Pendant leur pâturage, les ovins passent dans les zones de pâturages communs à plusieurs troupeaux de la même région. La contamination des pâturages par les salmonelles est très souvent due selon Williams [44] aux :

- Excrétions fécales des salmonelles par des animaux porteurs présents sur ces pâturages.
- Épandages des lisiers. En effet, l'utilisation accrue des lisiers représente un important risque pour la contamination des pâturages. Des études ont montré que pendant l'apparition d'une salmonellose bovine clinique, la contamination du lisier atteint des niveaux de 10^3 à 10^4 de *Salmonella* / ml de lisier. Une décroissance s'installe entre les 2^{ème} et le 5^{ème} mois pour aboutir à un nombre de 10^2 de *Salmonella* / ml à la fin de l'infection du troupeau [45].
- Grenouilles, aux crapauds et aux reptiles qui sont susceptibles d'héberger des salmonelles, mais aucune étude n'a mis en évidence leur rôle dans la contamination des ovins [40].

Les animaux qui sont soumis au mode sédentaire sont généralement placés durant la journée dans des aires d'exercices. Des études ont montré que le renouvellement d'air dans les bâtiments d'élevage, assure l'évacuation de la vapeur d'eau et un confort thermique, réduisant ainsi la multiplication et la transmission des germes pathogènes. Les salmonelles sont capables de se multiplier entre 6.7°C et 41°C [45].

c). Présence d'autres espèces animales en contact des ovins

Nous avons remarqué que les ovins des élevages visités sont en contact permanent avec d'autres espèces animales. Les plus rencontrés sont les rongeurs dans 92,85% des élevages, suivis des chiens dans 67,85 % des élevages, les caprins dans 53,57%, les oiseaux sauvages et volailles dans 53,57 % alors que les espèces les moins rencontrées sont les équidés et les bovins dans 7,14 % et 7,14% des élevages respectivement (Figure 7.5).



BV : Bovins ; **Cp** : Caprins ; **Eq** : Equidés ; **Cn** : Chiens ; **V et OS** : Volaille et oiseaux Sauvage ; **R** : Rongeurs

Figure 7.5 : Présence d'autres espèces animales en contact des ovins.

Tous les élevages visités possèdent d'autres espèces animales en contact avec les ovins. Ces animaux sont présents en permanence dans la bergerie, au pâturage et dans les aires d'exercice. Ils sont susceptibles d'apporter des salmonelles dans l'environnement immédiat des ovins, en contaminant leur alimentation ou leur eau d'abreuvement. Ainsi les éleveurs possédants d'autres productions animales tendent à avoir plus de sujets porteurs de salmonelles [270].

➤ Bovins, caprins, volailles domestiques et équidés

Les ovins des élevages visités sont constamment en contact avec des bovins, des caprins, des volailles et des équidés. Ces éleveurs possèdent de coutume une vache et des chèvres pour la vente et leurs consommations personnelles de lait ; des poules pour leurs consommations en œufs et un âne pour le ramassage des

déchets et le nettoyage des bergeries et des Zriba des excréments des ovins et des bovins.

La mixité d'élevage est considérée comme le principal facteur de risque pour le portage des salmonelles [271], ces espèces peuvent être des porteurs sains pour les mêmes salmonelles auxquelles sont sensibles les ovins, ils excrètent des salmonelles par l'intermédiaire de leurs crottes [270], ce qui favorise la transmission inter espèce des agents pathogènes et l'augmentation de la sensibilité des ovins et ces différentes espèces aux mêmes agents infectieux. Nombreux sérovars ont été isolés chez les ovins et d'autres animaux d'élevage, en l'occurrence :

- S. Bovismorbificans, S. Montevideo, S. arizonae, S. Dublin, S. Brandenburg, S. Bredeney, S. Give, S. Virchow, S. Kentucky, S. Enteritidis et S. Typhimurium ont été isolées chez les ovins et les bovins [43, 272, 36].
- S. Virchow, S. Durbon, S. Newbrunswick, S. Ngor, S. Havana, S. Welikade et S. Typhimurium ont été isolées chez les deux espèces ovine et caprine [272, 54] ; S. Dolombo, S. Isangi, S. Redba, S. Welikade, S. Enteritidis et S. Typhimurium ont été plus fréquemment isolées chez les ovins et les chevaux [272].
- S. Virchow, S. Kentucky, S. Enteritidis et S. Typhimurium sont communs pour les ovins et les volailles, il est donc possible que les volailles soient une source de salmonelles pour les ovins [37,272].

➤ Oiseaux sauvages

Les moineaux, les tourterelles, les pigeons et les mouettes peuvent héberger la bactérie et servir de réservoirs aux salmonelles [273, 274]. Le contact des troupeaux avec les oiseaux sauvages pendant la saison de migration, peut favoriser la dissémination de l'infection [184], plusieurs études ont rapporté l'association des oiseaux sauvages au portage des élevages par les salmonelles :

Des auteurs ont pu rattacher l'évolution de la salmonellose dans un troupeau laitier de 180 vaches dans le nord de l'Écosse à la contamination du point d'eau servant à alimenter la ferme par des mouettes [275]. Dans une autre étude, les oiseaux sauvages ont été une source d'infection aux salmonelles a un troupeau de vache par leurs déjections et leurs cadavres retrouvés dans les silos à fourrage [38].

Certaines souches de salmonelle pouvant infecter les ovins ont aussi été isolées chez des oiseaux sauvages :

- *S. elkebir* et *S. Typhimurum* ont été isolées par Doutré et Buisson [272]. Chez les ovins et les oiseaux sauvages.
- *S. Typhimurum* a été isolée des cadavres de nombreux Passeriformes [276].
- Deux souches de *S. arizona* et dix-neuf souches de *S. Spp* ont été isolées au Sénégal par Chambron et *al.* [277], à partir de matières fécales de rapaces anthropophiles porteurs sains.

➤ Chiens

Quoique que les chiens ne développent que rarement les formes graves de salmonellose et n'excrètent les salmonelles que pendant une courte durée, ils peuvent aussi facilement véhiculer les salmonelles [278]. Pour Ouzrout et *al.* [39], 10% des chiens souffrant de troubles digestifs sont porteurs de salmonelles également, les études de Doutré et Buisson [272] ; Greene [279] ; Carter et Quinn [280] ; Willard et Marks [281] et Greene et *al.* [282], ont montré que *S. chester*, *S. Enteritidis* et *S. Typhimurium* sont les souches les plus isolées chez les chiens, ces souches sont communes pour les chiens et les ovins.

➤ Rongeurs

Selon Achat et Szyfres [253], tous les rongeurs sont porteurs de *S. Typhimurium* alors que pour Healing [283], le pourcentage des rongeurs porteurs de salmonelles s'avèrent inférieurs à 3 %. Dans une autre étude, Billon [284], procédant à l'examen systématique de 1009 rats capturés à Paris au cours de plusieurs années, n'a mis en évidence que trois sujets contaminés par *S. Panama*.

- *S. Typhimurium*, *S. Kentucky* et *S. Virchow* sont des sérovars communs pour les ovins et les rongeurs [272, 41].

7.1.4.2.2. Hygiène du logement et hygiène générale

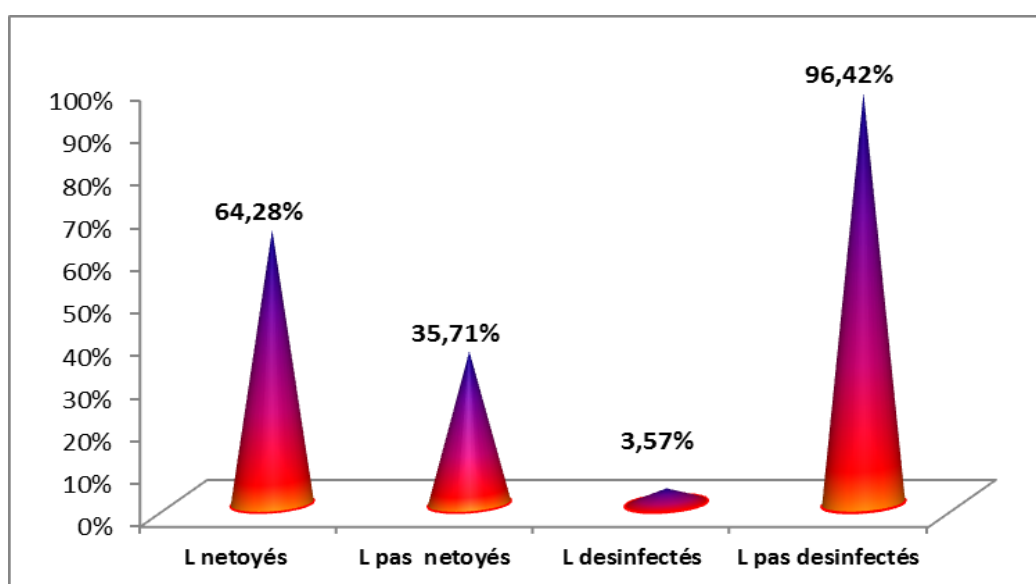
a) Dératisation

La dératisation est appliquée par la totalité des éleveurs en utilisant des raticides, soit un taux de 100%.

Tous les éleveurs questionnés, déclarent que la dératisation est bien appliquée. Ces déclarations restent à prouver puisque les rongeurs ont été présents dans la majorité des bâtiments d'élevage visités, dans lesquels les aliments sont stockés dans un coin de la bergerie ou à l'extérieur dans un abri mitoyen. Plusieurs études, ont montré que les rongeurs sont l'un des principaux réservoirs des salmonelles, ils peuvent contaminer les bâtiments d'élevage et les aliments [251, 73, 41].

b) Nettoyage et désinfection des locaux d'élevages

L'enquête a montré que le nettoyage des locaux d'élevages est appliqué, dans 64,28 % des élevages visités et il ne l'est pas pour les 35,71 % des élevages restants. Seulement 3,57 % des locaux d'élevage visités sont désinfectés après leurs nettoyages alors que les 96,42% des locaux d'élevage restants, ne le sont pas (Figure 7.6).



L : locaux

Figure 7.6 : Pourcentage des locaux nettoyés et désinfectés

Les ovins sont logés dans des bergeries ou dans des Zribas, ce dernier type de logement se trouve souvent dans la steppe, où les troupeaux sont élevés selon le mode transhumant [285].

Les conditions d'hygiène des ovins logés dans certaines bergeries et dans tous les Zribas sont le plus souvent incorrectes, en raison de la forte densité d'animaux. En effet, les éleveurs transhumants détiennent les grands élevages, compte tenu de leurs fréquents déplacements, ils n'attachent pas d'importance à l'hygiène du logement. De plus, le sol des Zribas est en terre battue, ce qui rend le nettoyage et la désinfection plus difficile qu'un sol en béton. Les sols en terre battue abritent plus facilement les agents pathogènes que les sols en béton, notamment les salmonelles dont la durée de survie est de 40 jours dans la terre [148, 286, 256].

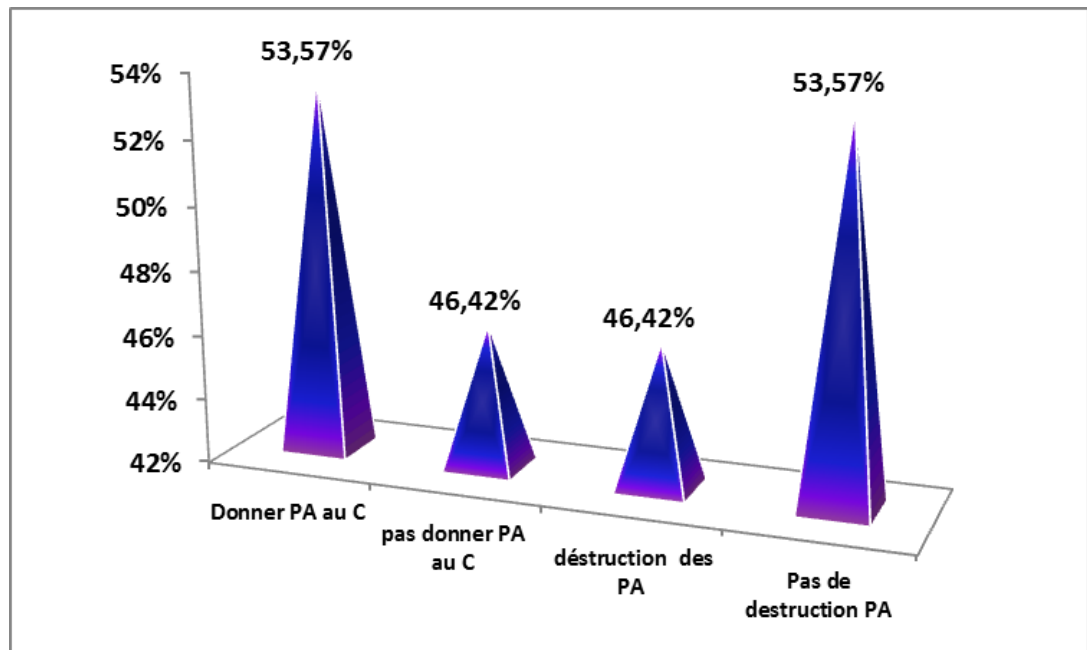
Les salmonelles sont excrétées par les porteurs sains avec les matières fécales, ces dernières accumulées au sol représentent une source de contamination pour les animaux sains [153, 286]. En effet, les aires de couchage sales sont significativement associées à un risque très élevé de morbidité et de mortalité chez les jeunes sujets [104, 73, 287].

Peu d'éleveurs ont déclaré que leurs bâtiments d'élevage sont désinfectés après leurs nettoyages. Ces déclarations restent à prouver, puisque nous n'avons pas trouvé de traces de désinfectants dans certains de ces bâtiments d'élevage. Le pourcentage des locaux non désinfectés après leur nettoyage est un taux non négligeable, ces résultats nous montrent l'inconscience des éleveurs à l'égard du risque de la contamination des locaux et des élevages par des agents infectieux responsables de diverses pathologies, une bonne désinfection des locaux contribue à l'élimination des germes pathogènes et réduit les risques d'apparition des pathologies hautement contagieuses.

7.1.4.2. 3. Précautions sanitaires

a) Destruction des produits d'avortement ou les donner aux chiens

Seulement une partie des éleveurs interrogés, soit 46,42 %, détruisent les avortons et les placentas alors que les autres éleveurs, soit 53,57 % ne font pas la destruction des produits d'avortement. Ils préfèrent les donner à leurs chiens comme aliment (Figure 7.7).



C : Chien ; PA : Produit d'avortement.

Figure 7.7 : Devenir des produits d'avortements.

L'avorton, le placenta et les sécrétions utérines des femelles avortées contaminent le milieu extérieur [33]. L'étude de Yilmaz et *al.* [288] a montré que, les chiens pourraient contribuer à la réduction de la dissémination des agents pathogènes en s'alimentant par les avortons et les placentas. Par ailleurs, les résultats de l'enquête réalisée par Zemouri et *al.* [266] en Algérie, ont montré que le risque d'avortement est 2,64 fois plus élevé dans les fermes où les chiens et les rongeurs accèdent aux avortons. En effet, lorsque des chiens ou des rats s'alimentent par les avortons infectés, ils hébergent la bactérie de façon transitoire [16] et facilitent ainsi par la suite sa dissémination dans l'environnement par les excréments.

b) Isolement des malades et des brebis avortées

L'isolement des malades et des brebis avortées n'est pas respecté par la totalité des élevages visités, soit 0%.

Les brebis avortées et les sujets malades représentent une source majeure aux salmonelles pour tout le reste du troupeau et particulièrement aux antenaises [289,290, 291, 269]. Leur isolement permet de réduire en grande partie la contagion puisque l'excrétion des salmonelles par les fèces et les sécrétions utérines augmentent pendant les périodes autour du vêlage, les avortements, le stress et les maladies cliniques [176, 69,292]. L'élimination des litières souillées après agnelage et avortement, favorisent la réduction de la dissémination des salmonelles [293, 154].

L'absence des locaux séparés pour ces catégories d'animaux augmente le risque d'infection par les salmonelles [38, 294]. Ils doivent rester en isolement pendant au moins trois semaines avant de les remettre avec le reste du troupeau puisqu'un animal infecter par les salmonelles, pourrait être encore contagieux plusieurs semaines après la disparition des symptômes [295].

c) Analyse systématique lors d'un avortement

Aucun des éleveurs interrogés, n'accepte de faire des analyses systématiques lors d'un avortement, soit 0%.

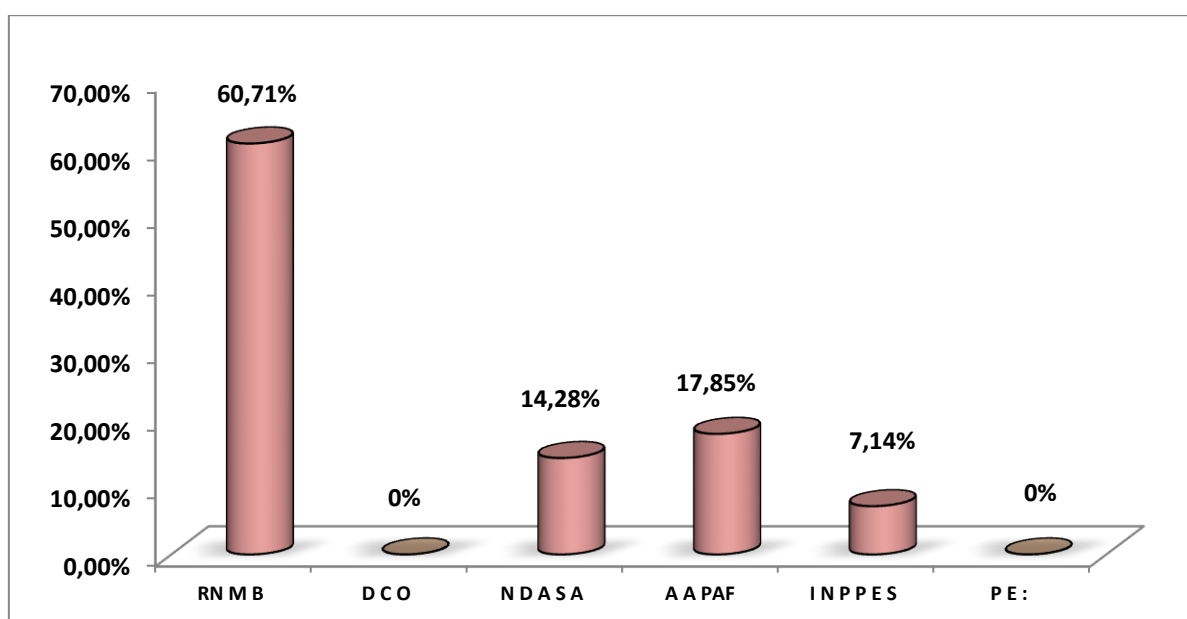
À l'exception de certains éleveurs, la plupart n'associent l'avortement à aucune pathologie animale et le lient surtout à un accident. Par conséquent, ils ne montrent aucune inquiétude pour la contamination du reste du troupeau, surtout si ces avortements ne sont pas à répétition rapprochée. De ce fait les avortements se poursuivent au cours des gestations suivantes.

Le refus des éleveurs à faire des analyses lors d'un avortement peut s'expliquer par leur peur d'être soumis à un contrôle des services vétérinaires qui risque de relever l'existence d'agent abortif, tel que la brucellose. Ce qui les obligerait à effectuer un abattage sanitaire. Sachant que, même si l'indemnisation perçue pour cet abattage couvre les frais de l'animal, elles seraient bloquées ou retardées pendant des mois et mêmes des années par les lenteurs administratives relatives aux remboursements.

En France dans la région de Bourgogne, le réseau d'alerte à la salmonellose exige systématiquement des prélèvements pour chaque avortement [296, 219].

d) Soins donnés aux nouveau-nés

Il ressort de notre enquête, que les agneaux des élevages en milieu traditionnel, n'obtiennent que très peu de soins qui puissent les préserver de certaines maladies. En effet dix-sept éleveurs, soit 60,71% nous ont informés que leurs seuls soins consistent à ramener le nouveau agneau et la brebis parturiente à la bergerie lorsque l'agnelage a eu lieu loin des locaux d'élevages pendant le pâturage. Seuls cinq éleveurs, soit 17,85 % tentent de faire allaiter du colostrum d'une autre femelle à l'agneau lorsque la mère de celui-ci est morte et donnent aux agneaux du lait complémentaire en cas de gémellité. Quatre éleveurs, soit 14,28 % ne donnent aucun soin aux agneaux et pensent que c'est à la brebis de s'occuper de son agneau. Aucun éleveur soit 0 %, n'accorde une importance à la désinfection du cordon ombilical. Seuls deux éleveurs, soit 7,14 % isolent les parturientes avec leurs petits et aucun des éleveurs soit 0% ne pratique le paillage en été (Figure 7.8).



R N M B : Ramener le Nouveau-né et sa Mère à la Bergerie ; **D C O** : Désinfection du Cordon Ombilical ; **N D A S A** : Ne Donne Aucun Soins aux Agneaux ; **A A P A F** : Allaiter l'Agneau Par une autre Femelle et donnent du lait complémentaire aux agneaux ; **I N P P E S** : Isolement des nouvelles parturientes avec leurs petits dans un enclos séparé ; **P E** : Paillage des enclos des parturientes avec leurs petits.

Figure 7.8 : Soins donnés aux nouveau-nés

Les éleveurs qui ne donnent aucun soin aux agneaux, ignorent complètement l'importance de ces soins, ils considèrent qu'ils doivent laisser la nature suivre son cours et que c'est à la brebis de s'occuper de son agneau comme la mère s'occupe de son enfant. Quant aux éleveurs qui prétendent mettre les nouvelles parturientes avec leurs petits dans un enclos séparé du reste du troupeau, ils les installent soit dans le même enclos avec des sujets malades ou les mettent par manque d'espace, dans un coin de la bergerie avec le reste du troupeau. Il s'agit des éleveurs qui appliquent le mode d'élevage semi-sédentaire, ils préfèrent laisser les parturientes récupérer pendant quelques jours après l'agnelage avant de les faire pâturer. Pour le paillage, les éleveurs ont affirmé que par manque de moyens et à cause de la cherté des aliments, ils préfèrent utiliser la paille comme aliment au lieu de la gaspiller en paillage.

Afin d'améliorer le bien-être des agneaux et réduire le taux de leurs mortalités, les soins suivants sont à assurer.

- L'instauration d'une maternité aux parturientes avec leurs petits, car leur isolement du reste du troupeau pendant au moins trois semaines, assure une protection aux petits agneaux des piétinements des adultes qui sont responsables de graves blessures ; une bonne prise du colostrum ; une réduction à l'exposition des animaux seins aux agents infectieux et au stress, comparer aux agneaux qui ne sont pas séparés du reste du troupeau qui seront exposer aux manque d'hygiène ; à la présence d'une plus forte densité animale et de charge microbienne [245]. La présence de locaux d'agnelage et de maternité contribue d'un autre coté a la réduction de la dissémination des salmonelles [293 ; 154].
- Garantir une bonne prise du premier colostrum par les agneaux, six à huit heures après leur naissance, afin d'éviter l'échec du transfert passif de l'immunité puisqu' il a été démontré que la capacité des agneaux à absorber le colostrum chute considérablement après huit heures et que l'aptitude des agneaux à résister aux maladies infectieuses est directement liée à la quantité, à la qualité et au moment de la prise du premier colostrum. Les agneaux qui ne prennent pas leurs colostrums meurent le plus souvent [255,256].

- Les agneaux et les brebis qui viennent d'agnelées sont sensibles aux changements de température brutale (brutaux de température) et dépendent beaucoup d'énergie pour lutter contre ce stress thermique, affaiblissant ainsi leur système immunitaire. Pour cela, le paillage devra être bien appliqué et plus épais pendant les saisons froides [255]. D'un autre côté, un bon paillage pourrait assurer la propreté des trayons et diminuer le risque de transmission des agents pathogènes par voie oro fécale [257].
- Les agneaux sont vulnérables aux différents contaminants à cause de l'immaturation de leurs systèmes immunitaires, l'ombilic semble être une bonne voie de pénétration des agents pathogènes à l'organisme des agneaux. En revanche, les soins quotidiens apportés par la désinfection de l'ombilic les premiers jours après la naissance réduisent les risques de contaminations des agneaux par les agents infectieux [255].

e) Déparasitage des animaux

Le déparasitage des animaux est appliqué par la totalité des éleveurs, soit 100%.

Les éleveurs de la plupart des élevages visités, favorisent le déparasitage des béliers aux brebis afin d'accélérer leur croissance et leurs engraisements. Les brebis ne sont pas fréquemment déparasitées alors que le déparasitage doit être régulier et appliqué pour tout le cheptel tous les quatre à six mois.

Ce constat, nous renseigne sur le mauvais état sanitaire de ces brebis, car il est bien connu que le parasitisme affaiblit le système immunitaire. Les résultats des études d'Aitken et *al.* [206], sur l'infestation par la douve et de Morisse et Cotte [68], sur l'infestation par la strongylose de type Π et la distomatose, ont montré que ces parasites pourraient favoriser l'infection par les salmonelles et augmentent la durée de leur excrétion. Par ailleurs, les résultats de l'enquête réalisée par Zemouri [266], ont montré qu'il n'y a pas de relation entre la présence des cas d'avortement et le parasitisme. En effet, les cas d'avortement étaient nombreux dans les fermes où les maladies parasitaires, métaboliques et d'infertilité sont fréquentes et étaient encore plus nombreux dans les fermes où les maladies infectieuses sont moins importantes.

f) Mise en quarantaine des animaux nouvellement acquis

Aucun des éleveurs interrogés, soit 0%, ne met les animaux nouvellement acquis en quarantaine avant de les introduire avec le reste du troupeau.

Cela démontre l'ignorance des éleveurs de l'importance de la mise en quarantaine des nouveaux animaux arrivés dans l'élevage, à statut sanitaire inconnu et le risque encouru par leurs troupeaux. Cette variable, représente un grand facteur de risque pour l'introduction et la dissémination des bactéries, en les transmettant d'un élevage contaminé à un autre élevage sain [184] surtout lorsqu'il s'agit d'une brebis excrétrice [15 ; 16 ; 31].

Les résultats de l'étude d'Ortiz-Pelaez et Pfeiffer [297], ont montré qu'un troupeau ouvert est plus affecté par les infections qu'un troupeau fermé. Il est associé au diagnostic d'une ou plusieurs des infections suivantes : *Mycobacterium bovis*, BVD (Bovine Viral Diarrhea), Fasciolose, BHV-1 (Bovine herpesvirus-1), maladie de Johne, Mammite, Néosporose, Pneumonie, Rotavirus et Salmonellose. De plus, le stress de transport est incriminé comme un des plus importants facteurs de risque favorisant l'excrétion des salmonelles [298].

7.1.5. Biais de l'enquête auprès des éleveurs

Comme toute enquête épidémiologique, notre étude a présenté certains biais.

➤ Biais d'échantillonnage

Notre échantillon est représenté par quelques éleveurs localisés dans six wilayas de la région d'étude (Djelfa, Blida, Médéa, Tipaza, Boumerdes et Alger), les élevages localisés dans les autres wilayas de la région centre (Buir, Tizi, Chelef, Ain defla) n'ont pas été ciblés par manque de collaboration des éleveurs.

➤ Biais de mesures

Dans la mesure où nous étions contraints à choisir des questions courtes et rapides, les rubriques concernant l'hygiène d'abreuvement, l'hygiène alimentaire et le type d'alimentation n'ont pas été étudiées par manque de collaboration des éleveurs et de précision dans les questions.

7.1. 6. Conclusion de l'enquête auprès des éleveurs :

Dans cette partie d'étude, nous avons décrit et discuté la non maîtrise des techniques de gestion de certains élevages de la région centre qui sont éventuellement en relation avec l'apparition de la salmonellose ovine. En effet, suite à notre enquête et nos visites à ces différents locaux d'élevages, nous avons remarqué que :

- Les locaux d'agnelage, d'isolement des malades et des brebis avortées sont absents, montrant que ces notions ne sont pas connues par nos éleveurs et que les règles d'isolement ne sont pas respectées.
- La conduite des troupeaux est plus marquée par deux modes d'élevage qui augmentent le risque de la contamination par les salmonelles à savoir : semi-sédentarisme et transhumance.
- Les locaux d'élevages manquent d'hygiène et leur majorité ne sont pas désinfectés.
- La majorité des éleveurs, ne détruisent pas les produits d'avortement. Ils les donnent aux chiens comme aliment.
- Les ovins cohabitent avec d'autres espèces animales sans aucune mesure de précaution.
- Les nouveaux agneaux manquent de soins (désinfection du cordon ombilical et l'application du paillage).
- La mise en quarantaine pour les nouveaux animaux n'est pas appliquée.
- Les brebis ne sont pas régulièrement déparasitées.
- La majorité des éleveurs tiennent à être discrets sur les cas d'avortements et refusent de faire des analyses.

Toutes ces mesures non respectées, augmentent le risque de la contamination et de la dissémination des germes pathogènes dont les salmonelles dans les différents élevages.

7.2. DEUXIEME PARTIE : ETUDE DU PORTAGE SYMPTOMATIQUE DE LA SALMONELLOSE OVINE

Compte tenu des résultats obtenus à partir du questionnaire adresser aux éleveurs, nous avons constaté l'existence au sein de ces élevages un certain nombre de facteurs de risques pouvant être en relation avec l'apparition de la salmonellose ovine et la présence de symptômes qui dominant le tableau clinique de cette pathologie (Avortement, diarrhée et mortalité des agneaux) [5]. Au cours de cette deuxième partie expérimentale, nous avons voulu rechercher quelques indications de portage symptomatique de cette pathologie au sein de ces élevages.

7.2.1. Période de l'étude

Cette étude a été réalisée durant une période s'étalant du mois de septembre 2017 jusqu'au mois de mars 2018.

7.2.2. Matériel

7.2.2.1. Matériel biologique

7.2.2.1.1. Élevages d'ovins :

Ce sont les 28 élevages d'ovins appartenant aux éleveurs qui ont fait objet de la première partie d'étude (auxquelles le questionnaire a été adressé) qui vont être privées pour un objectif de diagnostic bactériologique pour la recherche des salmonelles.

7.2.2.1.2. Prélèvements

Afin de répondre à notre objectif, nous avons pris en considération chaque cas présentant une suspicion clinique de la salmonellose ovine à savoir, entérite et/ou avortement pour les brebis et entérite pour les agneaux. L'étude a été menée sur 127 échantillons (65 matières fécales, 07 organes fœtaux, 55 écouvillons vaginaux), issus de 118 sujets et de 28 élevages. Elle a porté sur :

- 06 brebis présentant un avortement associé à une entérite.
- 53 brebis présentant un avortement.
- 59 agneaux présentant une entérite.

La répartition de ces 127 échantillons selon le nombre d'ovins prélevés, le nombre d'élevages et leurs régions sont notées dans le tableau 7.3.

Tableau 7. 3 : Répartition des échantillons selon les élevages et les régions

Wilayas	Dairas/ Communes	Nombre d'élevages	Nombre d'ovins prélevés	Nombre des échantillons
Tipaza	Kolea	02	05	13
Blida	Bougara	03	07	10
	Meftah	02	05	3
Boumerdès	Khmis Elkhechna	01	03	01
Alger	Bouzerea	01	03	05
Médéa	Ksar boukhari	04	10	10
Djelfa	Hassi bah bah	10	51	51
	Ain ousara	05	34	34
Total		28	118	127

7.2.2.2. Matériel non biologique

Chaque échantillon a été identifié et accompagné d'une fiche de renseignements portant des renseignements sur l'animal prélevé (Appendice G) mentionnant : la date du prélèvement, le numéro et le type de prélèvement, localité, l'âge, le motif du prélèvement (diarrhée et /ou avortement) ainsi que le stade de la gestation lors de l'avortement.

7.2.2.3. Matériel de laboratoire

Les appareils, les milieux de culture et les réactifs utilisés dans la présente étude sont reportés en appendice (H).

7.2.3. Méthodes

7.2.3.1. Prélèvements

Nous avons contacté les vétérinaires faisant le suivi des élevages sélectionnés pour la présente étude et nous leur avons fourni des boîtes de prélèvement, des écouvillons stériles et des tubes stériles contenant 10 ml d'eau péptonée stériles ainsi que une fiche de renseignements à remplir pour chaque prélèvement. Nous leur avons aussi rappelé la méthode de prélèvement à suivre.

Le type des prélèvements différait selon les manifestations cliniques rencontrées :

7.2.3. 1.1. Diarrhée

Des échantillons de matières fécales diarrhéiques ont été récoltés à partir d'agneaux et de brebis :

➤ Agneaux

Cinquante-neuf (59) échantillons de matières fécales diarrhéiques, prélevées à partir de 59 agneaux ont été obtenus par écouvillonnage rectal, les muqueuses rectales des agneaux ont été frottées avec des écouvillons stériles pré-humidifiés par EPT (Eau Peptonée Tamponnée) et placées dans des tubes en verre stériles contenant 10 ml de EPT stérile. Pour augmenter la charge bactérienne à récolter, deux écouvillons rectaux ont été utilisés pour chaque prélèvement (Appendice I).

➤ Brebis

Six (06) échantillons de matières fécales diarrhéiques ont été prélevés à partir de 6 brebis qui venaient d'avorter, dans des boîtes stériles dès leur émission directement du rectum lors de la défécation naturelle ou après excitation de l'orifice anal. Pour chaque prélèvement au minimum 25g de matières fécales par brebis ont été récoltés (Appendice I).

Les boîtes de prélèvements et les écouvillons rectaux des échantillons de matières fécales ont été transportés dans une glacière isotherme à +4°C vers le laboratoire d'hygiène de Blida, dans un délai qui ne dépasse pas les 24 heures.

7.2.3.1.2. Avortements

En cas d'avortement, deux types de prélèvements en été réalisés:

- Écouvillons vaginaux en absence d'avortons.
- Organes fœtaux en présence d'avortons.

➤ Écouvillons vaginaux

Cinquante-cinq (55) échantillons de sécrétions vaginales ont été prélevés par écouvillonnage vaginal chez des brebis présentant un avortement, ces écouvillonnages ont été réalisés entre le premier et le dixième jour suivant l'avortement.

Avant chaque écouvillonnage, un nettoyage soigneux de la vulve par un désinfectant a été effectué. Afin de faciliter l'introduction de tout l'écouvillon à tige sur toute sa longueur (de l'ordre de 15 à 20 cm), les lèvres de la vulve devaient être bien ouvertes, l'écouvillon stérile pré-humidifié par EPT est ensuite frotté contre la muqueuse vaginale pendant 10 à 15 secondes pour s'assurer que la muqueuse a été bien raclée et prélevée, l'écouvillon est après introduit immédiatement dans un tube en verre stérile qui contenait 10 ml de EPT stérile pour le protéger de la dessiccation et des fluctuations de pH et pour augmenter la charge bactérienne à récolter, deux écouvillons ont été utilisés pour chaque prélèvement (Appendice I).

Les écouvillons vaginaux sont transportés dans une glacière isotherme à +4°C vers le laboratoire d'hygiène de Blida, dans un délai qui ne dépasse pas les 24heures.

➤ Organes fœtaux

Les échantillons biologiques représentés par les organes fœtaux ont pu être collectés auprès des éleveurs ayant bien voulu participer à notre étude. Après leurs identifications, des avortons récupérés ont été bien enveloppés dans un emballage en plastique et placés dans une glacière avec des blocs de glace de conservation. Ces avortons ont été acheminés rapidement au laboratoire. Au total, quatre (04) avortons ont pu être collectés (Appendice J).

Arrivés au laboratoire, les avortons ont été placés sur un plan de travail propre. Après un examen macroscopique, nous avons procédé à l'autopsie. Un total de quatre (4) cerveaux et trois (3) contenus stomacaux ont pu être récoltés. La mise en culture de ces prélèvements a été entamée le jour même.

7.2.3.2. Analyse bactériologique

Dès leurs réceptions au laboratoire d'hygiène de Blida, les prélèvements ont été analysés par la même technique qui est la méthode de référence ISO 6579 [299, 300] pour la recherche de *Salmonella Spp.* Dans les matières fécales et les aliments et ont subi les étapes suivantes :

7.2.3. 2.1. Pré-enrichissement :

Cette phase correspond à la préparation d'une solution à base d'EPT riche en Peptone Trypsique, source d'azote destinée à vivifier les cellules bactériennes. En milieu aseptisé et sous bec benzène, nous procédons à la préparation des solutions suivantes. 25g de fèces de chaque brebis, 25g de chaque cerveau et 3ml de chaque contenu stomacal ont été respectivement transférés dans 225, 225 et 30 ml d'EPT (Institut Pasteur d' Alger, Algérie) (Figure : 7.9 ; 7.10 ; 7.11).

Ces solutions ainsi que celles des écouvillons rectaux et vaginaux (Figure : 7.12) déjà préparées sur le site de prélèvements ont été homogénéisées par agitation manuelle puis incubées pendant 18-20 heures dans une étuve réglée à 37°C.



Figure 7. 9: Pré-enrichissement des prélèvements de matières fécales des brebis dans l'EPT (Photos personnelle).

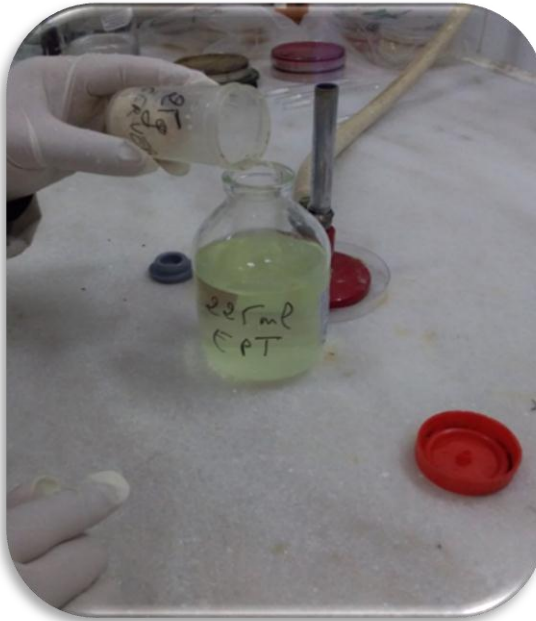


Figure 7.10 : Pré-enrichissement du cerveau d'un avorton dans l'EPT
(Photos personnelle).



Figure 7. 11 : Pré-enrichissement d'un contenu stomacal d'avorton dans l'EPT
(Photos personnelle)

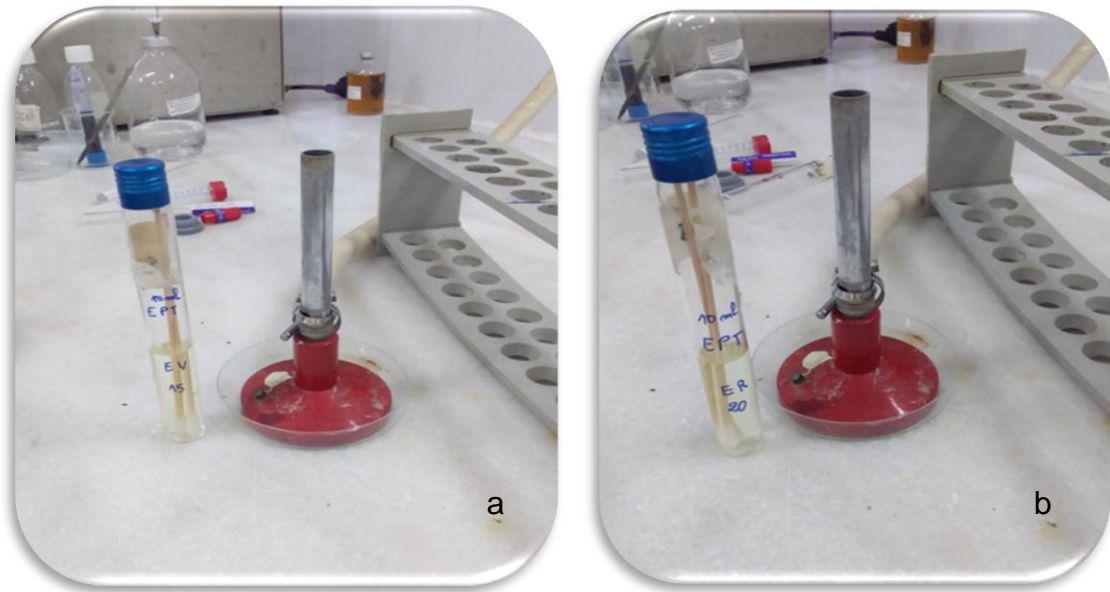


Figure 7.12 : Pré-enrichissement des écouvillons dans l'EPT
 (a : écouvillons vaginaux ; b : écouvillons rectaux)
 (Photos personnelle)

7.2.3.2.2. Enrichissement sélectif :

Deux milieux d'enrichissements sélectifs pour *Salmonella. Spp* ont été utilisées parallèlement (Appendice C):

- MSRV: gélose Rappaport-Vassiliadis Semi-solide Modifiée (MSRV, CM1112, Oxoid) supplémenté en novobiocine à 2% (SR0181, Oxoid)
- MKTTn: bouillon de Tétrathionate novobiocine Mueller Kauffmann (MKTTn, CM1048, Oxoid, Hampshire, UK)

7.2.3.2.2.1. MSRV (Rappaport-Vassiliadis semi-solide modifiée) :

03 gouttes de chaque bouillon de pré-enrichissement correspondant à une quantité de 0,1 ml ont été inoculées dans la gélose MSRV puis incubées sous couvercle pendant $24 \text{ h} \pm 2 \text{ h}$ à $41,5 \text{ }^\circ\text{C}$ (Figure 7.13).

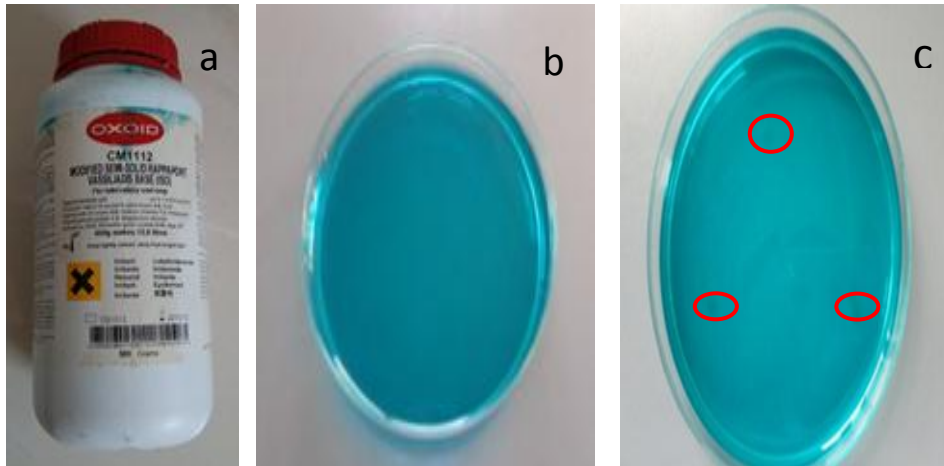


Figure 7. 13: Enrichissement dans le milieu MSRV (a: MSRV Déshydraté ; b : MSRV avant inoculation ; c : MSRV Inoculé).

(Photo personnelle)

7.2.3.2.2. MKTTn (Tétrathionate novobiocine Mueller Kauffmann)

01 ml de chaque bouillon de culture de pré-enrichissement a été ajouté à 10 ml de bouillon (MKTTn) et incubé pendant 24 h à 37 °C (Figure 7.14).

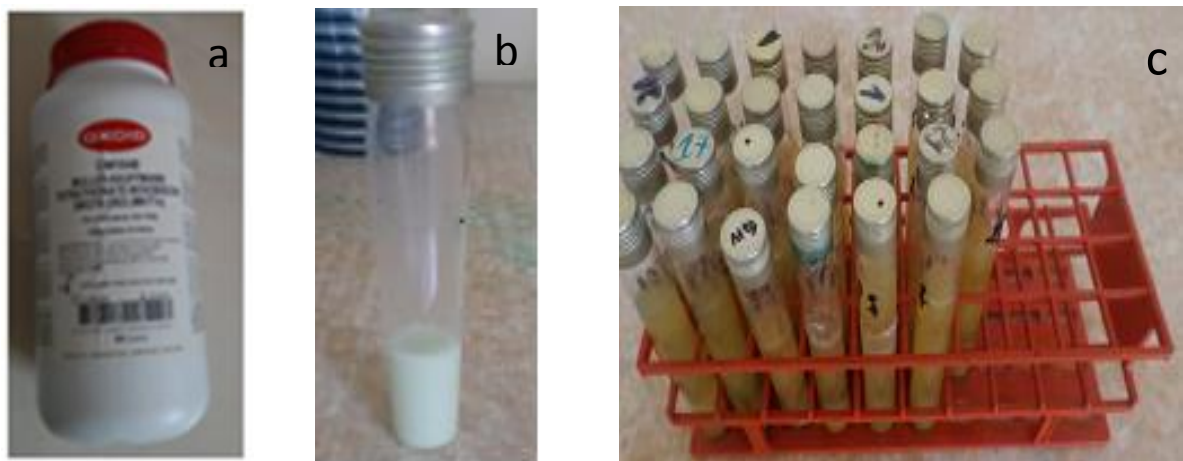


Figure 7. 14: Enrichissement dans le milieu MKTTn (a: MKTTn déshydraté ; b : MKTTn avant inoculation ; c : MKTTn après inoculation et incubation)

(Photo personnelle)

7.2.3.2. 3. Ensemencement

Deux milieux d'isolements sélectifs pour *S. Spp* ont été utilisés parallèlement (Appendice C): gélose XLD et gélose HK.

7.2.3.2.3.1. A partir de MSRV

Le milieu MSRV est un milieu semi-solide, par conséquent la lecture des boîtes se fait par l'examen de zone de migration qui doit être supérieure à 20 mm (Figure 7. 15). Si la zone de migration est confirmée (supérieure à 20mm), un inoculum est prélevé de la zone de migration et ensemencé par la méthode de strie sur la gélose XLD et gélose HK. Toutes les boîtes ensemencées ont été incubées pendant 24 h à 37 °C.

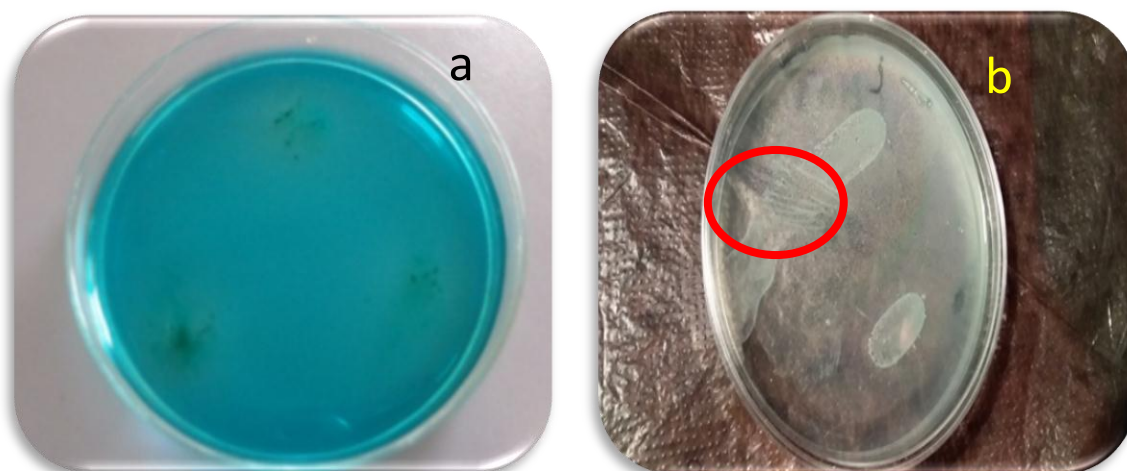


Figure 7. 15 : Lecture par examen de zone de migration (milieu MSRV)

(a : Résultats négatifs ; b : résultats positifs, zone de migration supérieure à 20mm et un inoculum est prélevé de cette zone pour ensemencement)

(Photo personnelle)

7.2.3.2.3.2. A partir de MKTTn

L'ensemencement à partir du milieu MKTTn a été appliqué systématiquement par la méthode de strie sur la gélose XLD et gélose HK, toutes les boîtes ensemencées ont été incubées pendant 24 h à 37 °C (Figure 7. 16) et (Figure 7. 17).

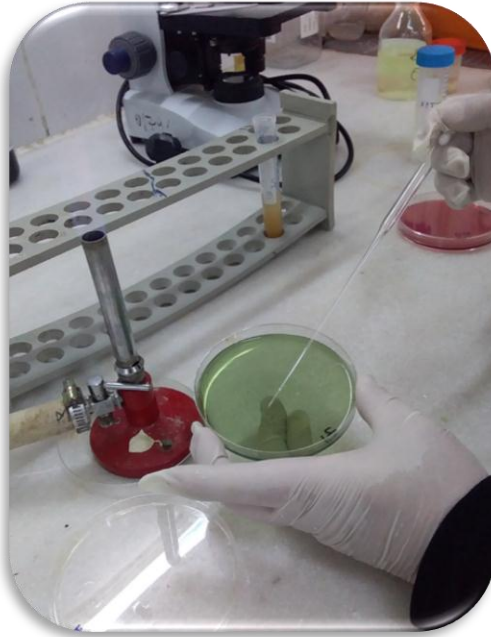


Figure 7. 16 : Ensemencement sur HK
(Photo personnelle)

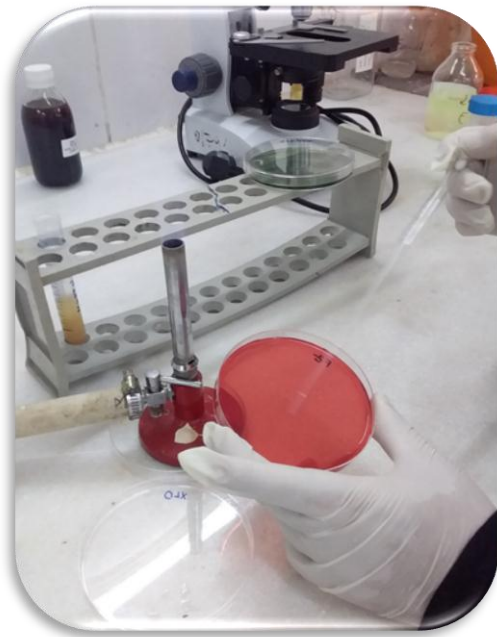


Figure 7.17: Ensemencement sur XLD
(Photo personnelle)

7.2.3.2. 4. Lecture

- Sur le milieu XLD, l'aspect des colonies est noir ou rouge avec ou sans centre noir (Figure 7. 18) et (Appendice K).

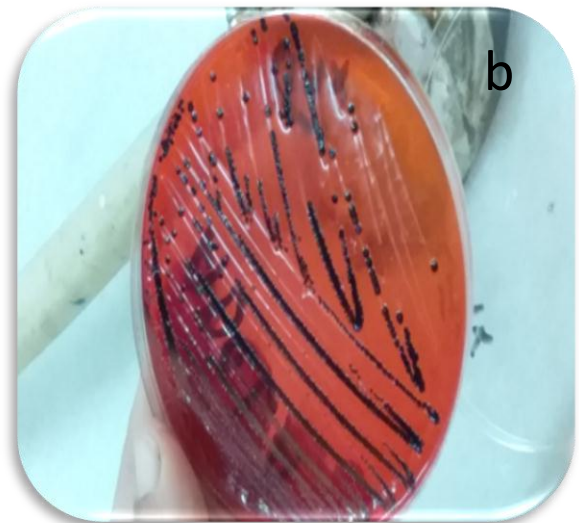
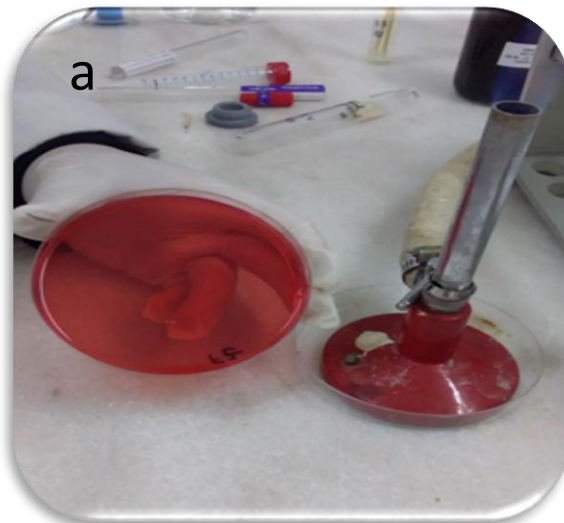


Figure 7. 18 : Lecture sur milieu XLD (a : avant incubation ; b : aspect des colonies de *S. Spp* après incubation sur XLD, souche purifiée)
(Photos personnelles).

- Sur le milieu HK, l'aspect des colonies de *S. Spp.* est vert transparente à bleu verdâtre avec ou sans centre noir (Figure 7. 19) et (Appendice K).

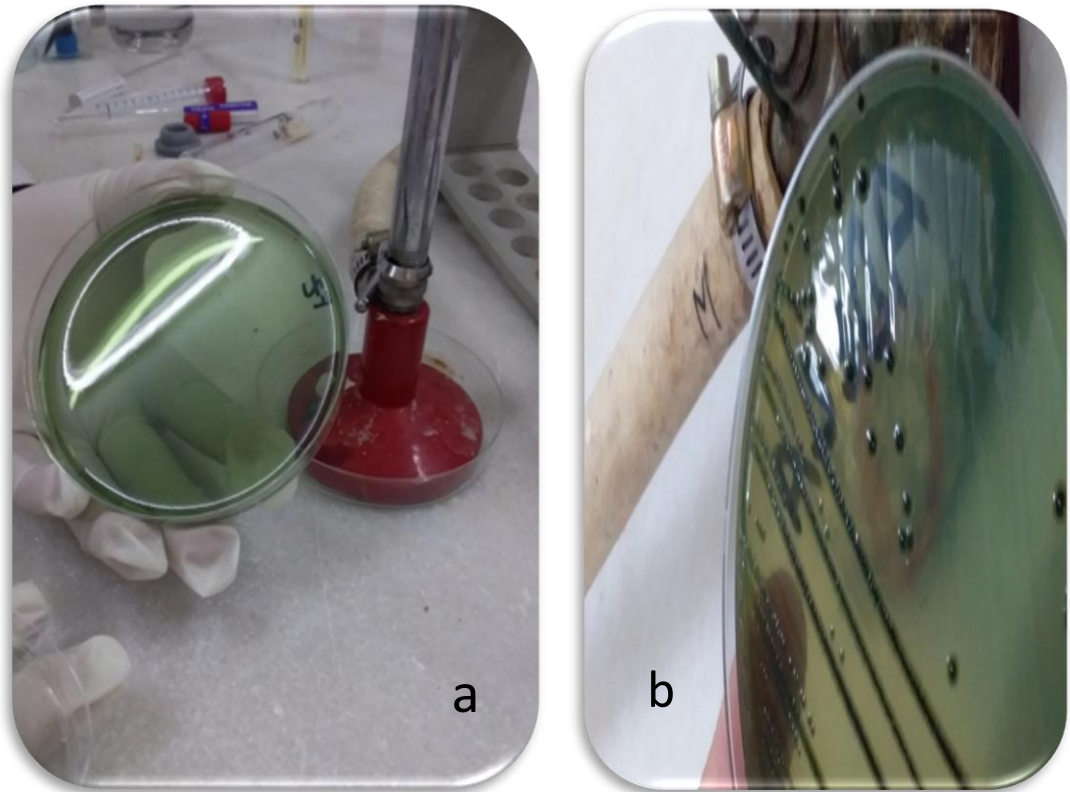


Figure 7.19 : Lecture sur milieu HK (a : avant incubation ; b : aspect des colonies de *S. Spp* après incubation, souche purifiée) (Photos personnelles).

7.2.3.2. 5. Isolement et purification

Trois colonies caractéristiques de *Salmonella Spp.* sont isolées de chaque boîte du milieu sélectif (XLD et /ou HK) pour être purifiées et identifiées par la suite. Pour cela chaque colonie présomptive est réisolée sur une gélose nutritive (GN) et incubée (18-24h à 37°C).

7.2.3.2. 6. Identification biochimique

Les colonies purifiées ont été soumises à une mini-galerie biochimique d'orientation (KIA/TSI, Urée indole, TDA, LDC, ONPG), chaque test biochimique fournit des informations sur le métabolisme de la bactérie et nous permet de limiter le champ de recherche par un diagnostic biochimique différentiel des entérobactéries qui définit la famille et le genre (appendice L) ainsi que l'espèce et sous-espèce de la bactérie (appendice B).

Les souches identifiées comme étant des salmonelles ont été soumises à une galerie API 20E pour confirmation (Figure 7. 20) et au test d'oxydase qui est utile dans le diagnostic des bacilles à Gram négatif, le test oxydase est considéré comme le 21^{ème} test de la galerie Api 20e.

Les étapes de l'inoculation de la galerie API 20E sont présentées à l'appendice (M) et la lecture macroscopique de ses réactions biochimiques se fait en appliquant les données du tableau présenté à l'appendice (N).

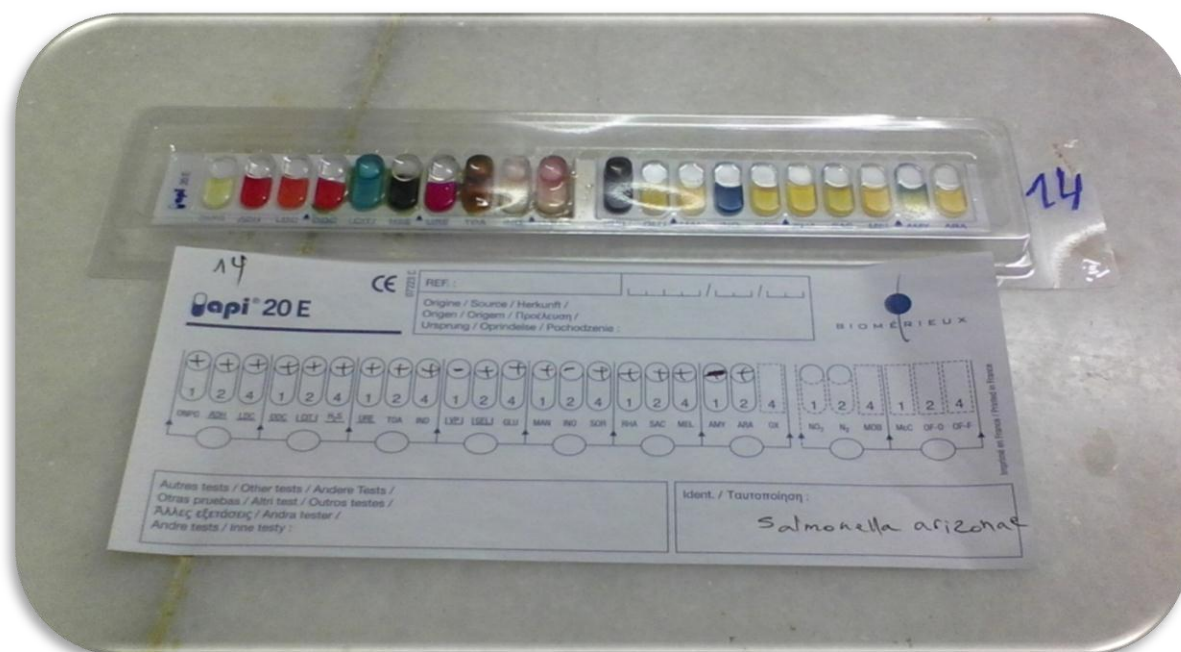


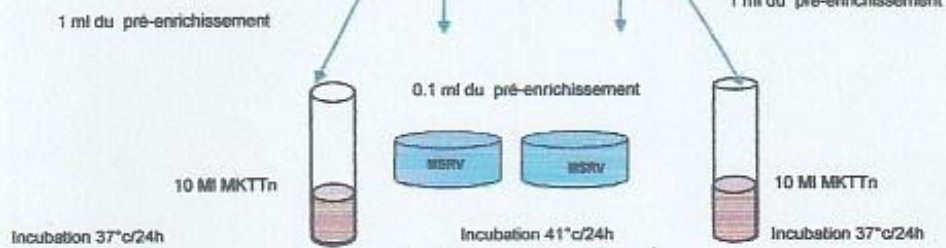
Figure 7. 20: Galerie API 20E de *Salmonella arizonae*
(Photo personnelle).

Le protocole de recherche des salmonelles par la méthode de référence ISO 6579 est illustré dans les figures 7. 21 et 7. 22.

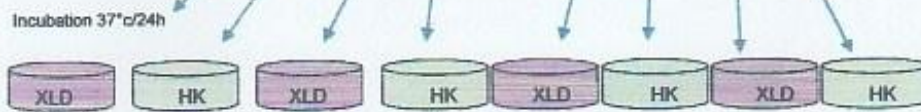
J1) Pré-enrichissement :



J2) Enrichissement :

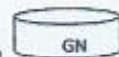


J3) Ensemencement :



J4) Lecture des boîtes +1er purification sur gelose nutritive

J5) 2^{eme} Purification sur gélosé nutritive



J6) Identification biochimique par mini galerie d'orientation (KIA/TSI, Urée indole, TDA, LDC, ONPG)

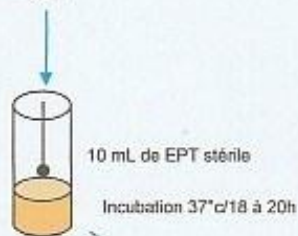
J7) Galerie Apie 20°

Figure 7.21 : Protocole de recherche des salmonelles par la méthode de référence ISO 6579

(Prélèvements des matières fécales, Cerveau et contenue stomacale).

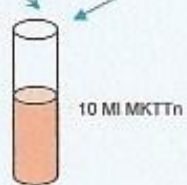
J1-Pré-enrichissement :

(Ecouvillon vaginal / Ecouvillon rectal)



J2- Enrichissement :

1 ml du pré-enrichissement



MSRV

Incubation 41°C/24h

J3- Ensemencement :

Incubation 37°C/24h

HK

XLD

XLD

HK

J4- Lecture des boîtes + 1er purification sur gelose nutritive

J5) 2eme Purification sur gélosé nutritive

GN

J6) Identification biochimique par mini galerie d'orientation (KIA/TSI, Urée indole, TDA, LDC, ONPG)

J7) Galerie Apie 20°

Figure 7.22 : Protocole de recherche des salmonelles par la méthode de référence ISO 6579 (Prélèvements des écouvillons vaginaux et d'écouvillons rectaux)

7.2.4. Résultats et discussion

Cette étude a porté sur 127 prélèvements (matières fécales (65), organes foëtaux (07) et écouvillons vaginaux (55)). Les analyses bactériologiques de ces derniers, ont donné vis-à-vis des salmonelles les résultats suivants :

7.2.4.1. Présentation des résultats pour les salmonelles au niveau des élevages et à titre individuel

Les résultats obtenus à partir de 118 ovins appartenant à 28 élevages ont montré que 10,71% et 2,54% des élevages et des individus respectivement sont positifs à la *Salmonella Spp.* alors que 89,28% et 97,45 des élevages et des individus respectivement sont négatifs à *Salmonella Spp.* (Tableau 7.4); (Figure 7. 23 et Figure 7. 24).

Tableau 7.4: Résultats d'isolement de *Salmonella Spp.* à l'échelle d'élevage et individuel

	(n)	Négatifs	%	Positifs	%	IC
Elevages	28	25	89,28	03	10,71	3,71 -27,20
Ovins	118	115	97,45	03	2,54	0,87-7,21
Total échantillons	127	124	97,63	03	2,36	0,81- 6,72

n : Nombre ; IC : Intervalle de confiance

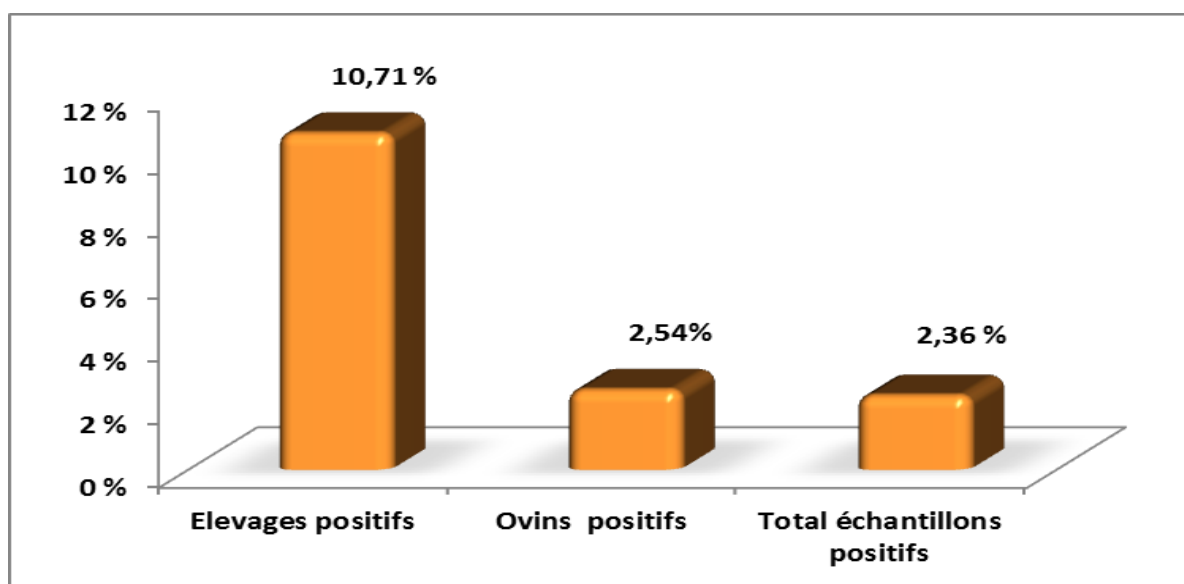


Figure 7. 23 : Pourcentage des résultats positifs pour *SalmonellaSpp.* à l'échelle élevage et individuel.

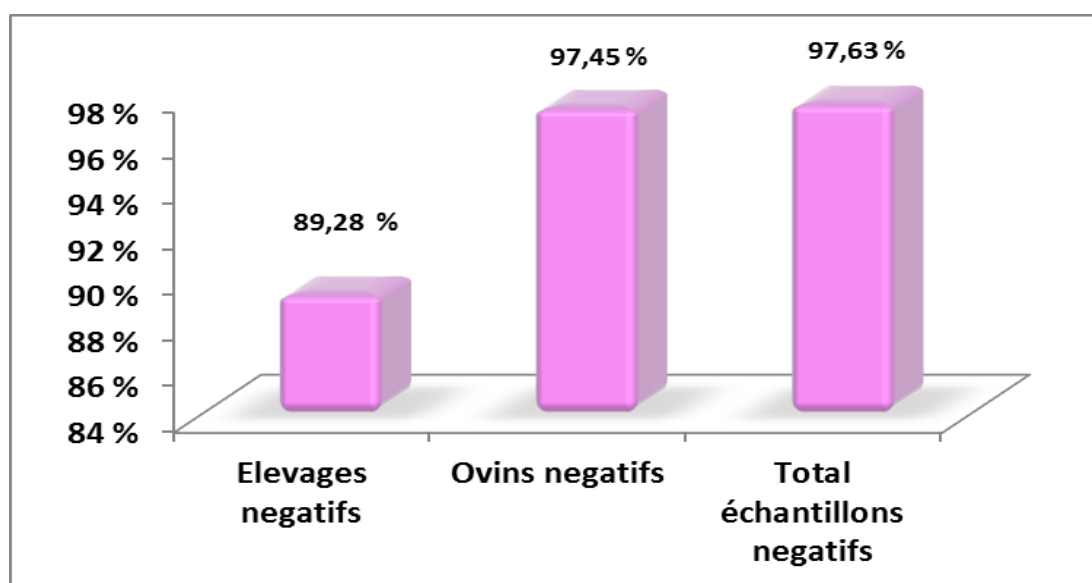


Figure 7. 24 : Pourcentage des résultats négatifs pour *Salmonella Spp.* à l'échelle élevage et individuel

➤ Résultats positifs

Un élevage est considéré comme positif, si au moins un sujet de l'élevage est positif à *Salmonella Spp.* Le résultat d'isolement des salmonelles de notre étude, à l'échelle élevage pourrait être sous-estimé car dans notre cas le nombre d'échantillons prélevés dans chaque élevage est insuffisant et ne pourrait être représentatif de tous les cas positifs aux salmonelles. En effet, selon Heuchel et al. [301], un troupeau ne peut être considéré comme sain vis-à-vis de la salmonellose que si aucun cas clinique ne présente une analyse positive à *Salmonella Spp.* dans le lait, les fèces, le sang ou les produits d'avortements durant trois ans de contrôle avec deux passages par ans, avec un intervalles de quatre à six mois.

Différents taux ont été rapportés de part et d'autre dans le monde pour la prévalence des salmonelles du groupe arizona :

-À l'échelle élevage, les études de Harp et al. [302], aux États-Unis et de Munoz et al. [303], en Espagne, ont rapporté une prévalence de 50% (6/12) et 0% (0/40) des élevages pour *Salmonella enterica* subsp *arizonae* respectivement pour les deux pays. Plus récemment, Chatzopoulos et al. [304], en Grèce ont rapporté une prévalence de 4,5% (1/22) troupeaux pour *Salmonella enterica* subsp *diarizonae*.

-A l'échelle individuelle, les études de Nouichi et *al.* [17], en Algérie ; Tarabees et *al.*[305], en Égypte ; EceCetin et *al.* [306], en Turquie et de Hanlona et *al.* [307], au Mexique, ont rapporté une prévalence de 0,89% (2/225) ; 3,82 % (5/131) ; 2% (4/200) et de 11,4% (34/298) des ovins pour *Salmonella Spp.* à partir des échantillons fécaux respectivement. Cette diversification dans les prévalences peut être expliquée par la différence du climat et de la conduite d'élevage.

➤ Résultats négatifs

Les cultures négatives aux salmonelles obtenues à partir des différents types de prélèvements peuvent être expliquées par :

Les salmonelles ne sont pas les seuls agents infectieux responsables de diarrhée ou d'avortement chez les ovins. Les cas d'avortement peuvent être causés par d'autres bactéries tels que, *Brucella mélitensis*, *Chlamydia abortus* et *Coxiella burnetii*. Ils peuvent aussi être d'origine virale (virus de la border disease), parasitaire (*Toxoplasma gondii*) ou alimentaire [308, 309, 310, 193], alors que les cas de diarrhées peuvent être due à d'autres bactéries (*E. coli*, *Campylobacter*, *Clostridium perfringens*) ; virus (les *Rotavirus*, les *Coronavirus* et les *Adénovirus*) ; parasites (*Cryptosporidium coccidies* et *Trichostrongylus*) ou à un changement alimentaire [5].

La difficulté pour l'identification de certaines sous-espèces qui peut survenir. Nous citons pour exemple, la sous-espèce *S. enterica diarizonae* qui possède des caractéristiques de croissance atypiques [311]. De plus, les prélèvements d'écouvillons vaginaux et rectaux ne contiennent qu'un nombre très réduit de bactéries. Les méthodes de technique moléculaires seraient plus adaptées à ce type de prélèvements [312].

7.2.4.2. Présentation des résultats pour les salmonelles selon l'âge

Au total, 127 échantillons ont été prélevés sur 118 ovins qui sont répartis selon leur âge en : 59 agneaux âgés entre un jour et un mois ; 59 brebis âgées entre un an et cinq ans.

Le taux d'isolement de *Salmonella Spp* chez les brebis (3,38%), ne montre pas de différence significative ($p=0,569$) comparativement à celui des agneaux (1,69%) (Tableau 7. 5) et (Figure 7. 25).

Tableau 7.5 : Prévalence d'isolement de *Salmonella Spp.* selon l'âge

	(n)	âge	Positifs	%	IC	p
Ovins	118		03	2,54	0,87-7,21	
Brebis	59	entre 1 an et 5 ans	02	3.38	0,93-11,54	0,569
Agneaux	59	entre 1 j et 1 mois	01	1.69	0,3- 9	

n : Nombre de sujets ; IC : Intervalle de confiance P : P value

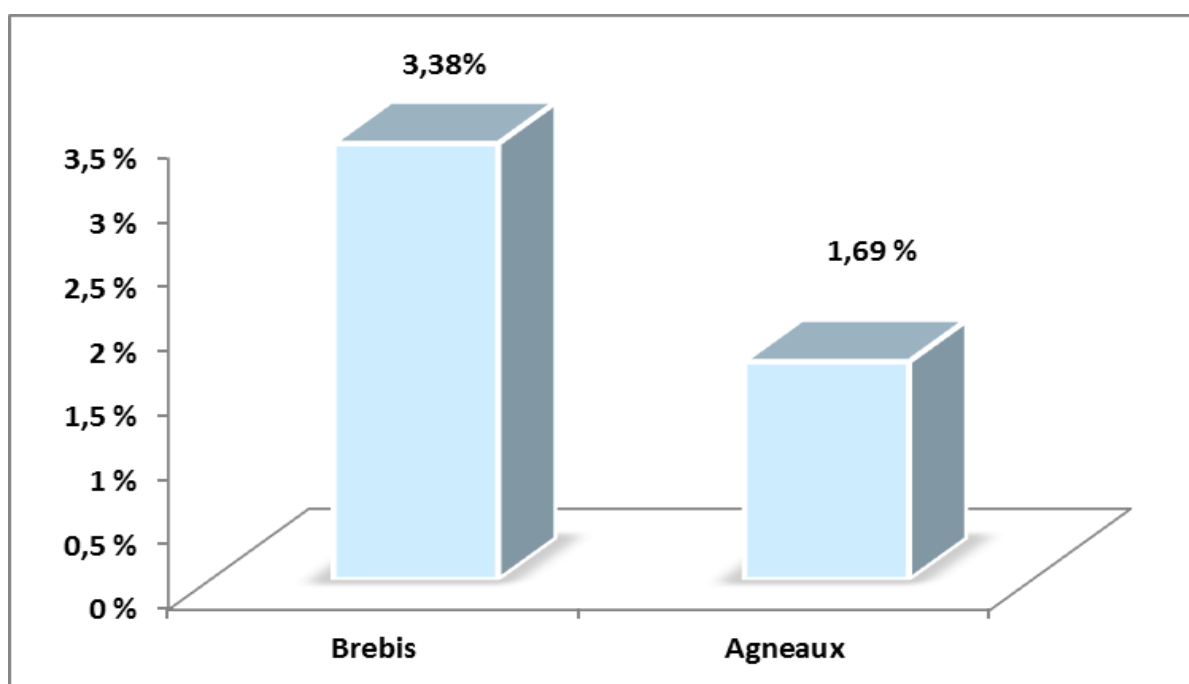


Figure (7. 25) : Prévalence d'isolement de *Salmonella Spp.* selon l'âge

La comparaison statistique des prévalences en fonction de l'âge n'a pas montré de différence significative entre les femelles adultes et les agneaux ($p=0,569$). Il semble que les deux catégories d'âge soient également sensibles aux salmonelles.

En effet, selon Millemann et *al.* [216], les agneaux peuvent être infectés par les salmonelles à tout âge, bien que les plus jeunes soient les plus sensibles surtout durant la période qui s'étale entre la fin de la période de l'immunité passive d'origine colostrale et le début de l'immunité active qui n'est pas encore bien efficace chez les nouveaux agneaux [154]. Cependant chez les brebis, la période du post-partum s'accompagne d'une plus grande fréquence d'excrétion fécale des salmonelles par les porteuses saines [259], leur immunodéficiences est due à la migration des anticorps vers le colostrum [67] ; aux changements alimentaires, aux perturbations digestives qui en résultent et aux stress issus de la gestation, de la lactation et de l'agnelage et ses complications qui dépriment les défenses naturelles de l'organisme et réduisent la résistance des animaux aux salmonelles [33, 313, 314, 68, 315].

En revanche dans une étude en Norvège, la prévalence régionale de 133 troupeaux pour *Salmonella* subsp. *diarizonae* sérotype 61:(k): 1,5, (7), était plus élevée chez les grands sujets (2/133) que chez les agneaux (10/133) [316] alors qu'en Égypte, le pourcentage de la prévalence le plus élevé pour la même sous-espèce était observé chez les agneaux (85,57%) et les chevreaux (85,19%) par rapport aux grands sujets (80,41%) [305].

7.2.4.3. Présentation des résultats aux salmonelles selon les manifestations cliniques et la voie d'excrétion bactérienne :

Chez les ovins les manifestations cliniques de la salmonellose ovine sont très variées mais le tableau clinique est dominé par les avortements et l'entérite affectant aussi bien les agneaux que les grands sujets [5].

7.2.4.3.1. Présentation des résultats aux salmonelles à partir des prélèvements de matières fécales diarrhéiques :

Au total, 06 prélèvements de matières fécales diarrhéiques de brebis et 59 prélèvements de matières fécales diarrhéiques d'agneaux par écouvillonnage rectal ont été analysés. L'identification biochimique des isoléments des trois échantillons positifs a permis de mettre en évidence le sérovar *Salmonella. enterica* subsp. *arizonae* (IIIa) dans 33,33% et 1,69% des matières fécales de brebis et d'agneaux respectivement (Figure 7.26) et (Tableau 7.6).

Tableau 7.6: Prévalence d'isolement de *Salmonella Spp.* à partir des matières fécales diarrhéiques

Manifestations Cliniques	Types de prélèvements	(n)	Positifs	Subsp	%	IC
65 sujets diarrhéiques	M F de brebis	06	02	SASa	33,33	9,68-70
	E R d'agneau	59	01	SASa	1,69	0,3 -9

SASa : *Salmonella. enterica* subsp. *arizonae* (IIIa) ; M F : Matières fécales ; ER : Ecouvillon rectal ; IC : Intervalle de confiance ; n : nombre

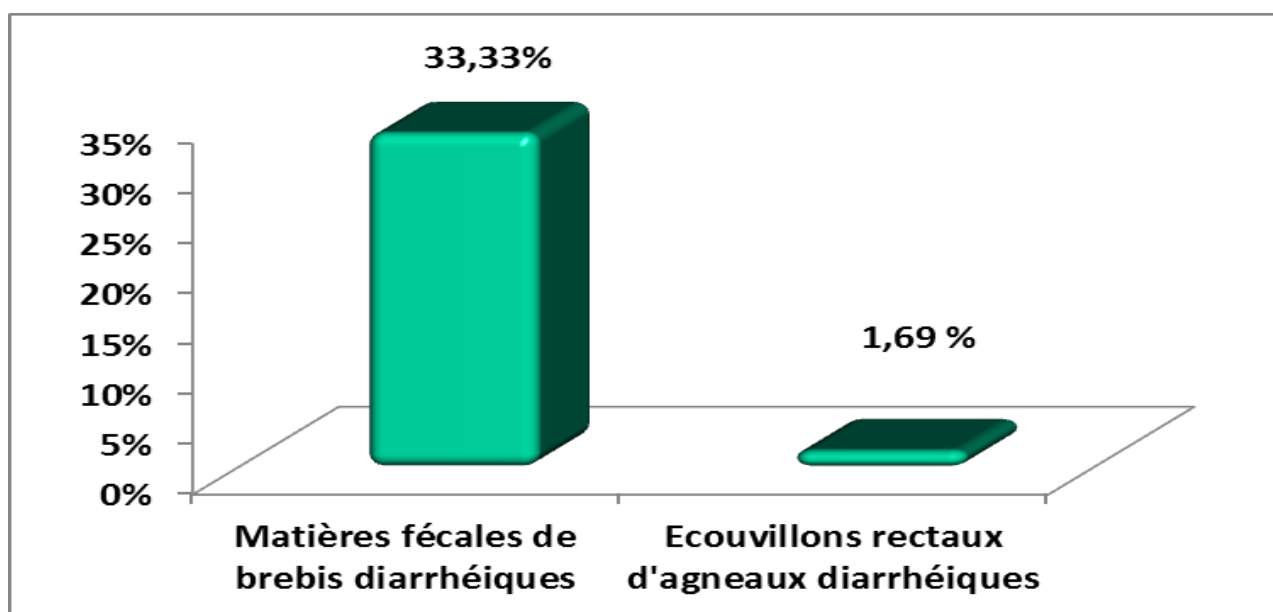


Figure 7. 26 : Prévalence d'isolement de *S. Spp.* à partir des matières fécales diarrhéiques

Salmonella. Enterica subsp. *arizonae* (IIIa), a déjà été isolée chez l'espèce ovine et rapportée dans une étude au Canada à partir des matières fécales de 3 brebis avortées, 11 brebis non avortées, 1 bélier et des agneaux [317]. Il a été également isolé en Espagne chez (1/ 37) cas des chevreaux diarrhéiques (2,7%) alors qu'il n'a pas été isolé chez les agneaux diarrhéiques (0/171) et non diarrhéiques (0/36) [318] ; en Angleterre à partir du gros intestin d'agneau et de fèces de brebis [319] et au royaume-uni à partir des fèces de brebis avortées [320].

En Algérie, notre étude serait à notre connaissance la première à avoir mis en évidence cette sous-espèce chez les ovins. En effet, seule l'étude de Nouichi et Hamdi [18], a rapporté l'isolement de *S.arizonae* sur des carcasses bovines par contamination superficielle au niveau des abattoirs.

La présence de cette sous-espèce semble être due à une persistance durable dans les troupeaux ovins [321]. De nombreuses études ont démontré l'implication de *Salmonella arizonae* dans le portage sain, elle est bien adaptée aux ovins et réside fréquemment dans le tractus intestinal de brebis en bonne santé. Cependant, cette bactérie semble également être un agent causal d'avortement, de gastro-entérite et de rhinite lorsque l'animal est immunodéprimé ou stressé [322, 204].

D'autres sous espèces de l'espèce *S. enterica* ont aussi été couramment isolées à partir des matières fécales chez l'ovine. *S.enterica* subsp. *Enterica* ont été rapporté en Turquie chez des ovins abattus en bonne santé par EceCetin et *al.* [306], alors que *S. enterica* subsp *diarizonae* a été isolée, en Espagne à partir de matières fécales d'ovins en bonne santé [323].

Au Canada, *Salmonella Spp.* a été isolée à partir des matières fécales chez les agneaux et les chevreaux avec une prévalence de 11,4% (34/298) et 10,3% (19/184) respectivement [317], alors qu'en Éthiopie, *Salmonella Spp.* a été isolée chez les brebis à partir de matières fécales non diarrhéiques avec une prévalence de 2,1% (1/47) [324].

L'excrétion bactérienne de *S arizonae* par la voie rectale confirmée par notre étude, pourrait représenter une source de contamination aux animaux d'exploitations avoisinantes, ainsi que pour l'environnement. Ce risque est aussi important pour la santé publique et par conséquent, peut favoriser l'apparition chez homme d'une

série de complications suite à sa contamination par *S. arizonae*, telles que les endocardites [10], des pleurésies [11], des pyélonéphrites [12], des sinusites et des mastoïdites [13]. Cette menace à la santé humaine et animale est soutenue par les propriétés biologiques de la bactérie qui lui confèrent une persistance durable dans l'environnement [145 ; 147].

7.2.4.3.2. Présentation des résultats aux salmonelles à partir des prélèvements des organes fœtaux et des écouvillons vaginaux

Les résultats d'analyse des 55 prélèvements d'écouvillons vaginaux ; 4 cerveaux et 3 contenus stomacaux réalisés pour le diagnostic des 59 cas d'avortement issus des 28 élevages, n'ont révélé aucune souche positive pour *Salmonella Spp*, soit 0% (Tableau 7.7).

Tableau 7.7 : Prévalence d'isolement de *S. Spp* à partir des prélèvements des organes fœtaux et des écouvillons vaginaux.

Manifestations Cliniques	Types de prélèvements	(n)	Positifs	Subsp	%	IC
59 cas d'avortement / 28 élevages	E V	55	0	0	0	0- 6,53
	Cerveau	04	0	0	0	0- 48,99
	C S	03	0	0	0	0-56,15

EV : Ecouvillon vaginal ; **CS** : Contenu stomacal ; **n** : Nombre ; **IC** : Intervalle de confiance

Nos résultats ont montré la présence d'un nombre élevé de cas d'avortements dans les élevages d'ovins de la région centre, plusieurs études réalisées en Algérie, ont montré une prévalence élevée des avortements chez les petits ruminants entre autres, Yahiaoui et *al.* [325], rapportent des taux d'avortement jusqu'à 40% au sein des troupeaux des petits ruminants dans la région de KSAR EL BOUKHARI. Cette entité pathologique risque de constituer un frein important au développement des élevages.

Bien que les avortements puissent être causés par de multiples facteurs, ils sont dus le plus souvent à des agents infectieux dont les salmonelles, la majorité des avortements salmonelliques chez les ovins sont dus à *S. abortus ovis* [95] leur

isolement peut atteindre les 95% des salmonelloses ovines diagnostiquées en France [16]. *S. abortus ovis* a été isolée à partir de 13 % écouvillons vaginaux et de deux avortons de brebis avortées en dernier tiers de gestation en Croatie [326] et à partir de 15% d'écouvillons vaginaux et avortons en Suisse [327].

Toutefois, certains sérovars peuvent être rarement abortifs nous citons parmi d'autres, *S. Brandenburg*, *S. Montevideo* et *S. arizonae* alors que d'autres peuvent causer des avortements par septicémie, les plus fréquents sont *S. Typhimurum* et *S. Dublin* [321]. Plusieurs études en rapporté l'isolement des salmonelles à partir des écouvillons vaginaux et des organes fœtaux. En Suisse, *S. enterica* subsp *diarizonae* sérovar 61 :(k):1,5, (7) a été isolée à partir du placenta de quatre brebis avortées et à partir du placenta, du contenu stomacal, du poumon et du foie de l'avorton d'une chèvre dans le même élevage [313] ; en Espagne, *S. enterica*. Indiana serotype (1, 4,12: z: 1,7) a été isolée dans un lot de 16% à partir du contenu stomacal, du foie d'avortons et d'écouvillons vaginaux [328]. Enfin au Canada, *Salmonella arizonaea* été isolée chez 10 avortons de brebis ; d'écouvillons vaginaux, 90 jours après avortements [322] et à partir de tissus de triplé de brebis avortées [317].

Les résultats négatifs relatifs aux organes fœtaux et des écouvillons vaginaux ne peuvent pas conclure que ces avortements ne sont pas dus à une infection par les salmonelles :

-Selon Berthelot et *al.* [95], la contamination par *S. Spp* se fait essentiellement par la voie digestive, la bactériémie permet une colonisation du placenta et de tous les organes fœtaux par passage transplacentaire des salmonelles. Néanmoins, la colonisation des placentomes peut causer un avortement sans invasion bactérienne du fœtus [329]. D'après une étude menée pendant 10 ans dans le sud du Dakota, il a été rapporté que sur 1784 cas d'avortement, seuls 35 avortons soit (0,2%) ont été positifs pour *S. Spp* à partir du contenu stomacal et du poumon [330].

-La charge bactérienne très réduit dans les prélèvements d'écouvillons vaginaux même après une procédure de pré-enrichissement et d'enrichissement diminue les chances d'avoir un résultat positif, dans ce type de prélèvements, les méthodes d'analyse par techniques bactériologiques sont moins sensibles que les techniques moléculaires [312]. En effet, la technique PCR semble être un outil de diagnostic

plus adapté et plus sensible à la recherche de *S. abortus ovis* qu'un diagnostic direct [185 ; 186 ; 192 ; 196 ; 327]. Encore que, *S. abortus ovis* se développe lentement sur milieu de culture et les milieux d'enrichissement sont généralement inefficaces vis-à-vis de ce sérovar [187 ; 188], la difficulté à cultiver *S. abortus ovis* sur gélose peut aussi s'expliquer par la présence d'*Escherichia coli* dans les échantillons qui sont capables d'inhiber sa croissance [187 ; 327].

-Les facteurs non infectieux, tels que le stress, le traitement et en particulier les facteurs nutritionnels ne doivent pas être négligées [331, 332], dont certaines plantes toxique ingérées pendant le pâturage sont souvent en cause d'avortements, soit par action directe ou indirecte en agissant en synergie avec les facteurs infectieux, en contribuant à la rupture du processus de la gestation [333, 334]. Nous citons pour exemple, le genévrier et l'armoise, qui sont connues pour induire des avortements à tous les stades de la gestation [335, 336].

-L'activité agropastorale de certains éleveurs des communes de Khmis Elkhechna ; Bouzerea ; Bougara et Kolea, les pousse à fournir les restes de leur récolte de légumes à leurs troupeaux. L'utilisation fréquente des pesticides et des phosphates entraîne la présence de leurs résidus dans la récolte, celle-ci augmente le risque des avortements par intoxication si elle est utilisée comme aliment aux animaux d'élevage [214].

-Les animaux de certaines fermes visitées, accomplissent de longs parcours pour arriver à leurs pâturages. Ces longs chemins difficiles à parcourir quotidiennement, demande beaucoup d'énergie, ils affaiblissent les brebis présentant une gestation gémellaire et un état corporel faible et pourrait être en cause d'avortements et de mortalité des brebis par des carences et/ou par toxémie de gestation.

7.2.4.3.3. Comparaison des résultats aux salmonelles selon les prélèvements de matière fécale et d'écouvillons vaginaux

Au total, 06 brebis ont présenté un avortement associé à une diarrhée, les résultats d'analyses aux salmonelles ont montré que 33,33% (2/6) des prélèvements de matières fécales était positifs à *S. arizonae* alors que les prélèvements d'écouvillons vaginaux n'ont révélé aucune souche positive, soit 0% (0/6) (Tableau 7.8) et (figure : 7. 27)

Tableau 7.8 : Prévalence d'isolement de *S.arizonae* chez les brebis présentant une diarrhée et un avortement.

Sujets	Manifestations Clinique	Type de prélèvement	N prélèvement	(+)	Subsp	%
06 Brebis	Diarrhée	MF	06	02	SASa	33,33
	Avortement	EV	06	0	0	0

MF : Matières fécales ; EV : Ecouillons vaginaux ; N : nombre

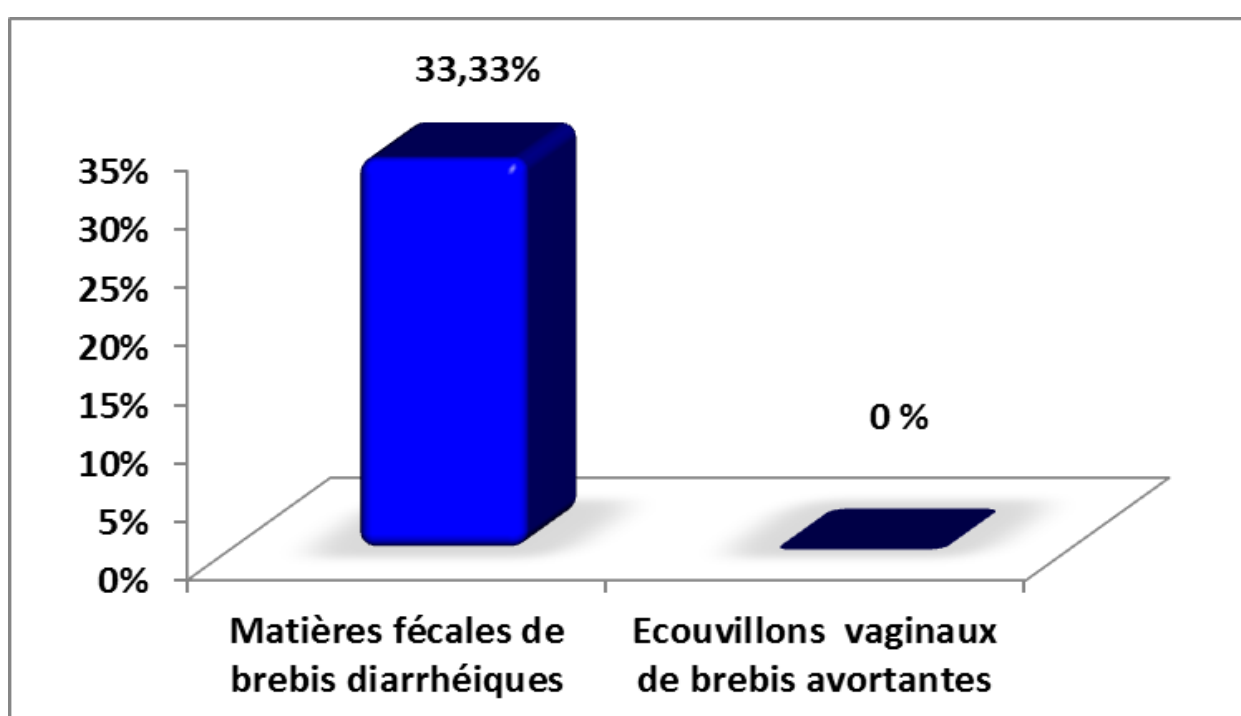


Figure 7. 27 : Comparaison entre les résultats des prélèvements de MF et EV chez les brebis présentant une diarrhée et un avortement

Le tableau (7. 8) et la figure (7. 27) nous montre que les résultats de prélèvements de matières fécales diarrhéiques appartenant à deux brebis ont présenté des résultats positifs à *Salmonella arizonae* alors que les prélèvements d'écouillons vaginaux pour ces mêmes brebis ont présenté des résultats négatifs. Ces résultats peuvent être expliqués d'une part, par l'utilisation de technique bactériologique comme méthode d'analyse qui est moins sensible que les techniques moléculaires pour les prélèvements d'écouillons vaginaux [312] ; d'autre part, a l'excrétion intermittente des salmonelles par les différentes voies [88 ; 89 ; 90] et la diversité

des voies d'excrétion des salmonelles. Le statut excréteur d'un animal ou d'un cheptel ne peut être donc confirmé qu'après l'étude de plusieurs voies d'excrétion bactérienne (lait, fèces, produit d'avortement et écouvillons vaginaux) [301].

7.2.4.3.4. Présentation des résultats des salmonelles selon le stade et le type d'avortement

Nos résultats ont montré que, 53 brebis soit (89,83%) ont présenté un avortement entre les 3^{ème} et le 5^{ème} mois de gestation et que 5 élevages soit (17,85%) ont enregistré des cas d'avortements en série :

Les avortements qui nous ont été déclarés dans cette étude, sont des cas d'avortements tardifs car les cas d'avortements précoces ont moins de chances d'être repérés par les éleveurs. Les cas de salmonellose abortive ovine, sont rarement précoces, ils se présentent deux à trois mois avant terme [95]. En cas épizootie, plus de 50 % des avortements atteignent les brebis primipares et les troupeaux de renouvellement [16].

Les avortements en série sont plus susceptibles de résulter d'agent infectieux comme *S. abortus ovis* [337] ; *Chlamydia abortus* [338] ; *Brucella mélitensis* [6] et *Coxiella burnetii* [193]. En revanche, les avortements sporadiques sont souvent le résultat d'anomalies congénitales, de déséquilibre hormonal aboutissant à toute perturbation de l'unité fœto-placentaire [339] ou d'agents infectieux tels que fongiques, *Campylobacter foetus* et *Listeria monocytogenes* [329, 340, 341].

7.2.4.4. Présentation des résultats pour les salmonelles par wilayas.

Les résultats ont révélé que sur les 28 élevages issus de 6 wilayas et de 8 communes, seuls 03 sujets issus de 3 élevages localisés dans 3 communes différentes Hassi Bah Bah, Bouzerea et Khemis El khechna appartenant respectivement aux wilayas de Djelfa, d'Alger et de Boumerdès, ont été positifs pour *Salmonella arizonae*, soit 3,57%, 3,57% et 3,57% respectivement avec un total de 10,71% à l'échelle élevage et de 0,84% ; 0,84% et 0,84% respectivement avec un total de 2,54% à l'échelle individuel (Tableau 7.9) et (Figure 7.28).

Tableau 7. 9 : Prévalence d'isolement de *Salmonella arizonae* par wilayas à l'échelle élevages et individuelle.

Wilayas	Communes / Dairas	N. EI. PRL	N. EI (+)	%	N. EI (-)	%	N. Ov. PRL	Ov. (+)	%	Ov. (-)	%
Tipaza	Kolea	02	00	0	02	7,14	05	00	0	05	4,23
Blida	Bougara	03	00	0	03	10,71	07	00	0	07	5,93
	Meftah	02	00	0	02	7,14	05	00	0	05	4,23
Boumerdès	Khmis El Khechna	01	01	3,57	00	00	03	01	0,84	02	1,69
Alger	Bouzerea	01	01	3,57	00	00	03	01	0,84	02	1,69
Médéa	Ksar el Boukhari	04	00	0	04	14,28	10	00	0	10	8,47
Djelfa	Hassi Bah Bah	10	01	3,57	09	32,14	51	01	0,84	50	42,37
	Ain Oussara	05	00	0	05	17,85	34	00	0	34	28,81
Total		28	03	10,7	25	89,28	118	03	2,54	115	97,45

Ov : ovin ; EL : Elevage ; N : Nombre ; PRL : Prélèvement ; (+) : Positive ; (-) : Négative.

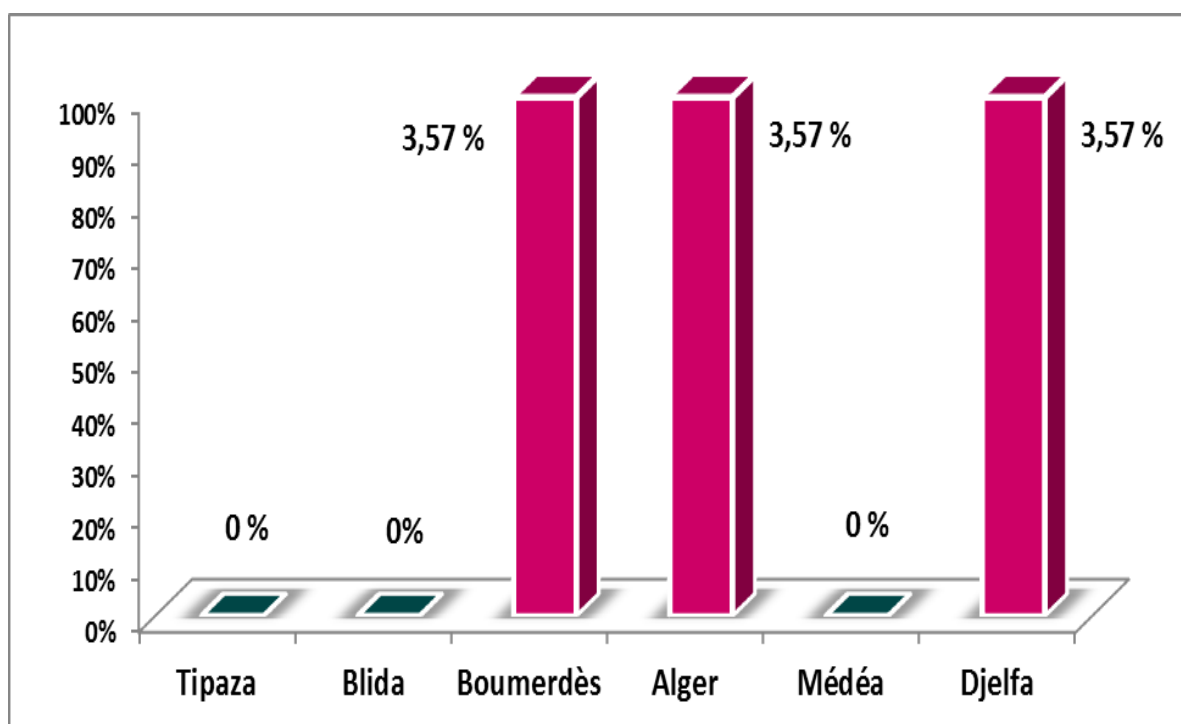


Figure 7. 28: Prévalence d'isolement de *S. arizonae* par wilayas à l'échelle élevage.

Le tableau (7.8) et la figure (7.28), nous montre que les trois wilayas, Alger, Djelfa et Boumerdes ont présenté la même prévalence d'isolement de *Salmonella arizonae*, égale à 0,84% à l'échelle individuelle et 3,57% à l'échelle élevage.

L'Algérie est connue par son climat diversifié (méditerranéen au nord et saharien au sud), ce qui explique la variation de la prévalence des différents types d'infections dans les différentes régions du pays. En outre, nous n'avons pas trouvé de différence significative de la prévalence d'isolement de *Salmonella arizonae* entre les différentes communes des wilayas de Djelfa, Alger et de Boumerdes, quoique la wilaya de Djelfa soit située au pied de l'Atlas saharien alors que les deux autres wilayas, Alger et Boumerdes se trouvent au nord de l'Algérie, La présence de la bactérie dans deux zones différentes avec des climats différents, pourrait avoir une relation avec sa résistance dans le milieu extérieur, ce qui lui permet de survivre et d'assurer sa transmission aux animaux dans différentes conditions climatiques [146 ; 145 ;147]. Cependant, la non maîtrise des pratiques d'élevage retrouvés dans différents élevages, le mouvement des animaux (transhumance) et particulièrement les fréquents échanges commerciaux d'ovins non contrôlés augmentent la dissémination de la bactérie dans l'environnement et sa transmission à d'autres élevages situées dans différentes régions du pays [342, 343].

7.2.5. Biais de l'étude de portage symptomatique de la salmonellose ovine :

➤ Echantillonnage

L'hétérogénéité observée entre le nombre de prélèvements obtenus dans chaque wilaya est étroitement lié à la non coopération des éleveurs de certaines wilayas ainsi qu'à la difficulté d'accès et de déplacements pour la plupart des élevages.

Seuls quatre avortons ont fait objet de cette partie d'étude pour le diagnostic des cinquante-neuf cas d'avortements. Cet effet est dû à la difficulté de récolter des avortons car la majorité des éleveurs refusent de faire des analyses systématiques à la suite d'avortements par crainte qu'ils soient soumis à un contrôle des services vétérinaires.

➤ Précision :

La précision d'une estimation en enquête descriptive est conditionnée par la taille de l'échantillon. Dans notre cas, la taille de l'échantillon n'a pas été prise en considération et le choix des élevages a été lié à la présence d'avortements et/ou de diarrhées, pour un objectif d'isolement des salmonelles. De ce fait, nous ne pouvons pas qualifier nos échantillons de représentatifs pour la population étudiée et pour toute la région d'étude.

➤ Choix de la méthode :

Les prélèvements d'écouvillons vaginaux et rectaux ne contiennent qu'un nombre très réduit de bactéries. La PCR en temps réel est plus adaptée à ce type de prélèvements pour la détection et la quantification des salmonelles.

7.2.6. Conclusion de l'étude de portage symptomatique de la salmonellose ovine

Les résultats de la présente étude nous ont permis de mettre en évidence:

- la présence de diarrhées, de mortalité des agneaux et d'un nombre élevé de cas d'avortements, entre le 3^{ème} et le 5^{ème} mois de gestation et en série pour 5 élevages, dans certains élevages d'ovins de la région centre.
- Trois élevages (+) aux salmonelles, la sous espèce *S. enterica* subsp. *arizonae* (IIIa) a été isolée pour la première fois en Algérie chez l'espèce ovine, à partir des matières fécales diarrhéiques avec une prévalence de 33,33% chez la brebis et 1,69 % chez les agneaux. Ce qui montre que les deux catégories d'âge sont sensibles à cette sous-espèce.
- l'isolement de *S. enterica* subsp. *arizonae* (IIIa) dans des élevages localisés dans des zones différentes enlever différant avec des climats différents pourrait avoir une relation avec sa résistance dans le milieu extérieur, ce qui lui permet de survivre et d'assurer sa transmission aux animaux et à l'homme ainsi que leur propagation dans l'environnement ajouter ce qui en jaune juste avant dans différentes conditions climatiques.
- la comparaison entre les résultats des prélèvements de matières fécales et des écouvillons vaginaux appartenant aux brebis présentant une diarrhée et un avortement démontre que le statut excréteur d'un animal ne peut être confirmé qu'après l'étude de plusieurs voies d'excrétion bactérienne (lait, fèces, produit d'avortement et écouvillons vaginaux).

Les résultats d'analyses à partir des d'écouvillons vaginaux et d'organes foétaux, n'ont révélé la présence d'aucune souche de *Salmonella Spp.*, soit 0%. Les méthodes de technique moléculaires seraient plus adaptées à ce type de prélèvements.

7.3. TROISIEME PARTIE : SALMONELLOSE OVINE : RECHERCHE DE FACTEURS DE RISQUE ASSOCIES A L'INFECTION DES OVINS PAR LA SALMONELLOSE DANS LA REGION CENTRE

La conduite d'élevage des troupeaux ovins de la région d'étude est pratiquée selon les trois modes à savoir, sédentaire, semi-sédentaire et transhumance pour réduire les frais de l'alimentation.

Les deux modes, semi-sédentaire et transhumance facilitent le contact des ovins avec des porteurs de salmonelles ou des matières contaminées souillées par ces derniers. Dans cette partie d'étude, nous avons voulu étudier les éventuelles associations entre certains facteurs de risques relatifs aux pratiques d'élevage et le portage de la salmonellose ovine au niveau des élevages étudiés qui sont positifs à *Salmonella arizonae*.

7.3.1. Période de l'étude

Cette étude a été réalisée durant une période s'étalant du mois de mai 2018 jusqu'au mois de juin 2018.

7.3. 2. Matériel et Méthodes

Afin d'aboutir à notre objectif. Les mêmes élevages cités préalablement pour la première et la deuxième partie de l'étude à savoir (nombre et régions), ont fait l'objet du matériel étudié pour cette troisième partie (questionnaire).

L'analyse statistique descriptive a été réalisée par le logiciel R (version 3.5.1; R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria) via RStudio (version 1.1.383, RStudio Inc., Boston, MA). L'étude des facteurs de risque a été effectuée par une analyse univariée au test exact de Fisher

7.3. 3. Résultats et discussion

L'analyse univariée des facteurs de risque relatifs aux conditions générales de l'élevage, à l'hygiène du logement et aux pratiques sanitaires a été réalisée par le test Exact de Fisher. Les résultats révèlent que les élevages qui tiennent un contact avec des bovins ont un lien hautement significatif ($p < 0,001$) avec les élevages positifs à *Salmonella arizonae* (Tableau 7.10).

Tableau 7.10 : Analyse univariée des facteurs de risque

Facteurs		n	Elevages négatifs (25)	Elevages positifs (3)	% (IC à 95%)	p
Conditions générales de l'élevage						
1) Taille du troupeau (Têtes)	1 à 50	6	4	2	33,3 (9,68-70)	0,106
	51 à 150	10	10	0	00 (00-27,75)	
	> 150	12	11	1	8,3 (1,49-35,39)	
2) Mode d'élevage	Sédentaire	3	3	0	0 (00-56,15)	0,393
	Semi sédentaire	18	15	3	16,7 (5,84-39,22)	
	Transhumance	7	7	0	0 (00-35,43)	
3) Présence de bovins	Non	26	25	1	3,85 (0,68-18,89)	<0,001
	Oui	2	0	2	100 (34,24-100)	
4) Présence de caprins	Non	13	11	2	15,4 (4,33 - 42,23)	0,457
	Oui	15	14	1	6,7 (1,19 - 29,82)	
5) Présence d'équidés	Non	26	24	2	4 (0,09-11,84)	0,060
	Oui	2	1	1	50 (00-100)	
6) Présence de chiens	Non	9	9	0	0 (00-29,91)	0,207
	Oui	19	16	3	15,8 (5,52-37,57)	
7) Oiseaux sauvages et volailles	Non	13	12	1	7,7 (1,37-33,31)	0,630
	Oui	15	13	2	13,3 (3,74-37,88)	
8) Présence de rongeurs	Non	2	2	0	100 (34,24-100)	0,611
	Oui	26	23	3	11,5 (4-28,98)	
Hygiène du logement						
9) Nettoyage des locaux	Non	10	08	02	20 (5,67-50,98)	0,236
	Oui	18	17	01	5,6 (0,99-25,76)	
10) Désinfection des locaux	Non	27	24	3	11,1 (3,85-28,06)	0,724
	Oui	1	01	0	0 (00-79,35)	
Précautions sanitaires						
11) Destruction de l'avorton et du placenta	Non	15	14	1	6,7 (1,19-29,82)	0,457
	Oui	13	11	2	15,4 (4,33-42,23)	
12) Donner l'avorton aux chiens	Non	15	14	1	6,7 (1,19-29,82)	0,457
	Oui	13	11	2	15,4 (4,33-42,23)	

Les résultats de l'analyse univariée ont révélé que la présence des bovins au niveau des élevages ovins montre un lien significatif avec les élevages positifs à *Salmonella arizonae* ($p < 0,001$). Ce lien pourrait s'expliquer par le fait que les ovins sont constamment en contact avec des bovins soit dans des pâturages communs, dans les aires d'exercice, dans les marchés de bestiaux ou dans leurs bergeries puisque les éleveurs d'ovins possèdent de coutume une vache pour leur consommation personnelle en lait. Nos résultats, s'accordent avec ceux de Yilmaz et al. [288], qui indiquent que le risque d'avortement des ovins augmente avec la présence des bovins alors que les résultats de Zemouri et al. [266] en Algérie par la méthode de régression multivariée, indiquent que le risque d'avortement est faible même en présence de bovins (OR= 0,45 ; IC 95%= 0,3-0,68).

Les bovins peuvent constituer l'un des porteurs asymptomatiques des salmonelles. En effet, selon Brugère-Picoux et Le floc'hSoye [7], les porteurs de salmonelles sont représentés par les insectes, tous les animaux domestiques et sauvages dont les reptiles qui hébergent fréquemment *Salmonella enterica* subsp *arizonae* dans leur l'intestin [11].

Les bovins porteurs asymptomatiques peuvent excréter des salmonelles de façon continue ou épisodique de l'ordre de 10^3 à 10^6 bactéries/g de fèces dont la durée de survie est de 120 jours dans les pâturages, 5 jours dans les urines, 131 jours dans une terre avec fumier de bovin, 30 mois dans les fèces sèches de bovins, dix mois sur les murs des étables [27] alors qu'au moment de l'épisode clinique l'excrétion des bovins porteurs symptomatiques atteint des doses de 10^8 à 10^{10} de salmonelle/g dans les fèces ou de tissu placentaire [36], faisant de ces derniers une source de contamination permanente au niveau des élevages [344]. De plus, Wells et al. [345], rapportent une plus grande excrétion fécale des bovins présents au niveau du marché.

Par ailleurs en Algérie, plusieurs études ont rapporté l'isolement de différents sérovars de salmonelles à partir des bovins, Nouichie et al. [17], ont isolé *S. Anatum*, *S. Braenderup*, *S. Infantis* et *S. Muenster* à partir des matières fécales chez des porteurs asymptomatiques; Msela et al. [346], ont isolé *S. Thyphimurium*, *S. Enteritidis*, *S. Indiana* et *S. Virginia* à partir des matières fécales chez des porteurs

asymptomatiques et enfin Derdour et *al.* [347], ont isolé *S. Dublin* chez des vaches avec une salmonellose abortive à partir des matières fécales.

Dans d'autres études chez les veaux en Algérie, Selles et Niar [348] à Tiaret, n'ont pas pu isoler de salmonelles (0%) sur Quatre-vingt-deux échantillons de matières fécales diarrhéiques. Cependant, Khelef [349], rapportant (0,89%) des 337 prélèvements de matières fécales diarrhéiques et non diarrhéiques dans certains élevages du centre et de l'est de l'Algérie ; Akam et *al.* [350], ont obtenu 1,1% chez les veaux non diarrhéiques dans la région de Mitidja ; Lounis [351] à Blida, rapporte un taux de 3,37% chez les veaux diarrhéiques et Merdja [352] à Constantine rapporte un taux de 2,75% de *S. Typhimurium*, à partir de 109 prélèvements chez des veaux diarrhéiques.

D'un autre côté, ces mêmes sérovars, ont aussi été isolés chez les ovins dans différentes études, ainsi Nouichie et *al.*[17] en Algérie, ont isolé *S. Anatum* et *S. Muenster* à partir des matières fécales non diarrhéiques avec une prévalence de 0,89% (2/225) ; Woldemariama et *al.* [324] en Éthiopie, ont isolé *S. Thyphimurium*, *S. Braenderup*, *S. Infantis*, *S. Hadar* et *S. anatum* à partir des matières fécales des ovins en bonne santé ; Luque et *al.* [328] en Espagne, ont isolé *S. Indiana* à partir de matière fécale de brebis avortées et des organes fœtaux ; et enfin Nasr et *al.*[353] en Égypte, ont isolé *S. Typhimurium* et *S. enteritidis* chez des agneaux diarrhéiques.

L'isolement de ces mêmes sérovars aussi bien chez l'espèce ovine que bovine témoigne qu'il s'agit de sérovars communs entre ces deux espèces et confirme que les bovins peuvent représenter une source de contamination et un facteur de risque pour la contamination des ovins par les salmonelles.

7.3. 4. Conclusion

A notre connaissance, cette enquête épidémiologique est la première étude en Algérie élucidant les facteurs de risque associés à la prévalence des salmonelles à partir des prélèvements de matières fécales chez les ovins.

Les analyses univariées de l'étude des facteurs de risque relative à la conduite d'élevage des ovins ont révélé que la présence des bovins au niveau des élevages ovins montre un lien hautement significatif avec les élevages positifs à *Salmonella arizonae*.

CONCLUSION GENERALE

La salmonellose ovine est une entité abortive et digestive souvent difficile à combattre en raison des échecs thérapeutiques, elle a un impact économique et sanitaire considérables, liés directement aux avortements, à la mortalité et au retard de croissance des agneaux après l'apparition de la maladie clinique et indirectement au portage asymptomatique.

En Algérie, la situation de la salmonellose ovine est méconnue. La présente étude a permis de montrer dans une première partie, la non maîtrise des techniques de gestion de certains élevages de la région centre qui par ignorance ou par négligence des éleveurs, peuvent représenter un véritable facteur de risque pour l'apparition de la salmonellose ovine et joueraient en dehors des facteurs de l'hôte un rôle primordial dans la dissémination de la bactérie, influencée à la fois par le niveau d'exposition des ovins aux agents pathogènes et leur résistance à la maladie. La non maîtrise des techniques de gestion, se résume en trois principaux points: mauvaises conditions générales de l'élevage ; défauts d'hygiène de logement et l'absence des précautions sanitaires. L'analyse des facteurs de risques génère des informations sur les paramètres nocifs pour l'élevage ovin dans la région, ce qui permet de prendre des décisions optimales afin de mieux gérer les élevages et de minimiser les pertes économiques.

Les résultats de la deuxième partie d'étude ont montré la présence de diarrhées, de mortalité des agneaux et nous a permis de faire le point sur les avortements des brebis dans les exploitations ovines de la région d'étude qui sont présents avec des taux dépassant le seuil acceptable dans certaines élevages, ce qui indique qu'ils constituent une des raisons de manque de rentabilité pour ces éleveurs. La déclaration des avortements est un facteur clé pour la mise en place des mesures de gestion par les services vétérinaires publics.

Cette étude nous a permis aussi de mettre en évidence la présence de *Salmonella* Spp. dans les élevages ovins, la sous-espèce *S. enterica* subsp. *arizonae* (IIIa) a été isolée pour la première fois en Algérie chez l'espèce ovine à partir des matières fécales diarrhéiques de brebis et d'agneaux. La bactérie semble être bien adaptée aux moutons, elle peut être présente dans les excréments de sujets porteurs sains ou symptomatiques chez les animaux de tout âge. Aucune influence de la

localisation géographique et du climat n'ont pu être constatés, les ovins porteurs de cette sous-espèce représentent un réservoir zoonotique important.

Les résultats d'analyses à partir des d'écouvillons vaginaux et d'organes foetaux, n'ont révélé la présence d'aucune souche de *Salmonella* Spp., ces résultats ne peuvent conclure que les salmonelles ne sont pas à l'origine de tous les avortements au niveau de ces élevages, des études plus poussées seront nécessaires pour confirmer ou infirmer leur implication aux avortements et estimer leur prévalence. Les techniques de biologie moléculaire pourront ainsi offrir de nouvelles approches.

Vu le nombre insuffisant d'échantillon réalisé, nous ne pouvons pas généraliser les résultats obtenus sur l'ensemble des élevages de la région centre, ni confirmer que la sous-espèce *S. arizonae* est à l'origine de tous les cas de diarrhées. Néanmoins, nos résultats bactériologiques peuvent être considérés comme un témoignage de sa présence au sein de ces élevages. Aussi le nombre d'élevage positif aux salmonelles devraient être sous-estimé puisque le statut excréteur d'un animal ou d'un élevage ne peut être confirmé qu'après l'étude de plusieurs voies d'excrétion bactérienne (lait, fèces, produit d'avortement et écouvillons vaginaux).

La troisième partie de cette étude, a conclu que le portage des salmonelles peut être associé à des facteurs liés aux pratiques d'élevage, dans notre cas, la cohabitation avec des bovins constitue un facteur de risque. À notre connaissance, cette enquête épidémiologique est la première étude en Algérie élucidant les facteurs de risque associés à la prévalence de *S. arizonae* chez les ovins. Cette étude épidémiologique devrait être généralisée sur tout le territoire national afin de pouvoir se renseigner sur l'importance de cette pathologie infectieuse et d'implanter un système de surveillance et de contrôle de l'infection.

La salmonellose risque de constituer un frein important au développement des élevages d'ovins, les pertes engendrées par la baisse de productivité limitent le pouvoir compétitif surtout des petits éleveurs et le caractère zoonotique rend la salmonellose ovine un sujet important à risque. D'autres études devraient être effectuées pour l'isolement des autres sous-espèces de salmonelles et identifier les souches virulentes impliquées afin de prévenir la sécurité alimentaire, la santé publique et animale. Des systèmes de contrôle et de surveillance rigoureux devraient être mis en place par les services vétérinaires.

RECOMMANDATIONS

La salmonellose ovine est encore à ce jour une entité pathologique dont l'importance est loin d'être négligeable, pour les animaux d'élevage et pour la santé humaine. Cette étude, a pu mettre en évidence la présence des principaux facteurs de risque favorisant l'apparition de la salmonellose. Dans le but de minimiser l'impact de cette pathologie, des recommandations appropriées ont été formulés ci-après, destinées aux différents acteurs afin de limiter les risques liés à l'apparition et la dissémination de la salmonellose au sein des troupeaux de petits ruminants et préserver la santé publique. De nombreux acteurs peuvent intervenir à des niveaux différents :

1) Eleveurs

Une bonne gestion du troupeau au niveau des élevages ovins doit être appliquée. Pour cela, il faut :

- respecter en permanence, une hygiène tant pour le logement que pour l'alimentation et l'abreuvement des ovins.
- maintenir une litière suffisante et sèche surtout pendant les saisons froides, donner les meilleurs soins aux nouveaux agneaux en s'assurant de leur prise de colostrum.
- améliorer les conditions générales de logement en surveillant l'aération, la densité des animaux et en évitant la présence de plusieurs espèces animale dans une même bergerie et les aires d'exercices.
- respecter les précautions sanitaires par l'isolement des malades, l'instauration des salles de maternité, l'application d'un déparasitage régulier, la dératisation, la mise en quarantaine pour les animaux nouvellement acquis et la destruction des produits d'avortements.

2) Vétérinaires

Les vétérinaires se voient aujourd'hui complètement impliqués dans la chaîne agroalimentaire (de l'animal au produit fini), les associant ainsi de plus en plus dans les problèmes de santé publique. De ce fait, il faut que:

a) Les vétérinaires praticiens ruraux doivent :

- prévenir les éleveurs du caractère zoonotique de la pathologie.
- inciter les éleveurs à la déclaration des cas d'avortements.

b) Les vétérinaires des services publics doivent :

- collaborer entre les différents secteurs (chercheurs universitaires, vétérinaire praticiens, laboratoire de diagnostic et la santé publique) pour intégrer la salmonellose ovine dans le plan national de lutte contre les maladies infectieuses.
- organiser des rencontres de sensibilisation et de vulgarisation aux vétérinaires publics (hygiénistes, inspecteurs) et privés sur les risques zoonotiques liés aux avortements et à la mortalité des agneaux due aux salmonelles.
- valoriser la compétence vétérinaire en participant à un réseau national d'épidémiosurveillance.
- instaurer une loi a la déclaration obligatoire des avortements.
- encourager les éleveurs à collaborer en matière de lutte contre les avortements par une indemnisation qui doit être attribuée aux éleveurs pour chaque avortement constaté.

3) Chefs des laboratoires

La recherche des salmonelles doit être vulgarisée au niveau des laboratoires de bactériologie et le dépistage des salmonelles doit être systématique en cas d'apparition d'un épisode clinique au sein d'un élevage pour confirmer toute suspicion. Pour cela il faut :

- Instauration des laboratoires de diagnostic vétérinaires.
- améliorer la démarche du diagnostic des troubles de la reproduction chez les petits ruminants et l'utilisation de la PCR pour le diagnostic des avortements.
- Instaurer le dépistage systématique de la salmonellose ovine.

4) Consommateurs

La prévention passe par des mesures d'hygiène strictes et de contrôle de la chaîne alimentaire. Plusieurs précautions sont recommandées :

- respect des règles d'hygiène de préparation des aliments.
- respect strict de la chaîne du froid lors du stockage et du transport des aliments.
- bien cuire les viandes afin de protéger les personnes les plus vulnérables (enfants, personnes âgées ou immunodéprimées), qui sont généralement les plus touchées.

REFERENCES

1. ONS. « Office Nationale des Statistiques: Production animale ».(2009). <http://www.ons.dz/IMG/pdf/Cheptel2000-2009-2.pdf>
2. MADR. « Ministère de l'agriculture et de développement rural. Base de données, Direction des Statistiques Agricoles et des Systèmes d'Informations ». (2017). www.minagri.dz
3. MADR. « Ministère d'agriculture et de développement rural, Statistiques Agricoles, Cellule d'écoute et d'orientation ». (2018). <http://madrp.gov.dz/agriculture/statistiques-agricoles/>
4. Moula, N., Tennah, S., Philippe, F.X., Farnir, F., Leroy, P. et Antoine-Moussiaux, N.,« Les ressources génétiques ovines en Algérie ». 11^{ème} Journées Internationale des Sciences Vétérinaires. Ecole Nationale Supérieure. Vétérinaire d'Alger, (2013).
5. Mancía, A.,« Diarrhées des agneaux : causes, traitements et prévention ». Synthèse bibliographique dans le cadre de la formation Systèmes d'élevage de Montpellier SupAgro, (2018). 14 p. https://www.supagro.fr/ebooks/extranet/2018-Systemel_Mancia.pdf
6. Brugère-Picoux, J.,« Maladie infectieuse du mouton ». Edition France agricole,(2011). 312p.
7. Brugère-Picoux, J. et Le floch'hoys, Y.,«Importance de l'implication de la faune sauvage dans les zoonoses émergentes ou récurrentes ». Bull. Acad. Natle Méd,(2014).198 (7): 1411-1422. [https://doi.org/10.1016/S0001-4079\(19\)31237-3](https://doi.org/10.1016/S0001-4079(19)31237-3)
8. Havelaar, A.H., Kirk, M.D., Torgerson, P.R., Gibb, H.J., Hald, T., Lake, R.J., Praet, N., Bellinger, D.C., De Silva, N.R., Gargouri, N., Speybroeck, N., Cawthorne, A., Mathers, C., Stein, C., Angulo, F.J. andDevleeschauwer, B.,“World Health Organization Global Estimates and Regional Comparisons of the Burden of Foodborne Disease in 2010”. PLoS Med,(2015). 12(12): e1001923.

9. Suresh, A. and Leigh., C., "Spontaneous Chest Abscess Caused by Salmonella Enterica subsp. Arizonae in the Desert Southwest; A Case Report and Review of the Current Literature". *Infect Disord Drug Targets*,(2020). 20 (3):401-405.doi: 10.2174/1871526518666181105115226.
10. Starakis, I., Siagris, D., Karatza, C., Solomou, H. and Bassaris, H., "Endocarditis due to Salmonella enterica subsp. arizonae in a patient with sickle cell disease: a case report and review of the literature". *CardiovascHematolDisord Drug Targets*, (2007).7(3):199-204. doi: 10.2174/187152907781745242.
11. Shima, N., Nakamura, J., Saito, K., Kamata, Y., Nagatani, K., Nagashima, T.M., Akine, D., Saito, T., Sato, K. and Minota, S., "*Salmonella* enterica Subspecies arizonae Detected from Bilateral Pleural Fluid in a Patient with Systemic Lupus Erythematosus and Malignant Lymphoma". *Intern Med*,1.(2020). 59(9):1223-1226. doi: 10.2169/internalmedicine.3982-19
12. Nishioka, H., Doi, A. and Takegawa, H., "Pyelonephritis in Japan caused by Salmonella enteric subspecies arizonae". *J Infect Chemother*,(2017). 23(12):841-843. doi: 10.1016/j.jiac.2017.08.001.
13. Gavrilovici, C., Pânzaru, C.V., Cozma, S., Mârțu, C., Lupu, V.V., Ignat, A., Miron, I. and Stârcea, M., "Message from a turtle: otitis with Salmonella arizonae in children". *Case report.Medicine*,(2017).96 (44): pe8455.doi: 10.1097/MD.00000000000008455.
14. Lamas, A., Miranda, J.M., Regal, P., Vázquez, B., Franco, C.M., Cepeda, A.A comprehensive review of non- enterica subspecies of Salmonella enteric. *Microbiological Research*,(2018). 206: 60-73 .doi.org/10.1016/j.micres.2017.09.010
15. Redline, RW. and Lu C.Y., "Role of local Immunosuppression in murine fetoplacental listeriosis". *J Clin Invest*,(1987). 79:1234-1241.
16. Pardon, P., Sanchis, R., Marly, J., Lantier, F., Pepin, M. and Popoff, M.Y., "Salmonellose ovine due à Salmonella Abortusovis". *Ann. Rech. Vét., INRA edition*,(1988), 19 (4), 221-235.
17. Nouichi, S., Ouattouat, R., Can, H., Mezali, L., Belkader, C., Ouar-Korichi, M., Bertrand, S., Cantekin, Z. and Hamdi, T.M., "Prevalence and antimicrobial resistance

of Salmonella isolated from bovine and ovine samples in slaughterhouses of Algiers, Algeria". Journal of the Hellenic Veterinary Medical Society, (2018).69(1):863-872.doi:<http://dx.doi.org/10.12681/jhvms.16441>

18. Nouichi, S. and Hamdi, T.M., "Superficial Bacterial Contamination of Ovine and Bovine Carcasses at El-Harrach Slaughterhouse (Algeria)". European Journal of Scientific Research, (2009).38 (3): 474-485. <http://www.eurojournals.com/ejsr.htm>

19. Mezali, L. and Hamdi. T.M., "Prevalence and Antimicrobial Resistance of Salmonella Isolated from Meat and Meat Products in Algiers (Algeria)". Foodborne Pathogens and Disease, (2012). 9 (6): 522-529. doi: 10.1089/fpd.2011.1032

20. Hireche, S., « L'avortement enzootique des brebis : Séroprévalence et caractérisation moléculaire de Chlamydia abortus dans la wilaya de Constantine ». En vue de l'obtention du diplôme de Doctorat en Sciences Vétérinaires. Option Pathologie de la Reproduction. Université Constantine, (2014).
1. <https://bu.umc.edu.dz/theses/veterinaire/HIR6601.pdf>.

21. Vimal, D., Khullar, M., Gupta, S. and Ganguli, N., "Intestinal mucins: the binding sites for *Salmonella* Typhimurium". Mol. Cell. Biochem, (2000), 204, 107-17.

22. Villate, D., « Maladie des volailles ». Edition France agricole, 2^{ème} édition : (2001), 399p.

23. Drogoul, C. et Germain, H., « santé animale : Bovin, Ovin, Caprin ». Edition .Educegri, 2 édition : (1998), 346p.

24. Vaillant, V., Valk, H. et Baron., « Morbidité et mortalité dues aux maladies infectieuses d'origine alimentaire en France ». Institut de Veille Sanitaire. Rapport INVS-AFSSA, (2003), 92p.

25. Le Poder, S., « Un chien peut-il rendre malade l'enfant de la famille ? ». Volume 22, Issue 6, September. 2009, 260-263.

26. Lotte, M., « Principales zoonoses bactériennes transmises par le chien et le chat à l'homme et les méthodes de prévention associées ». Thèse soutenue publiquement à la faculté de pharmacie de Grenoble. Université Joseph Fourier, France. (2013).

27. Davis, T.G. and Renton, C.P., "Some aspects of the epidemiology and control of *Salmonella* Typhimurium infection in outwintered sucklers cows", *Vet. Record*, (1992), 131, 528-531.
28. Uzzau, S., Gulig, P.A., Paglietti, B., Leori, G., Stocker, B.A. et Rubino, S., "Role of *Salmonella* abortusovis virulence plasmid in the infection of BALB/c mice". *FEMS Microbiol Lett*, (2000). 188: 15-8.
29. Pardon, P. and Sanchis, R., « Les salmonelloses. In : Fassi-Fehri, M. Les maladies infectieuses du mouton ». Tome I. Actes Editions, (1988), 162-194.
30. Dhawedkar, R.G., "Studies on mechanism of bacterial abortions with particular reference to *Listeria monocytogenes* and *Salmonella abortusovis*". Sofia: G Pavlov Higher Veterinary Medical Institute. Thèse, (1968). 183 p.
31. Leclerc, H., « Le point sur les problèmes de pathologie liée à l'usage de l'eau ». *Bull. Des G.T.V.*, (1984), 4, 73-78.
32. Autef, P., « Fiche terrain : La salmonellose abortive ovine ». *Bull. Group. Tech. Vét.*, (2000), 8, 213-214.
33. Pardon, P., Marly, J., Girard, J.C. and Imbert, R., « Durée et intensité de l'excrétion vaginale de *Salmonella Abortusovis* après avortement de la brebis ». *Bull. Soc. Vét. Prat. Fr.*, (1979). 63, 277-280.
34. Delahay, J., « Le problème des avortements chez les brebis ». *Le point vét.* (1973), 1, 5.
35. Martel, J.L. and Savey, M., « Salmonelloses des ruminants et santé humaine » *Pomtvét.*, (1992), 24, 145, 201-206.
36. Corbion, B., Joly, A., Laval, A., Martel, J.L., Pardon P. and Schelcher, F., « Salmonellose bovine ». *G.D. S. info.*, (1995). n 120, 10-15.
37. Randall, C.J., "Disease and disorders of the domestic fowl and turkey", 2ème édition: (2000), 38-41p.

38. Evans, S. and Davis, R., "Case control study of multiple-resistant *Salmonella* Typhimurium DT104 infection of cattle in Great Britain". *Vet. Record*, (1996), 139, (23), 557-558.
39. Ouzrout, R., Schwers, A., Josse, M. and Kaeckenbeeck, A., «Fréquence des infections à *Salmonella* Sp. chez le chien», *Ann. Méd. Vét.* (1981). 125, 391-396.
40. Gledel, J., «Le rôle des réservoirs et de l'environnement dans la salmonellose bovine». *Epidémiol. Santé Anim.* (1985). 7, 39-70.
41. Acha, P. et Szyfres, B., «Zoonoses et maladies transmissibles à l'homme et aux animaux ». 3^{ème} édition. OIE, (2005), 693 p.
42. Anonyme. «Campylobacter et salmonelles, un danger pour l'homme». Office vétérinaire fédéral (OVF). Schwarzenburgstrasse 155 CH-3003 Berne, (2006). 5p.
43. Carter, M.E., Cordes, D.O. and Carman, M.G., "Observations on acute salmonellosis in four Waikato dairy herds", *New-Zealand Vet. J.* (1983), 31, 10-12.
44. Williams, B.M., "Environmental considerations in salmonellosis", *Vet. Record*, (1975), 96, 318-321.
45. Buret, Y., « Conduite à tenir hors thérapeutique dans un élevage présentant une expression clinique de salmonellose », *Bull. GTV*, (1997), 2, 75-81.
46. Boloh, Y., « Rôle des matières premières dans la contamination des aliments, Compte-rendu de la Session Salmonellose bovine », Ploufragan, 22 septembre (1994), 117-120.
47. Harbourne, J.F., "Salmonellae in waterways in North Yorkshire associated with human and animal effluent". *Royal. Soc. Hlth J.* (1977). 97, 106-114.
48. Martel, J.L., «Les salmonelles agents pathogènes des bovins : diagnostic, traitement, prophylaxie », *Point Vét.* (1993). 25, 93-99.
49. Grau, F.H., Brownie, I.E. and Smith, M.G., "Effect of food intake on numbers of *Salmonellae* and *E. Coli* in rumen and faeces of sheep". *J Appl Bacteriol.* (1969). 32, 112-117.

50. Malbert, CH. and Ruckebush, Y., "Origin of the low ph values along the proximal duodenum in sheep. J Vet Med,(1987).34A, 428-438.
51. Machan, F. and Shotts, E.B., "Effect of feeding selected short-chain fatty acids on the in vivo attachment of Salmonella Typhimurium in chick ceca". Av. Dis,(1992), 36, 139-142.
52. Schelcher, F. et Valarcher, J.F., « Physiopathologie des salmonelloses bovines ». Bull. GTV, (1997). 2, 25-30.
53. Reilly, W.J., Cold, D.C., Munro D.S. and Sharp, JCM., "An epidemiological study of *Salmonella montevideo* by biotyping". J Hyg,(1985). 95:23-28.
54. Willilams, B.M., "Bovine Salmonellosis", Bov. Pract, (1980). 15, 122-128.
55. Schelcher, F., « Salmonelloses : traitement et prévention thérapeutique », GDS Info, (1996).10, 9-10.
56. Clinton, N.A. and Weaver, R.W., "Transmission of Salmonella Typhimurium among feedlot cattle after oral inoculation", J. Appl. Bacteriol, (1981). 50, (1), 149-155.
57. Vallet, A., « Salmonelloses, Maladie des bovins », Editions France Agricole, 3^{ème} édition : (2000). 540 p, 54-61.
58. Younis, E.E., Ahmed, A.M., El-Khodery, S.A., Osman, S.A. et El-Naker, Y.F.L., "Molecular screening and risk factors of enterotoxigenic Escherichia coli and Salmonella spp in diarrheic neonatal calves in Egypt". Res. Vet Sci, (2009).V.87, 373-379.
59. Que, L.U. and Hentges, D.I., "Effect of streptomycin administration on colonization to *Salmonella* in mice", Infect Immun,(1985). 48,169-174.
60. Blackwell, J.M., Goswami, T., Evans, C.A., Sibthorpe, D., Papo, N., White, J.K., Searle, S., Miller, E.N., Peacock, C.S., Mohammed, H. and Ibrahim, M., "SLC11A1 (formerly NRAMP1) and disease resistance". Cell Microbiol,(2001).3, 773-84.
61. Jack, E.J., "Salmonella abortion in sheep". Vet Anni.(1971). 12:57-63.

62. Brugere, H., « Essai de sélection d'un mutant de virulence atténuée de *Salmonella abortusovis* ». Toulouse : École Nationale Vétérinaire. Thèse, (1984). 139 p.
63. Smith, B.P., Habasha, F. and Guerra, M.R., "Bovine Salmonellosis: Experimental production and characterization of the disease in calves, using oral challenge with *Salmonella Typhimurium*". Am. J. Vet. Res, (1979), 40, 1510 -1513.
64. Morisse, J.P., Cotte, J.P. et Huonnic, D., «Dissémination des salmonelles par les bovins laitiers infectés chroniques (1° partie) », Point Vet, (1983). 15, 78, 55-59.
65. Blood, D.C. et Henderson, J.A., «Médecine Vétérinaire». 2^{ème} édition Française. Viggot frères éditeurs, (1976), 1099p.
66. Remy, D., Millemann, Y. et Laval, A., «Typologie d'élevages ayant connu un épisode de salmonellose à partir d'une enquête réalisée en Saône-et-Loire». Bull. GTV, (1997). 2, 43-51.
67. Guerin, D., «La salmonellose bovine : une nouvelle alerte en creuse». GDS du Cheptel Creusois, (2006). 2001-2011.
68. Morisse, J.P. and Cotte, J.P., "Evaluation of some risks factors in bovine salmonellosis". Vet Res, (1994). 25, 185-191.
69. Martel, J.L., «Prophylaxie sanitaire de la salmonellose bovine: action sur les animaux ». Epidémiol. Santé Anim, (1985). 7, 93-104.
70. Chatuverdi, G.C. and Sharma, V.K., "Cell-mediated immunoprotection in calves immunized with rough *Salmonella* Dublin". Br. Vét. J, (1981). 137, (4), 421-430.
71. Uzzau, S., Leori, G.S., Petruzzi, V., Watson, P.R., Schianchi, G., Bacciu, D., Mazzarello, V., Wallis, T.S. et Rubino, S., "Salmonella enteric Serovar-Host Specificity Does Not Correlate with the Magnitude of Intestinal Invasion in Sheep". Infection and Immunity, (2001). Vol. 69, No. 5, pp. 3092-3099.
72. Wathes, C.M., Zaidan, W.A., Pearson, G.R., Hinton, M. and Todd, N., "Aerosol infection of calves and mice with *Salmonella Typhimurium*". Vet. Record, (1988). 123, 590-594.

73. Pardon, P., Marly, J., Sanchis, R. et Fensterbank, R., "Influence des voies et doses d'inoculation avec *Salmonella Abortusovis* sur l'effet abortif et la réponse sérologique des brebis », *Ann. Rech. Vét.*, (1983). 14, 129-139.
74. Linklater, K.A., "Abortion in sheep associated with *Salmonella* Montevideo infection". *Vet Rec.*, (1983). 112:372-374.
75. Cagiola, M., Severi, G., Forti, K., Menichelli, M., Papa, P. and De Giusepp, E.A., "Abortion due to *Salmonella* enteric serovar *Abortusovis* (*S. Abortusovis*) in ewes associated to a lack of production of IFN- γ and can be prevented by immunization with inactivated *S. Abortusovis* vaccine". *Vet. Microbiol.*, (2007). 121, 330-337.
76. Fedorka-Cray, P.J., Kelley, L.C., Stabel, T.J., Gray, J.T. and Laufer, J.A., "Alternate routes of invasion may affect pathogenesis of *Salmonella* Typhimurium in swine". *Infect. Immun.*, (1995). 63, 2658-2664.
77. Jack, E. J., "*Salmonella* *Abortus ovis*: an atypical *Salmonella*". *Vet. Rec.*, (1968). 82, 558-561.
78. Sanchis, R. and Pardon, P., « Infection expérimentale de la brebis avec *Salmonella* *Abortusovis* : influence du stade de gestation ». *Ann. Rech. Vét.*, (1984), 15, 97-103.
79. Counter, D.F. and Gibson, E.A., "*Salmonella* Dublin infection in self-contained dairy herds in East Anglia: excretion at calving". *Vet. Record*, (1980). 30, 191-193.
80. Nelson, D.B. and Muscarella, L.F., "Current issues in endoscope reprocessing and infection control during gastro intestinal endoscopy". *World J Gastroenterol.*, (2006), 12:3953- 64.
81. Plommet, M. et Plommet, A.M., « Destruction par le xylène de diverses bactéries pathogènes dans le lisier de bovins ». *Ann. Rech. Vét.*, (1974), 5, 213-221.
82. Tadjebakhche, H., Nadalian, M. et Hosseinioun, M., "Infection expérimentale par *Salmonella* *Abortusovis* de brebis vaccinées et non vaccinées ». *Rev. Méd. Vét.*, (1974). 127, 387-395.

83. Plummer, R.A.S., Blissett, S.J. and Dodd, C.E.R., "Salmonella Contamination of Retail Chicken Products Sold in the UK". *J. Food Protect*, (1995). 58, 843-846.
84. Bolton, L.F., Kelley, L.C., Lee, M.D., Fedorka-Cray, P.J. and Maurer, J.J., "Detection of multidrug-resistant *Salmonella enterica* serotype Typhimurium DT 104 based on a gene which confers cross-resistance to Florfenicol and Chloramphenicol". *J. Clin. Microbiol*, (1999). 37, 1348-1351.
85. Angulo, F.J., Glaser, C.A. and Jurnek, D.D., «Caring for pets of immunocompromised persons». *J. Am. Vet. Med. Assoc*, (1994). 205p.
86. Lebastard, D., Morisset, M.C. and Michel, F., «Case report. *Salmonella* Typhimurium infection in an intensive farming system ». *Point Veterinaire*, (1995). v. 26(165) p. 75-79.
87. Gauchard, F., Brisabois, A. et Espie, E., « Salmonelles d'origine bovine et santé publique ». *Bull. G.T.V*, (2002). 16, 41- 47.
88. Vallet, A. et Marly, J., « Prévention du risque salmonellose : maîtrise des effluents contenant des déjections bovines ». *Bull. Group. Tech. Vet.*, (1997), 2, 81-90.
89. Grimont, P.A.D., Grimont, F. and Bouvet, P.J.M., « Salmonella » *In* : Freney, J. et al : « Manuel de bactériologie clinique ». coll Option Bio, Paris, Vol. 2, (1994), 1017-1037.
90. Gourreau, J.M. et Bendali, F., « Maladie des bovins ». Manuel pratique. Aut. Institut de l'élevage Edi. France Agricole, 4 éditions, (2008), 780p.
91. Boss, P.H., Nicolet, J. and Margadant, A., « Zumverlaufeiner salmonella abortus ovis nfekton in einer Schatherd ». *Schweiz Arch Tieheilkd*, (1977), 119 :395-404.
92. Pardon, P., Sanchis, R., Marly, J., Lantier, F., Guilloteau, L., BuzonigateL, D., Oswald, I. P., Pepin, M., Kaeffer, B., Berthon, P. et al., "Experimental ovinesalmonellosis (*Salmonella Abortusovis*): pathogenesis and vaccination". *Res. Microbiol*, (1990), 141, 945-953.

93. Champion. J, autef. P, Blisson. G, Gauthier. D, Lacz. D, De Cremoux. R., «La salmonellose abortive ovine ». Région Rhône-Alpes. Institut de l'Élevage, (2013). 5 p.
94. Gohin, I., Olivier, M., Lantier, I., Pépin, M., Lantier, F., “Analysis of the immune response in sheep efferent lymph during *Salmonella Abortusovis* infection”. *Vet. Immunol. Immunopathol*, (1997). 60, 111-130.
95. Berthelot,X., Champion, JL.,Autef, P., Blisson, G., Gauthier, D. et Cremox, R., « Cadre du groupe de travail national sur le diagnostic différentiel des avortements chez les petits ruminants » animé par R. de Cremoux (Institut de l'Élevage) et F. Corbière (ENVVT),(2013).
96. Jack, E.J., “*Samonella* abortion in sheep”.*VetAnni*, (1971), 12:57-63.
97. Hunter, D., Sinclair, W.B.V., Williams, D.R., “Infection of sheep in Yorkshire with *Salmonella abortusovis*”. *VetRec*,(1969). 84:350.
98. Cuzin-Ferrand, L. et Auvergnat, J.C., « Aspects cliniques des salmonelloses », *Rev. Prat.*(1992), 42, 2279 -2281.
99. Hugh-Jones, M. E and Wright, P. B.“Wright Studies on the 1967-8 foot-and-mouth disease epidemic”. *J Hyg (Lond)*.(1970) Jun; 68(2): 253–271.doi: 10.1017/s0022172400028722.
100. Spickler, A.R.,“*Salmonella Abortusovis*”. The Center for Food Security and Public Health,(2005).[<http://www.cfsph.iastate.edu/DiseaseInfo/factsheets.php>] (consulté le 17/08/2020).
101. Brugère-picoux, J., « *Maladies des moutons* ». Editions France Agricole. 2^{ème} édition. (2004).
102. Wray, C. et Wray, A.,“*Salmonella in domestic animals*”.CAB international (2000).439p.https://books.google.dz/books?id=5JdmCf8E0IgC&printsec=frontcover&hl=fr&ource=gbs_ge_summary_r&cad=0#v=onepage&q&f=false (consulté le 14/08/2020).

103. Wudu, B., Kelay, T., Mekonnen, H.M. and Tesfu, K., "Calf morbidity and mortality in smallholder dairy farms in Ada'a Liben district of Oromia, Ethiopia". *Trop.Anim. Health Prod*, V.40, (2008), 369-376.
104. Eberlin, T., « Agents infectieux : Les infections microbiennes », Tome 1, (1997), 13-14.
105. Rashid, A.G., Kamli, M.A., Shah, P.A. and Allaqaband, G.Q., " Spectrum of neuropsychiatric complications in 791 cases of typhoid fever ".*Trop Med Int Health*, (1997), 2, 314.
106. Edelman, R. and Levine, M.M., "Summary of an international work shop on typhoid fever". *Rev Infect Dis*, (1986), 8, 329.
107. Bouillant, C., Delarocque-Astagneau, E. et Vaillant, V., « Infections à *Salmonella* sérotype Typhimurium : Epidémiologie, tendances actuelles, Feuille de biologie ». (1999), (228) : 23-9.
108. Vaillant, V., Baron, E. et De Valk, H., « Morbidité et mortalité dues aux maladies infectieuses d'origine alimentaire en France ». *Rapport InVS*, (2004), 190p.
119. Cuzin-Ferrand, L. et Auvergnat, J.C., « Aspects cliniques des salmonelloses », *Rev. Prat.*(1992), 42, 2279 -2281.
110. Christmann, D., Staub, T. and Hansmann, Y., « Manifestations extra digestives des salmonelloses ». *Méd. Mal. Infect.*, (1992), 22, 289 -298.
111. Galofre, J., Moreno, A., Mensa, J., Miro, J.M., Gatell, J.M. and Almela, M., "Analysis of factors influencing the outcome and development of septic metastasis or relapse in *Salmonella* Bacteremia".Univ. Barcelona, Espagne, *Clin Infect Dis*, vol. 18, n°6, (1994), 873-878.
112. Brown, M. and Eykyn, S.J., « Non-typhoidal *Salmonella* Bacteremia without gastroenteritidis: a marker of underlying immunosuppression.Review of cases at St.Thomas'Hospital 1970-1999 ». *J Infect*, (2000), 41, 256 -259.
113. Roger, P.M. et Dellmonica, P., « Maladies infections, Fievres typhoides et paratyphoides ». *La revue du praticien*, (2000), 50, 337-339.

114. Pennec, Y.L. et Garré, M., « Salmonellose de l'adulte. Maladies infectieuses », Encycl. Med. Chir. Edition Scientifiques et Médicales Elsevier SAS, Paris, (2003), 8-018-A-15,9p.
115. Vissier, I.J.R., "Cutaneous salmonellosis in veterinarians", *Vet Rec*, (1991), 129, 16, 364.
116. Ramos, J.M., Aguado, J.M., Garcia-Corbeira, P., Ales, J. and Soriano, F., « Clinical spectrum of urinary tract infections due to nontyphoidal *Salmonella* species » .*Clin Infect Dis*, (1996), 23: 388-390.
117. Baumler A., Tsolis R., Heffron F. "Virulence mechanism of *salmonella* en their genetic basis. In: Wray, C and Wray, A" *Salmonella in Domestic Animals*". CABI Publishing, (2000), 474p.
118. Pennec, Y.L., Garre, M. « Salmonelloses de l'adulte ».Les Salmonelloses. Actualités Professeur Pierre Aubry, (2002). 62, 185 – 192.(Source: <http://medecinetropicale.free.fr>).
119. Anonyme., « Les infections microbiennes, les Bacilles Gram négatifs aérobies facultatifs, les entérobactéries, la typhoïde » gric.univlyon2.fr/gric3/decouverte/document/NotesdeCours/Les%20infections%20microbiennes.htm.
120. Anonyme., « Salmonellose, Fièvre typhoïde ». Ministère en charge de la santé, bulletin épidémiologique hebdomadaire, (2004), n 21. (<http://www.sante.gouv.fr/actualite-presse.html>)
121. Haeghebaert, S., Querrec, F., Vaillant, V., Delarocque-Astagneau, E. et Bouvet, P., « Les toxi-infections alimentaires collectives en France en 1998 ». *Bult. Epidémiol. Hebd*, (2001), 15, 65 -70.
122. Korsak, N., Clinquart, A. et Daube, G., « *Salmonella. Spp* dans les denrées alimentaires d'origine animale : un réel problème de santé publique ». *Ann, Méd, Vét*, (2004), Vol 148, 174 -193p.
123. Larpent, J.P., « Introduction à la nouvelle classification bactérienne : Les principaux groupes bactériens ». Edition. TEC et DOC. Lavoisier, (2000), 280p.

124. Popoff, M.Y. and Bockemuhl, J., "Supplement 2002 to the Kauffmann-White scheme". Res. Microbiol., (2004), 155(7), 568-570.
125. Millemann, y., Gaubert, S., Remy, D. and Colmin, C., "Evaluation of IS200-PCR and comparison with other molecular markers to trace *Salmonella* enterica subsp. Entericaserotype Typhimurium bovine isolates from farm to meat", J. Clinical. Microbiol, (2000), 38 (6), 2204-2209.
126. Le minor, L., «Taxonomie et nomenclature des Salmonelles», Méd. Mal. Infect, (1992), 22, 246-248.
127. Shelobolina, E.S., Sullivan, S.A., O'Neill, K.R., Nevin, K.P. and Lovley, D.R., « Isolation, characterization, and U (VI)-reducing potential of a facultatively anaerobic, acid-resistant Bacterium from Low-pH, nitrate- and U (VI)-contaminated subsurface sediment and description of *Salmonella* subterranea sp. Nov ». Journal Appl Environ Microbiol. DOI.PubMed, V 70, Issue 5, (2004), 2959-2965.
128. Su, L.H. and Chiu, C.H., "*Salmonella*: clinical importance and evolution of nomenclature". *Chang Gung Med J*, (2007), 30 (3):210-9.
129. LE Minor, L. et Richard, C., « Méthode de laboratoire pour l'identification des entérobactéries ». Institut Pasteur, Paris. (1993), 217p.
130. Delarras, C., « Microbiologie pratique pour le laboratoire d'analyses ou de contrôle sanitaire ». Edit TEC et DOC. Edition Médicales internationales, (2007), 462p.
131. Tindall, B.J., Grimont, P.A.D., Garrity, G.M. and Eubézy, J.P., « Nomenclature and taxonomy of the genus *samonella* » Int.J.Syst.Evol.Microbiol. (2005), 55, 521-524.
132. Grimont, P.A.D. et Weill, F.X., "Antigenic Formulae of the *Salmonella* Serovars, Ninth Edition, World Health Organization Collaborating Centre for Reference and Research on Salmonella". Institut Pasteur, Paris, France, (2007).
133. Desai, R., Sarpal, R., Ishiyama, N., Pellikka, M., Ikura, M. and Tepass, U., "Monomeric α -catenin links cadherin to the actin cytoskeleton". Nat. Cell Biol. (2013). 15(3): 261--273.

134. Joly, B. et Reynaud, A., « Entérobactérie : Systématique et méthode de diagnostique ». Edition TEC et DOC. (2003), 392 p.
135. Grimont, P. A. D. and Weill, F.X., « Formules antigéniques des serovars de *Salmonella* ». Centre Collaborateur OMS de Référence et de Recherche sur les Salmonelles, Organisation mondial de la santé et Institut Pasteur. 9^{ème} édition, (2007), 166p.
136. Le Minor, L. et Veron, M., « Bactériologie médicale ». 2^{ème} éd, Flammarion, Paris, (1989), 1107pages, 411-426.
137. Anonyme., «Quels sont les facteurs influençant la multiplication bactérienne? Les facteurs sont: - La chaleur - Le pH - L'eau - L'oxygène - Le temps - la lumière/obscurité - Les nutriments - Les substances antagonistes ».(2009).www.doc-etudiant.fr.
138. Singleton, P., « Bactériologie ». 4^{ème} édition Paris. Edit. Dunod, (1999), 415p.
139. Sutra, L., Federihi, M. and Jouve, J.L., « Manuel de bactériologie alimentaire ». Ed. Polytechnica. Paris, 1998.28-26p.
140. Singleton, P., « bactériologie pour la médecine, la biologie et la biotechnologie ». 6^{ème}. Edt, (2008), 542p.
141. Desprez, C., « La salmonellose du porc ». Thèse Méd. Vét., Alfort, (1992), 130 p.
142. Marchal, O., « La salmonellose bovine : aspects cliniques. *Bull. des G.T.V.*, (1997), n° 2, 37-41.
143. Pilet, C. et Bourdon, J.I., « Bactériologie médical et vétérinaire, systématique bactérienne ». Doin Editeurs, (1987), 2072p.
144. Carter, G.R. and Cole, J.R., "Diagnostic procedures in veterinary bacteriology and mycology". 5^{Ed}. (1990), 620p.
145. Marly, J., Vallet, A. et Pardon, P., « Evolution et maîtrise des contaminations des lisiers bovines par les salmonelles ». *Rec. Rech. Ruminants*, (1995), 2, 307-310.

146. Strauch, D. et Ballarini, G., "Hygienic aspects of the production and agricultural use of animal wastes", *J. Vet. Med. B.*, (1994), 41(3), 176-228.
147. Martel, J.L., « Bactériologie et épidémiologie des salmonelloses bovines en France ». *Bull.GTV*, (1997), 2, 17-23.
148. Daniels, E.K., Woollen, N.E., Fryda-Bradley, S.J. and KEEN. J., "Salmonella viability infrozen bovine feces". *Bov.Pract.*, (1993), 27, 166-167.
149. Wray, C. and Sojka, W.J., "Bovine salmonellosis". Review of the progress of dairy science. *J. Dairy. Res.*, (1977), 44, 383-425.
150. Mac manus, C. and Lanier, J.M., "Salmonella, Campylobacter jejuni and Yersinia enterocolitica in raw milk". *J. Food. Prod.*, (1987), 50, 51-55.
151. Plim-Forsell, L. and Ekesbo, I., "Survival of Salmonella in composted and not composted solid animal manures", *J. Vet. Med. B.*, (1993), 40, 654-658.
152. Petit, S., Laval, A., Blain, S. and Poncelait, J.L., « Guide thérapeutique vétérinaire : Animaux de rente ». 2^{ème} éd. Les Editions du Point Veterinaire, (2004), 553p.
153. Martel, J.L., « L'infection salmonellique des bovins ». *Epidemiol. Sant. Anim*, (1985), 7, 71-80.
154. Vimal, D., Khullar, M., Gupta, S. and Ganguli, N., "Intestinal mucins: the binding sites for *Salmonella typhimurium*". *Mol. Cell. Biochem.*, (2000), 204, 107-17.
155. Clark, M.A. et Jepson, M.A., "Preferential interaction of *Salmonella Typhimurium* with mouse Peyer's patch M cells". *Res. Microbiol.*, (1994), 145, 543-552.
156. Deleu, S., Choi, K., Reece, J.M. et Shears, S.B., "Pathogenicity of *Salmonella*: SopE-mediated membrane ruffling is independent of inositol phosphate signals", *FEBS Lett.*, (2006).
157. Santos, R.L., Zhang, S., Tsohis, R.M., Baumler, A.J. et Adams, L.G., "Morphologic and molecular characterization of *Salmonella Typhimurium* infection in neonatal calves", *Vet Pathol.*, (2002), 39(2), 200-215.

158. Bronstein, P.A., Miao, E.A. et Miller, S.I., “ InvB is a type III secretion chaperone specific for SspA”, *J. Bacteriol.*, (2000), 182 (23), 6638-6644.
159. Yrlid, U.Y.,” In vivo activation of dendritic cells ad T cells during *Salmonella enterica* serovar Typhimurium infection ». *Infect. Immun*, (2001), 69, 5726-5735.
160. Institut national de santé publique d’Algérie (INSP). « Relevés épidémiologiques annuelle de 1999 à 2005 ». Ministère de la santé et de la population.
161. Van Immerseel, F., De Buck, J., Boyen, F., Pasmans, F., Bertrand, S., Collard, J.M., Saegerman, C., Hooyberghs, J., Haesebrouck, F. and Ducatelle, R., « *Salmonella. spp* dans la viande, un danger pour le consommateur qui demande la mise en place d’un programme de lutte efficace ». *Annales de Médecine Vétérinaire*, Article originaux-Article de synthèse, (2005), 149, 34-48.
162. Foley, G.L. and Schlafer, D.H.,”Bacterial endotoxemia and reproductive effects in ruminants”, *Vet. Clin.North. Am. Food. Anim. Pract*, (1994), 10(3), 491-501.
163. Reynolds, J.D., Morris, B. “The evolution and of Peyer's patches in fetal and postnatal sheep”. *Eur J Immunol*, (1983). 13: 627-35.
164. Uzzau, S., Marogna, G., Leori, G.S., Curtiss, R., Schianchi, G., Stocker, B.A., Rubino, S. (2005). Virulence attenuation and live vaccine potential of *aroA*, *crp*, *cdt*, *cyd*, and plasmid-cured mutants of *Salmonella enteric* serovar *Abortusovis* in mice and sheep. *Infect. Immun.*, 73, 4302–4308.
165. Murray, M.J.,” *Salmonella*: virulence factors and enteric salmonellosis”. *J. Am. Vet. Med. Assoc*, (1986), 189, 145-147.
166. Giannella, R.,”Importance of the intestinal inflammatory reaction in *Salmonella* mediated intestinal secretion”, *Infect. Immun.* (1979), 23, 140-145.
167. Skjolaas, K.A., Burkey, T.E., Dritz, S.S. et Minton, J.E.,”Effects of *Salmonella enteric* serovars *typhimurium* and *cholerasuis* on chemokine and cytokine expression in swine ileum and jejunal epithelial cells”. *Vet. Immunol. Immunopathol*, (2006), 44, 36-37.
168. McCormick, B.A.,” Transepithelial signaling to neutrophils by *Salmonellae* : a novel virulence mechanism for gastroenteritis”. *Infect. Immun*, (1995), 63, 2302-2309.

169. Olsen, J.E., "Studies of zoonotic salmonellae: taxonomy, detection and typing and Pathogenesis". Ed: Samfundsgrafik. Denmark, (2005), 146p.
170. Lax, A.J., Barrow, P.A., Jones, P.W and Wallis, T.S., « Current perspectives in salmonellosis ». *Br. Vet. J*, (1995), 151, 351-377.
171. Millemann, Y., « Gastro-entérites néonatales du veau: conduite à tenir. Polycopié. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort ». Unité pédagogique de pathologie du Bétail, (2005), 10p.
172. Löfström, C., Knutsson, R., Axelsson, CE. et Radström, P., "Rapid and Specific Detection of *Salmonella* spp. in Animal Feed Samples by PCR after Culture Enrichment". *Applied and environmental microbiology*, (2004). Vol. 70, No. 1, p. 69–75.
173. Valdezate, S., Astorga, R., Herrera-Leo'n S., A. Perea, A., Usera, A.M., Huerta, B. and Echeita, A. "Epidemiological tracing of *Salmonella enterica* serotype Abortusovis from Spanish ovine flocks by PFGE ingerpinting". *Epidemiology and Infection*, (2007), Vol. 135, No. 4, pp. 695-702.
174. Boes, J., Alban, L., Bagger, J., Mogelmoose, V., Baggesen, D.L. and Olsen, J.E., "Survival of *Escherichia coli* and *Salmonella* Typhimurium in slurry applied to clay soil on a Danish swine farm", *Prev. Vet. Med*, (2005), 69(3-4), 213-228.
175. Blood, D.C., Radostits, O.M., « Diseases Caused by *Salmonella* spp. Veterinary Medicine—A Textbook of the Diseases of Cattle, Sheep, Pigs, Goats and Horses", seventh ed. Baillière Tindall, London, (1989) pp. 643–657.
176. Palmer, J.E., Whitlock, R.H., Benson, C.E., Becht, J.L., Morris, D.D. and Acland, H.M., "Comparison of rectal mucosal cultures and fecal cultures in detecting *Salmonella* infection in horses and cattle". *Am. J. Vet. Res*, (1985), 46(3), 697-698.
177. Sojka, W.J., Wray, C., Shreeve, J.E. and Bell, J.C., "The incidence of *Salmonella* infection in sheep in England and Wales, 1975 to 1981". *BrVet J* (1983). 139:386-392.
178. Caron, B. et Menard, M.F., « Les salmonelloses bovines: lésions et diagnostic de laboratoire ». *Bull. GTV*, (1997), 2, 53-65.

179. Cherel, Y., Couilandeau, P., Lecompte, O. et Christian, S., « Autopsie des bovins ». Collection Atlas, édition Points vet, (2006), 251p.
180. Sojka, W.J., « La salmonellose bovine en rapport avec ses aspects particuliers en Angleterre etaux pays de Galles », *Ann. Méd. Vét*, (1972), 116, 497-540.
181. Anonyme., AFNOR NF U 47-102, « Méthodes d'analyses en santé animale ». SAGAWEB pour le laboratoire de Touraine, (2008). 10p.
182. Ludwig, S., Hermann, Enz., Hartmut, M. et Franz, W., « guide pratique en couleur de l'élevage des veaux ».Edition française Schober Verlags-GmbH, R.F.A, (1983), 36-47.
183. Pile, T.C., Burdon, J.L., Toma, B., Marchal, N., Balbastre, C. et Person, J.M., «Famille des entérobacteriaceae : bactériologie médical et vétérinaire, systématique bactérienne ». 2^{eme} édition. Doin éditeur paris, (1983), 108-139.
184. Avril, J.L., Abernat, H., Denis, F. et Monteil, H., « Bacteriologie Clinique », edition, marketring Paris, (1992), 107p.
185. González, L.,“Salmonella abortusovis infection”, In: Diseases of sheep. Martin & Aitken, (Eds.), (2000). 102-107, Blackwell Science, 3rd ed. ISBN 0-632-05139-6, Oxford, United Kingdom.
186. Martín-Atance, P., León, L., et Candela, M.G.,“Serology as an EpidemiologicalTool for Salmonella Abortusovis Surveillance in the Wild-Domestic Ruminant Interface”.Salmonella -A Diversified Superbug, Mr. Yashwant Kumar (Ed.), ISBN: (2012). 978-953-307-781-9.
187. Belloy, L., Decrausaz, L., Boujon, P., Hächler, H. and Waldvogel, A.S., “Diagnosis by culture and PCR of Salmonella Abortusovis infection under clinical conditions in aborting sheep in Switzerland”. *Vet. Microbiol*, (2009), 138, 373-377.
188. Spickler, A.R.,“Salmonella Abortusovis. The Center for Food Security and PublicHealth”,(2017).http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/pdfs/salmonella_abortusovis.pdf (Consulté le 17/08/2020).
189. Anonyme., « Campylobacter et salmonelles, un danger pour l'homme ». Office vétérinaire fédéral (OVF). Schwarzenburgstrasse 155 CH-3003 Berne, (2006). 5p.

190. Ewing, W.H., "Edwards and Ewing's Identification of Enterobacteriaceae". Elsevier publishing company, New York, Fourth Edition, (1986).
191. Martel, J. L. et Moulin, G., « L'entérite salmonellique des bovins ». *Rec. Med. Vet.*, (1983), 159, (3), 251-256.
192. Masala, G., Porcu, R., Sanna, G., Chessa, G., Gillard, G., Chisu, V. and Tola, s., "Occurrence distribution and role in abortion of *coxiellaburnitti* in sheep and goats in Sardinia", Italy. *Vet. Imicrobiol.*, (2004). 19; 99 (3-4): 301- 305. doi: 10.1016/j.vetmic.2004.01.006.
193. Martel, J.L. « Les salmonelloses Bovine et la filière agro-alimentaire ». *Bull sac.Vet. Prat. de France*, (1994), 78, 307-319.
194. Martel, J.L. and Coudert, M., "Bacterial resistance monitoring in animals: the French national experiences of surveillance schemes". *Vet. Microbiol.*, (1993), 35, 321-338.
195. Roman, B.S, Garrido, V., et Grillo, M.J., « Non typhoidal Salmonellosis ». M.Giese (ed). *Molecular Vaccines*, (2013), Volume 1, DOI 10.1007/978-3-7091-1419-3_19.
196. Sanchis, R., Pardon, P., « Infection expérimentale de la brebis avec *Salmonella Abortus ovis* : influence du stade de gestation ». *Ann. Rech. Vét.*, (1984), 15, 97-103.
197. Calvinhac, M., « Enquête concernant la méthodologie de prélèvement et d'identification d'agents abortifs ovins et caprins auprès des différents partenaires sollicités lors d'avortements » (lvd, gds, vétérinaires Praticiens, sngtv). Thèse de Doctorat vétérinaire, ENVA. (2014).
198. Wray, C. and Callow, R.J., "The detection of *Salmonella* infection in calves by the fluorescent antibody test", *Vet. Microbiol.*, (1989), 19, 85-89.
199. Hansen, K.R., Nielsen, L.R. and Lind, P., "Use of IgG avidity ELISA to differentiate acute from persistent infection with *Salmonella* Dublin in cattle", *J. Appl. Microbiol.*, (2006), 100 (1), 144-152.

200. Wedderkopp, A. and Lind, P., "Use of bulk tank milk for screening of herds for *Salmonella* dublin infection, *In: Salmonella and salmonellosis proceedings*", Ploufragan, 20-22, (1997), 94-95.
201. Nielsen, B., Ekeroth, L., Bagerf. and Lind, P., "Use of muscle fluid as a source of antibodies for serologic detection of *Salmonella* infection in slaughter pig herds". *J. Vet. Diagnostic Investigation*, (1998), 10, 158–163.
202. Nielsen, L.R., Schukken, Y.H., Grohn, Y.T. et Ersboll, A.K., "*Salmonella* Dublin infection in dairy cattle: risk factors for becoming a carrier", *Prev. Vet. Med*, (2004), 65, 47-62.
203. Brogden, K. A., Meehan, J. T., Lehmkuhl, H. D. "Salmonella arizonae infection and colonisation of the upper respiratory tract of sheep". *Vet. Rec*, (1994), 135, 410-411.
204. OIE, (Organisation mondiale de la santé animale). « Terrestrial manual. Manual of diagnostic tests and vaccines for terrestrial animals (mammals, birds and bees) ». Sixth edition. (2008). Volume 2.
205. OIE. (Organisation mondiale de la santé animale). « Terrestrial manual ». (2012).
206. Aitken, M.M., Jones, P.W., Hall, G.A., Hughes, D.L. and Brown, G.T.H., "Responses of fluke infected and fluke-free cattle to experimental reinfection with *Salmonella* Dublin", *Res. Vet. Sci*, (1981), 3, (1), 120-126.
207. Chartier, C., Chartier, F., « Enquête séro-épidémiologique sur les avortements infectieux des petits ruminants en Mauritanie ». *Revue Elev. Méd. Vét, Pays trop.*, (1988). 41 (1) :23-34.
208. Brugère-Picoux, J., « Avortement enzootique. In: Editions France Agricole. *Maladies infectieuses du mouton* ». GFA Editions, (2011), 25-30.
209. Fulton, R.W., Hessman, B.E., Ridpoth, J.F., Johnson, B.J., Kapil, S., Braziel, B., Kautz, K. and Reck, A., "Multiple diagnostic tests to identify cattle with bovine viral diarrhoea virus and duration of positive test result in persistently infected cattle" *Can j. Vet. Res* (2009). 37:117-124.

210. Lim, S.I., Kweon, C.H., Tark, D.S., Kim, S.H. et Yong, D.K., "Sero-survey on Ahino, Akabane, chuzan, Bovine ephemeral fever and Japanese encephalitis virus of cattle and swine in Korea". *J. vet. sci.*, (2008), 8:45-49.
211. Sugiyama, I., Shimizu, E., Nogami, S., Suzuki, K., Miura, Y. and Sentsui, H., "serological survey of arthropod-borne viruses among wild boars in Japan". *J. Vet. Med. Sci.*, (2009), 71, 1059-1061.
212. Owen Rae, D. et Creus, J.E., « *Trichomonas foetus* ». *Vet Clin Food*, (2006), 22, 595- 611.
213. Boud, D., Regan, L., and Greub, G., "Emerging role of Chlamydia and Chlamydia-like organisms in adverse pregnancy outcomes". *Curr, Opin Infect, Dis.*, (2008), 21:70-76.
214. Dubreuil, P. et Arsenault, J., « Les avortements chez les petits ruminants ». *Le Médecin Vétérinaire du Québec*, (2003). 33: 6-9.
215. Daignault, A., Bourassa, R. and Moreau, J., « La diarrhée chez l'agneau, un sujet à éviter ». *Symposium ovin, Centre de référence en agriculture et agroalimentaire du Québec*, (2009). 13p.
https://www.agrireseau.net/ovins/documents/Bourassa_Daignault_Moreau_AR.pdf.
216. Millemann, Y., Adjou, K., Maillard, R. and Polack, B., "Neonatal diarrhoea in lambs and kids". *Le point vétérinaire*, (2003). 34 (233): 22-29.
<https://www.researchgate.net/publication/285666847>
217. De Graaf, D.C, Spano, F., Petry, F., Sagodira, S. and Bonnin, A., "Speculation on whether a vaccine against cryptosporidiosis is a reality or a fantasy". *Int. J. Parasitol.*, (1999), 29: 1289-1306.
218. Petit, E., « Réseau d'alerte à la salmonellose bovine en Bourgogne : Bilan de 10 années de fonctionnement ». *Epidémiol et santé anim.*, (2006), 49, 5-18.
219. Bezille, P., « Les entéropathies des bovins sevrés –éléments de diagnostic ». *Bull. GTV*, (1977), 3, (B100), 1-20.

220. Lefèvre, P., Blancou, J., Chermette, R. and Uilenberg, G., « Salmonellosis, In: Infectious and parasitic disease of livestock ».Edt Lavoisier, Paris, (2010), 2080 p.
221. Martel, J.L. et Moulin, G., « Les entérites salmonellique des bovins ».Rec.Méd. Vêt., 159, (1983), 3, 251-256.
222. Pohlp Lintermans, P., Schliker, C., Ghysel, G. et Chasseur Libott. M.L., « Salmonellose des animaux, des viandes et des farines ». (1983). 14.115-124.
223. Santos, R.L., Zhang, S., Tsolis, R.M., Kingsley, R.A., Adams, L.G and Baumler, A.J., “Animal models of *Salmonella* infections: enteritis versus typhoid fever”, *Microbes Infect*, (2001), 3(14-15), 1335-1344.
224. Radostits, O.M., Gay, C.C., Blood, D.C. and Hinchcliff, K.W., “Diseases caused by *Salmonella spp.*, In: Veterinary Medicine, a textbook for the disease of cattle, sheep, pigs, goats and horses”, 9th edition. WB Saunders, London, (2000), 809-826.
225. LE Follezou, Y., « Les salmonellose de la vache laitière dans le Finistère ». Epidémiologie. Thèse de doctorat vétérinaire. Toulouse, (1987), 116p.
226. Blowey, O. and Weaver, D., « Guide pratique de Médecine Bovine ». Editions MED'COM. (2006), 221p.
227. Martel, J.L., « Les salmonelloses chez les ruminants », *Point Vét*, (2001), 221, 30-34.
228. Desjouis, G., Spennick, H. et Martel, J.L., « Diagnostic et traitement des salmonelloses cliniques des bovins », *Bull. GTV*, (1997), 2, 67-72.
229. Pouget. P.H., « Salmonellose mammaire ovine : caractérisation clinique et bactériologique », THESE pour obtenir le grade de Docteur vétérinaire présentée et soutenue publiquement en 2006 devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse, (2006), p.137.
230. Pender, A.B., “Salmonellosis in a herd of beef cows”, *Can. Vet. J.*, (2003), 44(4), 319-320.

231. Meunier, D., Baucheron, S., Cloeckeaert, A., Chaslus-Dancla, E. et Martel, J.L., « Mécanismes de résistance aux antibiotiques des salmonelles suivies à travers le RESSAB », *Bull. GTV*, (2002), 16, 36-40.
232. Arcangioli, M.A., Leroy-setrin, S., Martel, J.L. and Chalus-Dancla, E., “evolution of chlormphenicol resistance, with emergence of cross-resistance to florfenicol, in bovine salmonella Typhimurium strains implicates definitive phage type DT.104”. *J. Med. Microbiol*, (2000), 49, 103-110.
233. Navetat, H, « luidothérapie en gastroentérologie du veau ». *Point Vet*, (1993), 25, 53-60.
234. Losinger, W.C., Garber, L.P. and Smith, M.A., “Management and nutritional factors associated with the detection of *Salmonella* sp. From cattle fecal specimens from feedlot operations in the United States”. *Prev. Vet. Med*, (1997), 31, 231-244.
235. Ravary, B. and Fecteau, G., « Les traitements complémentaires du choc ». *Point Vet.*, (2002), 222, (33), 42-43.
236. Schelcher, F., Corbiere, F., Foucras, G. et Meyer, G., « La réhydratation des bovins adultes ». *Point Vet*, (2003), 240, (34), 24-27.
237. Berchtold, J., « Treatment of calf diarrhea : intravenous fluid therapy ». *Vet Clin Food Anim*, V.2 ,(2009), 73-99.
238. Smith, G.W., « Treatment of Calf Diarrhea: Oral Fluid Therapy ». *Vet Clin Food Anim*, V.25, (2009), 55-72.
239. Naveta, T.H., Rizet, C. et Schelcher, F., « Comment comprendre les bases de réhydratation orale chez le veau », *Bull. GTV*, (2002), 17, 25-31.
240. Mangin, S., « Transfert d'immunité colostrale chez le veau (étude bibliographique) ». These pour doctorat vétérinaire, ENV Alfort, (2002), 88p.
241. Constable, P.D., Schmall, L.M., Muir, W.W. and Hoffsis, G.F., “Respiratory, renal, hematologic and serum biochemical effects of hypertonic saline solution in endotoxemic calves”. *Am. j. vet. res*, (1991), 52, 990-998.

242. Constable, P.D., "Antimicrobial use in the treatment of calf diarrhea". *J. Vet. Intern. Med.*, (2004), 18(1), 8-17.
243. Davies, T.G. et Renton, C.P., « Epidémiologie et lutte contre l'infection à la *Salmonella* Typhimurium chez des vaches atteintes hivernant à l'extérieur ». *VET REC.* (1993), 2 (12) p.8-11.
244. Blanchin, J.Y., Bataille, J.F., Bellet, V., Capdeville, J., Gautier, D., Le Gall, A., Houdoy, D., Sagot, L., Villaret, A. et Challier, J.P., « Le logement du mouton : Elevages allaitants ». France Agricole (Editor), 1ère édition, (2005), 222 p.
245. Martel, J.L., « Forme respiratoire des salmonelloses bovines », *Rec. Méd. Vét.*, (1985), 161, 1153-1156.
246. Martel, J.L., Coudert, M., Desjouis, G., Meunier, D. et Dufour, B., « Prévalence des salmonelloses cliniques digestives bovines en France : bilan de quatre années de surveillance du RESSAB », *Bull. GTV*, (2002), 16, 29-35.
247. Akkina, J.E., Hogue, A.T., Angulo, F.J., Johnson, R., Petersen, K.E., Saini, P.K., Fedorka-Cray, P.J. and Schlosser, W.D., "Epidemiologic aspects, control, and importance of multiple-drug resistant *Salmonella* Typhimurium DT104 in the United States". *J. Am. Vet. Med. Assoc.*, (1999), 214, 790-798.
248. Joly, A., Le provost, P., Nicolas, S., Thibert, B., Labrousse, A. et Le falher, T., « Contamination par les salmonelles : évaluation du plan de protection breton du lait des tanks ». *Bull. GTV*, (2002), 17, 48-54.
249. Gomez, T.M., Motarjemi, Y., Miyagawa, S., Kaferstein, F.K. and Stohr, K., « Foodborne salmonellosis ». *Wld. Hlth. Statist. Quart.*, (1997), 50, 81-89.
250. Garber, L., Smeltzer, M., Fedorka-Cray, P., Ladely, S. and Ferris, K., "Salmonella enterica serotype enteritidis in table egg layer house environments and in mice in U.S. layer houses and associated risk factors". *Avian Dis.*, (2003), 47, 134-142.
251. [Cynthia, M.K., and Kahn Scott Line. "The Merck Veterinary Manual"](#). Tenth Edition, edition Whitehouse station, (2010), 29-45p.

252. Acha, P.N. and Szyfres, B, "Zoonoses and communicable diseases common to man and animals". PAHO scientific and Technical publications, n°. 580, (2001). 384p.
253. Vallet, A. et Marly, J., « Evolution et maîtrise des contaminations des lisiers bovins par les Salmonelles ». Journées Renc. Rech. Ruminants - INRA, institut de l'élevage, (1995).
254. Aveley Ranch, C.B., « Code de pratiques pour le soin et la manipulation des moutons ». (2013). ISBN 978-0-9936189-1-8 (livre électronique) Site web : www.cansheep.ca
255. Maes, P., « Etiologie des diarrhées néonatales et transfert colostral chez le veau : enquête dans la creuse ». Thèse de doctorat vétérinaire Faculté de Médecine de Créteil. (2010), 90p.
256. Vallet, A., "Environnement, logement et pathologie digestive des veaux". Le Point Vétérinaire, (1993), V.25, n°155, 599-610.
257. Le guenic, M., Humbert, F. et Dumortier, J., « Maîtrise du risque d'ingestion de salmonelles par les bovins lors de fertilisation des pâtures par du lisier de porc ». *Bull. GTV*, (2002), 16, 57-60.
258. Morisse, J.P., Cotte, J.P., Argente, G., Daniel, L. « Approche épidémiologique de l'excrétion de salmonelles dans un réseau de 50 exploitations laitières avec et sans antécédents cliniques ». *Ann. Méd. Vét.*, (1992). 136, 403-409.
259. Dylan. D., « Etude de la salmonellose abortive chez les caprins sauvages dans deux parcs zoologiques thèse : doctorat vétérinaire ». La faculté de médecine de Créteil, école nationale vétérinaire d'Alfort, (2015), 92.
260. Buret, Y., « Conduite à tenir hors thérapeutique dans un élevage présentant une expression clinique de salmonellose ». *Bull. des G.T.V.*, (1997), 2, 75-79.
261. Cecile, C.B., « Immunisation contre la S. abortive ovine, Essais de vaccination, ne souche mutante de S. abortus ovis de virulence atténué ». (1986), Thèse n°59.

262. Fanuel, P., Assie, S., Gasnier, R., Six, C., Durnford, N., Amedeo, J., « Métaphylaxie : que savoir pour progresser. In Comptes rendus du Congrès de la Société Française de Buiatrie » (ed.F.Schelcher&F.Schmitt), Paris, (2005), pp. 62–68.
263. Toutain, P.L., « Usages vétérinaires des antibiotiques ». Cours de Thérapeutique ENVT, (2011).
264. INSID. Institut National des sols de l'irrigation et du drainage, (2013).
265. Causapé, A.C., Quílez, J., Sánchez-Acedo, C., Edel Cacho., López-Bernad, F., "Prevalence and analysis of potential risk factors for *Cryptosporidium parvum* infection in lambs in Zaragoza (northeastern Spain)". *Veterinary Parasitology* .Volume 104, Issue 4, 2 (2002), P 287-298.
266. Zemmouri, L., « Séroprévalence de la Salmonellose abortive ovine due à *Salmonella abortus ovis* dans la région de M'sila et Oum Elbouaghi ». En vue de l'obtention du diplôme de Doctorat Es-Sciences. En Sciences Vétérinaires. Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire (Rabie Bouchama), Algérie.
267. Gebretensay, A., Gezahegn, Alemayehub, G., Rekikc, M., Alemub, B., Hailed, A. Rischkowskyd, B, Aklilue, F., Wielandb, B. "Risk factors for reproductive disorders and major infectious causes of abortion in sheep in the highlands of Ethiopia". *Small Ruminant Research*,(2019). 177, 1–9.
- <https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2019.05.019>
268. Kardjadj, M., Kouidria, B., Metrefa, D., Lukac, P.D. and Ben-Mahdi, M.H. "Abortion and various associated risk factors in small ruminants in Algeria". (2015). *PREVET* (article in Press). Valable sur le site: <https://daneshyari.com/article/preview/5793164.pdf>.
269. Dechicha. A.S., Moula, N., Gharbi, I., Baazize-Amami. D., Akloul, K., Guetarni, D., "Abortions in cattle and sheep herds in Algeria, descriptive study and risk factors". *Agricultura*. (2020), No. 1 - 2 (113-114)

270. Ménard, F., « La salmonellose bovine: étude descriptive des épisodes identifiés par une expression clinique digestive sur bovins adultes dans la région pays de la Loire ».Thèse de docteur vétérinaire, Ecole nationale vétérinaire de Nantes. France, (1999), 96 p.
271. Khammassi-Khabou, M., Hammami, S., Cherif, A. and Majok, A.,« Séroprévalence des majeures maladies infectieuses causant l'avortement chez les petits ruminants. Durabilité des systèmes d'élevage des petits ruminants en Tunisie: Une approche de santé animale et marketing. International ». Livestock Research Institute,(2009), 17: 5-24.
272. Doutr,M.P. et Buisson,Y.,« Sérotypes de Salmonella isolés chez l'animal au Sénégal ». Rev. Elev. Méd. Vét, Pays trop., (1984), 37 (2) : 123-128.
273. Refsum, T., Vikoren, T., Handeland, K., Kapperud, G., Holstad, G., "Epidemiologic and pathologic aspects of Salmonella Typhimurium infection in passerine birds in Norway". J. Wildl. Dis,(2003), 39, 64–72.
274. Gledel, J., (b) « Rôle des réservoirs et de l'environnement dans la salmonellose bovine », Epidémiol. Santé anim., (1985), 7, 81-84.
275. Johnston, W. S., Maclachlan, G.K. et Hopkins, G.F.,"The possible involvement of seagulls (Larus spp.) in the transmission of salmonella in dairy cattle".Veterinary Record,(1979), 105, 526–527.
276. Doutr, M.,Chambron,P.et SAGNA,F.,« Note sur la salmonellose à Salmonella typhi-murium des oiseaux de cage au Sénégal ». Rev. Elev. Méd. Vét. Pays trop, (1967), 20, / (121-124).
277. Chambron, J., Doutr,M.P., Sarrat,H. et Martel,J.L.,« Les Salmonelloses au Sénégal Importance des rapaces anthropophiles de la région du Cap vert en tant que réservoir de Salmonelles ». Rev. Elev. Méd. Vét, Pays trop, (1971), 24 (1): Y-18.
278. Steinbach, G., Methner, U., Koch, H. et Meyer,H., "Intercurrent infections as a cause for the development of Salmonella carriers, In: Salmonella and salmonellosis proceedings", Ploufragan, 20-22, (1997), 255-260.

279. Greene, C.E. "Enteric bacterial infections-Salmonellosis In: Greene, C.E., (eds.). Infectious disease of the dog and the cat", Third Edition. Saunders Elseviers, Saint Louis, Chapter 39, (2006). 355-360
280. Carter, M. and Quinn, P. "Salmonella infections in dogs and cats". Medicine. Published (2000). DOI:10.1079/9780851992617.0231 Corpus ID: 7904666
281. Willard, M.D., Marks, S.L. and August, J.R., "Bacterial causes of enteritis and colitis In: Consultations in feline internal medicine" 5th edition. Saunders Elsevier, Saint Louis. (2006), 39-44.
282. Greene, C.E., Calpin, J. and Guptill, L., "Diseases of the small intestine In: Morgan R.V. (eds.). Handbook of small animal practice", fifth edition Saunders Elseviers, (2008), Chapter 33: 363-365
283. Healing, T.D., « Salmonella in rodents: a risk to man "CDR (Lond Engl Rev), (1991), 1, R114 – 116.
284. Billon, J., Rykner, G., Perpezat, A. et Vu, V., « Etude épidémiologique des maladies infectieuses et parasitaires transmissibles par le rat en milieu urbain ». La Presse Méd., (1983), 12, 34, 2079-2080.
285. Yabrir, B., Laoun, A., Chenouf, N. S., Mati, A. « Caractéristiques des élevages ovins de la steppe centrale de l'Algérie en relation avec l'aridité du milieu : Cas de la wilaya de Djelfa ». Livestock Research for rural development, (2015). 27 (10). <http://www.lrrd.org/lrrd27/yabr27207>.
286. Ravary, B., Sattler, N. et Roch, N., « Néonatalogie du veau ». Edition du point Vétérinaire, (2006). 275p.
287. Bendali, F., Sanaa, M., Bichet, H. and Shelcher, F., « Risk factor associated with diarrhoea in newborn calves ». Veterinary Research, V.30, (1999), 509-522.
288. Yilmaz, H., Cripps P.J., Turan N. Ozgur N.Y., Green L.E. Anil, M.H. , Ilgaz, A. and Morgan, K.L., "A postal survey of abortion in Turkish sheep". Small Ruminant Research (2002). 45, 151–158.

289. Livingstone, M., Wheelhouse, N., Maley, S.W. and Longbottom, D., "Molecular detection of *Chlamydia abortus* in post-abortion sheep at oestrus and subsequent lambing". *Veterinary Microbiology*, (2009)135: 134-141.

290. Milne, C.E., Gunn, G.J., Entrican, G. and Longbottom, D.. "Epidemiological modeling of chlamydial abortion in sheep flocks. *Veterinary Microbiology* (2009),135: 128-133.

291. Gebretensay, A., Gezahegn, Alemayehub, G., Rekikc, M., Alemub, B., Hailed, A. Rischkowskyd, B, Aklilue, F. and Wielandb, B., "Risk factors for reproductive disorders and major infectious causes of abortion in sheep in the highlands of Ethiopia". *Small Ruminant Research*, (2019).177, 1–9.

<https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2019.05.019>.

292. Vaessen, M.A., Veling, J., Frankena, K., Graat, E.A. and Klunder, T., "Risk factors for *Salmonella* Dublin infection on dairy farms". *Vet. Q.* (1998), 20, 97–99.

293. Frank, N.A. and Kaneene, J.B., "Management Risk Factors Associated with calf Diarrhea in Michigan Dairy Herds". *J Dairy Sci*, V:76, (1993), 1313-1323.

294. Losinger, W.C., Wells, S.J., Garber, L.P., Hurd, H.S. and Thomas, L.A., "Management factors related to *Salmonella* shedding by dairy heifers". *J. Dairy Sci.* (1995), 78, 2464–2472.

295. Quin, P.J. and Markey, B.K., "Concise review of veterinary microbiology". Blackwell Publishing: Oxford, (2003), 153 p.

296. Chazel, M., Buret, Y., Meunier, D., Madec, J.Y. et Calavas, D., « Le RESSAB - Réseau d'Épidémiologie Surveillance des Salmonelloses Bovine, Résultats 2006 ». Afssa. Laboratoire d'études et de recherches en pathologie bovine et hygiène des viandes, Bulletin épidémiologique, (2007), n° 25, 8p.

297. Ortiz-Pelaez, A. and Pfeiffer, D., "Use of data mining techniques to investigate disease risk classification as a proxy for compromised biosecurity of cattle herds in Wales". *BMC Veterinary Research*.(2008), 4:24.

298. Desprez, C., « La salmonellose du porc ». Thèse Méd.Vét., Alfort, (1992), 130 p.

299. Hendriksen, R.S. "Laboratory Protocols Level 1: Training Course Isolation of Salmonella". A Global Salmonella Surveillance and Laboratory. Support Project of the World Health Organization, 4th Edition, WHO, Geneva.(2003).
300. Kagambèga, A., Lienemann, T., Aulu, L., Traoré, A.S., Barro, N., Siitonen, A.andHaukka, K.,"Prevalence and characterization of Salmonella enterica from the feces of cattle, poultry, swine and hedgehogs in Burkina Faso and their comparison to human Salmonellaisolates". BMC Microbiology,(2013), volume 13, N° 253.
301. Heuchel, V., Marly, J. et Meffe, N.,« Origine, diagnostic et moyens de maîtrise de la contamination du lait de vache par les salmonelles ». Renc.Rech. Ruminants, (2001), 8: 87-90.
302. Harp, J.A., Myers, L.L., Rich, J.E., Gates, N.L. "Role of Salmonella arizonaeand Other Infective Agents in Enteric Disease of Lambs". Am. J. Vet. Res, (1981).42 (4), 596-599.
303. Munoz, M., Alvarez, M., Lanza, I. and Carmenes, P., "Role of enteric pathogens in the aetiology of neonatal diarrhoea in lambs and goat kids in Spain".Epidemiol. Infect.(1996),117: 203-211.doi: 10.1017/S0950268800001321
304. Chatzopoulos, D.C., Sarrou, S., Vasileiou, N.G.C., Ioannidi, K.S., Peteinaki,E., Valiakos, G., Tsokana, C.N., Papadopoulos, E., Spyrou, V., Mavrogianni,V.S., Giannakopoulos, A., Sbiraki, A., Lacasta, D., Bueso, J.P., Athanasiou, L.V.,Billinis, C. and Fthenakis. G.C.,"Dissemination of intestinal pathogens between lambs and puppies in sheep farms".Small Ruminant Research.(2016).141.5-10.<https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2016.06.006>.
305. Tarabees, R., Elsify,A.M.,Hamada,A.M., Mahboub,D. and Elbalal,S.,"Multi-Drug Resistant Aerobic Bacteria Associated with Pneumo-Enteritis in Small Ruminants in Three Egyptian Provinces a field Study". Alexandria Journal of Veterinary Sciences, (2016), 51 (1). 37-47.
306. Cetin, E., Temelli, S. and Eyigor, A.,"Nontyphoid Salmonella Prevalence, Serovar Distribution and Antimicrobial Resistance in Slaughter Sheep". Food Sci Anim Resour. (2020), 40(1): 21–33.

307. Hanlona, K. E., Millera, M. F., Guillena, L. M., Echeverrya, A., Dormedy, E., Cemo, B., Branhamc, L. A., Sandersc, S., Brashearsa, M. M., Presence of Salmonella and Escherichia coli O157 on the hide, and presence of Salmonella, Escherichia coli O157 and Campylobacter in feces from small ruminant (goat and lamb) samples collected in the United States, Bahamas and Mexico. *Meat Science*.(2018), 1351-5.
308. Edmondson, M.A., Roberts, J.F., Baird, A.N., Bychawski, S. and Pugh, D.G., "Therigenology of sheep and goats". In: Pugh, D.G. and Baird, A.N (Eds.), "Sheep and Goat Medicine", (2nd ed), Saunders, Philadelphia, (2002). 150–230.
309. Fthenakis, G.C., Arsenos, G., Brozos, C., Fragkou, I.A., Giadinis, N.D. , Giannenas, I. , Mavrogianni, V.S. , Papadopoulos, E. and Valasi, I., "Health management of ewes during pregnancy". *Animal Reproduction Science*, (2012).130, 198– 212. DOI: 10.1016/j.anireprosci.2012.01.016
310. Borel, N., Caroline, F., Frey, C.F., Gottstein, B., Hilbe, M., Pospischil, A., Franzoso, F.D. and Waldvogel, A., "Laboratory diagnosis of ruminant abortion in Europe". *The Veterinary Journal*, (2014).200,218–229. DOI <https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2014.03.015>.
311. Alvseike, O. and Skjerve, E., "Prevalence of a Salmonella subspecies diarizonae in Norwegian sheep herds". *Prev. Vet. Med.* 52, issues (3-4), (2002) ,277–285.
312. Jensen, A.N., Nielsen, L.R. and Baggesen, D.L., "Use of real-time PCR on faecal samples for detection of sub-clinical Salmonella infection in cattle did not improve the detection sensitivity compared to conventional bacteriology". *Elsevier, Veterinary Microbiology*.(2013). 3.163 (3–4): 373-377. doi: 10.1016/j.vetmic.2012.12.024
313. Schnydrig, P., Overesch, G., Regli, W., Bee, A. and Campos, S.R., "Salmonella enterica subspecies diarizonae serovar 61 : (k):1,5,(7) as cause of caprine abortion". *Small Ruminant Research*. 166. 2018 .78-82.

314. Labbe, J.F. « La salmonellose bovine dans les Côtes d'Armor. Résultats d'une enquête réalisée dans 250 élevages de janvier 1991 à septembre 1993 ». Th.: Med.vet. : Alfort :(1994) ; n° 75. 76 p.
315. Regenscheit,N.S., Overesch,G., Giezendanner,R., Roos,S. and Gurtner,C.,“Salmonella enterica subsp. diarizonae serotype 61:k:1,5,(7) associated with chronic proliferative rhinitis and high nasal colonization rates in a flock of Texel sheep in Switzerland”. Preventive Veterinary Medicine (2017),147, 78-82.
316. Alvseike, O. and Skjerve, E., “Prevalence of a *Salmonella* subspecies diarizonae in Norwegian sheep herds”. Prev. Vet. Med. (2002), 52, issues (3-4) ,277–285.
317. Pritchard, J.A.,“Salmonella arizonae in sheep”. Candian Veterinary Journal. (1990), 31(1): 42.PMCID: PMC1480610. PMID: 17423497
318. Munoz, M., Alvarez, M., Lanza, I. andCarmenes., P. “Role of enteric pathogens in the aetiology of neonatal diarrhoea in lambs and goat kids in Spain”.Epidemiol.Infect,(1996). 117: 203-211. doi: 10.1017/S0950268800001321
319. Hannamb,D.A.R., Wray,C.and Harbourne,J.F.,“Experimental Salmonella arizonae infection of sheep”.142, 5. 1986, Pages 458-466.
320. Hall, M.L. Rowe, M., Arizona B. “26:29:30 in sheep in the United Kingdom”. Vet. Rec., (1980), 107, 581-582.
321. Uzzau, S., “Salmonella infections in sheep”. In: Barrow, P.A. and Methner, U., editors. “Salmonella in domestic animals”.Second Ed. CABI international.(2013) 295–304.
322. Long, J.R. Finley, G.G. Clark, M.H. and Rehmtulla, A.J.,“Ovine Fetal Infection due to Salmonella arizonae”. Can. vet.J. (1978).19: 260-263.
<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC1789459/pdf/canvetj00334-0046.pdf>
323. Figuerasa,L., Ferrera, L. M., González, J. M., Bueso, J. P., Ramos, J. J., Rubirab,I., Buriand, E., Lacastaa, D.,“Prevalence of *Salmonella* enterica subsp. diarizonae serotype 61:k:1:5:(7) in nasal secretions and stool of sheep flocks with

and without cases of chronic proliferative rhinitis". *Veterinary Microbiology*, 247 (2020) 108767.

324. Woldemariam, E., Mollaa, B., Alemayehua, D. and Muckleb, A., "Prevalence and distribution of Salmonella in apparently healthy slaughtered sheep and goats in DebreZeit", *Ethiopia Small Ruminant Research.*, (2005). 58:19-24. doi:10.1016/j.smallrumres.2004.08.008.

325. Yahiaoui, W.I., Afri-Bouzebda, F., Bouzebda, Z. and Dahmani, A., "Sondage sérologique de la fièvre Q chez les ovins par la méthode ELISA et prévalence des avortements dans la région de Ksar El Boukhari (Algérie)", *Tropicultura*, V. 32, n°1, (2013), 22-27.

326. Habrun, B., Listes, E., Spicic, S., Cvetnic, Z., Lukacevic, D., Jemersic, L., Lojkic, M., Kompes, G., "An outbreak of Salmonella Abortusovis abortions in sheep in south Croatia". *J. Vet. Med.* (2006).B 53, 286–290.

327. Belloy, L., Decrausaz, L., Boujon, P., Hächler, H. and Waldvogel, A.S. "Diagnosis by culture and PCR of Salmonella Abortusovis infection under clinical conditions in aborting sheep in Switzerland". *Vet. Microbiol.*, (2009). 138, 373-377.

328. Luque, I., Echeita, A., Leo, J., Herrera-Leo, S., Tarradas, C., González-Sanz, R., Huerta, B. and Astorga, R.J., "Salmonella Indiana as a cause of abortion in ewes: Genetic diversity and resistance patterns". *Veterinary Microbiology*, (2009), 134: 396-399.

329. Anderson, M.L., "Infectious causes of bovine abortion during mid-to-late-gestation". *Theriogenology.*, (2007). 68: 474–48. doi:10.1016/j.theriogenology.2007.04.001

330. Kirkbride, C.A., "Diagnoses in 1,784 ovine abortions and stillbirths". *J Vet Diagn Invest* (1993). 5: 398-402. <https://doi.org/10.1177/104063879300500316>

331. Edmondson, M.A., Roberts, J.F., Baird, A.N., Bychawski, S. and Pugh, D.G., "Theriogenology of sheep and goats". In: Pugh, D.G., Baird, A.N (Eds.), "Sheep and Goat Medicine", (2nd ed), Saunders, Philadelphia, (2002). 150–230.

332. Aytekin, I. et Aypak, S.U., "Levels of selected minerals, nitric oxide and vitamins in aborted Sakis sheep raised under semitropical conditions". *Trop Anim Health Prod* (2011). 43:511–514.
333. El Idrissi, A.H., Manyari, A. and Benkirane, A., « Fréquence des avortements infectieux des ovins au Maroc (régions des Zaer et du Moyen Atlas) ». *Actes Inst. Agron.Veto (Maroc)*.(1995),Vol. 15 (4) : 11-14.
334. El Jai, S., Bouslikhane, M. and El Idrissi, A.H., « Suivi épidémiologique des avortements de petits ruminants dans les zones pastorales du Maroc ». *Actes Inst. Agron.Vet. (Maroc)*.(2003),Vol. 23(2-4): 95-100.
335. Hijazi, A.M. and Salhab, A.S., "Effects of *Artemisia monosperma* ethanolic leaves extract on implantation, mid-term abortion and parturition of pregnant rats". *Journal of Ethnopharmacology*.(2010),128, 446–451.
336. Welch, K.D., Parsons, C., Gardner, D.R., Deboodt, T., Schreder, P., Daniel Cook, D., James A. Pfister, J.A. and Panter, K.E., "Evaluation of the Seasonal and Annual Abortifacient Risk of Western Juniper Trees on Oregon Rangelands".(2015). (37) 4:139—143. doi.org/10.1016/j.rala.2015.05.005
337. Wirz-Dittus, S., Belloy, L., Hüssy, D., Waldvogel, A.S. and Doherr, M.G. "Seroprevalence survey for *Salmonella Abortusovis* infection in Swiss sheep flocks". *Preventive Veterinary Medicine*,(2010). 97: 126–130. doi.org/10.1016/j.prevetmed.2010.08.007
338. Milne, C.E., Gunn, G.J., Entrican, G. and Longbottom, D., "Epidemiological modeling of chlamydial abortion in sheep flocks". *Veterinary Microbiology*.(2009),135: 128-133.
339. Risvanli, A., Bulut, H., Zonturlu, A.G., Demiral, O., Saat, N., Kilic, A. "The Role of Immunologic Factors In abortions observed in Sheep and Goats". *The International Journal of Applied Research in Veterinary Medicine*.(2009),7(3): 91-96.
340. Campero, C.M., Anderson, M.L., Walker, R.L., Blanchard, P.C., Barbano, L., Chiu, P., Martínez, A., Combessies, G., Bardou, J.C. and Cordeviola, J., "Immunohistochemical identification of *Campylobacter fetus* in natural cases of

bovine and ovine abortions”. *Journal of Veterinary Medicine* (2005).(52):138–141.
Doi: 10.1111/j.1439-0450.2005.00834.x.

341. Barkallah, M., Gharbi, Y., Hassena, A.B., Slima, A.B., Mallek, Z., Gautier, M., Greub, G., Gdoura, R. and Fendri, I., “Survey of Infectious Etiologies of Bovine Abortion during Mid- to Late Gestation in Dairy Herds”. *PLoS ONE* (2014).9(3): e91549. Doi: 10.1371/journal.pone.0091549.

342. Ho, T., Htwe, K.K., Yamasaki, N., Zhang, G.Q., Ogawa, M., Yamaguchi, T., Fukushi, H. and Hirai, K., “Isolation of *Coxiella burnetii* from dairy cattle and ticks, and some characteristics of the isolates in Japan”, *Microbiology and Immunology*, V. 39, (1995), 663-671.

343. Atschemdi, K.A., “Impact des variations climatiques sur le prix des moutons sur le marché de gros de Djelfa (Algérie)”, *Cahiers Agricultures*, V. 17, n°1, (2008), 29-37.

344. Chazel, M., Buret, Y., Meunier, D. and Calavas, D., « Les salmonelloses cliniques digestives des bovins en France: l'évolution de l'incidence annuelle et le bilan du RESSAB ». *Bull. GTV*, (2005).30 : 63-69.

345. Wells, S.J., Fedorka-Cray, P.J., Dargatz, D.A., Ferris, K. and Green, A., “Fecal shedding of *Salmonella* spp. by dairy cows on farm and at cull cow markets”. *International Association for Food Protection, Journal of Food Protection*, (2001). 3-11.

346. Msela, A., khela, F.D., Benamrouche, N., Bachir Pacha, M. Yousfi, S. Belkader, C. Akam, A. “Study of *Salmonella* Spp. carriage in fecal of bovine origin in the wilaya of tizi ouzou (Algeria)”. *Agriculture*.(2020). 1-2:113-114.
<http://dx.doi.org/10.15835/agrisp.v113i1-2.13689>

347. Derdour, S.Y., Hafsi, F., Azzag, N., Tennah, S., Laamari, A., China, B. and Ghalmi, F., “Prevalence of the main infectious causes of abortion in dairy cattle in Algeria”. *J Vet Res.*, (2017). 61: 337-343. doi: 10.1515/jvetres-2017-0044. eCollection 2017 Sep.

348. Selles, S.A. et Niar, A., « Prévalence de quelques agents enteropathogènes associés aux diarrhées néonatales du veau âgé de 1 à 30 jours dans la région de

Tiaret ». Département des Sciences Vétérinaires, Faculté des Sciences Agronomiques et Vétérinaires, Université Ibn-Khaldoun de Tiaret, (2008), 140p.

349. Khellaf, D., « Enquête épidémiologique sur les diarrhées néonatales du veau dans certains élevages du centre et de l'est de l'Algérie et essai de prophylaxie ». Thèse de Doctorat d'Etat Es-Sciences INA Alger, (2007), 209p.

350. Akam, A., Khelef, D., Kaidi, R., Othmani, A., Lafri, M., Tali-Maamer, H., Rahal, K., Tahrat, N., Chirila, F., Cozma, V. et Abdul-Hussain, M.S., « Frequences d'isolement de *Cryptosporidium.parvum* ,d'*Escherichia.coli* K99 et de *Salmonella.spp* chez les veaux diarrhéiques et non diarrhéiques dans six fermes laitières de la Mitidja d'Algérie (Résultats préliminaires) ». *Scientia Parasitologica*, Vol.1, (2004), 13-21pp.

351. Lounis, M., « Epidémiologie des diarrhées néonatales d'origine bactérienne des veaux dans la wilaya de Blida ».Thèse de doctorat en sciences vétérinaires .Obtion Epidémiologie appliqué à la santé animal .Université SAAD DAHLEB de Blida. Algérie, (2010), 100p.

352. Merdja, S., « Recherche des colibacilles et des salmonelles dans les diarrhées néonatales des veaux - wilaya de Constantine » Centre Universitaire d'El Tarf. Algérie, (2005).

353. Nasr, M., Bakeer, N.M., Hammouda, H.A. and Omar, A.A., "Epidemiological, Clinical and Bacteriological Studies on Bacterial Lamb Enteritis at Behera Province", *Egypt, AJVS*.(2014),43(1): 8-16. doi: 10.5455/ajvs.163829

354. Mutton, J.L., *Microbiologie alimentaire*. Tom 1, aspect microbiologique de la sécurité et de la qualité des aliments. Edt. Apria. (1996), 654.

355. Fravallo P., Hascoet Y., Le Fellic M., Queguiner S., Petton J., Salvat G., Convenient method for rapid and quantitative assessment of *Salmonella enterica* contamination: The mini-MSRV MPN technique. *J. Rapid Meth. Automat. Microbiol.* 2003, 11 pp. 81–88

356. Bopp, C.A., Brenner, F.W., Fields, P.I., Wells, J.G., and N.A. Strockbine. *Escherichia, Shigella, and Salmonella*. In: Murray, P. R., E. J. Baron, J.H. Jorgensen, M. A. Pfaller, and R. H. Tenover (ed.). *Manual of clinical microbiology*, 8th ed. American Society for Microbiology, Washington, D.C. 2003.

357. Corry, J. E.L., Curtis, G.D.W., Baird, R. M., "Hektoen Enteric Agar (HE Agar). Part of volume :Handbook of Culture Media for Food Microbiology". In *Progress in Industrial Microbiology*", Volume 37, 2003, 481- 483

[https://doi.org/10.1016/S0079-6352\(03\)80056-5](https://doi.org/10.1016/S0079-6352(03)80056-5)

358. Corry, J. E.L., Curtis, G.D.W., Baird, R. M., "Xylose lysine deoxycholate (XLD) agar. Part of volume: Handbook of Culture Media for Food Microbiology. In *Progress in Industrial Microbiology*, Volume 37, 2003, 632- 634.

359. Decoster, A et Lahieu. J.C., 2006. Cours de Bactériologie : Les entérobactéries. Disponible sur: [http : //anne.decoster.free.fr/bgn/enterob.html](http://anne.decoster.free.fr/bgn/enterob.html). 2006. Consulté le 15 Mars 2016

360. JOFFIN, J.N., FRAPERIE, P., 'la galerie Api 20^e, composition, l'utilisation et lecture'.2009

<http://www.techmicrobio.eu/documentation/API/Galerie%20API20E%20utilisation.pdf>

APPENDICE A

Formule des serovars de *Salmonella* les plus fréquents

Tableau: extrait du schéma de KAUFFMANN-WHITE représentant environ 95% des souches de salmonelles isolées [354]

Groupe O : 4(B)			
	O	H	
		Phase 1	Phase 2
<i>Typhimurium</i>	<u>1</u> , 4, [5] , 12	i	1, 2
<i>Saitpaul</i>	<u>1</u> , 4, 12, <u>27</u>	e, h	1, 2
<i>Heidelberg</i>	<u>1</u> , 4, [5] , 12	r	1, 2
<i>Brandenburg</i>	<u>1</u> , 4, 12	l, v	E, n, z ₁₅
<i>Bredeney</i>	<u>1</u> , 4, 12, <u>27</u>	l, v	1, 7
<i>Agona</i>	<u>1</u> , 4, 12	f, g, s	-
<i>Derby</i>	<u>1</u> , 4, [5] , 12	f, g	-
<i>Paratyphi B</i>	<u>1</u> , 4, [5] , 12	b	1, 2
<i>Schwarzengrund</i>	<u>1</u> , 4, 12, <u>27</u>	d	1, 7
<i>Wein</i>	<u>1</u> , 4, 12, <u>27</u>	b	1, w
<i>Coeln</i>	4, [5] , 12	y	1, 2
<i>Duisburg</i>	<u>1</u> , 4, 12, <u>27</u>	d	E, n, z ₁₅
<i>Abortusovis</i>	4, 12	c	1, 6
<i>Stanley</i>	<u>1</u> , 4, [5] 12, <u>27</u>	d	1, 2
<i>Reading</i>	<u>1</u> , 4, [5] , 12	e, h	1, 5
<i>Sandiego</i>	4, [5] , 12	e, h	E, n, z ₁₅
Groupe O : 9(D)			
	O	H	
		Phase 1	Phase 2
<i>Panama</i>	<u>1</u> , 9, 12	l, v	1, 5
<i>Dublin</i>	<u>1</u> , 9, 12[Vi]	g, p	-
<i>Enteritidis</i>	<u>1</u> , 9, 12	g, m	-
<i>Typhi</i>	9, 12[Vi]	d	-
<i>Gallinarum*</i>	<u>1</u> , 9, 12	-	-
Groupe O : 6,7-6,8-8(C₁-C₂-C₃)			
	O	H	
		Phase 1	Phase 2
<i>Infantis</i>	6 , 7	r	1, 5
<i>Bovismorbificans</i>	6, 8	r	1, 5
<i>Hadar</i>	6 , 8	Z ₁₀	e, n, x
<i>Newport</i>	6 , 8	e, h	1, 2
<i>Virchow</i>	6, 7	r	1, 2
<i>Thompson</i>	6, 7	k	1, 5
<i>Montevideo</i>	6, 7	g, m, s	-
<i>Manhattan</i>	6, 8	d	1, 5
<i>Goldcoast</i>	6, 8	r	1, w

<i>Braenderup</i>	6,7	e, h	E, n, Z ₁₅
<i>Livingstone</i>	6, 7, <u>14</u>	d	1, w
<i>Mbandaka</i>	6,7	Z ₁₀	E, n, Z ₁₅
<i>Kottbus</i>	6,8	e, h	1,5
<i>Ohio</i>	6, 7, <u>14</u>	b	1, w
<i>Muenchen</i>	6,8	d	1,2
<i>Blochley</i>	6,8	k	1,5
<i>Tennessee</i>	6, 7, <u>14</u>	Z ₂₉	-
<i>Isangi</i>	6,7	d	1,5
<i>Litchfield</i>	6,8	l, v	1,2
<i>Rissen</i>	6, 7, <u>14</u>	f, g	-
<i>Kentuchy</i>	8,20	i	Z ₆
<i>emek</i>	8,20	g, m, s	-
<i>paratyphi c</i>	6,7	c	1,5
Groupe O : 3,10-3,15-1, 3,19(E₁E₂E₄)			
	O	H	
		Phase 1	Phase 2
<i>Senftenberg</i>	1, 3,19	g, s, t	-
<i>London</i>	3,10	1, v	1,6
<i>Anatum</i>	3,10	e, h	1,6
<i>Give</i>	3,10, [15]	1, v	1,7
<i>Muenster</i>	3,10	e, h	1,5
<i>Meleagridis</i>	3,10	e, h	1, w
<i>Uganda</i>	3,10	1, z ₁₃	1,5
<i>lexington</i>	3,10	Z ₁₀	1,5
Groupe O : 13,22-13,23(G₁-G₂)			
<i>Kedougou</i>	<u>1</u> , 13,23	i	1, w
<i>Worthington</i>	<u>1</u> , 13,23	z	1, w
<i>Ibadan</i>	13,22	b	1,5
<i>havana</i>	<u>1</u> , 13,23	f, g, s	-
Groupe O : 18(K)			
<i>S.IIIa*(arizonae)</i>	18	Z ₄ , Z ₃₂	-
Groupe O : 1,2(A)			
<i>Paratyphi A**</i>	<u>1</u> , 2,12	a	-
<p>Facteurs O soulignés (ex : <u>1</u>, 4,12) présence liée à la conversion bactériophagique Facteurs entres crochets (ex 9,12, [Vi]) facteur à déterminisme chromosomique qui est présent ou absent sans que le diagnostic de sérotype soit changé Dans chaque groupe O, les sérotypes sont rangés par ordre de fréquence Fréquence des groupes : B...51.8%, C...20.3%, D...19.1%, E...6.2%, G ...1.2%, A ...0.24% *rencontrés essentiellement chez les volailles **la très grande majorité des cas est importée d'Afrique ou d'Asie</p>			

APPENDICE B

Caractères biochimiques différentiels entre espèces et sous espèces de salmonelles

Tableau : Identification biochimique des deux espèces (*enterica* et *bongori*), des six sous-espèces de *Salmonella enterica* et leurs relations avec les sous genres de KAUFFMANN-WHITE [129].

Espèce	<i>Salmonella enterica</i>						<i>S. bongori</i>
	<i>enterica</i>	<i>salamae</i>	<i>arizonae</i>	<i>diarizonae</i>	<i>houtenae</i>	<i>indica</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	V I	V
Dulcitol (fermentation)	+	+	-	-	-	d	+
ONPG (2h)	-	-	+	+	-	d	+
Malonate	-	+	+	+	-	-	-
Gélatinase	-	+	+	+	+	+	-
Sorbitol	+	+	+	+	+	-	+
Cultures avec KCN	-	-	-	-	+	-	+
L(+)-tétrate ou d-tartrate	+	-	-	-	-	-	-
Galacturonate	-	+	-	+	+	+	+
Yglutamyltransférase	+	+	-	+	+	+	+
β-glucosidase	d	d	-	+	-	d	+
Mucate	+	+	+	-	-	+	-
Salicine	-	-	-	-	+	-	-
Lactose	-	-	-	+	-	d	-
Lyse par le phage O : 1	+	+	-	+	-	+	d
Habitat de la majorité des souches	Animaux à sang chaud	Animaux à sang froid et environnement					

(+) = 90% ou plus de réaction positives.

(-) = 90% ou plus de réactions négatives.

d = réaction variable selon les sérotypes.

(*) = Typhimurium d, Dublin –

APPENDICE : C

Milieux d'enrichissement et d'isolement utilisés pour diagnostic direct des salmonelles

Tableau 1: Milieux d'enrichissement sélectifs [184 ; 183 ; 355].

Milieu d'enrichissement	Principe du milieu	Utilisation
Bouillon au Tétrathionate novobiocine MILLER-KAUFFMANN (MKTTn)	Multiplication des salmonelles favorisée. Nombreux coliformes inhibés. GRAM positifs inhibés. Aucune inhibition des <i>Klebsiella</i> , <i>Proteus</i> , <i>Pseudomonas</i> , <i>E. coli</i> lactose négatif.	37°C pendant 24 à 48 heures. Une température d'incubation de 43°C peut être intéressante dans le cas de produits très contaminés. (à 43°C les proteus, klebsielles sont détruites mais pas les E. coli)
Bouillon au Sélénite (LEIFSON) En utilise le plus souvent le bouillon au sélénite de sodium en bactériologie médicale	Le sélénium semble réagir avec les groupements soufrés de certains composés cellulaires. Les <i>Proteus</i> et <i>Pseudomonas</i> semblent résistants à cet effet. La croissance des <i>Proteus</i> et d' <i>E. coli</i> n'est pas retardé indéfiniment sur les milieux au sélénite	37°C pendant 12 à 24 heures.
Bouillon Rappaport-Vassiliadis (bouillon au vert malachite et chlorure de magnésium)	La multiplication sélective des souches de salmonelles est basée sur : - Forte pression osmotique - pH bas - présence d'inhibiteur : vert malachite - peu d'apport nutritif	42°C pendant 24 à 48 heures.
Milieu semi solide de Rappaport-Vassiliadis	Très sélectif grâce au chlorure de magnésium et au vert malachite et par addition de novobiocine.	42°C pendant au maximum 24 heures
Rappaport Vassiliadis modifié semi-solide (MSRV)	Composé de Chlorure de magnésium hexahydraté (MgCl ₂ ·6H ₂ O) Après incubation les salmonelles sont capables de migrer dans le milieu semi solide plus rapidement que les germes de compétition	Incubation à 42°C pendant 20 à 24 heures sans retourner les boîtes

Tableau 2 : Milieux d'isolement sélectifs [184 ; 356].

Milieux d'isolements sélectifs solides	Utilisation	Aspect des colonies de <i>Salmonella Spp</i>	Remarques
Milieu Salmonella-Shigella (S. S.)	37°C de 18 à 24 heures	Colonies beiges à centre noir pour les souches H2S+	<i>Proteus</i> et de <i>Citrobacter</i> ont un aspect macroscopique identique
Milieu de Rambach	37°C de 18 à 24 heures	Colonies rouges fushia (certaines souches de <i>Salmonella Spp</i> peuvent apparaître incolores)	<i>Citrobacter freundii</i> ont des colonies de couleur fuschia.
Milieu SM ID	37°C de 18 à 24 heures	-Colonies roses. -Autres colonies peuvent apparaître incolores, bleu violacé.	Certaines souches d' <i>E. coli</i> bêta galactosidase du genre <i>Morganella</i> ou <i>Shigella</i> peuvent être de couleur rose.
Milieu XLT4	37°C de 18 à 24 heures	-Colonies jaunes rosées à rouges avec un centre noir (sans centre noir pour les <i>Salmonella</i> H2S-).	Milieu très sélectif vis-à-vis des souches de <i>Salmonella.spp</i> Certaines souches de <i>Citrobacter</i> peuvent avoir le même aspect.
Hectoen (HK)	37°C de 18 à 24 heures	-Colonies translucides, vert transparente ou bleu verdâtre avec ou sans centre noir	<i>Shigella</i> présente le même aspect.
Xylose-Lysine- Désoxycholate (XLD)	37°C de 18 à 24 heures	-Couleur rouge, à centre noir <i>Salmonella</i> positives au H2S) -Rouge (<i>Salmonella</i> négative au H2S)	<i>Shigella</i> Aspect rouge

APPENDICE D

Estimation du pourcentage de la déshydratation

Tableau : Estimation du pourcentage de la déshydratation chez les ruminants[171].

Pourcentage de déshydratation (en %PV)	Symptômes
Déshydratation légère 1 à 5%	<ul style="list-style-type: none">-œil normal- muqueuses humides et chaudes- diminution de la diurèse- réflexe de succion normale- pli de peau persistant (1 à 4 secondes)
Déshydratation modérée 6 à 8%	<ul style="list-style-type: none">- enophtalmie (œil légèrement enfoncé)- pli de peau persistant (5 à 10 secondes)- appétit conservé, muqueuse collante- diminution importante de la diurèse- réflexe de succion diminuée
Déshydratation sévère 9 à 10%	<ul style="list-style-type: none">- enophtalmie marquée (distance œil orbite < 0.5cm)- pli de peau persistant (11 à 15 secondes)- anorexie, décubitusmuqueuses sèches et collantes- diminution importante de la diurèse- réflexe de succion absent
Déshydratation très sévère 10 à 12%	<ul style="list-style-type: none">-enophtalmie marquée(distance œil orbite > 0.5cm)- sécheresse de la cornée- pli de peau persistant (16 à 45 secondes)- décubitus permanent, anorexie, extrémités des membres glacés- muqueuses sèches, froides, cyanosées- réflexe de succion absent
Déshydratation fatale 12 à 15%	<ul style="list-style-type: none">- coma- mort

Appendice E

Questionnaire auprès des éleveurs

Date :.....

Wilaya :.....Région :Eleveur :.....

Numéro de tel :

A-Pathologie et symptômes rencontrés dans l'élevage

Qu'el sont les type de pathologie rencontre dans votre élevage ?

Diarrhée

Avortement

Fréquence des avortements :

Fréquente

rare

nombre :

Mortalité des agneaux a une semaine d'âge

B-Conditions générales de l'élevage

a)-Effectif ovin :

b)- Mode d'élevage :

Sédentaire

Semi sédentaire

Transhumance

c)- Présence d'autre espèce en contact des ovins :

Bovins caprins équidés chiens

Oiseaux sauvages volailles rongeurs

C-Hygiène du logement

a) Est-ce que la dératisation est appliquée ? Oui non

b) La bergerie est-elle nettoyée ? Oui non

c) La bergerie est-elle désinfectée après nettoyage:
Non Oui

D-Précaution sanitaire

a)-Est-ce que les produits des avortements (avorton- placenta-agneau mort) sont :

Détruit comment : donner au chien

b)-Isolement des brebis avortées appliqué ? Oui Non

c)-Isolement des sujets malades respecté ? Oui Non

d)-Quels sont les soins donnés aux nouveaux agneaux ?

- Désinfection du cordon ombilical
- Isolement des nouvelles parturientes avec leurs petits dans un enclos séparé
- Paillage des enclos des parturientes avec leurs petits
- Ne donne aucun soin aux agneaux

Autre :

e)- Est-ce que les animaux sont déparasités: Oui non

Seulement les male seulement les femelles tous le cheptel

f)- Les animaux nouvellement acquis sont mis en quarantaine avant d'être mélanger au reste du troupeau ?

Oui non

g)- Est ce que des analyses sont faite systématiquement lors d'un avortement ?

Oui non lesquels :

Appendice F

Résultats du traitement des données du questionnaire

Tableau 1: Résultats du questionnaire auprès des éleveurs

Facteurs		n	%
Conditions générales de l'élevage			
1) Taille du troupeau (Têtes)			
	30 à 50	6	21,42
	51 à 150	10	35,71
	151 à 200	12	42,85
2) Mode d'élevage			
	Sédentaire	3	10,71
	Semi sédentaire	18	64,28
	Transhumance	7	25
3) Présence de bovins			
	Non	26	92,85
	Oui	2	7,14
4) Présence de caprins			
	Non	13	46,42
	Oui	15	53,57
5) Présence d'équidés			
	Non	26	92,85
	Oui	2	7,14
6) Présence de chiens			
	Non	9	32,14
	Oui	19	67,85
7) Oiseaux sauvages et volailles			
	Non	13	46,42
	Oui	15	53,57
8) Présence de rongeurs			
	Non	2	7,14
	Oui	26	92,85
Hygiène du logement et hygiène général			
9) Dératisation			
	Non	00	00
	Oui	28	100
10) Nettoyage des locaux			
	Non	10	35,71
	Oui	18	64,28
11) Désinfection des locaux			
	Non	27	96,42
	Oui	1	3,57
Précautions sanitaires			
12) Destruction de l'avorton et du placenta			
	Non	15	53,57
	Oui	13	46,42
13) Donner l'avorton et le placenta aux chiens			
	Non	13	46,42
	Oui	15	53,57
14) Isolement des ovins malades et des brebis avortées			
	Non	28	100
	Oui	00	00
15) Soins donnés aux agneaux			
15) a : RNMB			
	Non	11	39,28
	Oui	17	60,71
15) b : DCO			
	Non	28	100
	Oui	00	00
15) c : NDASA			
	Non	24	85,71
	Oui	04	14,28
15) d : AAPAF			
	Non	23	82,14
	Oui	05	17,85
15) e : INPPES			
	Non	26	92,85
	Oui	02	7,14
15) f : PE			
	Non	28	00
	Oui	00	00
16) Déparasitage.			
	Non	00	00
	Oui	28	100
17) Analyse systématique lors d'un avortement			
	Non	28	100
	Oui	00	00
18) Mise en quarantaine des animaux nouvellement acquis			
	Non	28	100
	Oui	00	00

n : nombre ; **RNMB** : Ramener le Nouveau-né et sa Mère à la Bergerie ; **DCO**: Désinfection du Cordon Ombilical ; **NDASA** : Ne Donne Aucun Soins aux Agneaux ; **AAPAF**: Allaiter Agneau Par une autre Femelle ; **INPPES** : Isolement des nouvelles parturientes avec leurs petits dans un enclos séparé ; **PE** : Paillage des enclos des parturientes avec leurs petits

APPENDICE G

Fiche de renseignements

Date du prélèvement :

Numéro du Prélèvement:

Région:

Nom de l'éleveur:

- Animal prélevé:

Brebis

Agneau

Âge:

- Motif du prélèvement :

a- Avortement: à quel mois: en série : Oui Non

b- Avortement + Diarrhée :

c-Diarrhée :

d- Autres signes cliniques :

- Types de prélèvements :

a- Ecouvillon vaginal :

b- Matière fécale :

c- Ecouvillon vaginal + Matière fécale

d- Avorton : Cerveau + Contenu stomacal

e- Matière fécale + Avorton (Cerveau ; Contenu stomacal)

f- Ecouvillon rectal :

APPENDICE H

Matériel de laboratoire

a)- Matériel de prélèvements

- Boites de prélèvements stériles.
- Ecouvillons stériles.
- Tube stériles remplie de BPW.
- Gants en latex.
- Désinfectant.
- Eponge pour nettoyer.
- Glacière isotherme.
- Blouse et boots.

b)- Equipement de laboratoire

Etuve, réfrigérateur, microscope optique, bec bunsen, portoirs, lames bistouri stériles, pince métallique, lames porte objet, bain marie, anse de platine, boites de Pétri, micropipette de 1 ml et verrerie stérile (tubes 30 ml, flacons de 250 ml, pipettes pasteur, pipettes graduées de 10 ml).

c)- Milieux de culture et réactifs

- Milieux de culture

Gélose Hektoen, gélose MSR/V, gélosé MKTTn, gélose XLD, gélose nutritive, eau distillée, eau péptonnée tamponnée (BPW).

- Réactifs pour mini galerie biochimiques d'orientation

Gélose TSI/ KIA, milieu urée – indole, milieu LDC, milieu ODC, milieu ADH, L'huile à émulsion, réactif de Kovacs, réactif VPI et VPII, réactif TDA, réactif nitrate réductase I et II, disques d'ONPG .

- Galleries Api 20^e : (Bio Mérieux, Réf. 20 160)

d)-Logiciel d'identification : Apiweb TM.

APPENDICE I
Technique de prélèvements



Prélèvement de matière fécale diarrhéique après excitation du rectum
chez la brebis

(Photo personnelle)



Prélèvement d'écouvillon vaginal chez la brebis
(Photo personnelle)



Prélèvement d'écouvillon rectal chez l'agneau
(Photo personnelle)

APENDICE J

Photos d'avortons



Avorton a quatre mois de gestation



Avortons à cinq mois de gestation

APENDICE K

Caractérisation des colonies des entérobactéries sur géloses HK et XLD

Tableau (1): Couleur des colonies sur la gélose HK [357 ; 130].

Couleur des colonies	Tests (sucre et H ₂ S)	Espèces bactériennes
Jaune à jaune saumon	Au moins un sucre fermenté	<i>Escherichia.spp, Citrobacterspp; Klebsiellaspp, Enterobacterspp</i>
Jaune à jaune saumon centre noir	Au moins un sucre fermenté, H ₂ S+	<i>Proteusvulgaris</i>
Vert a bleu verdâtre centre noir	Sucre-H ₂ S+	<i>Proteus mirabilis</i> Salmonella. Spp
Vert centre noir		S.TyphimuriumATCC 14028
Vert à bleu verdâtre	Sucre- H ₂ S-	<i>MorganellamorganiiProvidencia.spp</i> Salmonella. Spp (H₂S-) <i>Shigella. Spp</i>

Tableau (2): Couleur des colonies sur la gélose XLD [358 ; 130].

Microorganismes	XLD Agar
<i>E. coli, Citrobacter</i>	Grande taille, planes, de couleur jaune. Inhibition possible de certaines souches.
<i>Enterobacter/Klebsiella</i>	Couleurjaune / Couleur jaune et mucoid
<i>Proteus</i>	Rouges à jaunes/ La plupart des souches présentent un centre noir
Salmonella. Spp positives au H₂S, <i>Edwardsiella</i>	Noires ou rouges avec centres noirs
Salmonella. Spp négatives au H₂S, <i>Providencia, Shigella</i>	Couleur rouge
<i>Enterococcus</i>	Inhibée
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Couleur rouge "Shigella-like"
<i>Aeromonashydrophila, Stenotrophomonasmaltophilia</i>	Jaunes ou roses
Bactéries à Gram positif	Inhibition partielle à complète

APPENDICE L

Principaux caractères biochimiques différentiels des entérobactéries

Tableau : Famille des entérobactéries, principaux caractères biochimiques différentiels des genres et espèces bactériennes rencontrés fréquemment en pathologie humaine et animale [359].

	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K	L	M	N	O	P
Mobilité	+	+	+	+	-	-	+	+e	+	+	+	+	+	+	+e	+e
Lactose	-	+/(+)	-	+/(+)	-	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
ONPG	-	+	+	+	d	+	+	+	+	-	-	-	-	-	+	+
H ₂ S	+	+	-	-	-	-	-	-	-	+	+	-	-	-	-	-
LCD	+	-	-	d	-	+	-	+	+	-	-	-	-	-	-	-
ODC	+	-	+	d	d	-	+	+	+	-	+	+	-	-	+	-
ADH	-	d	d	d	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
uréase	-	-	-	-	-	+w	-	-	-	+	+	+	+	-	+	+
TDA	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	+	+	+	+	-	-
PDA	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
indole	-	-	+	+	d	-	-	-	-	+	-	+	+	+	d	-
Citrate decimmons	+	+	+	-	-	+	+	d*	+	d	d	-	+	+	-	-
Mal	-	-	d	-	-	+	+	d	-	-	-	-	-	-	-	-
VP	-	-	-	-	-	+	+	+e	+	-	d	-	-	-	d*	-
TTR	+	+	d	-	-	-	-	d	d	+	+	+	+	+	d	-
Gl	-	-	-	-	-	-	-	-	+	+	+	-	-	-	-	-
G/gl	+	+	+	+	-	+	+	+	-	+	+	+	d	d	-	-
mannitol	+	+	+	+	d	+	+	+	+	-	-	-	+	d	+	+
rhamnose	+	+	+	d	d	+	+	+	-	-	-	-	d	-	-	+
Sac	-	d	d	d	-	+	+	-	+	+	d	d	-	d	+	-
arabinose	+	+	+	+	d	+	+	+	-	-	-	-	-	-	+	d
inositol	d	-	-	-	-	+	d	-	d	-	-	-	+	d	-	-
adonitol	-	-	d	-	-	+	d	-	d	-	-	-	+	d	-	-
galac	-	+	+	+	d	+	+	+	+	-	-	-	-	-	+	d

Légende :

A: *Salmonella.Spp* sous-espèce I exception importantes pour *S. Typhi* A et *S. Paratyphi* A

S. Typhi A (LDC+, ODC-, citrate -, gaz-, H₂S traces) ; *S. Paratyphi* A (LDC+, ODC-, citrate -, gaz-, H₂S traces). **B:** *Citrobacterfreundii*, **C :** *Levinea*, **D:** *Escherichia coli*, **E:** *Shigella*, **F:** *Klebsiella pneumonia* **G:** *Enterobacter cloacae*, **H:** *Hafniaalvei*, **I:** *Serratia marcescens*, **J:** *Proteus vulgaris* **K :** *Proteus mirabilis*, **L :** *Proteus morgani*, **M :** *Proteus rettgeri*,

N : *Providencia*, **O :** *Yersinia enterocolitica*, **P :** *Yersinia pseudotuberculosis*

(+e) : positif à 22° C, **(d*)** : négatif à 37°C, **(d)** : Réaction variable selon les sérotype, **(+w)** : positif lent (uréase + en 18-24h), **(+)** : positif en 3 à 7 jours, **(/)**:Ou, **gl**: gelatinase, **G/gl** : gaz/glucose, **Sac** : saccharose, **Galac** :galacturonate (2-ceto-gluconate), **Mal**:malmonate ; **+** : Positif en 1 à 2 jours, **(-)** : Négatif.

APPENDICE M

Étapes de l'inoculation de la galerie Api 20e

Cette galerie a été utilisée pour confirmer l'identification des souches identifiées comme étant des salmonelles par mini galerie. Elle comprend les étapes suivantes :

➤ Préparation de la galerie :

Remplir les alvéoles de la boîte d'incubation Api 20e avec de l'eau distillée pour créer une atmosphère humide.

➤ Préparation de l'inoculum et inoculation de la galerie :

Réaliser une suspension bactérienne de la souche à identifier avec de l'eau physiologique et procéder ensuite à l'ensemencement de la galerie (Api 20e)

➤ Incubation :

Placer la galerie dans sa boîte d'incubation et incuber à 37 °C pendant 18h.

➤ Ajout des réactifs TDA et Kovacs :

Après incubation, ajouter les réactifs correspondants au TDA et Kovacs

➤ Lecture :

Lecture macroscopique des réactions de la galerie : se fait en appliquant les données du tableau de lecture de la galerie Api 20e (Appendice N)

Lecture numérique : à l'aide du logiciel d'identification api web TM

APPENDICE N

Lecture macroscopique des réactions biochimiques de la galerie Api 20^e

Tableau de lecture de la galerie Api 20e [360].

Test	Résultat	
	Négatif	Positif
ONPG	Incolore	Jaune
ADH	Jaune	Rouge/orangé
LDC	Jaune	Rouge/orangé
ODC	Jaune	Rouge/orangé
CIT : utilisation des citrates	Vert pale/jaune	Bleu-vert/bleu
H2S : production de H2S	Incolore/grisâtre	Deport noir/fin liseré
URE : uréase	Jaune	Rouge/orange
TDA	Jaune	Marron rougeâtre
indole : production d'indole	Incolore vert pal/jaune	Rose
VP : production d'acétoïne	incolore	Rose/rouge
GEL : gélatinase	Pas de diffusion	Diffusion de pigment noir
GLU : fermentation, oxydation de glucose	Bleu / bleu-vert	Jaune / jaune gris
MAN : fermentation /oxydation du mannitol	Bleu / bleu -vert	Jaune
INO : fermentation / oxydation d'inositol	Bleu / bleu -vert	Jaune
SOR : fermentation /oxydation de sorbitol	Bleu / bleu -vert	Jaune
RHA : fermentation /oxydation de rhamnose	Bleu / bleu -vert	Jaune
SAC : fermentation /oxydation sacharose	Bleu / bleu -vert	Jaune
MEL : fermentation /oxydation de melibiose	Bleu / bleu -vert	Jaune
AMY : fermentation /oxydation d'amygdaline	Bleu / bleu -vert	Jaune