

**UNIVERSITE DE BLIDA -1-**

**Institut des sciences vétérinaire**

## **MEMOIRE DE MAGISTER**

Spécialité : Sciences vétérinaires

Option : Microbiologie médicale vétérinaire

### **EPIDEMIOLOGIE DE LA SALMONELLOSE BOVINE DANS LA WILAYA DE BLIDA**

Par  
**M<sup>elle</sup> MBENEAUCHE ADELA**

*Devant le jury composé de :*

Mr BENBER. A	Professeur, Blida-1-	Président
Mr BOUYOUCEF. B	Professeur, Blida-1-	Examineur
Mr FERROUK. M	Maître de conférences B, Blida-1-	Examineur
Mr HAKEM. P	Maitre de conférence A, C.U.Djelfa	Examineur
Mr BACHIR Pacha. M	Professeur, USDB	Rapporteur

Blida, Mars 2014

## RESUME

Une l'enquête a été réalisée dans 90 élevages de bovin de la wilaya de Blida, portant sur les différents facteurs de risque favorisant l'apparition de la salmonellose bovine. Nous a permis de mètre en évidence que la majorité des élevages de la région souffre d'un manque de précaution sanitaire, d'hygiène de logement, d'hygiène d'abreuvement et d'hygiène d'alimentation.

Une étude bactériologique de la salmonellose bovine clinique a été réalisée à partir de 85 prélèvements, n'a révélé aucune culture positive pour les salmonelles, soit (0%) alors que celle de 75 prélèvements parmi les 85 effectués, a révélé la présence d'autres entérobactéries, soit un taux de 88,23%. L'identification biochimique de 73 souches isolées a permis la caractérisation de souches responsables d'avortements a partir de fragments placentaires : *Escherichia coli* (100%), *Klebsiella spp* (66.66%) et *Proteus spp* (33.33%); de souches responsables de diarrhées a partir de la matière fécale : *Klebsiella spp* (68.18%), *Shigella spp* (13.63%), *E .coli* (50%), *Proteus spp* (27.27%) et *Proteus mirabilis* (13.63%) et de souches responsables de pneumonies a partir d'écouvillons nasaux : *Klebsiella spp* (64.70%), *Klebsiella ornitolytica* (11.76%), *Enterbacter spp* (29.41%), *Escherichia coli* (23.52%), *Proteus mirabilis* (17.64%) *Proteus spp* (17.64%) et *P.ovidencia spp* (5.88%).

Une étude bactériologique de la salmonellose bovine asymptomatique a été réalisée a partir de 114 prélèvements de viscères issues de vaches fraîchement abattues nous a permis d'isoler d'autres souches autres que les souches de salmonelles avec des taux de 50% pour *Escherichia coli*, 36.83% pour *Proteus spp*, 57.01% pour *Edwardsiella spp*, 14.91% pour *Shigella spp* et 80.70% pour *Klebsiella spp*.

**Mots clés :** *Salmonella. spp*, Salmonellose bovine, portage actif, portage asymptomatique, facteurs de risque.

## ABSTRACT

An investigation was conducted in 90 cattle herd in the Wilaya of Blida, bearing into the various risk factors supporting the appearance of bovine salmonellosis. We found that the majority of farms in the area suffer from poor cleanness condition (housing, feeding and watering) coupled with an insufficiency of sanitary precautions.

A bacteriological study of bovine clinical salmonellosis carried from 85 samples, showed no positive culture for *Salmonella* (0%), whereas 73 samples among the 85 performed, revealed the presence of others enterobacteria (88.23%). Biochemical identification of 73 strains allowed the characterization of strains responsible of abortions from placental fragments: *Escherichia coli* (100%), *Klebsiella spp* (66.66%) and *Proteus spp* (33.33%); strains responsible for diarrhea from fecal matter: *Klrbsiella spp* (68.18%), *Shigella spp* (13.63%), *E. coli* (50%), *Proteus spp* (27.27%) and *Proteus mirabilis* (13.63%) and Strains responsible of pneumonia from of nasal swabs: *Klebsiella spp* (64.70%), *Klebsiella ornitolytica* (11.76%), *Enterbacter spp* (29.41%), *Escherichia coli spp* (23.52%), *Proteus mirabilis* (17.64%), *Proteus spp* (17.64%) and *Providencia spp* (5.88%).

A bacteriological study of asymptomatic bovine salmonellosis conducted from 114 samples of organs from freshly slaughtered cows allowed us to isolate other strains other than *Salmonella* strains with a rate of 50% for *Escherichia coli*, 36.83% for *Proteus spp*, 57.01% for *Edwardsiella spp*, 14.91% for *Shigella spp* and 80.70% for *Klebsiella spp*.

**Keywords:** *Salmonella spp*, bovine salmonellosis, active port, asymptomatic port, risk factors.

## الملخص

تحقيق أجري على 90 مزرعة للبقر من ولاية البليدة حول بعض العوامل الخطيرة المؤثرة في ظهور سلمونيلا الأبقار. بين بان معظمة مزارع تربية أبقار المنطقة متأثرة من نقص في نظافة المسكن و الشرب و الأكل و الوقاية الصحية.

دراسة البكتريولوجية المنميلة الأبقار السريرية ( الحاملة للاعراض ) أجريت على 85 عينة لم تكشف عن وجود أية عزلات ايجابية بالنسبة للسلمونيلا (0%) بينما كشفت الدراسة التي أجريت على 75 عينة من بين الـ 85 عينة السابقة الذكر على وجود الانتروبيكتيريا أخرى بنسبة 88.23% و أمكن التحديد بيوشييمي لـ 73 جرثومة معزولة على تشخيص جراثيم متسببة في:

- الإجهاض عن طريق عينات مأخوذة من المييمة :

*Escherichia coli* (100%), *Klebseilla spp* (66.66%) و *Proteus spp* (33.33%).

- الإسهال عن طريق عينات مأخوذة من البراز:

*Klrbsiella spp* (68.18%), *Shigella spp* (13.63%), *E .coli* (50%), *Proteus spp* (27.27%) و *Proteus mirabilis* (13.63%).

- الاضطرابات التنفسية عن طريق عينات مأخوذة من مسحات أنفية:

*Klebsiella spp* (64.70%), *Klebsiella ornitolytica* (11.76%), *Enterbacter spp* (29.41%), *Escherichia coli spp* (23.52%), *Proteus mirabilis* (17.64%) *Proteus spp* (17.64%) و *Providencia spp* (5.88%).

دراسة البكتريولوجية للسلمونيلا الأبقار الغير السريرية (بدون أعراض) أجريت على 114 عينة من أحشاء مأخوذة من أبقار مذبوحة امكتننا من عزل جراثيم أخرى غير السلمونيلا بالنسب التالية:

*Escherichia coli* (50%), *Proteus spp* (36.83%), *Edwardsiella spp*(57.01%)

*Shigella spp* (14.91%) و *Klebsiella spp* (80.70%)

**الكلمات المفتاحية:** سلمونيلا spp، السلمونيلا الأبقار، الحاملة بدون أعراض، الحاملة للأعراض، عوامل المؤثرة.

## REMERCIEMENTS

Mes remerciements vont avant tout à Allah le tout puissant de m'avoir donné la force, la santé, le courage et la volonté pour pouvoir réaliser et achever ce modeste travail.

J'exprime ma profonde gratitude à :

Mon promoteur **Monsieur BACHIR PACHA**. Professeur à l'université Saad DAHLEB de Blida pour sa gentillesse et sa patience.

J'adresse mes sincères remerciements à :

**Monsieur BERBER. A** Professeur à l'université Saad DAHLEB de Blida qui malgré ses occupations a bien voulu présider ce jury.

**Monsieur BOUYOUCEF. A** Professeur à l'université Saad DAHLEB de Blida qui nous a fait l'honneur d'accepter de juger ce travail.

**Monsieur FERROUK. M** Maître de conférence à l'université Saad DAHLEB de Blida qui nous a fait l'honneur de bien vouloir accepter d'examiner notre travail et de faire parti de notre jury.

Je n'oublierai pas de remercier également :

**Mademoiselle TARZAALI. D** Maitre assistante 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.

**Dr BOUDEROUMA. S** qui m'a bien reçu à l'abattoir de Blida ainsi que tous les employés de l'abattoir qui m'ont énormément aidé à la collecte des échantillons.

**Monsieur HAMIDA. N** qui m'a bien accueilli au sein du laboratoire d'hygiène de Blida ainsi que tout le personnel du laboratoire en particulier **Monsieur TAFABI. D** et **Monsieur BENKHEDDA. Z** pour leur formation, leur gentillesse et surtout leur disponibilité. Cette thèse n'aurait pas eu la même saveur sans leur aide.

**Madame BADIS. D** pour son aide et son soutien.

Enfin je remercie également tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à l'accomplissement de ce travail.

## DEDICACES

Je dédie ce modeste travail à :

**Mes parents** pour l'affection qu'ils m'ont toujours témoignés et le soutien qu'ils ont su m'apporter, en témoignage de tout mon amour et ma profonde reconnaissance. Puisse DIEU les garder à moi.

**Mes frères et mes sœurs**, vous êtes la joie 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.

**Toute ma famille**. Je leur souhaite beaucoup de réussite et de bonheur.

**Tous mes amis et collègues**, en particulier à TARZAALI. D ; KOUBI. N ; BOUTELDJA. N ; SID. S ; BALIS. D ; DECHICHA. A ; BEDDEK. N ; SAADAOUI. M R et ARROUCHE. A. Je leur souhaite plein de joie et de bonheur, que DIEU les protège et embellisse leur vie.

**Tous les étudiants** de la promo des sciences vétérinaires de l'année 97. Je vous remercie pour tous les agréables moments que nous avons vécu ensemble pendant les cinq années d'études.

**Tous ceux qui m'ont donné le savoir.**

## TABLE DES MATIERES

RESUME	
REMERCIEMENTS	
TABLE DES MATIERES	
Liste des illustrations	
Liste des tableaux	
Liste des appendices	
INTRODUCTION	17
<b>CHAPITRE 1 : EPIDEMIOLOGIE DE LA SALMONELLOSE BOVINE</b>	<b>19</b>
2.1. Réservoir de la salmonellose bovine dans l'environnement.	19
2.1.1. Résistances des salmonelles.	19
2.1.2. Sources de salmonelles.	21
2.1.2.1. L'eau	21
2.1.2.2. Les pâturages	21
2.1.2.3. Les aliments contaminés	22
2.1.2.4. Les sources animés	22
2.2. Facteurs de risque	24
2.3. Voies de contamination et modalité de transmission	29
<b>CHAPITRE 2 : BACTERIOLOGIE</b>	<b>30</b>
1.1. Classification	30
1.2. Définition de la famille des <i>entérobacteriaceae</i>	30
1.3. Taxonomie et nomenclature des salmonelles	31
1.3.1. Notion de sérovars	32
1.4. Caractère généraux	34
1.5. Caractères culturaux	34
1.6. Caractères biochimiques	35
1.7. Caractères antigéniques	35

<b>CHAPITRE 3 : PATHOGENIE DE LA SALMONELLOSE BOVINE</b>	<b>39</b>
3.1. Généralités	39
3.2. Types de portage	40
3.3. Etapes de l'infection	40
3.2.1. Franchissement de la barrière épithéliale	40
3.2.2. Dissémination systémique	41
3.3. Physiopathologie des signes cliniques	43
<b>CHAPITRE 4 : ETUDE CLINIQUE DE LA SALMONELLOSE BOVINE</b>	<b>45</b>
4.1. Symptomatologie	45
4.1.1. Portage asymptomatique.	45
4.1.2. Manifestations cliniques.	45
4.2. Diagnostic	49
4.2.1. Diagnostic nécropsique	49
4.2.2. Diagnostic différentiel	51
4.2.3. Diagnostic de laboratoire	52
4.2.3.1. Prélèvements	52
4.2.3.2. Valeur diagnostique des différents prélèvements	53
4.2.3.3. Diagnostic bactériologique (direct)	53
4.2.3.4. Diagnostic sérologique (diagnostic expérimental indirecte)	56

<b>CHAPITRE 5 : TRAITEMENT ET PREVENTION DE LA SALMONELLOSE BOVINE</b>	<b>57</b>
5.1. Traitement	57
5.1.1. Objectifs du traitement	57
5.1.2. Antibiothérapie	57
5.1.3. Anti-inflammatoires	58
5.1.4. Fluidothérapie	58
5.2. Prévention	63
5.2. 1. Prophylaxie sanitaire	63
5.2. 2. Prophylaxie médicale	68
 <b>CHAPITRE 6 : COSEQUENCE DE LA SALMONELLOSE BOVINE POUR LA SANTE PUBLIQUE</b>	 <b>70</b>
6.1. Introduction	70
6.2. Classification des salmonelloses humaines	70
6.2.1. Salmonelloses majeures	70
6.2.2. Salmonelloses mineures (Salmonellose non typhique)	71
6.3. Toxi-infections alimentaires collectives (TIAC)	73
6.4. Salmonellose bovine un danger pour le consommateur	77
6.4.1. La filière lait	79
6.4.2. La filière viande	81
 <b>CHAPITRE 7 : PARTIE EXPERIMENTALE</b>	 <b>83</b>
<b>7. 1. Première partie : Enquête par questionnaires auprès des Eleveurs</b>	<b>85</b>
7.1.1. Matériel et Méthodes	85
7.1. 2. Résultats	86
7.1.3 Discussion	104
7.1.4. Biais de l'enquête auprès des éleveurs	120
7.1.5. Conclusion	121

<b>7. 2. Deuxième partie : Recherche de la salmonellose bovine au niveau de la wilaya de Blida</b>	122
7.2.1. Matériel	122
7.2.2. Méthodes	123
7.2.3. Résultats	134
7.2.4. Discussion	142
7.2.5. Biais	152
7.2.6. Conclusion	153
<b>7.3. Troisième partie : Recherche du portage asymptomatique de salmonelles chez les bovins</b>	154
7.3.1. Matériel	154
7.3.2. Méthodes	154
7.3.3 Résultats	155
7.3.4. Discussion	159
7.3.5. Biais	162
7.3.6. Conclusion	162
CONCLUSION GENERALE	163
RECOMMANDATIONS	165
APPENDICES	
<b>REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES</b>	

## LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1.1: Durée de survie des salmonelles dans différents milieux 20	
Tableau 2.1: Principaux genres d'entérobactéries et leurs habitats	31
Tableau 2.2: Nombre de serovars dans chaque espèce et sous espèce	32
Tableau 4.1 : Manifestation clinique de la salmonellose bovine (Portage actif)	46
Tableau 4.1 : Manifestation clinique de la salmonellose bovine (Portage actif) (Suite).	47
Tableau 4.2 : Lésions retrouvées dans les différentes formes de la salmonellose clinique	50
Tableau 4.3: Prélèvements pour le diagnostic de salmonellose	53
Tableau 5.1: Exemple de soluté utilisable par voie orale	58
Tableau 5.2 : Estimation du degré de déshydratation chez le veau	62
Tableau 6.1: Evolution des nombres des cas de TIAC entre 1999 et 2005 (à septembre) sur le territoire national	74
Tableau 6.2 : Nombre de décès suite aux TIAC dans quelques wilayas de l'Algérie, durant l'année 2005.	74
Tableau 6.3: Nombre de cas de TIAC entre 2006 et 2010 au niveau de la Wilaya de Blida	74
Tableau 6.4: Répartition des foyers de TIAC déclarés aux DDASS DSV selon l'agent responsable, en France de 1995 à 1999.	75
Tableau 6.5: Germes responsables des cas de TIAC notifiées dans quelque wilaya de l'Algérie, durant l'année en 2005.	75
Tableau 6.6: Les intoxications alimentaires enregistrées pour la wilaya de Blida durant l'année 2010.	76
Tableau 6.7 : Evolution du nombre de souches de salmonelles répertoriés par l'AFSSA Paris puis par le réseau <i>Salmonella</i> dans les produits laitiers de vaches	

entre 1988 et 2001

80

Tableau 6.8 : Importance des sérotypes Typhimurium, Montevideo et Dublin dans les prélèvements d'origine bovine de la filière Viande d'après les données du Réseau <i>Salmonella</i> (AFSSA-LERHQA) sur les salmonelles d'origine bovine en 2001	82
Tableau 7.1 : Effectif des élevages	86
Tableau 7.2 : Localisation des élevages.	86
Tableau 7.3 : Résultats de la recherche de <i>Salmonella. spp</i> au niveau des 50 élevages	134
Tableau 7.4 : Résultats de la recherche de <i>Salmonella. spp</i> en fonction des manifestations cliniques.	135
Tableau 7.5 : Résultat de l'identification biochimique des 73 souches présentées selon leurs origines	137
Tableau 7.6 : Fréquence des souches isolées à partir des 42 Prélèvements	141
Tableau 7.7 : Résultats de la recherche de <i>Salmonella. spp</i> à partir des prélèvements d'abats.	155
Tableau 7. 8 : Fréquence des entérobactéries isolées à partir des prélèvements d'abats	157

## LISTE DES FIGURES

Figure 2.1 : Structure antigénique des salmonelles	38
Figure 3.1 : Pathogénie de l'infection salmonellaïque	42
Figure 3.2 : Pathogénie de la diarrhée salmonellaïque	44
Figure 6.1 : Schéma de dissémination des salmonelles chez les bovins et contamination humaine	78
Figure 7.1 : Pourcentage des élevages selon le type de stabulation.	87
Figure 7.2 : Pourcentages des élevages selon l'aération de l'étable	87
Figure 7.3 : Pourcentages des élevages possédant une aire d'exercice et une salle de vêlage.	88
Figure 7.4 : Présence d'autres espèces en contact des bovins	88
Figure 7.5 : Types de parcage des veaux	89
Figure 7.6: Répartition des élevages selon le caractère de leurs sols	90
Figure 7.7 : Répartitions des élevages selon la propreté de leurs aires de couchage.	90
Figure 7.8: Pourcentages des élevages selon la propreté d'aire d'exercice.	91
Figure 7.9 : Pourcentages des Bâtiments d'élevages désinfectés.	91
Figure 7.10 : Désinfectants les plus utilisés.	92
Figure 7.11 : Fréquence et types de litière.	92
Figure 7.12 : Provenance de l'eau et l'accès aux oueds et aux eaux stagnantes	93
Figure 7.13 : Type d'abreuvoir	93
Figure 7.14 : Répartition des élevages selon la propreté des abreuvoirs	94
Figure 7.15 : Méthode d'alimentation des veaux	94
Figure 7.16 : Quantité de colostrum prise	95
Figure 7.17 : Séparation des vaches selon leurs stades physiologiques et leur stade de lactation	95

Figure 7.18 : Fréquence de distribution alimentaire	96
Figure 7.19 : Types et origine d'aliments consommés	97
Figure 7.20 : Utilisation de fumier de bovins et du fumier de volailles	98
Figure 7. 21 : Hygiène de stockage des aliments.	99
Figure 7. 22 : Répartition des élevages selon la possibilité de souillure des aliments au moment de leurs distributions	99
Figure 7.23 : Déparasitage des animaux.	100
Figure 7.24 : Pratiqué et méthodes d'isolement des malades	101
Figure 7.25 : Lieux d'isolement des malades	101
Figure 7.26 : Moment de réintroduction des sujets malades	102
Figure 7. 27 : Mise en quarantaine des animaux nouvellement acquis	102
Figure 7. 28 : Analyse systématique lors d'un avortement	103
Figure 7.29 : Boîtes utilisées pour prélèvement de matières fécales	124
Figure 7. 30 : Boîtes utilisées pour prélèvement de fragments placentaire	124
Figure 7. 31 : Ecouvillons utilisées pour les prélèvements de sécrétion nasale	124
Figure 7.32 : Pré - enrichissement des matières fécales	125
Figure 7.33 : Pré- enrichissement des écouvillons nasaux	126
Figure 7.34 : Pré - enrichissement des fragments placentaires	126
Figure 7.35 : Milieu d'enrichissement	126
Figure 7. 36 : Réalisation d'un 1 <sup>er</sup> Enrichissement	127
Figure 7.37 : Addition d'additif Sélinite de sodium	127
Figure 7. 38 : 2 <sup>ème</sup> Enrichissement.	128
Figure 7.39 : Premier ensemencement	129
Figure 7.40 : Galerie classique	130
Figure 7.41 : Galerie API 20E représentant les caractères biochimiques d' <i>E.coli</i> .	131
Figure 7.42 : Protocole de recherche des salmonelles (prélèvement de matière fécale ou placenta)	132
Figure 7.43 : Protocole de recherche des salmonelles (prélèvement par écouvillonnage nasal).	133
Figure 7.44 : Représentation graphique des résultats négatifs et positifs	

pour les autres entérobactéries	136
Figure 7.45 : Bactéries isolées à partir des matières fécales chez les veaux diarrhéiques	138
Figure 7. 46 : Bactéries isolées à partir des fragments de placentas	139
Figure 7. 47: Bactéries isolées à partir des écouvillons nasaux	140
Figure 7. 48: Représentation graphique de la fréquence des souches. Isolées	140
Figure 7. 49 : Représentation graphique des cultures positives et négatives pour les prélèvements d'abat.	156
Figure 7.50 Représentation graphique des résultats des entérobactéries isolées à partir des prélèvements d'abats	158

PDF Create! 4 Trial  
www.nuance.com

## LISTE DES APPENDICES

- APPENDICE.A : Principaux caractères biochimiques différentiels des entérobactéries.
- APPENDICE.B : Formule des serotypes de salmonella les plus fréquents.
- APPENDICE.C : Caractères biochimiques différentiels entre espèces et sous espèces de salmonelles.
- APPENDICE.D : Diagnostic différentiel des diarrhées néonatales chez le veau.
- APPENDICE.E : Milieux d'enrichissement et milieux sélectifs (d'isolement).
- APPENDICE.F : Questionnaire auprès des éleveurs.
- APPENDICE.G : Résultats du questionnaire auprès des éleveurs.
- APPENDICE.H : Matériel de laboratoire.
- APPENDICE.I : Caractérisation des colonies sur gélose Hektoen.
- APPENDICE.J : Tableau de lecture de la galerie Api 20<sup>e</sup>.
- APPENDICE.K : Recherche d'oxydase.
- APPENDICE. L: Liste des abréviations et des symboles.

## INTRODUCTION

La salmonellose est une maladie infectieuse, contagieuse, due au genre *Salmonella* appartenant à la famille des entérobactériaceae [1; 2]. Le bacille se développe dans l'intestin de l'homme et de nombreuses espèces animales [3;4]; donnant à cette pathologie un caractère de zoonose majeure. Plus de 2000 sérotypes sont considérés comme pathogènes pour l'homme [5].

Le monde animal reste un vaste réservoir de salmonelles, pouvant contaminer l'homme par contact direct ou indirect en polluant son environnement ou en contaminant son alimentation [6;7]. La salmonellose constitue la première cause de toxi-infection alimentaire collective (TIAC), elle représente un risque permanent dans les pays développés et une cause majeure de la mortalité infantile dans les pays en voie de développement [8,9].

Les bovins occupent une position particulière dans la mesure où ils sont eux-mêmes victimes de salmonellose, cliniquement grave et économiquement lourde. Elle se manifeste par des symptômes variés, caractérisés par une entérite, une pneumonie et d'avortement. Les bovins porteurs asymptomatiques excrètent des salmonelles de façon continue ou épisodique [10;11] et sont une source de contamination pour les autres sujets sains, l'environnement et l'homme [12].

Depuis quelques années, l'importance de la salmonellose bovine ne cesse de progresser et au-delà des pertes occasionnées en élevages, leur influence sur la santé publique est grandissante et nécessite une meilleure connaissance de l'incidence et de la prévalence de cette maladie. Pour cela, la salmonellose bovine fait l'objet dans plusieurs pays d'une surveillance épidémiologique permanente [13]. En France, cette surveillance est réalisée par le "réseau *Salmonella*" dans les filières animales. Elle permet de suivre l'évolution de la salmonellose et de connaître le nombre de sérovar existant [06].

En Algérie, le nombre de cas de TIAC enregistrés a augmenté durant les années 2006, 2007 et 2008 avec les pourcentages respectives suivants, 11.67, 14.69 et 15.75 cas pour cent mille habitants [14].

Selon DEBUYSER [15] et WEILL [16], 35 à 40% des TIAC déclarées en France sont dues à *Salmonella spp* qui affecte tout les ans des milliers de personnes. Ces infections se manifestent par une diarrhée aigue et une fièvre élevée mais chez les sujets fragiles, des complications sévères peuvent survenir (déshydratation et septicémie) causant la mort dans certains cas [15;16]. Elles sont majoritairement provoquées par la consommation d'ovoproduits ou de produits carnés contaminés, ces toxi-infections sont plus rarement associées à des produits laitiers, notamment au lait cru en absence de pasteurisation [15;17;18].

Hormis les salmonelloses aviaires, les salmonelloses bovines sont peu recherchées en Algérie, le manque de données sur le sujet est dû au fait que les vétérinaires praticiens négligent le diagnostic bactériologique, ce qui induit à une méconnaissance totale de la prévalence du portage chez le bovin ainsi que les sérotypes dominants.

Pour toutes ces raisons, nous allons essayer de contribuer à en savoir plus sur la situation de la salmonellose bovine en Algérie, en fixant les objectifs suivants :

- Décrire certaines pratiques d'élevages qui sont éventuellement en relation avec l'apparition de cette pathologie dans certains élevages de la wilaya de Blida.

- Contribuer à l'étude de la salmonellose bovine pour le portage symptomatique et asymptomatique au niveau de la wilaya de Blida.

## CHAPITRE 1

### EPIDEMIOLOGIE DE LA SALMONELLOSE BOVINE

#### 1.1. Réservoir de la salmonellose bovine dans l'environnement :

La fréquence non négligeable avec laquelle les salmonelles sont mises en évidence dans les différents composants de l'environnement qu'ils s'agissent des milieux extérieurs (sols, eaux, végétaux) ou des vecteurs animés (animaux sauvages et domestiques), explique l'existence d'un lien épidémiologique entre la contamination de l'environnement et l'apparition d'épisodes de salmonellose chez les animaux. En effet, le réservoir naturel des salmonelles est représenté par le tube digestif des espèces contaminées [19].

#### 1.1.1. Résistances des salmonelles :

Les salmonelles possèdent l'aptitude à demeurer viables et virulentes en dehors des organismes vivants [20]. 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 : conditions climatiques, nature des supports, nature des sols, composition bactérienne et serovars [21 ; 22].

En effet, les salmonelles sont capables de se multiplier entre 6.7 °C et 41 °C et sont détruites à 74 °C pendant 15 minutes [23], la congélation et la décongélation ne peuvent détruire qu'une partie des salmonelles présentes dans les aliments [24].

Les salmonelles supportent un pH compris entre 4.1 et 9, leurs grandes capacités d'adaptation, leur permettent de survivre longtemps dans le milieu extérieur [21 ; 25].

La sensibilité des salmonelles a été prouvée pour l'irradiation Bêta et Gama, le Chlore, l'Acide lactique et d'autres agents chimiques comme l'Hypochlorite de sodium, dérivés iodés, Chlorhexidine et Ammonium quaternaires. Elles sont aussi inactivées par la lumière et les rayons ionisants, ces derniers peuvent être utilisés pour l'assainissement des aliments [26].

Des études ont montré 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 [27]. Les salmonelles pénètrent dans le sol, leur temps de survie dans ce dernier est supérieur de celui observé à la surface du sol. Les sols lourds assurent une meilleure protection que les sols sableux [28].

La durée de survie des salmonelles dans différents milieux sont présentés dans le tableau (2.1)

**Tableau 1.1:** Durée de survie des salmonelles dans différents milieux [29].

Source	Durée de survie
Fèces de bovins	>6 mois
Fumier de bovins	>7 mois
Terre avec fumier de bovins	131 jours
Terre	< 40 jours
Pâturage	120 jours
Eau de robinet	87 jours
Eau d'étang	115 jours
Fèces sèches de bovins	30 mois (> 6 ans pour <i>S. Dublin</i> )
Fèces humides de porcs	> 3 mois
Fèces sèches de porcs	>13 mois
Urine de bovins	< 5 jours

### 1.1.2. Sources de salmonelles pour les bovins:

Chez les bovins la majorité des infections sont d'origine animale. 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.

#### 1.1.2.1. Eau :

La multiplication et persistance du germe dans l'eau est possible et durable. Ce sont les eaux de ruissellement, des égouts, des ruisseaux et autres cours d'eaux qui facilitent la dispersion géographique des germes. Les animaux peuvent absorber des salmonelles directement à partir d'eau polluée ou indirectement par l'intermédiaire d'herbe irriguée par une eau contaminée [30]. Une fois les salmonelles détectées dans l'eau, il convient de déterminer l'origine de cette contamination, les points d'eau sont souvent contaminés par les déjections des animaux, les effluents de ferme, d'industrie agroalimentaire, des abattoirs ou des collectivités locales [31].

#### 1.1.2.2. Pâturages:

La contamination des pâturages par les salmonelles est très souvent due selon WILLIAMS [32] :

- 1) Aux excréments des animaux porteurs de salmonelles présents sur ces pâturages.
- 2) Aux épandages de lisier, l'utilisation accrue de ce dernier est un risque important pour la contamination des pâturages. 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<sup>ème</sup> et le 5<sup>ème</sup> mois pour aboutir à un nombre de  $10^2$  de *Salmonella*/ ml [33].

### 1.1.2.3. Les aliments contaminés :

#### 1) Les fourrages :

L'ensilage ne devrait théoriquement pas être une source de salmonelles. En effet, s'il est de bonne qualité, son pH acide ne permet normalement pas la survie de ces bactéries. Le foin est également un milieu peu favorable aux développements des salmonelles [27].

#### 2) 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 [34].

#### 3) Le lait :

Peut être incriminé dans la contamination des veaux, en particulier avec *S. Dublin* [25].

### 1.1.2.4. Les sources animées :

Les bovins peuvent se trouver en contact de vecteurs libres qui peuvent être des insectes, des animaux sauvages (oiseaux, rongeurs et reptiles) ou domestiques (bovins, ovins, équins, chiens et chats) contaminés par les salmonelles.

#### 1) Les bovins :

Chez les bovins, l'excrétion des salmonelles peut être de façon continue ou épisodique, de l'ordre de  $10^3$  à  $10^6$  bactéries/g dans les fèces pour les porteurs asymptomatiques et atteint des doses de  $10^8$  à  $10^{10}$  de salmonelles/g dans les fèces ou de tissu placentaire au moment de l'épisode clinique [35].

## 2) Les volailles :

Semblent disposées à être infectées par les salmonelles. Les sérotypes les plus isolés sont : S Guallinarum, S Enteritidis, S Dublin, S Derby, S Infantis, S Virchow et S Typhimurium. Il est probable que les volailles représentent une source de salmonelles pour les bovins [36].

## 3) Les ovins :

Sont essentiellement sensibles à *Salmonella* Abortus ovis mais peuvent être des porteurs sains pour d'autres salmonelles auxquelles sont sensibles les bovins, telles que *Salmonella* Bovis morbificans [37].

## 4) Les rongeurs sauvages:

Tous les rongeurs sont porteurs de salmonelles, ils sont infectés par *Salmonella* Typhimurium [38].

## 5) Les oiseaux sauvages :

Ils 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 [39].

## 6) Autres :

- Les chiens et les chats peuvent s'infecter en consommant de la viande, des œufs ou du lait cru contaminés et seront à leurs tours une source de contagion pour les autres animaux de leur entourage et l'homme [40].
- La salmonellose équine avec un portage sain n'est pas une rareté [41].
- Les poissons, les grenouilles, les crapauds et les reptiles sont susceptibles d'héberger des salmonelles mais aucune étude ne met en évidence leur rôle dans la contamination des bovins [21].

### 1.1.2.5. L'homme :

La contamination de l'homme à l'animal 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 [37].

## 1.2. 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'environnement, à l'alimentation, à la gestion de l'élevage, à la saison, au traitement et à des facteurs physiologiques.

### 1.2.1. Facteurs liés à l'environnement et aux logements:

L'environnement joue un rôle important dans l'apparition de la salmonellose bovine, 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) En stabulation entravée, les risques de contamination par les salmonelles sont plus importants [39]. La stabulation semi entravée limite une contamination diffuse de l'environnement et réduit les risques d'expansion de la maladie contrairement à la stabulation libre [42]. En effet, pendant les périodes de pâture, l'eau des fosses 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 [43].
- 2) Une surdensité augmente les risques de diffusion du germe, en particulier avec des conditions d'hygiène défectueuses [44].
- 3) Le manque de séparation physique entre les espèces et la cohabitation de plusieurs catégories d'âges de bovins favorisent également les risques de contamination et de diffusion de la salmonellose [37].
- 4) Un manque d'hygiène des aires de couchage et de paillage augmentent le pourcentage de morbidité et de mortalité chez le veau [45 ; 46].

- 5) Le veau est sensible au changement de température brutal et aux températures trop élevées. Il dépense beaucoup d'énergie pour lutter contre le stress, affaiblissant ainsi ces défenses contre les infections [46].
- 6) Une absence de local d'isolement, destiné aux animaux malades augmente les risques de déclenchement de nouvelle épisode clinique [39].
- 7) Les locaux de vêlage individuels permettent de réduire l'exposition des animaux à l'agent pathogène,  $10^9$  bactérie/gramme de placenta et des sécrétions utérines sont excrétées par les vaches porteuses de salmonelles [47 ; 48].
- 8) Le transport est un événement générateur de stress. Il constitue un facteur majeur d'amplification, d'excrétion et de dissémination des salmonelles [49].

#### 1.2.2. Facteurs liés à l'alimentation :

##### 1.2.2.1. Alimentation des adultes :

Les risques de salmonellose augmentent en cas de :

- 1) L'irrégularité des apports alimentaires. 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 [50]. 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 [51] et donc le passage d'un nombre plus important de ces organismes dans l'intestin.
- 2) Sous-alimentation, de déséquilibre alimentaire ou de carences en oligo-éléments et en sels minéraux. En particulier le magnésium, notamment constatées durant le dernier tiers de gestation, conduisent probablement à une prédisposition supérieure des bovins aux infections [52] et seraient déterminante pour la santé des veaux après leurs naissances [53]. La sous nutrition des femelles gestantes agit directement sur la composition du colostrum et la vitalité du nouveau-né ce qui diminue sa résistance [54].

- 3) Apports irréguliers ou insuffisants en eau, sont également susceptibles de favoriser l'émergence de cas cliniques, en particulier lorsqu'ils sont associés à un stress climatique de forte chaleur [51 ; 55].
- 4) Présence de mycotoxines dans l'alimentation, entraînent des troubles de la fonction immunitaire et diminuent la résistance à l'infection salmonellique [56].

#### 1.2.2.2. Alimentation des veaux :

De nombreuses études en épidémiologie, ont montré :

- Une association étroite entre l'apport de colostrum et la diminution des taux de morbidité et de mortalité chez les veaux [46].
- La contamination directe des veaux par passage des salmonelles dans le lait de vaches allaitantes en cas de mammites clinique ou sub clinique [57].

#### 1.2.3. Facteurs saisonniers :

On peut noter des variations saisonnières de l'incidence de la salmonellose bovine avec un pic annuel en fin d'automne et début hiver, ce pic est superposable au pic de volages [58]. Cette saisonnalité est d'ailleurs plus marquée pour *S. Typhimurium* et *S. Dublin* que pour *S. Montevideo* [59]. Dans d'autres études, la salmonellose bovine a été également observés en France au printemps [60] et en fin d'été en Angleterre [61].

#### 1.2.4. Facteurs liés aux traitements :

Ils peuvent être :

1) Des actes thérapeutiques générateurs de stress pouvant augmenter les risques du déclenchement de l'épisode salmonellique, notamment:

- Les traitements sanitaires (vaccination et traitement antiparasitaire) [62].
- Les opérations chirurgicales (plus de la moitié des cas de césarienne sont suivis d'une infection salmonellique) [47]

2) Une corticothérapie répétée favorise par son action immuno dépressive, le passage de l'état de porteur asymptomatique de la salmonellose à celui de l'état de porteur actif [35].

3) Le recours à l'antibioprévention peut modifier la compétition des micro-organismes de l'intestin et augmenter ainsi les risques d'infection [35].

4) Une antibiothérapie inadaptée peut aboutir à l'inverse du résultat escompté et induire une multirésistance des salmonelles et un déséquilibre de la flore digestive [35].

#### 1.2.5 .Facteurs physiologique :

##### 1.2.5.1. Le sérovar :

À l'exception de certains sérovars tels que Typhi et Paratyphi B, essentiellement adaptés à l'homme, la majeure partie des sérotypes doivent être considérés comme pathogènes pour les bovins [51] mais il semblerait que :

- avec les sérotypes Dublin et Typhimurium, l'infection est plus sévère chez les bovins [42].
- certaines souches possèderaient un pouvoir pathogène plus marqué chez le bovin. C'est le cas du lysovar DT 104 pour S. Typhimurium [51].

##### 1.2.5.2. 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 veaux induisent des effets cliniques dont la gravité et la fréquence sont proportionnelles à la taille de l'inoculum [63].

#### 1.2.5.3. Facteurs liés au stade physiologique :

Le peripartum 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 [62].
- ✓ aux stress issus de la gestation, de la lactation, du part et ses complications qui réduisent la résistance des animaux aux salmonelles [35, 47 ; 65].

#### 1.2.5.4. Facteurs liés à l'état sanitaire de l'animal :

Un ensemble de pathologies ont été incriminées dans l'augmentation des risques de l'infection par les salmonelles:

- Les infections respiratoires favorisent le portage asymptomatique des salmonelles [66] alors que le virus de la BVD MD (Bovine Virus Diarrhoea-Mucosal Disease) [67], la paratuberculose, la babésiose et la rickettsiose augmentent les risques du portage actif de la salmonellose bovine [42].
- L'infestation par la douve et la distomatose favorisent l'infection des bovins par les salmonelles et leur excrétion [68].

#### 1.2.5.5. Facteurs liés à l'âge :

Les animaux âgés de plus de 15 ans et les veaux âgés de (3 à 6) 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 veaux [69 ; 70].

#### 1.2.5.6. Facteurs liés au sexe :

Les événements immunodépressifs que traversent les vaches aux différents stades de la gestation et de la lactation, les rendent plus sensibles à la salmonellose que les mâles, favorisant ainsi leurs contaminations et leurs excrétions pour les salmonelles [68].

### 1.3. Voies de contamination et modalité de transmission:

#### 1.3.1. Voies de contamination:

Les salmonelles sont introduites dans l'organisme par les voies suivantes :

- La voie orale : c'est la voie de contamination la plus fréquente suite à l'ingestion d'aliments et d'eau contaminés [51] ou par léchage d'un environnement souillé par des matières fécales [71].
- La voie aérienne (nasale): est possible dans certaines conditions d'hygrométrie élevée et de densité importante des animaux. Après bactériémie, les formes pulmonaires de salmonellose peuvent conduire à une atteinte digestive secondaire [71 ; 72].
- Les voies conjonctivale, rectale et génitale : sont mineures en termes de fréquence [71].

#### 1.3.2. Transmission: Elle peut être directe ou indirecte.

##### 1.3.2.1. Transmission indirecte :

Elle constitue la principale modalité de transmission et se fait par l'intermédiaire de l'environnement, suite [35 ; 71] :

- au léchage de matériels souillés par les matières fécales.
- à l'ingestion d'aliment ou de consommation d'eau contaminés.

##### 1.3.2.2. Transmission directe :

- ❖ Verticale : l'infection transplacentaire est possible en particulier avec *S. Dublin*. Cette contamination in utero entraînerait une naissance prématurée [73].
- ❖ Horizontale : résulte d'un contact direct entre un animal sain et un animal porteur (excréteur). Les vaches atteintes par un portage asymptomatique de salmonellose peuvent contaminer leur veaux suite à l'excrétion mammaire [44].

## CHAPITRE 2 BACTERIOLOGIE

### 2.1. Classification :

Les salmonelles sont hiérarchisées de la façon suivante [74] :

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

### 2.2. Définition de la famille des entérobacteriaceae :

Les entérobactéries sont définies par un ensemble de caractères généraux communs qui les différencie des autres bacilles à Gram négatif [75] :

- Elles sont le plus souvent mobiles, grâce à une ciliature péritriche mais immobiles dans le cas des bactéries de genre *Klebsiella*, *Shigella* et *Yersinia pestis*.
- Elles sont non sporulées.
- Elles sont aéro- anaérobies.
- Elles se cultivent sur des milieux ordinaires.
- Elles fermentent le D-glucose avec ou sans production de gaz.
- Elles réduisent les nitrates en nitrite (sauf certaines souches d'*Erwinia* et de *Yersinia*)
- Elles n'ont pas d'oxydase et possèdent une catalase (sauf *Shigella dysenteriae* sérotype1).

Il est possible de différencier entre les différents genres des entérobactéries d'après leurs principaux caractères biochimiques [76] (Appendice A).

Le genre *salmonella* est l'un des 32 genres de la famille des *entérobacteriaceae*, cette dernière comprend 139 espèces bactériennes [77 ; 78]. Les 14 principaux genres sont cités dans le tableau (1.1), les autres peuvent être qualifiés de rares [75].

**Tableau 2.1:** Principaux genres d'entérobactéries et leurs habitats [77].

Genre	Habitat
<i>Escherichia</i>	Homme- animaux
<i>Shigella</i>	Homme
<i>Salmonella</i>	Homme- animaux
<i>Citrobacter</i>	Homme- animaux
<i>Klebsiella</i>	Homme-animaux-végétaux - environnement
<i>Enterobacter</i>	Homme- végétaux- environnement
<i>Pantoea</i>	Homme- végétaux -environnement
<i>Serratia</i>	Insectes- végétaux- homme
<i>Hafnia</i>	Homme- environnement
<i>Edwardsiella</i>	Animaux à sang froid - poissons - oiseaux
<i>Proteus</i>	Homme- animaux
<i>Providencia</i>	Homme -animaux
<i>Morganella</i>	Homme -animaux
<i>Yersinia</i>	Hommes - végétaux - animaux – poissons

### 2.3 Taxonomie et nomenclature des salmonelles :

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 [79 ; 80 ; 81]:

❖ *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* qui 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. Les méthodes moléculaires ont montré que le genre *Salmonella* ne comprend que deux espèces, *Salmonella enterica* et *Salmonella bongori* alors que l'espèce *S. subterranea* n'est pas une salmonelle [82 ; 83].

### 2. 3. 1 Notion de sérovars :

Les sous espèces sont subdivisées en sérovars dont la liste constitue le schéma de KAUFFMANN-WHITE (Appendice B). Un sérovar est définie par les facteurs antigéniques « O » et « H ».

Un antigène de surface « Vi » peut exister chez de rares sérovars mais sa présence ou son absence n'interfère pas avec le diagnostic [76 ; 84].

Le nombre de sérovars dans chaque espèce et sous-espèce est présenté dans le tableau (1.2).

**Tableau 2.2:** Nombre de sérovars dans chaque espèce et sous-espèce [83]

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

Les souches de salmonelles appartenant à la sous espèce I sont les plus virulentes alors que le rôle pathogène des sous espèces II, IIIa, IIIb est exceptionnel et celui des sous espèces IV, VI et de l'espèce *Salmonella bongori* est inconnu. On ne les a jusqu'à présent trouvés que dans l'environnement [84 ; 85 ; 86].

Par principe en bactériologie, les sérovars d'une espèce ou d'une sous espèce bactérienne donnée sont désignés par leurs formules antigéniques qui comportent des lettres et des chiffres. Les sérovars des salmonelles de la sous espèce I, font exception à cette règle et ils portent un nom. Ces noms ont été proposés initialement par KAUFFMANN [76 ; 81] qui pensait que chaque sérovar était une espèce à part entière, les outils moléculaires dont on dispose aujourd'hui ont montré que ces sérovars n'avaient pas de rang d'espèce et par conséquent il n'y a aucune raison de les écrire en italique [84 ; 85] et il a été noté que [87 ; 83] :

- Pour les sérovars des salmonelles de la sous espèce I, on peut désigner le sérovar par son nom complet ou en forme abrégée ; par exemple :  
*Salmonella* Typhimurium dont le nom complet serait *S. enterica subsp. enterica* sérovar *Typhimurium*.
- Pour les autres sous-espèces de *S. enterica*, la sous-espèce à laquelle appartient le sérovar est indiquée avec le symbole suivant :
  - II pour un sérovar de *S. enterica* subsp. *salamae*
  - IIIa pour un sérovar de *S. enterica* subsp. *arizonae*
  - IIIb pour un sérovar de *S. enterica* subsp. *diarizonae*
  - IV pour un sérovar de *S. enterica* subsp. *houtenae*
  - VI pour un sérovar de *S. enterica* subsp. *indica*
- Pour les sérovars appartenant à *S. bongori*, le symbole "V" a été conservé afin d'éviter toute confusion avec un nom de sérovar de *S. enterica*.

#### 2.4. Caractères 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 péritiche [75], à l'exception de celles appartenant à un sérovar aviaire *Salmonella Gallinarum pullorum* ainsi que certains mutants paralysés dont les flagelles sont immobiles et des mutants sans flagelles de serovars normalement mobiles [88].

#### 2.5. Caractères culturaux :

Les salmonelles sont des aéro-anaérobies [89]. 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 [90].

Les colonies sont de couleur rose pâle à mauve sur gélose SM ID 2 alors qu'elles sont de couleur vert à bleu-vert avec ou sans centre noir sur gélose Hektoën et incolore avec ou sans centre noir sur gélose SS (*Salmonella Shiguella*) [84].

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. Typhi* suis et *S. Gallinarum pullorum*). Ils sont des mutants déficients en un ou plusieurs facteurs de croissances. Des milieux enrichis (sang, sérum) leur sont nécessaire pour obtenir une croissance normale [90].

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 [90 ; 91].

## 2. 6. Caractères biochimiques :

Selon SUTRA [87], 99.8% des souches isolées chez l'homme et les animaux à sang chaud appartiennent à la sous-espèce I et possèdent le profil suivant [76 ; 92] :

Fermentation du glucose(+), production de gaz(+), réduisent les nitrates en nitrites, catalase(+), oxydase(-), urease(-), TDA(-), indol(-), ONPG(-), H<sub>2</sub>S(+), 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 C).

## 2.7. Caractères antigéniques :

Les caractères biochimiques ne permettent malheureusement pas une identification précise de la bactérie. Par contre, les caractéristiques antigéniques des salmonelles définissent 2579 sérovars [93,83] et permettent d'établir une classification en fonction de la formule antigénique de chacun des sérotypes connus à l'heure actuelle (Appendice B). Les salmonelles possèdent des antigènes (Ag) d'enveloppe (capsulaires ou Vi), de la paroi (O), flagellaires (H) ainsi que des antigènes M et R [87 ; 94].

### 2.7. 1. Antigène d'enveloppe (capsulaires ou Vi) :

C'est un polysaccharide qui constitue la capsule. Il n'existe que chez certains sérovars (*S. Typhi* et *S. Paratyphi*) et exceptionnellement chez *S. Dublin*. Il fut appelé « Vi » car on le tenait pour responsable de la virulence du sérovar *Typhi*. L'agglutinabilité de l'antigène « Vi » n'est pas détruite par l'alcool ou le formol mais elle l'est à une température égale à 100°C. Il peut masquer l'agglutinabilité de l'antigène « O » et on distingue les formes suivantes [94]:

- V : initiale du mot allemand viehl qui signifie (beaucoup), dans ce cas l'antigène « O » est masqué par l'antigène « Vi ».
- W : initiale du mot allemand wening qui signifie (peu), dans ce cas l'agglutinabilité de l'antigène « O » est préservée.
- V W : qui signifie intermédiaires, agglutinable aussi bien par les anticorps « O » que par les anticorps « Vi ».

### 2.7.2. Antigène de la paroi (Somatique ou Ag O) :

L'antigène (O) est porté sur les chaînes polysaccharidiques du LPS. Il est thermostable et résiste à l'alcool. La sérotypie repose d'abord sur son identification [87 ; 94]. Dans la classification de KAUFFMANN-WHITE (Appendice B), les différents sérovars de salmonelles sont répartis en groupes au sein desquels tous les sérovars ont au moins un facteur (O) en commun. Ces facteurs constitutifs de l'Ag (O) sont représentés par des chiffres arabes. Ils existent [76 ; 81] :

- Des facteurs majeurs (O) : les souches qui l'ont en commun font partie d'un même groupe. Par exemple dans le groupe B, toutes les souches possèdent l'antigène O4 dont *S. Typhimurium*.
- Des facteurs accessoires (O) : leur intérêt est mineur étant donné qu'ils sont souvent communs à de nombreux groupes (Ex : O12 est commun aux groupes A, B et D). Leur présence est liée à la modification de la structure du LPS par une enzyme, un bactériophage ou un plasmide.

### 2.7.3 Antigènes flagellaires (Ag H) :

Ce sont des polymères de flagelline qui est la protéine de structure des flagelles, se qui explique leurs portages par les salmonelles mobiles uniquement. Ils sont thermolabiles et facilement détruits par l'alcool à 50% [75].

La majorité des souches de salmonelle sont biphasiques pour cet antigène. En effet, l'antigène « H » peut s'exprimer alternativement sous deux formes différentes chez un même sérovar. Certains bacilles peuvent avoir des Ag (H) dits « en phase 1 » désignés avec des lettres minuscules et des Ag (H) « en phase 2 » désignés par des chiffres arabes [94] (Appendice B).

### 2.7.4 Antigènes M :

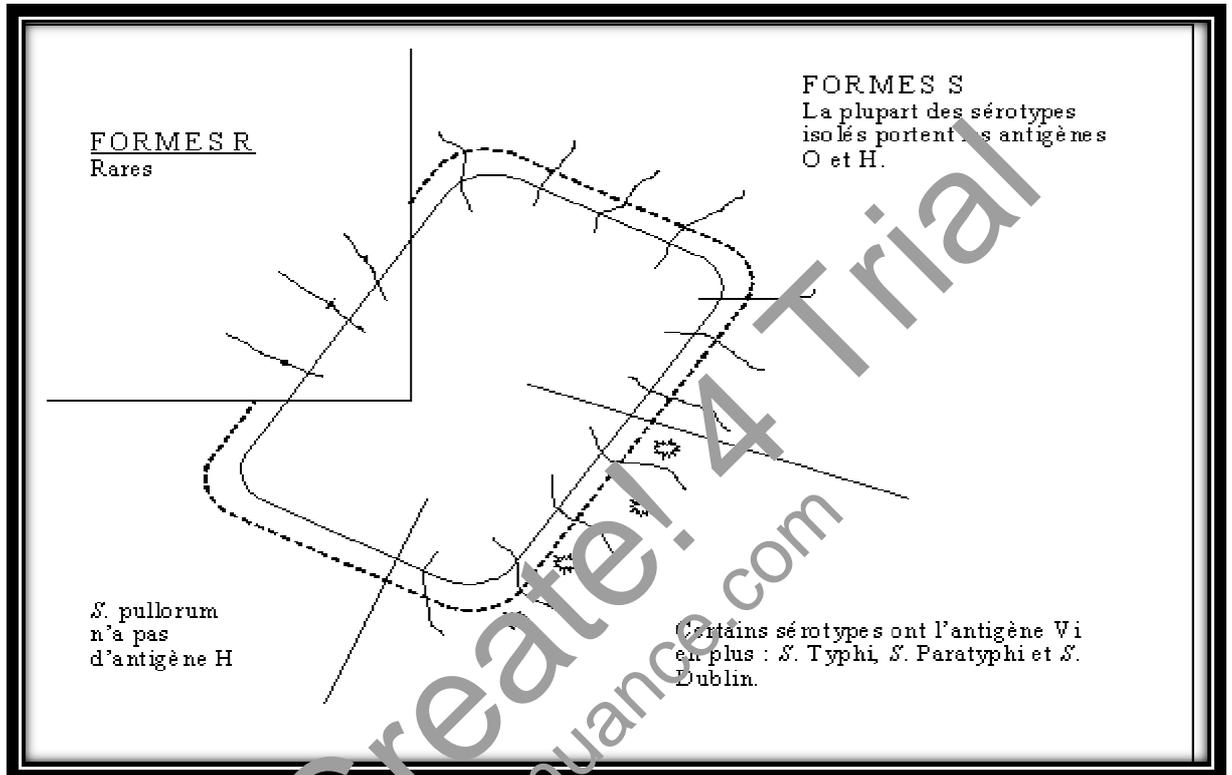
Ils existent chez quelques salmonelles qui sont généralement peu mobiles, essentiellement chez *Salmonella Paratyphi B*, ils sont responsables de l'aspect muqueux des colonies [95].

### 2.7.5 Antigènes R :

Ils sont avirulents, aisément phagocytés et plus sensibles aux activités cellulaires et sériques. Ils ne sont mis en évidence que dans les formes « R » (Rough) *Salmonella* 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 [96].

La structure antigénique des salmonelles dans leurs différentes formes (R et S) est schématisée dans la figure (1.1).



Antigène O (somatique)

Antigène Vi (capsulaire)

Antigène H (flagellaire)

**Figure 2.1** : Structure antigénique des salmonelles [97].

## CHAPITRE 3 PATHOGENIE DE LA SALMONELLOSE BOVINE

### 3.1. Généralités :

Les salmonelles pénètrent essentiellement par voie orale. Elles se multiplient alors dans la muqueuse intestinale et colonisent l'intestin. Les souches pathogènes traversent les cellules intestinales et contaminent les ganglions mésentériques en 24 heures puis tout l'organisme, plusieurs évolutions sont possibles [50; 99] :

- Inactivation totale des bactéries par stimulation de l'immunité locale et générale, ce qui aboutit à la guérison rapide. La maladie passe alors inaperçue ou presque.
- Multiplication locale dans le tube digestif responsable d'une gastro-entérite qui se traduit par des symptômes diarrhéiques.
- Libération d'endotoxines bactériennes responsables du choc endotoxinique. Se manifeste par un syndrome fébrile avec abattement.
- Chez les sujets sensibles, la translocation des salmonelles invasives vers les nœuds lymphatiques mésentériques est suivie d'une phase de dissémination et de localisations secondaires des salmonelles dans différents organes: uères, amelles, poumons et articulations.

### 3.2. Types de portages :

Selon l'évolution de l'infection salmonellique trois types de portage sont distingués [99; 100]:

### 3.2.1. Portage latent (asymptomatique) :

Il correspond à persistance du germe en position intra macrophagique dans les nœuds lymphatiques mésentériques. Dans ce type de portage, il n'y a pas d'excrétion de salmonelles dans les matières fécales. En revanche, le danger reste présent car tout stress (telle que la mise-bas et divers pathologies) peut être à l'origine d'un réveil de l'infection.

### 3.2.2. Portage passif (Transitoire) :

Ne dure que quelques jours et correspond à un simple transit des salmonelles dans le tube digestif sans une réelle implantation. Pendant cette période, on peut retrouver le germe dans les excréments mais l'animal n'est pas réellement infecté. Après un délai maximal de deux semaines, les salmonelles ont toutes été éliminées.

### 3.2.3. Portage actif :

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

## 3.3. Etapes de l'infection :

L'infection salmonellicque constitue un remarquable modèle d'entéro-invasion. Elle passe par deux étapes, schématisées dans la figure (3.1) :

- Franchissement de la barrière épithéliale.
- Disémination systémique.

### 3.3.1. Franchissement de la barrière épithéliale :

Une fois ingérées, les salmonelles vont gagner l'intestin qu'elles vont pouvoir coloniser (figure 3.1 : phase 1). Après avoir survécu au pH acide de l'estomac [101], les salmonelles entrent en contact avec l'épithélium intestinal au niveau de l'iléon (riche en cellules M et des plaques de Peyer présentatrice d'antigène) (figure 3.1 : phase 2) puis envahissent divers types cellulaires en se multipliant dans les entérocytes et en particulier dans les cellules M, spécialisées

dans la capture des particules intraluminales en rapport avec des macrophages et des lymphocytes sous-jacents [102] (Figure 3.1 : phase3).

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 3.1 : 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 3.1 : phase 3) [103 ; 104].

Les mécanismes d'invasion épithéliale sont complexes et résultent d'un « dialogue biochimique » entre la bactérie et la cellule hôte [105].

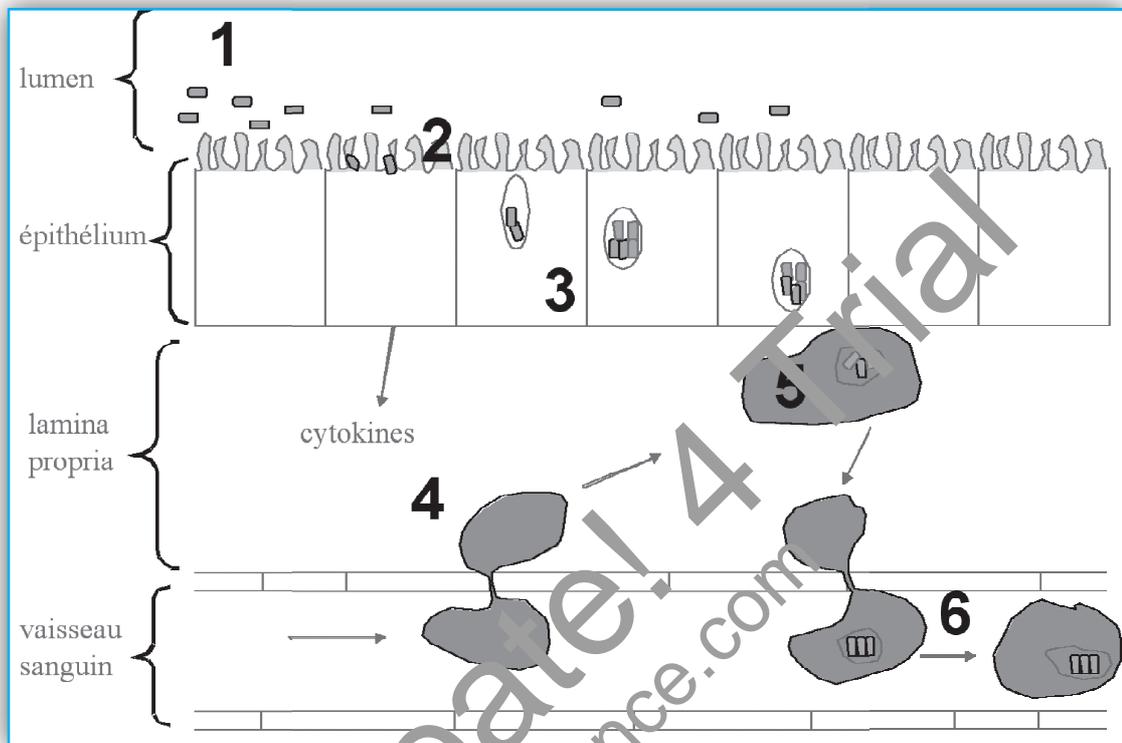
### 3.3.2. Dissémination systémique:

Une fois que les salmonelles ont franchi la barrière épithéliale, des macrophages vont migrés des vaisseaux sanguins vers la paroi intestinale et feront partie de la réaction inflammatoire (figure : 3.1phase 4), les salmonelles seront aussi phagocytées et pris en charge par les macrophages de la lamina propria en contact avec les cellules « M » des plaques de peyer ou de la sous muqueuse (figure 3.1 : phase 5) [104]. Les bactéries seront ainsi transportées par voies sanguines dans les macrophages vers les nœuds lymphatiques locorégionaux (figure 3.1. phase 6) Ils sont disposés de mécanismes qui leur permettent de survivre et de se multiplier à l'intérieur des macrophages [106].

Leur dissémination peut s'arrêter là avec destruction de la bactérie. Inversement, les salmonelles peuvent gagner le système réticuloendothélial, le foie, la rate, la vésicule biliaire et les ganglions mésentériques [44] où elles se multiplient. Elles y trouveront un environnement approprié à leurs besoins (élément nutritif, pH, température adéquate). Elles peuvent alors envahir l'ensemble des organes après une phase bactériémique [14].

Les salmonelles peuvent également rester de nombreux mois dans un état latent sans multiplication au niveau des ganglions mésentériques, dans ce cas les bovins sont qualifiés de porteurs latents. A la faveur d'une faiblesse de l'organisme, une multiplication et des excréctions seront alors à nouveau possibles [87].

La survie et la croissance possibles des salmonelles dans les cellules épithéliales et macrophagiques sont l'un des facteurs majeurs de leur pathogénicité et explique le caractère généralisé et virulent de l'infection. Elles peuvent également se multiplier en position extracellulaire [107].



**Figure 3.1.1.** Pathogénie de l'infection salmonellique [116].

### 3.3.2.1. Facteurs bactériens de dissémination :

La virulence des salmonelles est intensifiée par le passage successif d'un individu à un autre [108]. Aussi, des différences de pathogénicité existent entre les différents sérovars, en particulier sur le plan qualitatif. En effet, les facteurs de virulence ou de toxicité ne sont pas uniformément distribués entre les sérovars. Par exemple, la capsule (antigène Vi) n'est présente que chez certains sérovars (Typhi, Paratyphi et Dublin). Cependant, les répercussions sur les doses infectantes et symptomatiques restent encore mal connues [109].

Il existe plusieurs facteurs bactériens de dissémination qui sont les suivants : adhésine et porines [14], îlot de pathogénicité [110], la capsule polysaccharidique (antigène Vi) [107], le LPS [111, 109, 112], les toxines [38, 113], les entérotoxines

[114], les flagelles [107], un plasmide de virulence [115] et les systèmes de captation du fer [107].

### 3.4. Physiopathologie des signes cliniques :

#### 3.4.1. L'avortement :

La libération d'endotoxines par les salmonelles induit la sécrétion de prostaglandines lutéolytiques ayant pour conséquence une baisse de la concentration de la progestérone. Cette dernière, est insuffisante pour maintenir la gestation [117].

#### 3.4.2. La diarrhée :

Malgré de nombreux travaux, les informations sur la genèse de la diarrhée sont souvent confuses et contradictoires [118]. Le mécanisme et les conséquences de la diarrhée sont résumés dans la figure (3.2). Elle résulte essentiellement de :

- 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'adénylcyclase entérocytaire provoquant ainsi une sécrétion d'électrolytes (Na, Cl, K) et d'eau [119].

La pénétration des salmonelles dans les entérocytes provoquent la libération de chemokines et de cytokines par les cellules intestinales [120]. Les chémokines induisent alors la prolifération des polynucléaires neutrophiles vers le site infectieux [121]. 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 [122].

- 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 [123].
- 3) Secrétions de toxines (entérotoxine et cytotoxine) qui pourraient jouer un rôle diarrhéique en augmentant les sécrétions d'électrolyte [124].

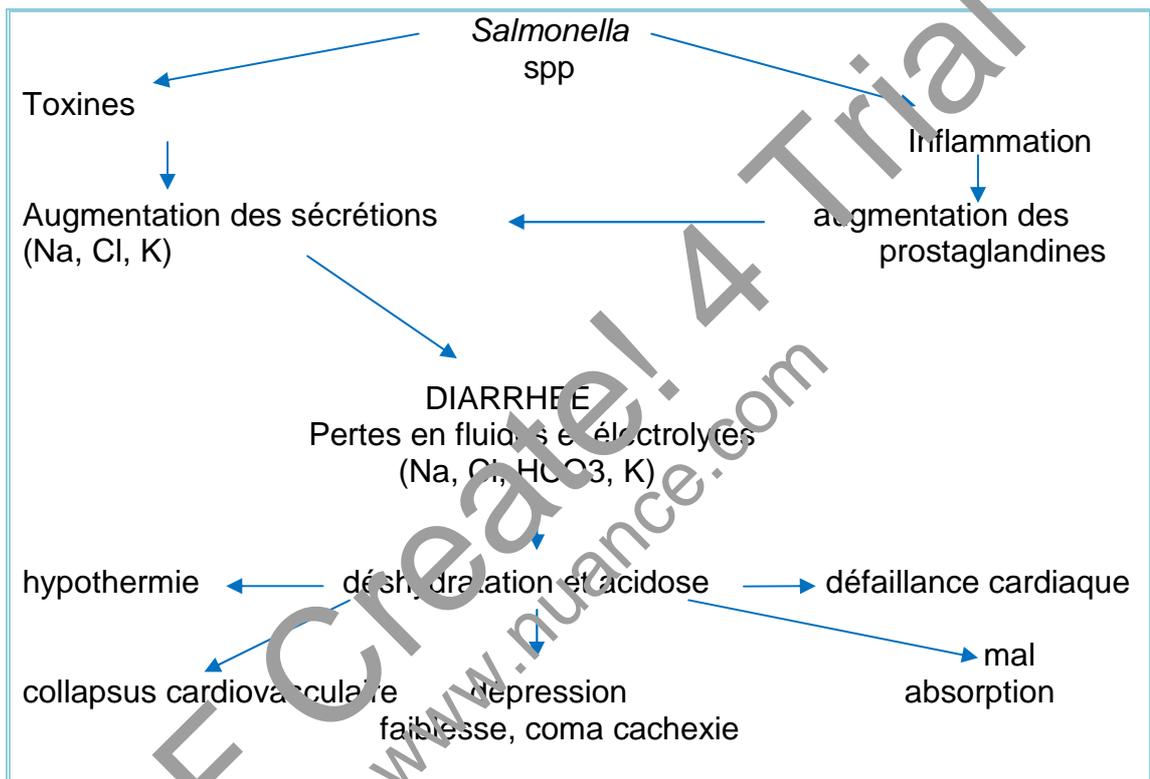


Figure 3.2 : Pathogénie de la diarrhée salmonellique [124].

## CHAPITRE 4

### ETUDE CLINIQUE DE LA SALMONELLOSE BOVINES

#### 4.1. Symptomatologie:

Selon les conditions d'élevage et le sérovar contaminant, la salmonellose bovine peut se présenter sous deux aspects :

##### 4.1.1. Portage asymptomatique (Inapparent, Latent):

Les porteurs latents ne présentent aucun signe apparent de l'infection salmonellique. Les coprocultures sont généralement négatives, sauf lorsque l'excrétion est provoquée par un stress [104]. Le taux d'excréteurs dans les troupeaux varie de 5 à 10% en dehors de la période du vêlage et de 50 à 80% autour du peripartum. Ces troupeaux ont connu dans leurs majorités un épisode de salmonellose clinique au cours des années antérieures [125 ; 126].

Il est difficile de formuler des hypothèses sur l'origine du portage, ce dernier peut persister après un cas clinique ou le précéder [125]. Les porteurs latents, peuvent devenir des porteurs actifs et excrètent les salmonelles de façon continue ou intermittente.

##### 4.1.2. Portage actif (Manifestations cliniques) :

Différentes formes cliniques peuvent être rencontrées, parfois présentes simultanément ou successivement dans un même cheptel. L'évolution est très variable, de suraiguë avec une mort survenant en moins de 24heures, à une infection asymptomatique chronique surtout due à *Salmonella* Newport [127].

En générale, la salmonellose est associée à des signes à la fois généraux et locaux dépendants de la forme clinique. Les manifestations cliniques sont fonction de la forme, du sérotype et de l'âge de l'hôte [125].

Les différentes formes sont développées dans le tableau 4.1

**Tableau 4.1 :** Manifestation clinique de la salmonellose bovine (portage actif)  
[50.52.64.73.99.100.125.128.129.130.131.132.133.134.135.136.137.138]

Formes cliniques	Manifestations cliniques		Serotypes incriminés	Caractéristiques des formes	Evolution
	Chez le veau	Chez l'adulte			
<b>Forme pulmonaire</b>	Même symptômes retrouvés chez l'adulte associés au syndrome « pneumo-entérite », déshydratation et abattement [125].	Dyspnée, polypnée, Toux sèche et quinteuse, jetage séreux puis muqueux, conjonctivite [50]	- <i>Salmonella</i> Typhimurum , <i>Salmonella</i> Dublin [100]	-Rencontré dans les nurseries, les ateliers d'élevage -Grande contagiosité [125], pas de particularité clinique permettant de la distinguer des autres bronchopneumonies [128]	-Mortel en absence de traitement [100], signes digestifs disparaissent mais les signes respiratoires constituent les seules manifestations de l'infection [128]
<b>Forme digestive</b>	<b>Aigue :</b> veau âgé de 1à2j [50] ou les veaux de 1semaine à 3mois, hyperthermie (41°C), Déshydratation rapide, ténésme, colique, diarrhée nauséabonde jaune à brunâtre, hémorragique avec parfois des débris de muqueuse intestinale [52] <b>Subaiguë :</b> <b>Chronique :</b> Veau âgé de 1mois, maigre, prostrée, diarrhée jaunâtre, complication articulaire [50], nécrose des extrémités articulaire, de la couronne et de la queue [99 ; 129]	<b>Aigue :</b> Persiste deux mois dans un troupeau, [125] hyperthermie (41°C), baisse de la production laitière, diminution de l'appétit et de la rumination [130 ; 131], diarrhée profuse hémorragique, nauséabonde, des coliques et du ténésme [50 ; 99] <b>Chronique :</b> Diarrhée persistante avec mucus [132], amaigrissement chronique, fièvre intermittente [99]	- <i>Salmonella</i> Typhimurum , <i>Salmonella</i> Dublin [50 ; 133] - <i>Salmonella</i> Montevideo et Anatum [125]	-Peut s'accompagner de congestion des muqueuses oculaires [134] -Toute entérite chez le bovin quel que soit son âge peu être due à <i>Salmonella</i> [50] -Atteint les vaches laitières haute productrices et allaitantes [135] -Morbidity à 25% [73]. - Des cas sporadiques peuvent être observés sur une période de 15 mois si l'isolement des malades n'a pas été bien respecté au début de l'épisode [125 ; 137 ; 138].	<b>Adulte :</b> -mortalité (40%) pour <i>S.Typhimurum</i> en absence de traitement [64] -rémission après 3 semaines lorsque un traitement est mis en œuvre [136] <b>Veau :</b> <b>F.aigue :</b> mort brutal ou rémission précédant une rechute mortelle associée à arthrites ou pneumonies [50] <b>F.chronique</b> mortalité et morbidité proportionnelle à l'âge [52] et au serovar [125]

**Tableau 4.1 :** Manifestation clinique de la salmonellose bovine (portage actif)  
(suite) [15.44.50.73.117.125.139.140.141]

Formes clinique	Manifestations clinique	serotypes Incriminés	Caractéristiques des formes	Evolution
<b>Forme génital</b>	-Avortement survenant entre 124j et 270j de gestation et plus généralement entre 160 et 180j [117], des mis bas de veaux caractérisé par un manque de vitalité [140] - Rétention placentaire [139], veau mort né [141]	- <i>Salmonella</i> dublin [73], autres serotypes mois frequents mais pas impossibles [139]	-En automne pluvieux [73 ; 140] - Diarrhée aigue précède souvent l'avortement due à des entérites ou des hépatites qui se manifeste par de la fièvre et ictere [140]	-Pas d'anoestrus, pas d'infertilité [50] - Pas de mortalité [140]
<b>Forme septicémique</b>	- Rencontrer chez les veaux âgés d'une semaine à sept mois, moins fréquente chez l'adulte [125, 15] - Fièvre intense, des signes nerveux (incoordination des mouvements) [142] -Abattement profond, chute de la pression artérielle, muqueuses cyanosées [50]	<i>Salmonella</i> Typhimurium [125]	- Atteint les vaches laitière naute productrice, vaches au stade du péripartum [15] -Animaux âgés ou ayant subi une chirurgie causant un affaiblissement de son system immunitaire [141] -Associé à un état de choc endotoxique [125]	-Mort brutal [50] ou précédée de signes nerveux, de pneumonie, d'entérite [125], d'arthrite ou de méningite [44]

**Tableau 4.1** : Manifestation clinique de la salmonellose bovine (portage actif)  
(suite) [50.125.143.144.145]

Formes cliniques		Manifestations cliniques	Serotypes Incriminés	Caractéristiques des formes	Evolution
<b>Autres formes</b>	Hyperthermie	-Hyperthermie de 40 à 42 °C, tymphos, anorexie, tarissement, le syndrome fébrile peut être le seul signe de l'infection ou alors précédé de 24 à 48 h par l'apparition des signes digestifs chez les adultes ou les veaux [50].		-Le plus fréquemment observé [50] -Plus de la moitié des vaches dans les troupeaux infectés ont de la fièvre avec une chute de la production laitière [50]	-Guérison en une semaine [50]
	Arthrite	Sous forme de polyarthrite [143] fait suite à une bactériémie [144]		Chez les jeunes veaux, nouveaux nés, rare chez l'adulte [143]	Retard de croissance [125]
	Gangrène des extrémités	Touche les extrémités des postérieurs, les oreilles et la queue [145]		Peu être le seul symptôme dans les cas bénins [145]	Mortel [145]
	Meningo-encephalite	convulsions, prostré au mur, mouvements anormaux [144]		En cas de atteinte de système nerveux central chez le veau [144]	Mortel [144]
	Peritonite aiguë	Fievre, tymphos, déshydratation, colique [125]		Chez l'adulte en cas de complication de sesarienne [125].	
	Osteite	- complication de la forme entérique [125]	-S.Dublin [125]	Croissance des veaux retardés [125]	-Retard de croissance - Mortel pour les plus jeunes
	Uveite		S.Typhimurum S.enteritidis [145]		
	Mammite	Mammite subclinique	S. Typhimurum [145]		

## 4.2. Diagnostic :

Le diagnostic clinique de la salmonellose bovine est difficile à réaliser. Il s'agit le plus souvent d'une suspicion clinique ou nécropsique. Cette suspicion devra être confirmée par les résultats d'analyse de laboratoire.

### 4.2.1 Diagnostic nécropsique :

Ce diagnostic a peu d'importance, vu que les lésions de la salmonellose bovine sont peu spécifiques mais l'autopsie peut nous fournir une orientation parmi les nombreuses hypothèses de diagnostic. Elle est aussi l'occasion de faire des prélèvements d'organes lésés afin de les envoyer au laboratoire.

Le tableau 4.2 nous résume les lésions retrouvées dans les différentes formes.

PDF Create! 4 Trial  
www.nuance.com

**Tableau 4.2 :** Lésions retrouvées dans les différentes formes de la salmonellose clinique [99.125.136.137.138. 147.148.149.150.151.152.153].

Formes clinique	Lésions
<b>Forme pulmonaire :</b>	Elle présente des lésions non spécifiques de broncho-pneumonie : -Lésions des lobes antérieurs (apicaux), moyens (cardiaques), ou basilaire (diaphragmatiques) [125 ; 147]. - Une pleurésie et un emphysème, Des atteintes des voies respiratoires supérieures ont été exceptionnellement signalées [125 ; 147].
<b>Forme digestive :</b>	<p><b>Evolution aiguë et suraiguë :</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>-L'inflammation au niveau de l'iléon et du colon [99]</li> <li>-Entérite catarrhale et congestive avec hypertrophie des ganglions mésentériques et hémorragies des séreuses [147 ; 148]</li> <li>- Lésions de type nécrotique, nécro-hémorragique ou ulcéro-nécrotique sur le jéjunum et le ceacum, l'iléon, colon avec parfois des ulcères de la caillette [137 ; 149]</li> <li>-Hypertrophie des plaques de Peyer, contenu intestinal est fluide, malodorant et plus ou moins mélangé à du sang. La muqueuse est épaissie, hémorragique et souvent couverte par un exsudat rouge, jaune ou gris [136]</li> <li>-Nécrose du foie, la rate et les reins [150]</li> <li>-Vésicule biliaire est distendue, épaissie et présente des pétéchies [149 ; 150]</li> </ul> <p><b>Evolution chronique [125 ; 147 ; 151]:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>-Formation de fibrine à partir des exsudats qui coagule à la surface de la muqueuse congestionnée et séreuses en formant de fausses membranes ou « omelettes fibrineuses ». Ils recouvrent les plaques nécrotiques.</li> </ul>
<b>Forme génitale</b>	<p><b>Placenta :</b> Inflammations du placenta, parfois une nécrose ou des hémorragies des cotylédons.</p> <p><b>Fœtus :</b> Congestion et nécrose du foie, des poumons, œdème de la cavité péritonéale, œdème sous-cutané.</p>
<b>Forme septicémique</b>	Carcasse congestionnée, lésions hémorragique sur la rate [153], pétéchies de la sous muqueuse et de la sous séreuses [138 ; 147]. Des ecchymoses sur les plèvres, l'endocardie, les reins et les méninges [129]. Rate pulpeuse avec lésions hémorragique et des hémorragies pleurales sont plus fréquentes chez les bovins adultes [153], des épanchements dans les cavités pleurales et abdominale due a un phénomène de coagulation intraveineuse provoqué par les toxines salmonelliques [153].
<b>Arthrite salmonellique</b>	Le liquide synovial est jaune foncé et floconneux [147]
<b>Forme nerveuse</b>	L'existence d'une méningo-encéphalomyélite granulomateuse [137]

## 4.2. 2. Diagnostic différentiel :

### 4.2.2.1. Forme digestive :

#### 4.2.2.1.1. Chez le veau :

Selon LUDWIG SCHRAG et al [154] ainsi que HATHAWAY [155], le diagnostic différentiel de la diarrhée salmonellique chez le veau est lié aux causes suivantes :

- Infection bactérienne (Colibacillose, Campylobactériose).
- Infection virale (Rota virus, Coronavirus, maladie des muqueuses).
- Parasitisme (Cryptosporidiose, Coccidiose).
- Diarrhée d'origine alimentaire due à une mauvaise distribution.

Il est généralement difficile de connaître l'agent causal de la diarrhée par un simple examen général mais les indications mises en appendice (D) peuvent nous orienter sur le diagnostique.

#### 4.2.2.1.2. Chez l'adulte :

Différentes causes de diarrhée peuvent être envisagées [99 ; 131 ; 155 ; 156]:

- Infection bactérienne (Paratuberculose, Colibacillose, Clostridium, Campylobactériose).
- Virale : maladie des muqueuses, Bovine virale diarrhée virus (BVDV)
- Parasitaire (Strongylose, Coccidiose, Babésiose, Paramphistomose).
- Intoxication (fougère aigle, mercuriale, nitrate, arsenic).

### 4.2.2.2. Forme pulmonaire :

Sur le plan clinique, les formes respiratoires n'ont pas de caractères particuliers. Tous les agents de broncho-pneumonie enzootiques sont à considérer : mycoplasmes, pasteurelles, Rinotracheite infectieuse bovine (IBR), Virus respiratoire syncytial (RSV), Bovine virale diarrhée (BVD), Virus parainfluenza 3 (PI3) [131] et pneumocoque [154].

#### 4.2.2.3. Forme abortive :

Toutes les étiologies de l'avortement sont prises en considération [157 ; 158 ; 159 ; 160 ; 161].

- Infection bactérienne : *Brucella*, *Listeria*, *Chlamydia*, *Coxiellaburnetti*, Mycoplasme, *Haemophilus*, *Actinomycespyogenes*, leptospire, compylobactère, fièvre Q
- Infection virale : BVDV, Rinotracheite infectieuse bovine (bovine herpes virus-1) IBR (BHV-1) et Akabane virus
- Parasitaire : Néosporose, Toxoplasmose, Trichomonose, Chlamydie
- Mycosique : Aspergillose, Mucorale, Levure, Champignon
- Origine nutritionnels : carence en vitamines, en énergie, en phosphore, en azote et en oligoéléments
- Origine iatrogène : corticoïdes lors du dernier tiers de gestation, prostaglandines, oestrogène en début de gestation, anthelminthiques
- Mécanique : surmenage, stress thermique.
- Génétique.

#### 4.2.3. Diagnostic de laboratoire :

En cas de suspicion de la salmonellose bovine, le diagnostic de laboratoire est indispensable puisque les conséquences économiques de l'infection par la forte morbidité et la mortalité conduisent le praticien à devoir établir un diagnostic de certitude le plus rapidement possible pour confirmer le diagnostic clinique.

##### 4.2.3.1. Prélèvements :

Le tableau (4.3) nous résume les types de prélèvements réalisables suivant les symptômes observés mais d'autres prélèvements ont été aussi cités par d'autres auteurs [135 ; 162], comme le raclage de la muqueuse :

- rectale
- vésicule biliaire

**Tableau 4.3:** Prélèvements pour le diagnostic de salmonellose [147 ; 163].

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

Les prélèvements de choix sont indiqués en caractère gras.

#### 4.2.3.2. Valeur diagnostique des différents prélèvements :

Selon CARON [147] et CHÉREL et al [164]:

- Un traitement antibiotique préalable au prélèvement rend le diagnostic bactériologique inefficace dans la plupart des cas.
- La congélation n'est pas souhaitable car elle peut diminuer les chances de détection bactériologique.

#### 4.2.3.3 Diagnostic bactériologique (diagnostic expérimental direct) :

Le diagnostic bactériologique passe par les étapes suivantes [29 ; 32] :

- pré-enrichissement
- enrichissement
- isolement
- identification

#### 4.2.3.3.1 Milieux de pré-enrichissement :

Il est nécessaire d'utiliser des milieux de pré-enrichissement tels que, l'eau peptonnée tamponnée pour [29 ; 165] :

- 1) Permettre et accélérer la croissance des salmonelles présentes à de faibles taux dans les différents prélèvements (matière fécale issue de porteurs latents, échantillons d'environnements ou alimentaires).
- 2) Revivifier des salmonelles qui ont été stressées par un traitement au froid (congélation) ou une dessiccation.

#### 4.2.3.3.2 Milieu d'enrichissement sélectif :

Les milieux d'enrichissement sont des milieux liquides ou gélifiés contenant des additifs qui permettent sélectivement la croissance de certaines bactéries et inhibent la croissance des autres bactéries [154].

Les milieux d'enrichissements les plus utilisés dans le diagnostic bactériologique des salmonelles sont [29,166] : SFB (Sélénite F), Bouillons Sélénite cystine et le Bouillant vert brillant.

D'autres milieux d'enrichissement sont cités dans l'appendice (E).

#### 4.2.3.3.3. Milieux d'isolement (sélectif):

Les principaux milieux d'isolement utilisés dans le diagnostic bactériologique des salmonelles sont présentés dans l'appendice (E), d'autres milieux d'isolement peuvent aussi être cités: Kristensen, Lester, Jurgens et gélose Hektoen [41].

#### 4.2.3.3.4. Identification :

L'identification bactérienne est distinguée par plusieurs étapes, essentiellement [100]:

- ✓ l'identification biochimique.
- ✓ serotypage.
- ✓ l'antibiogramme.

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 [130].

#### 4.2.3.3.4.1. Identification biochimique :

Les colonies suspectes sont identifiées suite à l'étude de leurs caractères biochimique effectués grâce à [167 ; 168]:

- des galeries classiques en tubes
- des systèmes d'identification standardisées de type galeries API 20E, ID 32E ou RAPID ID 32E.

#### 4.2.3.3.4.2. Sérotypage:

Peut être appliqué sur une culture pure pour obtenir une confirmation de la souche bactérienne isolée et identifiée comme étant *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 test d'agglutinations sur lames avec les sérums appropriés. Le sérovar peut être déterminé par référence à une formule antigénique du schéma de KAUFFMAN-WHITE.

#### 4.2.3.3.4.3. Antibiogramme :

L'antibiogramme est une aide ponctuelle et précieuse à la prescription pour le clinicien. Il a pour but de l'assister dans le choix de l'antibiotique à utilisé, en précisant la probabilité de succès ou d'échec thérapeutique. Il permet la détection de la résistance et la sensibilité des salmonelles aux différents antibiotiques [147 ; 169].

#### 4. 2.3.4. Diagnostic sérologique (diagnostic expérimental indirect) :

##### 4.2.3.4.1. Mise en évidence de l'immunité humorale :

Pour la mise en évidence de l'immunité humorale on utilise les tests suivant [100 ; 147 ; 170] :

##### 1) Methodes immunoenzymatiques :

Efficace pour identifier les bovins sérologiquement porteurs de *S. Dublin* par dosage des IgM [171] et les bovins porteurs de *S. Enteritidis* par dosage des IgM et des IgG. Ils peuvent être aussi appliqués au lait de mélange pour le dépistage dans les élevages laitiers [172, 173,174].

##### 2) Agglutination lente en tube ou en microplaque.

##### 3) Agglutination rapide sur lame.

##### 4) Immunofluorescence.

##### 5) Hémolyse rapide.

##### 4.2.3.4.2. Mise en évidence de l'immunité cellulaire :

L'hypersensibilité retardée a été évaluée par AITKEN et al [175], 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.

## CHAPITRE 5

### TRAITEMENT ET PREVENTION DE LA SALMONELLOSE BOVINE

#### 5.1. Traitement :

Le traitement de la salmonellose bovine consiste à traiter essentiellement l'entérite et les troubles respiratoires qui constituent les symptômes cliniques principalement observés.

##### 5.1.1. Objectifs du traitement :

Trois objectifs sont à noter [176,177] :

- Tenter de réduire l'intensité et la durée des symptômes de la maladie chez les animaux atteints.
- Diminuer l'excrétion de salmonelles et la diffusion de l'infection dans le troupeau. Un animal qui présente des manifestations clinique rejette des quantités considérables de bactéries par les fèces ou le placenta.
- Prévenir la réapparition de la maladie dans le troupeau.

##### 5.1.2. Antibiothérapie :

Plusieurs antibiotiques ont des critères de diffusion variables et présentent une activité régulière vis-à-vis des salmonelles dont la Colistine, la Ceftiofure, l'Enrofloxacin, la Gentamicine, l'Apramycine, l'Amoxicilline, la Streptomycine, la Penicilline(G) et l'Ampicilline.

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 *per os* [178].

Des associations Triméthoprime et Sulfamides présentent tous les caractères favorables au niveau de la diffusion et l'activité in vitro est satisfaisante dans de nombreux cas. Cependant, les résultats cliniques semblent irréguliers [177]. Si aucune amélioration clinique n'est aperçue dans les 48h, l'émergence de souches résistantes nécessite la réalisation d'un antibiogramme [179].

La durée du traitement ne doit pas être inférieure à cinq jours même si le bovin présente une amélioration clinique de l'état général qui est généralement rapide chez le bovin adulte. Par contre, le traitement est souvent décevant chez les veaux, en raison de la fréquence des multiples localisations par dissémination du germe et de la moindre résistance de ces animaux aux tox-infections [85 ; 180 ; 181].

#### 5.1.3. 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 propriété analgésique mineurs, antipyrétique et anti-inflammatoire [176]. La flunixinine méglumine à la dose de 2.2 mg/Kg est efficace dans la lutte du choc endotoxinique [56,182].
- les anti-inflammatoires stéroïdiens (AIS) : les corticoïdes sont caractérisé par une grande propriété inflammatoires mais leur action immunodépressives limitent leur utilisation uniquement dans les situations extrêmes, il faudra alors choisir des molécules à demi-vie courte et à forte dose [177 ; 183 ; 184].

#### 5.1.4. Fluidothérapie :

Utiliser particulièrement dans les cas graves de salmonellose digestive, elle est indispensable pour :

- lutter contre l'hypovolémie.
- lutte contre l'acidose métabolique.
- corriger le déficit énergétique.

#### 5.1.4.1. Fluidothérapie chez le bovin adulte:

##### ➤ Réhydratation par voie intraveineuse :

En cas de choc endotoxinique, la réhydratation peut faire appel en premier lieu à différents solutés :

##### 1) Des solutés isotoniques (Ringer lactate) :

La quantité à injecter dépend du poids vif et de l'état de déshydratation de l'animal [56 ; 185].

##### 2) Solutés hypertoniques (NaCl 7.2% à 10%) :

Ils sont les plus utilisés en pratique rurale, à la dose de 4 à 5 ml/Kg de poids vif, soit environ trois litres pour un bovin adulte [182 ; 185].

##### ➤ Réhydratation par voie orale :

En l'absence de consommation volontaire et si l'état de l'animal le permet, il est souhaitable de procéder à une administration de 20 à 30 litres d'eau dans le rumen par la technique du « drenchage », à savoir l'injection intra-ruminale directe grâce à un sondage. Différentes techniques peuvent être utilisées : le sondage ororuminale ou le sondage nasoruminale. Les deux types de solutés peuvent être utilisés (hypertoniques et isotoniques) [185].

Un exemple de formulation des solutés utilisable par voie orale est représenté dans le tableau (5.1). Des composés glucoformateurs (monopropylène glycol, propionate), sont souvent associés aux apports électrolytiques. La réhydratation par voie orale peut être associée à une réhydratation par voie intraveineuse [185].

**Tableau 5.1:** Exemple de soluté utilisable par voie orale [185].

Composant	Quantité
NaCl	140g
KCl	25g
CaCl	210g
Eau tiède	20L

➤ Transfusions sanguines :

Pourraient parfois être intéressantes afin de combler les pertes de sang avec les fèces mais leur principal intérêt est d'apporter des protéines dans une situation où l'hypoprotéïnémie due aux pertes intestinales d'albumine est sévère. Cette technique est rarement mise en pratique sur le terrain [186].

5.1.4.2. Fluidothérapie chez le veau :

Les veaux sont plus sensibles à la déshydratation et au choc que les adultes, 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 [187]. Le pourcentage de déshydratation est estimé en fonction des différents symptômes indiqués dans le tableau (5.2).

5.1.4.2.1. La réhydratation intraveineuse :

Elle est indiquée dès que le degré de déshydratation excède les 8% et dans les cas d'abattements extrême lorsque le réflexe de succion est perdu, dès que ce dernier réapparaît la réhydratation orale prend le relais [187 ; 188]. Le volume du réhydratant à donner, se calcule en multipliant le pourcentage de déshydratation par le poids vif de l'animal [189].

La composition électrolytique des réhydratants permet [188]. :

- le retour à un pH normal.
- le retour à une glycémie suffisante.

5.1.4.2.2. La fluidothérapie orale :

La fluidothérapie orale est le traitement de choix si la déshydratation et les déséquilibres électrolytiques et acido-basique sont peu marqués et le réflexe de succion est conservé. On peut classer les réhydratants oraux en quatre catégories [190] :

- Réhydratants conventionnels isoosmotiques(Isotoniques) :

Ce sont les plus utilisés sur le terrain. Ils sont pauvres en énergie et en acides aminés, dépourvus en vitamines, en lactoglobulines et en oligoéléments [79]. Ils sont réservés pour les veaux peu déshydratés âgés de plus de quatre jours et présentent une diarrhée profuse [191 ; 192].

- Réhydratants isotonique complémentés en lactosérum:

En plus d'être une source d'énergie très digestible pour le veau, leur complémentarité en lactosérum permet de stimuler l'activité lactasique au niveau de l'intestin et un retour rapide à l'alimentation lactée limitant ainsi le risque de récurrence de la diarrhée. Ces réhydratants sont riches en minéraux, en vitamine et en protéines solubles, ces derniers génèrent une immunité locale qui protège les cellules de l'intestin [191].

- Réhydratants hyperosmotiques(Hypertonique) :

Encore peu utilisés sur le terrain, ils ont été développés afin d'accroître les apports énergétiques par rapport aux réhydratants isoosmotiques traditionnels en permettant une augmentation de la glycémie et en favorisant la réabsorption du sodium déjà perdu dans la lumière intestinale [192]. Ils réduisent les pertes de poids et sont adaptés à tout type de diarrhée. Dans un deuxième temps une réhydratation isotonique peut venir en remplacement [191].

- Réhydratants à base d'hydrocolloïdes et de pectines :

L'addition de fibres alimentaires augmentent la capacité intestinale d'absorption et diminuent la sévérité de la diarrhée, en formant des gels au contact des liquides qui tapissent la muqueuse intestinale inflammée et inhibent l'attachement des bactéries [193]. Ils ont également tendance à ralentir le passage du lait à travers l'intestin et améliore sa digestibilité et son absorption mais ils réduisent la capacité d'éliminer les toxines [193].

**Tableau 5.2 :** Estimation du degré de déshydratation chez le veau [124].

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

### 5.1.5. Traitement symptomatique de la diarrhée :

Ce traitement fait appel aux :

- Pansements intestinaux (smectite, montmorillonitkaolin, charbon vegetal, kaopectate) qui tapissent la muqueuse intestinale, empechant les virus de s'y incruster et diminuent l'absorbtion des toxines [194].
- Antihémorragiques associés à un antiseptique [79].
- Distribution des hépato-protecteurs tels que de la méthionine, de l'arginine et du sorbitol associés à de la vitamine B12 [70].

Les modificateurs de la motricité intestinale sont déconseillés car ils accroissent le risque de colonisation bactérienne et de diffusion systémique en favorisant la stase intestinale [56].

## 5.2. Prévention :

### 5.2. 1. 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.
- diminuer les risques de contagion du voisinage.

Pour toutes ces raisons les mesures sanitaires suivantes doivent être correctement appliquées.

### 5.2. 1. La détection des malades et leurs isolements:

Cette détection nécessite une observation attentive de l'ensemble du troupeau et prévient l'extension de l'infection aux sujets sains. Les malades représentent de grands excréteurs sur un laps de temps relativement court mais à un niveau très élevé, pouvant atteindre  $10^7$  à  $10^9$  germes /g de fèces, de placenta ou de secretion uterine. En effet, un milieu d'environnement fortement contaminé autorise alors [100, 128]:

- Une atteinte d'animaux passagèrement immunodéficient (vêlage, infection intercurrente, parasitisme).
- Une atteinte d'animaux en parfaite santé par dépassement du seuil de protection acquis.

En raison de sa forte excrétion pour les salmonelles, l'animal malade doit être isolé dans une salle (infirmierie) faciles à nettoyer, à désinfecter et adapté au nombre d'animaux appelés à y séjourner [58 ; 195 ; 100].

#### 5.2.1.2. L'hygiène du logement :

Elle consiste à appliquer les mesures suivantes :

- Séparer les différentes espèces présentes dans l'élevage en les mettant dans des bâtiments différents. Un changement de vêtement et de botte lors de passage d'une production à une autre doit être exigé pour les employés [196 ; 197].
- Séparer les animaux d'âges différents [196].
- Les volailles ainsi que les chiens et les chats ne doivent pas avoir accès au bâtiment d'élevage et aux autres lieux de vie des bovins [196].
- Dératisations efficaces en continu et éliminer tous vecteurs potentiels (oiseaux sauvages et insectes) [196].
- Des pédiluves doivent être placés aux endroits stratégiques : entrée, maternité, infirmerie, nursery et salle de traite [197].
- Les locaux doivent être bien nettoyés, désinfectés, avec un sol paillé et balayé régulièrement [86].
- Interdire l'accès aux personnes non indispensables dans le bâtiment d'élevage [196].

### 5.2.1.3. L'hygiène de l'abreuvement :

Elle consiste à :

- Surveiller l'eau qui doit être propre et les abreuvoirs doivent être disposés de manière à ne pas être souillés par les matières fécales [56].
- 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 [198].
- Rectifier les causes de pollution, en vérifiant l'absence de polluant en amont du point d'abreuvement comme les effluents d'élevages, des stations d'épuration, d'industries agro-alimentaires et les écoulements issus de décharges de déchets organiques [199].
- Interdire l'accès des animaux à des mares difficiles à surveiller qui représentent souvent de véritables milieux de survie et de multiplication pour les salmonelles [200].

### 5.2.1.4. L'hygiène de l'alimentation :

Afin d'éviter une éventuelle contamination d'origine alimentaire, il paraît judicieux de nettoyer l'auge et de protéger les aliments des souillures des bovins, des rongeurs, des oiseaux sauvages tant au niveau du stockage que de la distribution [201].

### 5.2.1.5. L'hygiène de la traite :

Malgré une hygiène stricte, l'excrétion mammaire bien que rare reste possible. En cas de contamination du troupeau, il convient d'avertir la laiterie [195].

La contamination du lait se réalise lors de la traite. En effet, les trayons se souillent [202] :- lors du couchage.

- par les éclaboussures de fèces diarrhéiques.

Il est recommandé de prendre les mesures suivantes [202] :

- Un nettoyage rigoureux de la mamelle et du trayon est à mettre en œuvre ainsi qu'un prétrampage en utilisant un produit adapté.
- Détecter les mammites et éliminer les premiers jets.

#### 5.2.1. 6.L'hygiène du vêlage:

Pour la protection du veau et de la parturiente, Martel et al [100] recommandent :

- La réalisation du vêlage dans des locaux spécifiques ; la séparation des veaux de leurs mères dès que possible et la prise du colostrum.
- La séparation des veaux nouveaux-nés de leurs mères contaminées par les salmonelles le plus rapidement possible et leur fournir du colostrum et du lait provenant d'autres vaches saines.

#### 5.2. 1. 7. Maîtrise des déjections :

Une des sources de contamination les plus importantes en cas de foyer de salmonellose sont les déjections bovines, elles atteignent les  $10^4$  UFC / ml de lisier. Cette concentration en bactéries est grandement influencée par la température extérieure [58]. Par précaution, il est nécessaire que :

- Le lieu de stockage des déjections, soit effectué dans un endroit suffisamment étanche afin d'éviter de polluer l'environnement ou l'aliment [58 ; 201].
- Le délai de stockage du lisier, soit préconisé selon les règlements sanitaires à soixante jours en hiver et à trente jours en été pour obtenir une épuration avant l'épandage sur les pâtures et un délai minimum de trois semaines entre celui-ci et la mise en pâture des bovins, doit être respecté [203].
- Le lisier, soit décontaminé. L'utilisation de Cyanamide calcique (0,4%poids/volume) ou d'urée (0,6% poids/volume) permet de réduire expérimentalement la contamination, en diminuant la concentration des bactéries [202 ; 201].

- Les circonstances climatiques d'épandage, soit convenables. En effet, ces derniers influent sur la dispersion et l'entraînement des salmonelles par ruissellement. Il faut éviter le brassage et l'épandage par temps de pluie pour prévenir d'éventuelles stagnations [201].
- Les lisiers issus d'exploitations touchées par des cas de salmonelloses, soit éliminer et non utiliser pour l'épandage [203 ; 126].

#### 5.2.1.8 Conduite du troupeau :

Il est recommandé de prendre les mesures suivantes :

- Toute perturbation digestive accroît le risque de prolifération d'une population pathogène, pour cela il faut réaliser correctement les transitions alimentaires et vérifier régulièrement l'équilibre de la ration [204].
- En cas d'infection il serait judicieux de faire des analyses de l'eau et de l'alimentation pour trouver l'origine de la contamination [46].
- Le déparasitage doit être appliqué périodiquement, notamment au printemps et en automne [56,194].
- Surveiller particulièrement certains événements pouvant déclencher un stress qui favoriserait l'excrétion de salmonelles : transport, changement de pâture, vaccinations et toute affection, doit être prévenue et traitée [100].
- L'introduction de tout nouvel animal, doit être suivie d'une mise en quarantaine afin de s'assurer de son bon état général [93 ; 100].
- Chaque avortement doit faire l'objet d'une déclaration systématique, suivie de mesures médicales et sanitaires (prélèvement et analyse bactériologique).
- Les cadavres et avortons seront stockés dans un lieu étanche et inaccessible aux animaux domestiques ou sauvages puis faire désinfecter les locaux après évacuation des cadavres et des avortons vers le clos d'équarrissage [46 ; 204].
- Installer un parcours de travail [56] :
  - 1) Commencer par traire les vaches saines; racler et pailler l'étable ou elles logent et distribuer leur ration.
  - 2) Poursuivre en s'occupant des animaux du lot d'où provient l'animal malade.
  - 3) Terminer par l'animal malade.

## 5.2. 2. Prophylaxie médicale:

En présence de salmonellose clinique dans un troupeau, deux mesures de prophylaxie médicale doivent être prises: la vaccination et la métaphylaxie

### 5.2.2. 1. Vaccination :

Un bon vaccin contre les salmonelles doit être hautement immunogène, totalement avirulent et protège l'animal contre tous les sérotypes [123] mais malheureusement, le seul vaccin disponible dans certains pays (France) est un Vaccin inactivé (Salmopast ND), associant les sérotypes Dublin et Typhimurium seulement dont le protocole de vaccination comprend deux injections de primovaccination espacées de 3 semaines associées à une injection annuelle de rappel pour tous les sujets et une injection au 7<sup>ème</sup> mois de gestation avec un rappel de deux à quatre semaines avant la mise bas [99 ; 177 ; 205].

Trois catégories d'animaux devraient être privilégiées pour la vaccination [177, 206]:

- 1) Immunisation active des animaux, présent dans un lot où a sévi la salmonellose sous forme clinique
- 2) Immunisation passive des veaux via le colostrum par vaccination des mères et l'immunisation active des veaux issus de mères non vaccinées ou vaccinées (primovaccination est effectuée à partir de la troisième semaine d'âge).
- 3) Immunisation active des autres animaux susceptibles de déclencher la maladie, à savoir les génisses et les vaches dans le cadre d'une prévention contre une salmonellose post-vêlage.

Plusieurs types de vaccins existent :

- le vaccin tué [207 ; 208].
- le vaccin fait à base de souches atténuées [219,210].

### 5.2. 2.2. Métaphylaxie :

Cette pratique serait plutôt réserver à des troupeaux laitiers où l'évolution est dramatique. En effet, il a été prouvé que l'antibiotique provoque une perturbation de la flore digestive qui favorise la translocation des salmonelles [211].

La Colistine est distribuée dans l'eau de boisson à raison de 150 000 UI/Kg, toutes les 24 heures. Bien que cette molécule ne traverse pas la barrière épithéliale, il est préférable d'avertir la laiterie et la collecte sera soumise à la vérification de l'absence d'inhibiteurs dans le lait de mélange [177].

La méthode préventive la plus efficace et la plus économique passe aussi avant tout par la mise en place d'un véritable plan de surveillance des animaux présents dans le lot atteint d'une infection salmonellaïque et toute modification du comportement ou de la production, doit faire suspecter l'évolution d'une salmonellose. La prise de température est le meilleur indicateur, si celle-ci est anormalement élevée (supérieure à 39,5 °C), un traitement d'antibiotique tenant compte des résultats de l'antibiogramme, doit être administré aux bovins même en l'absence de troubles digestifs [56].

Compte tenu du risque important de la mortalité chez les veaux, la métaphylaxie s'avère une des mesures à mettre en œuvre sur tous les veaux du lot contaminé. L'administration de Colistine à la dose de 150 000 UI/Kg/24 h pendant huit jours, diminue la fréquence des cas cliniques [177].

## CHAPITRE 6

### CONSEQUENCE DE LA SALMONELLOSE BOVINE POUR LA SANTE PUBLIQUE

#### 6.1. Introduction :

La salmonellose est présente partout dans le monde mais il est probable que son incidence est fortement sous-estimée. En 1999, 5600 cas ont été déclarés au Canada, il s'agit de la maladie infectieuse du tube digestif dont l'incidence est la plus élevée [212,213]. Chaque année 40000 cas de salmonellose, 2000 porteurs et 500 décès sont rapportés aux États-Unis [214]. La salmonellose typhique est actuellement rare en France alors que la salmonellose non typhique est fréquente. De même, cette dernière est très fréquente dans les pays en voie de développement. L'émergence de *Salmonella* résistante aux antibiotiques est devenue un problème majeur de santé publique [214].

#### 6.2. Classification des salmonelloses humaines :

Les salmonelloses humaines peuvent être classées en deux groupes.

##### 6.2.1. Salmonelloses majeures :

Elles sont strictement adaptées à l'homme [215].

##### 6.2.1.1. Fièvre typhoïde :

Elle est aussi appelée bacille d'Eberth, c'est la plus grave des salmonelloses humaines, elle est due à *S. Typhi* [216]. La transmission d'homme à homme se fait par l'intermédiaire d'eau ou d'aliments souillés par les selles de malades, de convalescents, ou de porteurs sains [217]. Les symptômes sont les suivants [218 ; 219]:

- Fièvre de trois à quatre semaines, 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 (langue caractéristique de la fièvre typhoïde).
- Forte diarrhée (peut durer 3 semaines) qui sera suivie par une amélioration des symptômes.
- En absence de traitement, une diarrhée ocre, des vomissements et une coagulation intravasculaire disséminée peut survenir et entraîner le typhus, suivie de phase délirante pouvant évoluer très rapidement vers la mort.

#### 6.2.1.2. Fièvre paratyphoïde:

Elle est due à *S. Paratyphi A*, *S. Paratyphi B* et plus rarement à *S. Paratyphi C*. Les symptômes sont les suivants [216]:

- Fortes nausées, vomissements et diarrhées liquides au début des symptômes.
- Céphalées et douleurs abdominales.
- Fièvre avec frissons.
- Taches rouges sur tout le corps.

#### 6.2.2. Salmonelloses mineures (Salmonellose non typhique) :

##### 6.2.2.1. Salmonellose non typhique digestive :

Le tableau clinique est celui d'une gastro entérite aiguë, elle se manifeste par une douleur abdominale, vomissement et une diarrhée qui dure 2 à 5 jours [220], elle est généralement le résultat d'une toxico-infection alimentaire [221], la dissémination septique est possible en particulier chez l'enfant et les personnes immuno-déprimées, chez lesquelles la déshydratation peut conduire au décès [222].

##### 6.2.2.2. Salmonellose non typhique septicémique :

Elle est due à *S. Enteritidis*, *S. Typhimurium* et *S. Heidelberg* [223 ; 224], c'est généralement une complication de la forme digestive et essentiellement due à une immunodépression [225]. Des métastases septiques secondaires sont rencontrées (osseuse, rénale, méninge et hépatique), les hémocultures sont

positives et le traitement est impératif vu l'existence de localisation secondaire [226].

#### 6.2.2.3. Autres formes de salmonellose non typhique :

Plusieurs localisations peuvent être observées suite à la bactériémie d'origine salmonellique. Le sérotype le plus souvent rencontré est S.Typhimurium [223].

##### 6.2.2.3.1. Les infections intra abdominales :

Se manifestent par une cholécystite aigue, Abscess hépatique, surrénal, splénique et pancréatique [227].

##### 6.2.2.3. 2. 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. Une atteinte de l'état général peut s'installer avec une fièvre modérée et des migraines. Ces symptômes régressent spontanément en une quinzaine de jours. Une aggravation est possible avec atteinte importante de l'état général et des lésions dermatologiques étendues et douloureuses, voire ulcérées [228].

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 2 à 4 jours après extraction d'un veau mort [73].

##### 6.2.2.3. 3. Infection urogénitale :

Qui se manifeste par des pyélonéphrites [229].

##### 6.2.2.3. 4. Manifestation ostéo-articulaire :

L'ostéomyélite et l'arthrite septique sont plus fréquentes chez l'enfant que chez l'adulte [230].

#### 6.2.2.3. 5. Manifestation du système nerveux central :

Caractérisée par une méningite, elle se manifeste surtout chez l'enfant. Elle est rare chez l'adulte [227].

#### 6.2.2.3. 6. Pneumonie et emphysème :

Qui évolue vers l'abcédassions et pleurésie purulente [227].

#### 6.2.2.3. 7. L'association schistosomoses-salmonelloses :

Retrouvée chez des enfants infectés par des salmonelles non typiques, les vers adultes des schistosomes fixent électivement les salmonelles. Il faut traiter les deux maladies pour obtenir la guérison [226 ; 231].

#### 6.2.2.3. 8. Le portage chronique:

Il est défini par le portage des salmonelles dans les selles au - delà d'un an. L'existence de porteurs sains pose un problème difficile à résoudre, ce portage chronique s'expliquerait par une altération spécifique des réponses immunes à médiation cellulaires ou par des pathologies des voies biliaires (existence de zones cicatricielles non vascularisées). 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 [226 ; 232].

### 6.3. Toxi-infections alimentaires collectives (TIAC) :

Un foyer de TIAC est défini par l'apparition d'au moins deux cas groupés, d'une symptomatologie similaire, généralement digestive dont on peut rapporter la cause à une même origine alimentaire, souvent contaminée par des porteurs sains suite à sa manipulation [233 ; 234]. Elles peuvent être dues à l'abreuvement d'eau contaminée mais le pourcentage des TIAC dues à des denrées alimentaires contaminées est estimé à 95% [235].

En Algérie, un très grand nombre de cas de TIAC est signalé annuellement sur le territoire national, suivie malheureusement par la mort dans certain cas. Le tableau (6.1) et (6. 2) nous montre l'évolution de ces derniers de 1999 à 2005 et le nombre de décès signalés pour l'année 2005

**Tableau 6.1:** Evolution des nombres des cas de TIAC entre 1999 et 2005 (à septembre) sur le territoire national [10].

Années	1999	2000	2001	2002	2003	2004	2005(à septembre)
Cas notifiés	4392	3361	3866	4527	5099	3920	4286

**Tableau (6.2) :** Nombre de décès suite aux TIAC dans quelques wilayas de l'Algérie, durant l'année 2005 [236].

Wilaya	Sétif	Constantine	Batna	Mila	Tlemcen	Autres wilayas	Total
Nombre de décès	1	2	2	2	1	0	8

Au niveau de la wilaya de Blida les résultats de l'enquête épidémiologique sur les cas de TIAC entre 2006 et 2010 sont notés dans le tableau (6.3).

**Tableau 6.3** Nombre de cas de TIAC entre 2006 et 2010 au niveau de la Wilaya de Blida [237].

Année	2006	2007	2008	2009	2010
Nombre de cas de TIAC confirmés	294	223	156	176	223

Il peut y avoir plusieurs agents causals des TIAC et *Salmonella. spp* est l'un des agents causals les plus importants (Tableau 6.4).

**Tableau (6.4) :** Répartition des foyers de TIAC selon l'agent responsable, en France de 1995 à 1999 [238].

Agents identifiés	1995	1996	1997	1998	1999	Nombre total	%
<i>Salmonella spp</i>	267	185	162	201	267	1282	45
<i>CL.perfiringens</i>	29	10	15	13	18	117	04
<i>Staphylococcus aureus</i>	60	32	34	32	48	243	09
<i>Bacillus cereus</i>	04	02	02	01	04	19	0.5
<i>Shigella spp</i>	06	00	03	03	07	22	01
Histamine	08	05	09	04	13	51	02
Autres agents	18	04	04	11	16	59	02
Agents non identifiés	141	152	184	212	287	1048	37
<b>Total</b>	<b>533</b>	<b>390</b>	<b>413</b>	<b>477</b>	<b>660</b>	<b>2841</b>	<b>100</b>

L'identification des germes responsables des TIAC n'est pas toujours évidente en Algérie, ceux-ci peut être due selon le ministère du commerce et le ministère de la santé de la population et de la réforme hospitalière aux raisons suivantes :

- L'absence du repas témoin (Tableau 6.5)
- Produits incriminés non identifiés (PINI) (Tableau 6.6)
- L'absence du germe dans le repas témoin (Tableau 6.5)
- Germes non diagnostiqués (Tableau 6.5)

**Tableau 6.5:** Germes responsables des cas de TIAC, notifiés dans quelque wilaya de l'Algérie, durant l'année 2005 [236].

Germe en cause	St. fécaux	Absence de germes dans le repas témoins	S mineures	colibacilles	Absence de repas témoins	Germes non diagnostiqués	Totale
Nombre de cas	715	259	138	246	55	2012	3425
Pourcentage (%)	20.87	7.56	4.04	7.19	1.6	58.74	100

St : Streptocoque fécaux ; S : Salmonelles.

**Tableau 6.6 :** Les intoxications alimentaires enregistrées pour la wilaya de Blida durent l'année 2010 [239].

Lieux	Nombre de consommateurs touchés	Nombre d'alertes	Produits incriminés	Mesure prise	Nombre de personnes hospitalisées	Nombre de décès
Blida Centre	23	05	-goûter -eau -pâtisserie	Traitement ambulatoire	0	0
Boufarik	48	08	-pizza -eau -PINI -repas de fête -hamburger mayonnaise	Traitement ambulatoire	01	0
Soumaa	25	05	-PINI -repas de fête <b>-viande achée</b>	Traitement ambulatoire	<b>05</b>	0
Chebli	15	05	-PINI <b>-les abats</b>	Traitement ambulatoire	<b>05</b>	0
Larbaa	15	1	- repas (pommes de terre, œufs, <b>viande achée</b> , petit pois, et salade)	Traitement ambulatoire	<b>10</b>	0
Oued djar	25	02	<b>-lait de vache</b>	Traitement ambulatoire	<b>06</b>	0
Mefteh	32	06	-eau -PINI -resin -pâtisserie	Traitement ambulatoire	05	0
Oued el alleq	0	01	PINI	Traitement ambulatoire	0	0
Guerciaou	06	02	-eau -sandwich	Traitement ambulatoire	0	
Beni tamou	19	03	-pâtisserie -PINI	Traitement ambulatoire	01	0
Beni mered	03	01	-PINI	Traitement ambulatoire	0	0
Mozaia	03	01	PINI	Traitement ambulatoire	0	0

#### 6.4. Salmonellose bovine : un danger pour le consommateur :

En principe, tous les animaux de rente peuvent être contaminés et représentent une source de contamination pour l'homme [240]. Pour cela, deux voies sont décrites :

##### 6.4. 1. Une contamination indirecte :

Elle peut faire suite à :

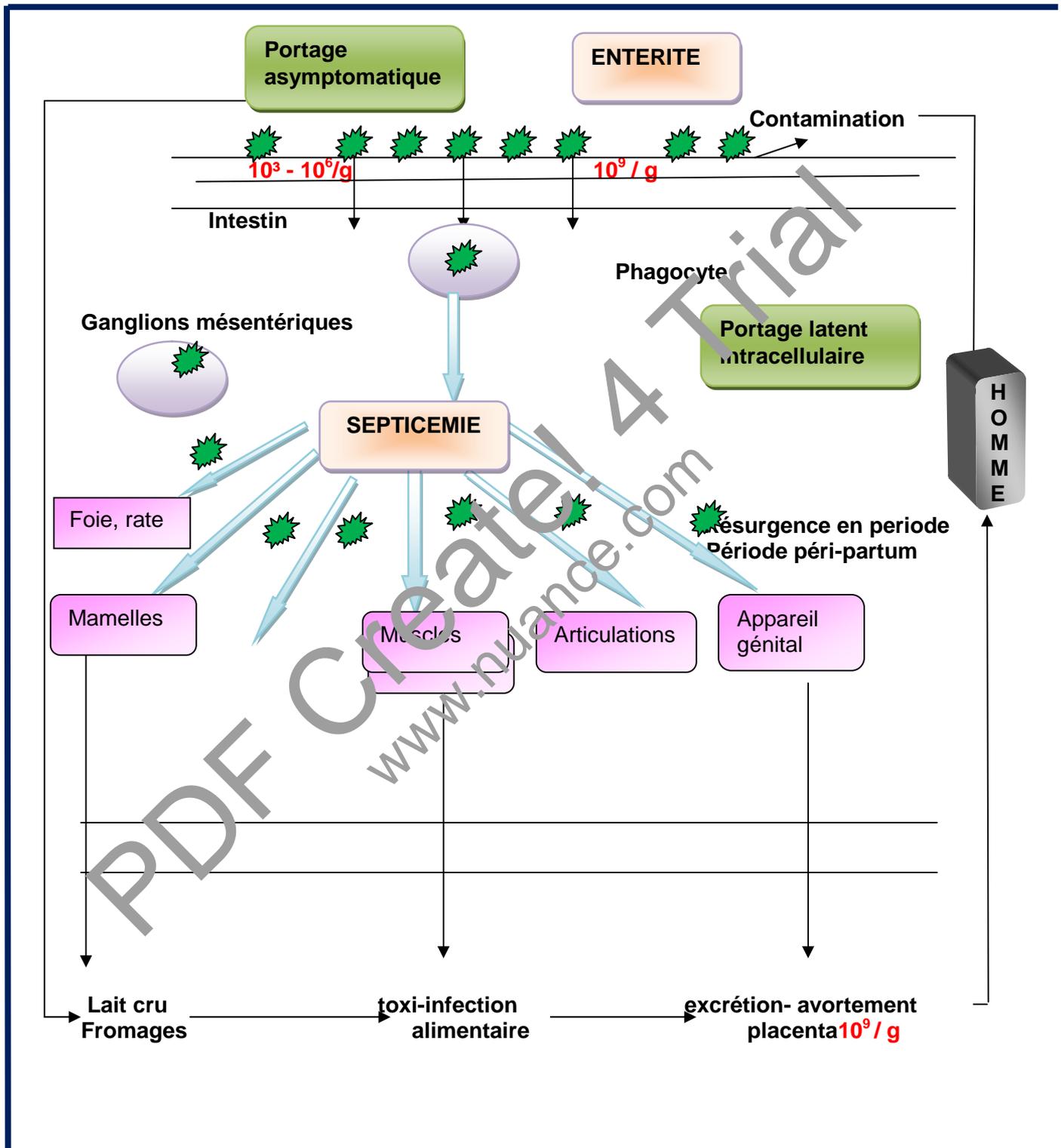
- ✓ La consommation de denrées alimentaires contaminées par souillure fécale [241]. La contamination par consommation de viande de bœuf ou de lait cru contaminés est rare mais non négligeable, selon CAUCHARD et al [242], 9 épidémies sur 13 en France entre 1993 et 2001 sont d'origine bovine.
- ✓ Un contact avec un environnement contaminé. Les eaux des puits peu profonds peuvent être infiltrées par les déjections des bovins [243].

##### 6.4. 2. Une contamination directe par contact avec des bovins contaminés :

Ce mode de contamination est généralement sous estimé alors qu'il est possible pour toute personne ayant des contacts directs avec les excréments, le placenta ou les sécrétions utérine excrétés par des bovins porteurs de salmonelles. En effet ces derniers peuvent excréter jusqu'à  $10^9$  de salmonelles /gramme d'excréments lors d'entérite aiguë et par gramme de placenta ou de sécrétions utérines lors d'un avortement ou de vêlage [73 ; 244].

Cette voie concerne l'éleveur, l'obstétricien, voire l'employé d'abattoir ou d'équarrissage [228].

La figure (6.1) nous résume, les modalités de transmission de la salmonellose bovine à l'homme



**Figure 6.1 :** Schéma de dissémination des salmonelles chez les bovins et contamination humaine [177].

#### 6.4.1. La filière lait :

Le lait cru peut être contaminé par les salmonelles :

Au Canada, une fréquence de 2,9 % a été observée dans une enquête effectuée en 1986 sur un échantillon de 500 exploitations laitières recrutées au hasard dans l'Ontario [245]. A la même époque, une fréquence de 4,7 % est rapportée aux Etats Unis dans le Middle West [53]. Une autre étude effectuée dans 30 fermes laitières du Tennessee en 2002 évalue à 2,24 % le nombre d'échantillons de lait de tank positifs aux salmonelles [246].

Il est difficile de préciser l'origine de la contamination du lait qui peut être due selon BURET [247] à :

##### 6.4.1.1. Une origine endogène :

Dans ce cas la contamination du lait provient directement de la mamelle pendant la phase d'excrétion.

##### 6.4.1.2. Une origine exogène :

Elle a pour origine l'environnement dans lequel se déroule l'élevage, la traite et la transformation. Elle est beaucoup plus fréquente et provient principalement des :

- Excréments contaminés des animaux porteurs actifs ou latents qui disseminent les bactéries dans les locaux de traite et contaminent les équipements, ustensiles et lavettes de traite ou l'eau utilisée pour le nettoyage des trayons, favorisant ainsi le passage des salmonelles dans le lait lors de la traite [52 ; 100].
- Liquides génitaux qui représentent une source abondante de salmonelles lors de la période périnatale et peuvent facilement contaminer le lait au début de la lactation [100].

Plusieurs souches de salmonelles sont responsables de la contamination des produits laitiers, les plus fréquentes sont notées sur le tableau (6.7).

Nous remarquons que le nombre de souches répertoriées varie grandement d'une année à l'autre. Cependant, d'une manière générale les serotypes Typhimurium, Enteritidis, Montevideo et Dublin dominent dans les produits laitiers d'origine bovine [242].

**Tableau (6.7) :** Evolution du nombre de souches de salmonelles dans les produits laitiers de vaches entre 1988 et 2001 [242 ; 248].

Serotypes	Périodes									
	2000-2001		1994-1995		1992-1993		1990-1991		1988-1989	
	NB	%								
Typhimurium	42	15.6	157	35.4	15	8.9	7	3.2	20	18.3
Montevideo	1	0.4	87	19.4	31	18.3	51	23.5	1	0.9
Infantis	14	5.3	18	4.1	10	5.9	1	0.5	8	7.3
Ohio	0	0	16	3.6	10	5.9	1	0.5	0	0
Indiana	0	0	15	3.4	3	1.8	4	1.9	0	0
Anatum	0	0	14	3.2	13	7.7	23	10.6	5	4.6
Enteritidis	43	16	12	2.7	14	8.2	5	2.3	4	3.7
Kottbus	0	0	12	2.7	10	5.9	17	7.9	0	0
Dublin	94	34.9	11	2.5	2	1.2	1	0.5	9	8.3
Give	0	0	11	2.5	5	3	0	0	0	0
Derby	5	0.7	0	0	0	0	0	0	0	0
Autres serovars	70	26	90	20.2	56	33.1	103	47.7	90	56.9
Total souches	279	100	443	100	169	100	216	100	137	100

Les toxi-infections peuvent être associées à la consommation de produits laitiers notamment les fromages au lait cru mais également le lait maternisé à partir du lait en poudre. En effet, en France entre 1988 et 2003, 1.8 % des foyers de TIAC salmonelliques ont impliqué le lait cru ou les produits laitiers. Durant cette période, neuf épidémies communautaires de salmonellose humaine impliquant des produits laitiers ont été détectées, provoquant au total 1001 cas dont 9 décès. Dans Toutes ces épidémies les fromages au lait cru ont été mis en cause [11].

En Algérie, les produits laitiers ont été à l'origine des salmonelles dans 3% des cas de TIAC reparties de 1997 à 2002 [249]. Durant l'année 2010, il a été constaté que six personnes ont été victime de TIAC dans la wilaya de Blida suite a la consommation de lait de vaches [239] (Tableau.6.6).

#### 6.4.2. La filière viande :

Les souches de salmonelles issues d'aliments d'origine bovine sont le plus souvent isolées à partir d'abats (11.9%), de viande hachée (31.5%), et d'autres pièces de découpe (15.8%) [242].

En France, une étude cas-témoins menée à partir des cas de salmonellose identifiés par le CNR (Centre National de Référence), a mis en évidence que la consommation de viande hachée de bœuf insuffisamment cuite, soit le principal facteur de risque de salmonellose à *S. Typhimurium* (à 34.5%) chez l'enfant de moins de quinze ans [242].

La qualité microbienne de cette viande est étroitement liée à celle de la matière première, aux conditions de stockage et à son utilisation. En effet :

- Une température de stockage supérieure à 5°C ne peut inhiber la multiplication des salmonelles.
- Les procédés de séparation, de broyage et de hachage autorisent une dissémination des salmonelles dans l'ensemble de la viande, de même que le steak haché atteint rarement une température à cœur égale à 74°C pendant la cuisson.

Ces éléments peuvent expliquer les raisons auxquelles cette denrée soit, la plus fréquemment incriminée lors de contamination humaine à base de produits carnés d'origine bovine. Selon Mutton [51], les salmonelles peuvent facilement survivre pendant des semaines, voir des mois dans les produits carnés secs et fumés.

En Algérie, la viande et les produits carnés ont été à l'origine des salmonelles dans 5% des cas de TIAC, repartie de 1997 à 2002 [249]. Durant l'année 2010, vingt cas de TIAC ont été enregistrés à Blida suite à la consommation de viande hachée et d'abats [239] (Tableau 6.6).

Le tableau (6.8) nous résume les principaux sérotypes trouvés chez les bovins dans la filière viande. On retrouve en tête le sérotype S. Typhimurium qui est le plus souvent rencontré en pathologie bovine et qui se manifeste par un pouvoir invasif marqué. Lorsque les animaux malades sont abattus pendant la phase septicémique, la bactériémie dissémine les salmonelles en profondeur dans la masse musculaire, provoquant ainsi une contamination de haut niveau [50].

Pour cela, l'abattage des animaux malades issus d'un foyer d'expression clinique est à éviter mais en cas d'abattage d'urgence le CVI (Certificat Vétérinaire d'Information) sera nécessaire pour informer le vétérinaire inspecteur [73].

**Tableau 6.8 :** Importance des sérotypes Typhimurium, Montevideo et Dublin dans les prélèvements de viande et d'abats en France, durant l'année 2001 [250].

Sérotypes isolés	Origine du prélèvement (Viande et abats de bovins)	
	Nombre de souches	Pourcentage
Typhimurium	25	24.6
Montevideo	9	4.9
Dublin	7	3.8
Derby	23	12.6
Infantis	10	5.5
Enteritidis	6	3.3
Autres sérotypes	83	45.3

## CHAPITRE 7

### PARTIE EXPERIMENTALE

La salmonellose bovine est une pathologie très répandue dans divers pays, elle peut être la cause de toxi-infection alimentaire par l'ingestion de viande ou de lait cru contaminés par les salmonelles. Elle engendre des pertes économiques considérables tant par le coût du traitement, les avortements que par les mortalités surtout observées chez les veaux [18].

En Algérie, la salmonellose bovine n'a pas fait l'objet d'études, les taux de morbidité et de mortalité n'ont été estimés que pour les veaux, dans le cadre de quelques études sur les diarrhées néonatales [251 ; 252 ; 253 ; 254 ; 255].

Devant le constat que nous venons d'évoquer, nous proposons d'apporter une contribution sur le thème, en essayant de trouver des réponses aux questions suivantes :

- quels sont les facteurs qui favorisent son apparition ?
- quelle est l'importance de cette pathologie dans nos élevages ?

A partir des données recueillies de la partie bibliographique et devant le manque d'informations relatives à la salmonellose bovine en Algérie, nous avons voulu par le biais de cette étude, apporter quelques notions sur cette dernière, en visant les objectifs suivants :

- Répertorier quelques facteurs de risque menant à l'apparition de la maladie au niveau des élevages de la wilaya de Blida suite à une enquête réalisée par le biais d'un questionnaire adressé aux éleveurs.
- Rechercher des traces bactériologiques de la salmonellose bovine et essayer d'estimer sa prévalence à partir des cas cliniques suspects au niveau de la wilaya de Blida.
- Rechercher des cas de portage asymptomatique de salmonellose bovine au niveau de l'abattoir de Blida.

## **7.1. Première partie : Enquête par questionnaire auprès des éleveurs**

Dans le but d'avoir un aperçu sur la gestion de nos élevages et de décrire certaines pratiques d'élevages qui peuvent être en relation avec l'apparition de la salmonellose bovine et représentent de véritables facteurs de risque pour sa dissémination. Un questionnaire (Appendice F) a été adressé à 90 éleveurs localisés au niveau de la wilaya de Blida, Notre enquête c'est étalée du mois de janvier jusqu'au mois de décembre de l'année 2010.

### **7.1.1. Matériel et méthodes :**

Le questionnaire requis pour cette étude comporte (30) questions (questions fermées et/ou à choix multiple), réparties en (05) rubriques :

- conditions générales de l'élevage.
- hygiène de logement.
- hygiène d'abreuvement.
- hygiène alimentaire.
- précaution sanitaire.

Les informations recueillies par le questionnaire distribué ont été recueillies de la manière suivante :

déplacements personnels à des élevages localisés dans les daïras de Bougara et de l'Arbaa qui se sont déroulés dans le cadre des consultations ou des suivis d'élevages.

- déplacements personnels à des élevages localisés dans les daïras de Bouinan et de Boufarik à l'occasion d'une campagne de vaccination.

### 7.1. 2. Résultats :

90 élevages de bovin ont fait l'objet de cette étude. Ces élevages :

- Ont un effectif allant de 5 à 80 sujets et répartis comme suit :

Tableau 7.1 : Effectif des élevages.

Nombre d'élevages	Nombre de sujets	%
68	05 et 20	75.55
12	21 et 35	13.33
10	36 et 80	11.11

- Sont localisés dans les daïra suivantes :

Tableau 7.2 : Localisation des élevages.

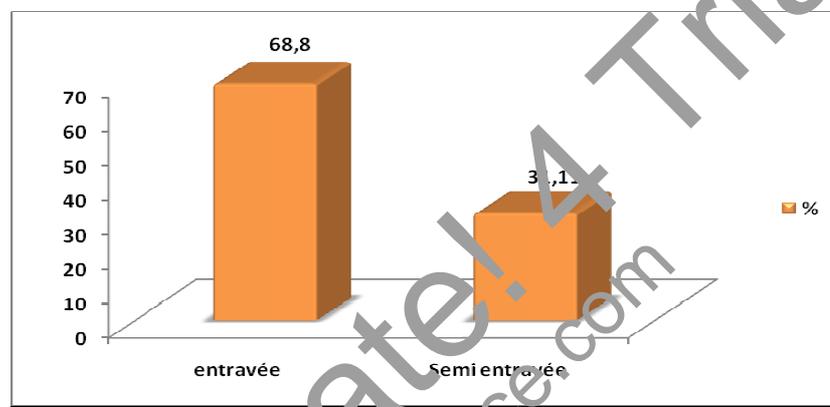
Nombre d'élevages	Région	%
72	Bougara	80
07	Boufarik	7.77
06	Bouinan	6.66
05	Arbaa	5.55

Le traitement des données du questionnaire est rapporté par question (Appendice G).

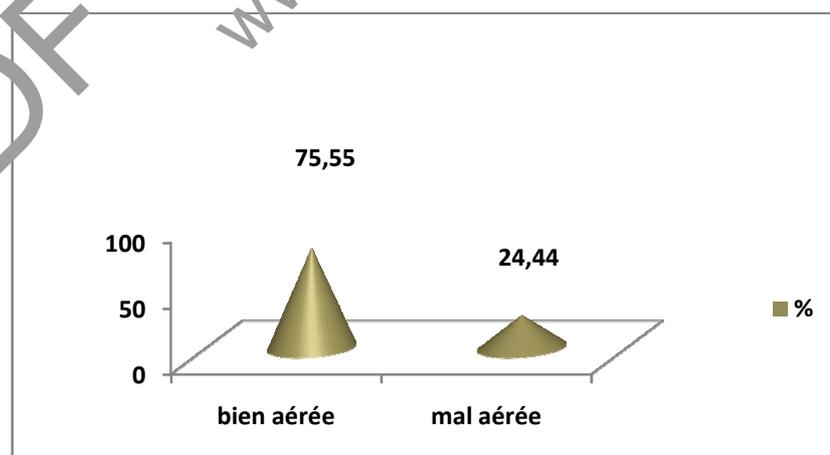
### 7.1.2.1. Conditions générales de l'élevage :

#### 7.1.2.1.1. Type de stabulation et aération de l'étable :

Nous pouvons noter que 68.8% des élevages visités sont à stabulation entravée et 31.11% des élevages sont à stabulation semi entravée (Cf. Figure 7.1), 24.44% des étables visitées sont mal aérées alors que 75.55 % ont une bonne aération (Cf. Figure 7.2).



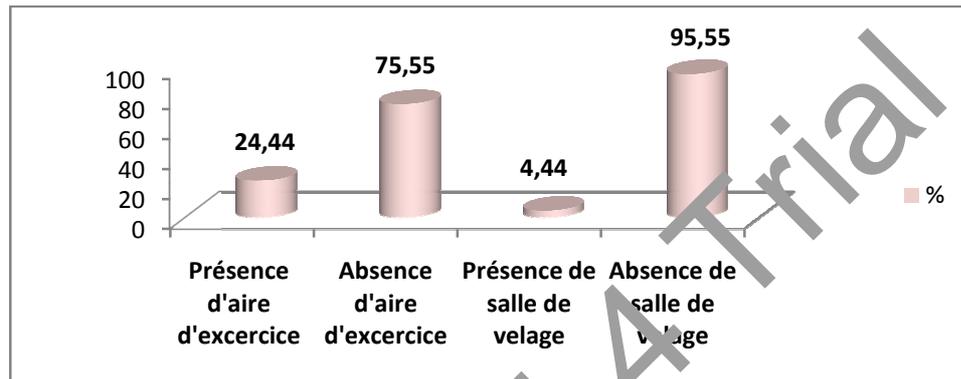
**Figure 7.1 :** Pourcentages des élevages selon le type de stabulation.



**Figure 7.2 :** Pourcentages des élevages selon l'aération de l'étable.

### 7.1.2.1.2. Aire d'exercice et salle de vèlage :

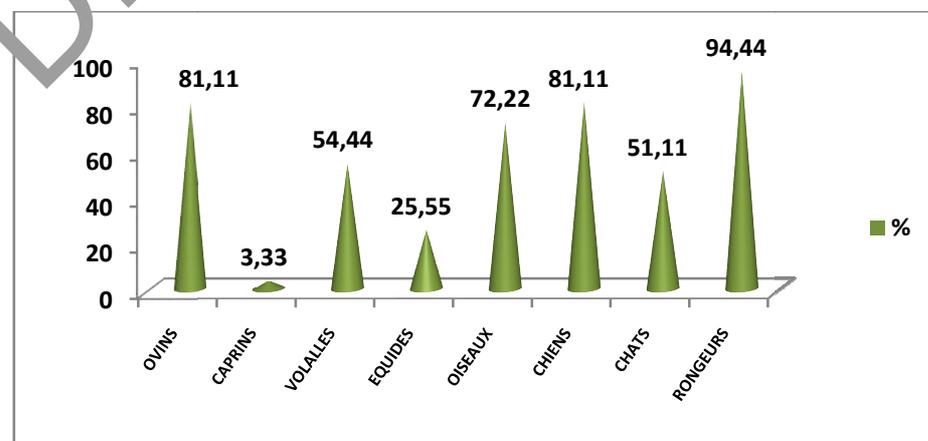
Seulement 22 élevages, soit 24.44% possèdent un espace utilisé comme aire d'exercice alors que 68 élevages, soit 75.55% en sont démunis. L'enquête a aussi enregistré que 4 élevages, soit 4.44% possèdent une salle de vèlage alors que 86 élevages visités, soit 95.55% ne la possèdent pas (Cf. Figure 7. 3).



**Figure 7.3 :** Pourcentages des élevages possédant une aire d'exercice et une salle de vèlage.

### 7.1.2.1.3. Présence d'autres espèces animales :

Nous avons remarqué que les bovins des élevages visités sont en contact permanent avec d'autres espèces animales. Les plus rencontrées sont les rongeurs dans 94.44% des élevages, les chiens (81.11%), les ovins (81.11%), les oiseaux sauvages (72.22%), les chats (51.11%) et les volailles (54.44%) alors que les animaux les moins rencontrés sont les équidés (25.55%) et les caprins (3.33%) (Cf. Figure 7.4).

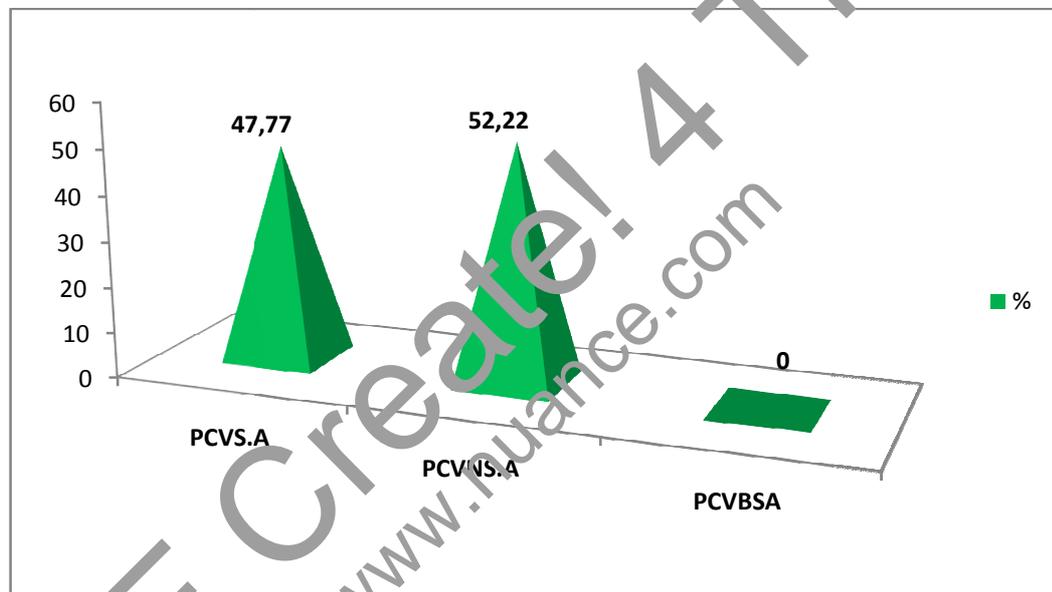


**Figure 7.4 :** Présence d'autres espèces en contact des bovins.

#### 7.1.2.1.4. Parcage des veaux :

Les veaux sont mis dans le même bâtiment que les adultes dans tous les élevages visités. Deux types de parcage sont distingués :

- PCV.S.A : Parcage collectif des veaux dans le même bâtiment que les adultes (veaux séparés des adultes) chez 47.77% des élevages visités.
- PCVNS.A : Parcage collectif des veaux (veaux non séparés des adultes) chez 52.22% des élevages (Cf. Figure 7. 5)



PCV.S.A : Parcage collectif des veaux dans le même bâtiment que les adultes (veaux séparés des adultes).

PCVNS.A : Parcage collectif des veaux (veaux non séparés des adultes).

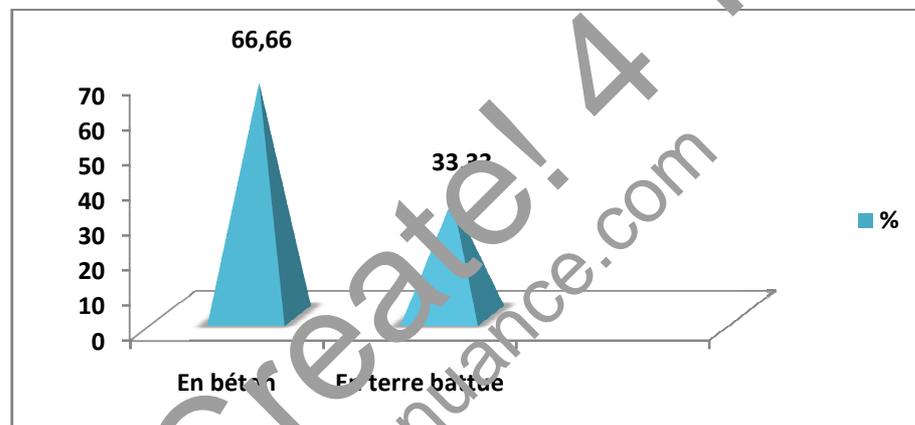
PCVBSA : Parcage collectif des veaux dans des bâtiments séparés des adultes.

**Figure 7.5 :** Types de parcage des veaux.

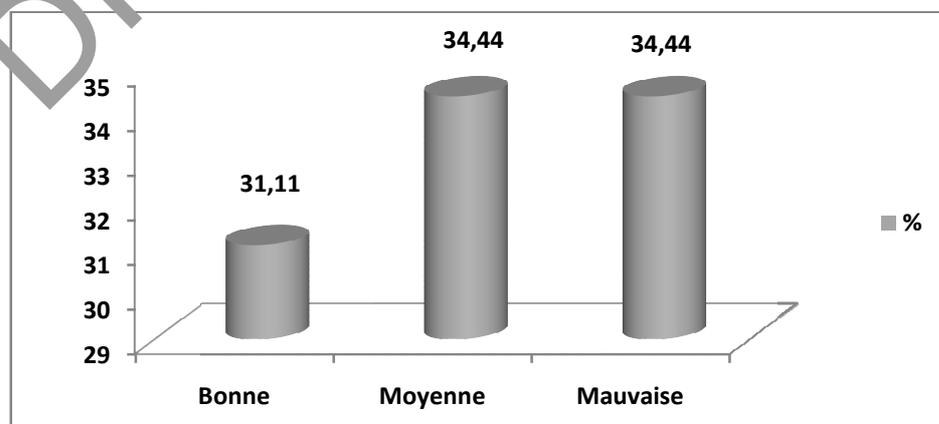
### 7.1.2.1.2. Hygiène du logement :

#### 7.1.2.1.2. 1. Sol en béton ou en terre battue et propreté d'aire de couchage :

Durant notre enquête, nous avons constaté que 60 bâtiments d'élevages, soit 66.66% sont caractérisés par un sol en béton alors que les 30 bâtiments d'élevages restants, soit 33.33 % ont le sol en terre battue (Cf. Figure 7.6). La propreté d'aire de couchage est bonne chez 31.11% des élevages visités alors qu'elle est moyenne chez 34.44% et mauvaise pour les 34.44% des élevages restants (Cf. Figure 7. 7).



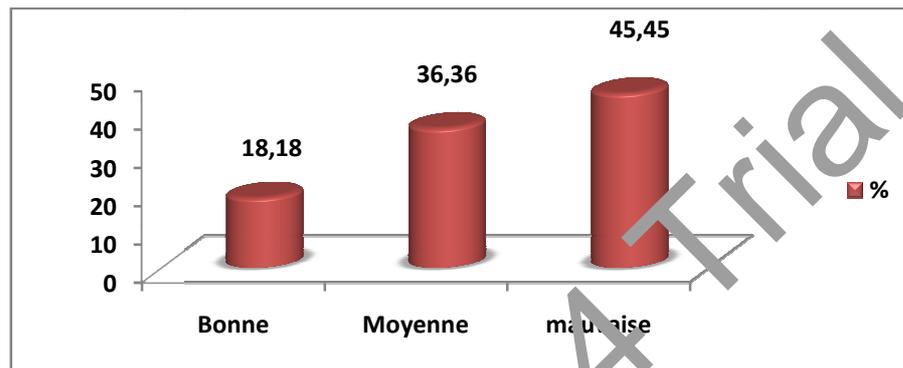
**Figure 7.6:** Répartition des élevages selon le caractère de leurs sols.



**Figure 7. 7 :** Répartition des élevages selon la propreté de leurs aires de couchage.

#### 7.1.2.1.2.2. Propreté d'aire d'exercice :

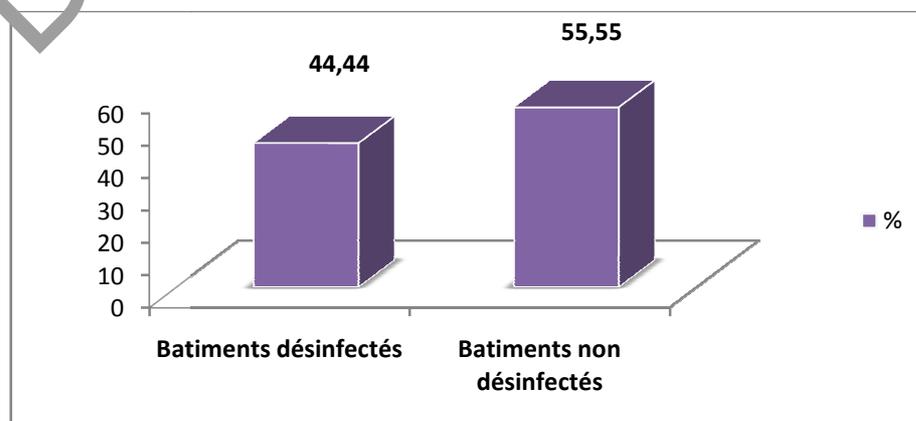
Pour les 22 élevages possédant une aire d'exercice, la propreté est qualifiée de bonne chez 18.18 % des élevages, de moyenne chez 36.36% et de mauvaise chez les 45.45% des élevages restants (Cf. Figure 7.8).



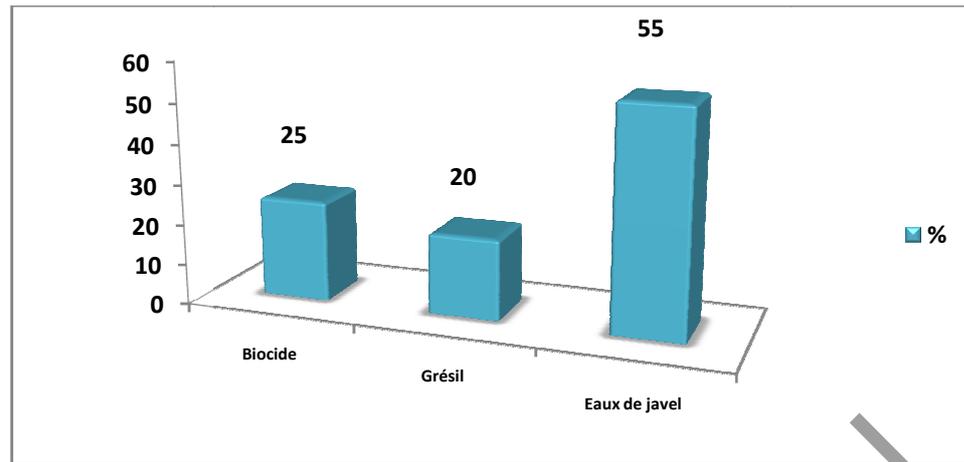
**Figure 7. 8:** Pourcentages des élevages selon la propreté d'aire d'exercice.

#### 7.1.2.1.2.3. Utilisation de désinfectant :

D'après les résultats, 44.44% des bâtiments d'élevages visités sont désinfectés après leur nettoyage alors que les 55.55% restants ne le sont pas (Cf. Figure 7.9). Les désinfectants les plus utilisés sont : Biocide par 25% des élevages, Creyl par 20% et l'eau de Javel par 55% des élevages (Cf. Figure 7.10).



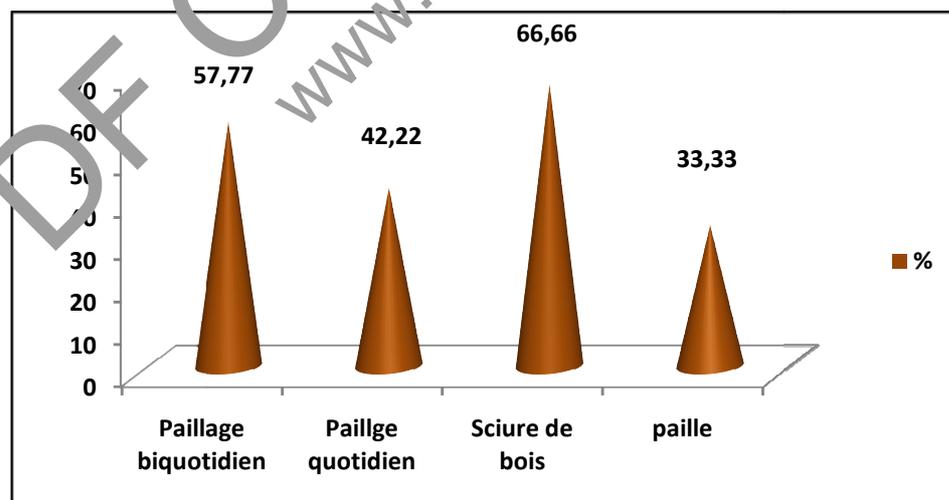
**Figure 7. 9:** Pourcentages des bâtiments d'élevages désinfectés.



**Figure 7.10** : Désinfectants les plus utilisés

#### 7.1.2.1.2.4. Fréquence et types de litière.

L'étude a montré que dans 57,71% des élevages visités le paillage se fait au biquotidien et il se fait au quotidien pour les 42,22% des élevages restants. 66,66% des éleveurs utilisent la sciure de bois alors que 33,33% des éleveurs utilisent de la paille (Cf. Figure 7.11).

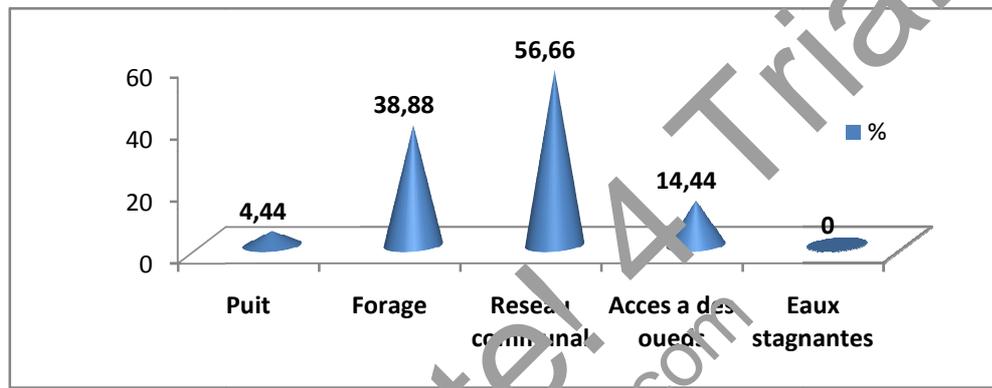


**Figure 7.11** : Fréquence et types de litière

### 7.1.2.1.3. Hygiène d'abreuvement :

#### 7.1.2.1.3.1 Provenance de l'eau et accès à des oueds ou à des eaux stagnantes :

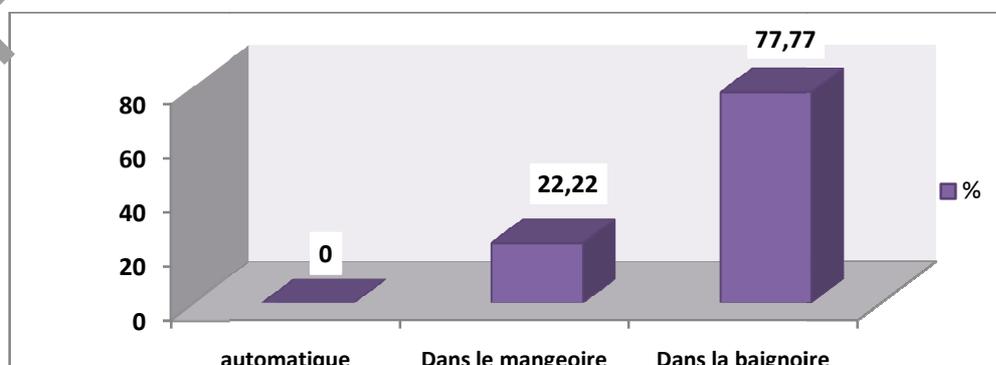
L'étude du questionnaire a enregistré que 56.66% des éleveurs utilisent l'eau du réseau communal pour l'abreuvement de leurs animaux, 38.88% des éleveurs utilisent un forage alors que le reste (4.44%) utilisent l'eau de puits, 14.44% des élevages ont accès à des oueds ou des ruisseaux et aucun élevage n'a accès à des eaux stagnantes (Cf. Figure 7.12).



**Figure 7.12 :** Provenance de l'eau et accès aux oueds et aux eaux stagnantes.

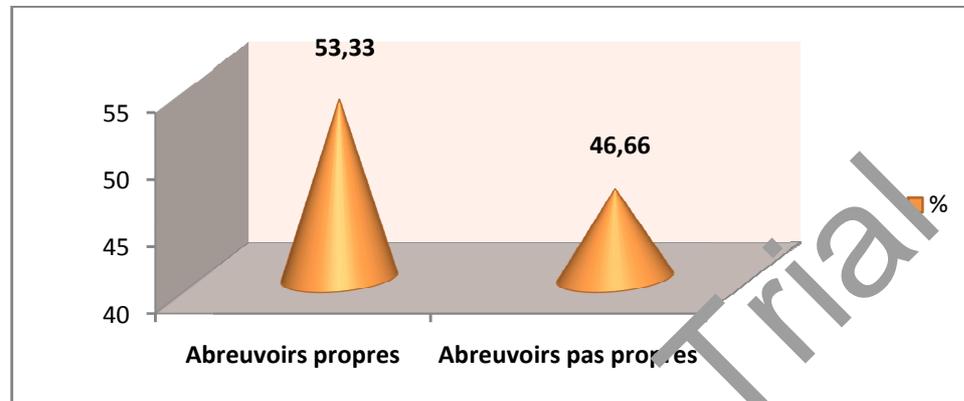
#### 7.1.2.1.3.2. Type et propriété des abreuvoirs :

Nous avons remarqué que 77.77% des éleveurs utilisent les baignoires comme abreuvoir, seulement 22.22% des éleveurs utilisent les mangeoires pour l'abreuvement de leurs animaux et enfin aucun éleveur n'utilise l'abreuvoir automatique (Figure 7.13).



**Figure 7.13 :** Type d'abreuvoir.

D'après nos résultats, nous déduisons que 53.33% des abreuvoirs examinés sont propres alors que 46.66% des abreuvoirs examinés ne sont pas propres. L'appréciation de la propreté des abreuvoirs est basée sur l'absence ou la présence des traces d'excréments dans les abreuvoirs (Cf. Figure 7. 14).



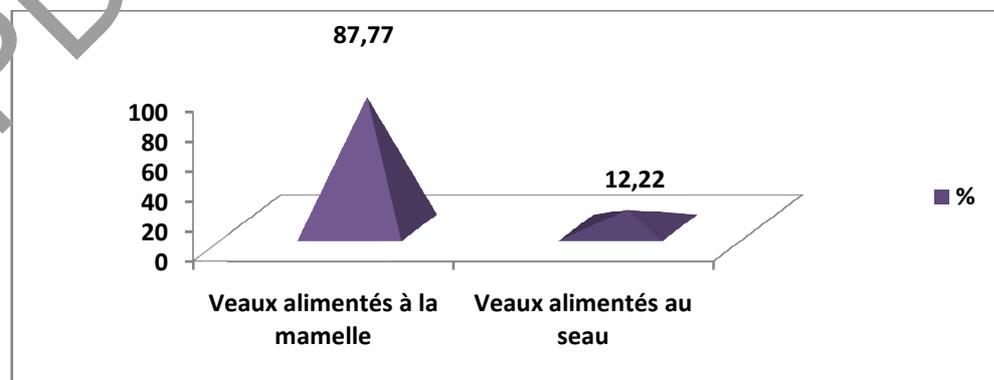
**Figure 7.14** : Répartition des élevages selon la propreté des abreuvoirs.

#### 7.1.2.1.4. Alimentation et hygiène alimentaire :

##### 7.1.2.1.4. 1. Alimentation des veaux :

##### 7.1.2.1.4.1.1. Veaux alimentés à la mamelle ou au seau :

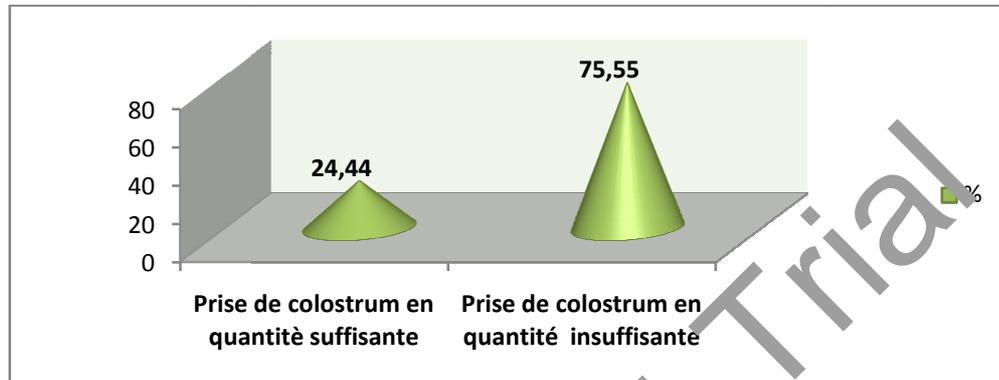
L'étude a relevé que 87.77% des éleveurs interrogés alimentent leurs veaux à la mamelle alors que 12.22% des éleveurs les alimentent au seau (Cf. Figure 7.15).



**Figure 7.15** : Méthode d'alimentation des veaux.

#### 7.1.2.1.4.1.2. Prise du colostrum :

Le quart des éleveurs, soit 24.44 % donnent la totalité du colostrum aux veaux alors que les 75.55% restant des éleveurs prennent une bonne quantité du colostrum pour leur consommation personnelle (Cf. Figure 7.16).

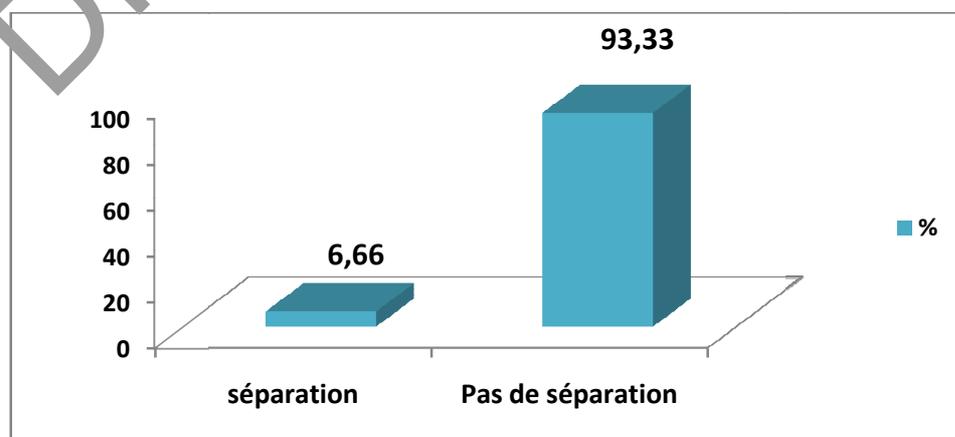


**Figure 7.16 :** Quantité de colostrum prise par les veaux.

#### 7.1.2.1.4.2. Alimentation des adultes :

##### 7.1.2.1.4.2.1. Séparation des vaches selon leur stade de gestation et de la lactation:

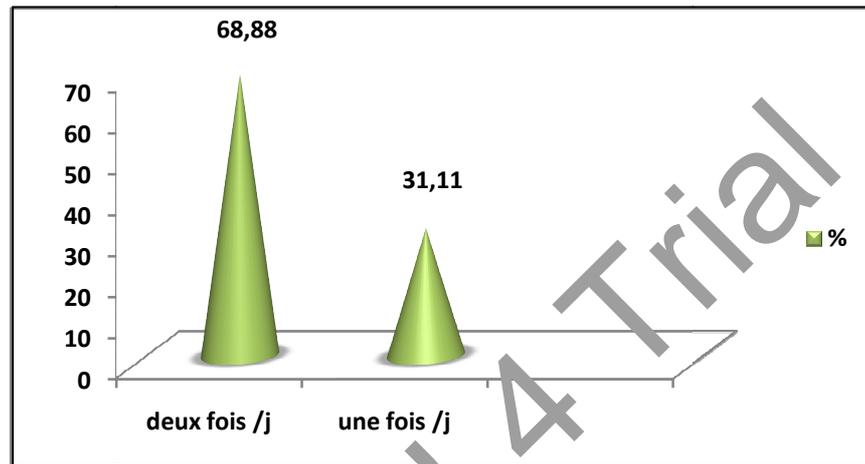
Dans notre étude, nous avons remarqué que dans 93.33% des élevages, les vaches gestantes, vèlées, tarées et en lactation ne sont pas séparées selon leur stade de la gestation et de la lactation recevant ainsi la même ration alors qu'elles sont séparées seulement dans 6,66% des élevages (Cf. Figure 7.17).



**Figure 7.17 :** Séparation des vaches selon leur stade de la gestation et de la lactation

#### 7.1.2.1.4.2.2. Fréquence de distribution alimentaire :

L'aliment est distribué à raison de deux fois par jour chez 68.88% des élevages visités et une fois par jour chez 31.11% des élevages (Figure 7.18).



**Figure 7.18** : Fréquence de distribution alimentaire

#### 7.1.2.1.4.2.3. Type d'aliments consommés :

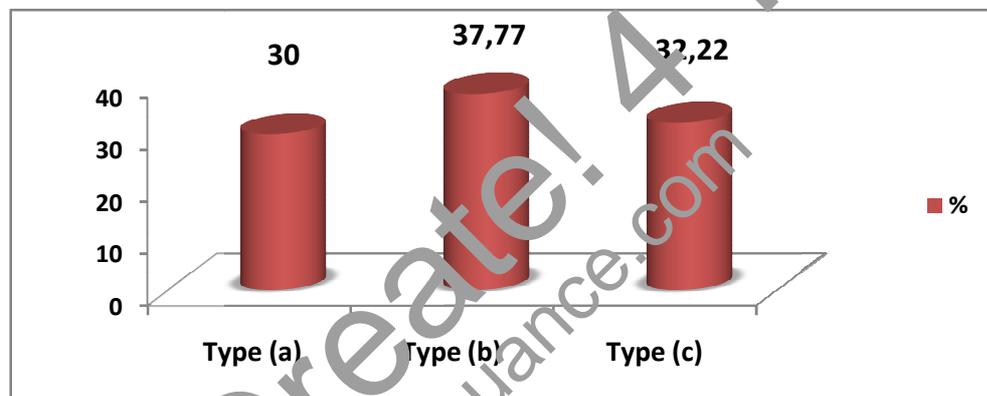
Le type des aliments consommés diffèrent selon la saison, le type de stabulation et de production. Il est représenté comme suit (Figure 7.19):

- Le type (A) : représentant 30 % des élevages visités, il concerne des élevages à stabulation semi entravée, localisés dans la région de HAMAM EL OULAN (daïra de Bougara). L'origine alimentaire de ces élevages est répartie comme suit :
  - ✓ En hiver : prairie naturelle le matin associée au concentré et au fourrage le soir.
  - ✓ En automne et printemps : uniquement prairies naturelles.
  - ✓ En été : prairie naturelle associée à la fauche (trèfle, sorgho) et du concentré en période très sèche le soir.

- Le type (B) : représentant les 37.77% des élevages visités, concerne des élevages à stabulation entravée spécialisés en engraissement des veaux. Leur origine alimentaire correspond à la fauche (trèfle et sorgho) au printemps et au concentré avec fourrage (foin et paille) le reste de l'année.
- Le type(C) : représentant 32.22% des élevages, ce sont des élevages à stabulation entravée spécialisés en élevage laitier.

L'origine alimentaire de ces élevages est répartie comme suit :

- ✓ En hiver et printemps : la fauche de prairie naturelle associée à du concentré.
- ✓ En été : la fauche (sorgho et trèfle) associée à du concentré.
- ✓ En automne : concentré associé au fourrage.



Type (a) : élevages à stabulation semi entravée.

Type (b) : élevages à stabulation entravée spécialisés en engraissement des veaux

Type (c) : élevages à stabulation entravée spécialisés en élevage laitier.

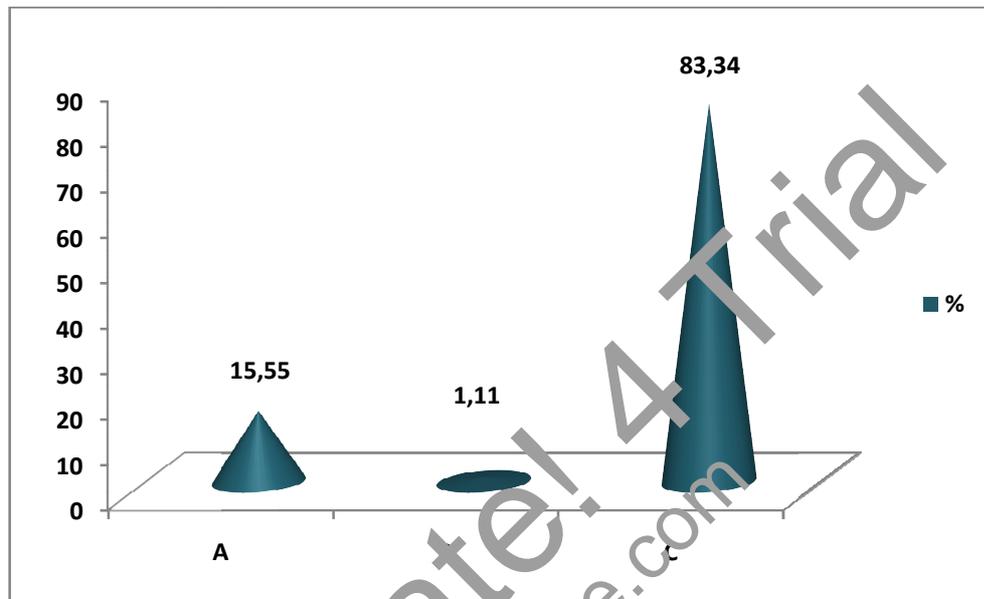
**Figure 7.19** : Type d'aliments consommés.

#### 7.1.2.1.4.2.4) Transition alimentaire :

La transition alimentaire n'est pas brusque et concerne tous les sujets dans tous les élevages visités, soit un tût de 100%.

7.1.2.1.4.2.5. Utilisation de fumier de volailles ou de bovins à la place des engrais chimiques :

Nous avons constaté que le fumier de bovins est utilisé comme engrais par 15.55% des éleveurs et seulement 1.11% des éleveurs utilisent le fumier de volailles (Cf. Figure 7.20).

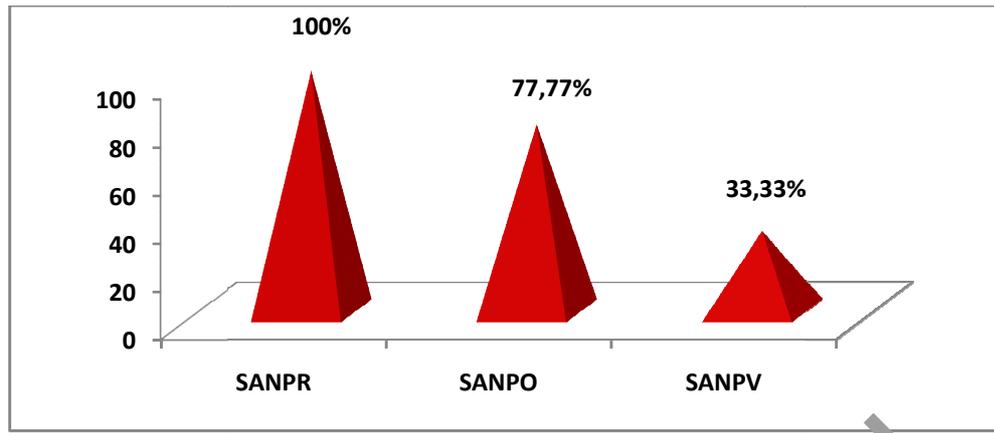


A : Utilisation de fumier de bovins ; B : Utilisation de fumier de volailles ;  
C : Pourcentage des éleveurs qui utilisent des engrais chimiques et des éleveurs qui n'utilisent pas d'engrais.

**Figure 7.20** : Utilisation du fumier de bovins et de volailles.

7.1.2.1.4.2.6. Stockage des aliments :

Nous avons constaté que le stockage des aliments n'est pas protégé des rongeurs dans la quasi totalité des élevages visités, des oiseaux sauvages chez 77.77% des élevages et des volailles chez 33.33% des élevages (Cf. Figure 7.21).



**SANPR** : Stockage des aliments non protégé des rongeurs.

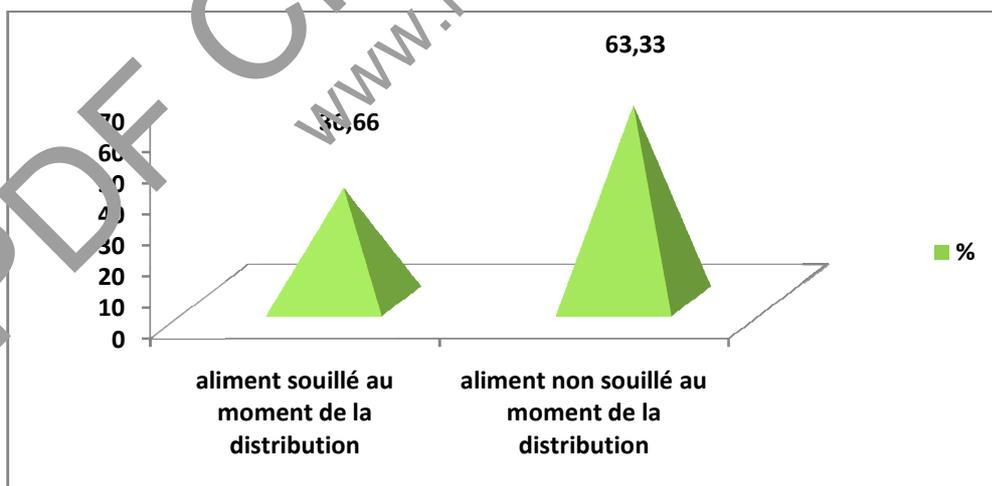
**SANPO** : Stockage des aliments non protégé des oiseaux sauvages.

**SANPV** : Stockage des aliments non protégé des volailles.

**Figure 7. 21** : Hygiène de stockage des aliments

7.1.2.1.4.2.7. Présence de fèces dans les aliments distribués :

Une partie des élevages, soit 36,66% ont les aliments souillés par les fèces au moment de leur distribution alors que les aliments des élevages restants, soit 63% ne sont pas souillés (Cf. Figure 7.22).



**Figure 7. 22** : Répartition des élevages selon la possibilité de souillure des aliments par les fèces au moment de leur distribution.

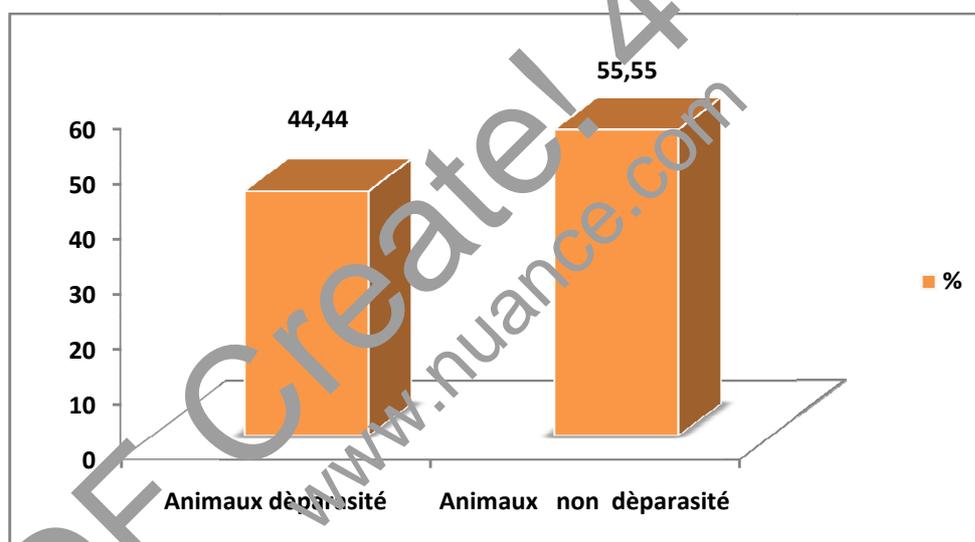
#### 7.1.2.1.5. Précaution sanitaire et hygiène générale :

##### 7.1.2.1.5.1. Dératisation :

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

##### 7.1.2.1.5.2. Déparasitage des animaux :

Le déparasitage des animaux est appliqué dans seulement 44.44% des élevages visités. Dans la plupart des élevages, le déparasitage ne concerne que les taureaux d'engraissement alors que les vaches ne sont que rarement déparasitées (Cf. Figure 7.23).



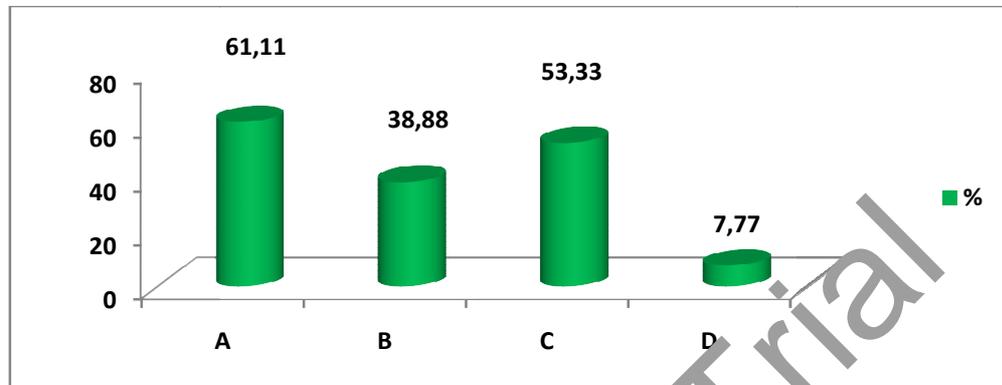
**Figure 7.23** : Déparasitage des animaux.

##### 7.1.2.1.5.3. Isolement des malades:

Suite à notre étude nous avons obtenu les résultats suivants :

- L'isolement des malades est pratiqué chez 61.11% des élevages et il n'est pas respecté chez 38.88% des élevages restant (Cf. Figure 7.24).

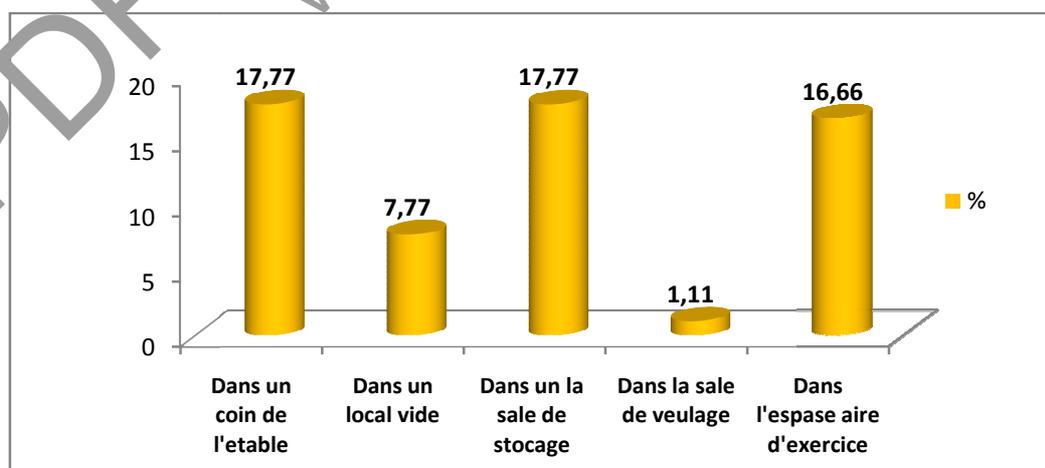
- L'isolement ne concerne que le premier cas chez 53.33% des élevages visités alors que l'isolement de tous les cas n'est respecté que chez 7.77% des élevages visités (Cf. Figure 7.24).



A : Isolement des malades pratiqué ; B : Isolement des malades non pratiqué  
 C : Premier cas isolé ; D : Tous les cas isolés.

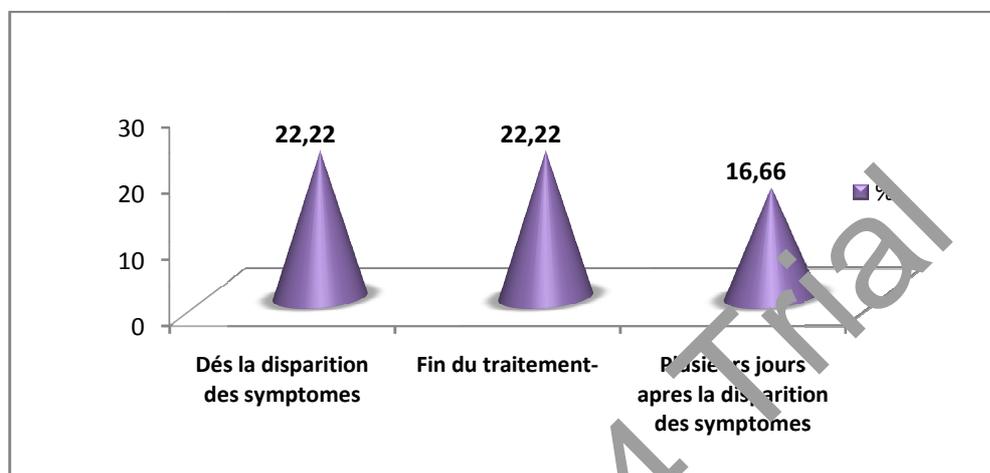
**Figure 7.24** : Pratiqué et méthode d'isolement des malades.

- Le sujet malade est isolé dans un coin de l'étable chez 17.77% des éleveurs, dans un local vide (7.77%), dans la salle de stockage des aliments (17.77%), dans l'espace aire d'exercice (16.66%) ou dans la salle de vêlage (1.11%) (Cf. Figure 7.25).



**Figure 7.25** : Lieux d'isolement des malades.

- Le sujet malade est isolé jusqu'à la fin du traitement dans 22.22% des élevages visités, jusqu'à la disparition des symptômes (22.22%) ou plusieurs jours après la disparition des symptômes (16.66%) (Cf. Figure 7.26).



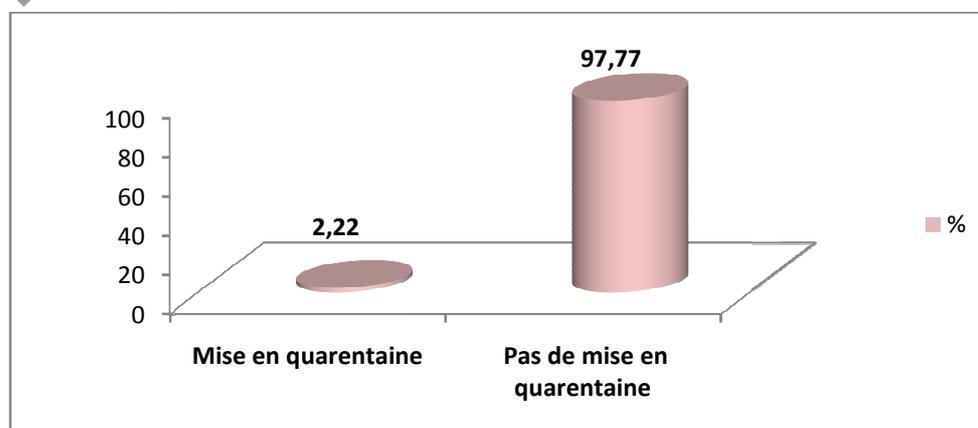
**Figure 7.26** : Moment de réintroduction des sujets isolés.

#### 7.1.2.1.5.4. Parcours de travail instauré :

Aucun éleveur n'applique le parcours de travail, soit un tût de 0%.

#### 7.1.2.1.5.5. Mise en quarantaine des animaux nouvellement acquis:

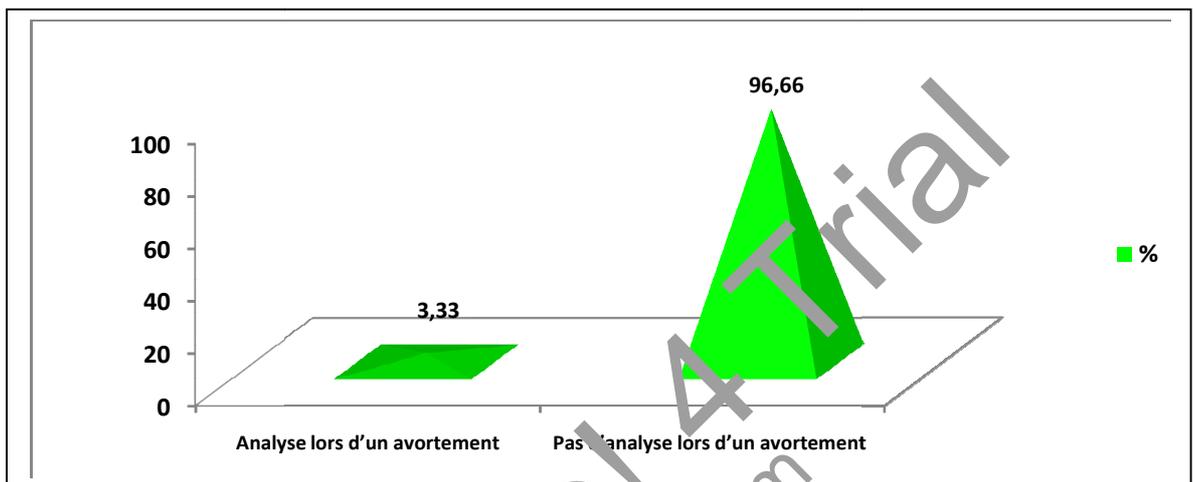
Les éleveurs interrogés, soit 2.22% seulement mettent les animaux nouvellement acquis en quarantaine avant de les introduire avec le reste du troupeau (Cf. Figure7.27).



**Figure 7. 27** : Mise en quarantaine des animaux nouvellement acquis.

#### 7.1.2.1.5.6. Analyse systématique lors d'un avortement :

Seulement 3.33% des éleveurs font systématiquement des analyses lors d'un avortement (Cf. Figure 7.28).



**Figure 7. 28 :** Analyse systématique lors d'un avortement

### 7.1.3 Discussion :

Dans cette partie d'étude, nous avons décrite et discuté certaines techniques de gestion d'élevage qui sont éventuellement en relation avec l'apparition de la salmonellose bovine.

#### 7.1.3 .1. Condition générale d'élevage :

- Au début, le nombre d'étables mal aérées nous est apparu relativement élevé (24.44%) mais nous avons constaté par la suite que l'effectif des animaux de ces élevages est limité (de 5 à 10) et que ces étables sont généralement vides puisque les animaux passent la moitié de la journée dans les espaces destinés aux aires d'exercices.

Des études ont montré que le renouvellement d'air assure l'évacuation de la vapeur d'eau et un confort thermique, évitant ainsi la multiplication et la transmission des germes pathogènes. L'aération peut être assurée par ventilation statique ou dynamique [256 : 257]. Les salmonelles sont capables de se multiplier entre 6.7°C et 41°C [48].

- Parmi les 68 élevages qui ne possèdent pas une aire d'exercice (15.55%). 28 élevages, soit 41.17% ont une stabulation de type semi entravée, 18 élevages représentant les 26.47%, ont une stabulation de type entravée et ne sont destinés qu'à l'engraissement, ce qui les dispense de la possession d'un espace pour l'aire d'exercice. Les 22 élevages restant (32.35%), possédant une stabulation de type entravée sont les seuls à avoir un réel besoin pour l'aire d'exercice car ils possèdent un effectif important en élevages laitier.

L'aire d'exercice représente un endroit où les animaux peuvent se détressés. Il permet au soleil d'exercer son action bénéfique [258].

- Le local de vêlage est pratiquement absent et ne représente aucune priorité pour les éleveurs, il n'est présent que chez quelques éleveurs qui possèdent un effectif vraiment important (4.44%). De plus dans certain cas, cette même salle n'est pas destinée uniquement au vêlage mais aussi au stockage des aliments. Dans 95.55% des élevages visités, le vêlage se déroule dans le bâtiment d'élevage et dans la majorité des cas, la vache n'est même pas déplacée vers un espace plus spacieux pour faciliter le vêlage.

Le risque d'apparition des diarrhées est plus élevé lorsque les veaux naissent dans la stabulation par rapport aux veaux qui naissent dans les locaux individuels [259 ; 260].

Pendant la période du péripartum, les vaches sont immunodéprimées [90], selon l'étude de MORISSE et Al [89], le pourcentage des sujets excréteurs de salmonelles augmente spectaculairement pendant cette période. Ceci peut expliquer l'apparition très fréquente de la forme clinique après la mise bas [60 ; 72 ; 261].

L'élimination des litières souillées après les vêlages et la présence des locaux de vêlage, favorisent une réduction de la dissémination de la maladie [260 ; 100 ; 72] car les litières et les écoulements génitaux représentent une source de contamination sachant que les vaches stressées par le vêlage peuvent excréter de  $10^7$  à  $10^8$  bactéries /g de fèces [60 ; 73] et jusqu'à  $10^9$  de salmonelles / g de placenta ou de sécrétions utérine lors de vêlage ou d'avortement par les porteurs sains [72].

- Nous estimons que les élevages possédant d'autres espèces en contact avec les bovins sont relativement élevés puisque la présence des ovins, volailles, oiseaux sauvages, chiens, chats et des rongeurs est respectivement de 81.11%, 54.44%, 72.22%, 81.11%, 51.11%, 94.44%.

Ces animaux sont présents dans le bâtiment d'élevage ou dans l'espace destiné à l'aire d'exercice. Ils sont susceptibles d'apporter des salmonelles dans l'environnement immédiat des bovins ainsi les élevages possédant d'autres productions animales tendent à avoir plus de vaches touchées par la salmonellose bovine [66 ; 262 ; 263].

Selon ACHAT et SZYFRES [200], tous les rongeurs sont porteurs de *S. Typhimurium* alors que pour Healing [264], le pourcentage des rongeurs porteurs de salmonelles s'avèrent inférieur à 3 %.

Certains sérotypes comme *S. Dublin*, *S. Derby*, *S. infantis*, *S. Virchow* et surtout *S. Typhimurium* sont communs pour les deux espèces (bovine et volaille). Il est donc possible que les volailles soient une source de salmonelles pour les bovins [61 ; 33].

Les moineaux, les tourterelles, les pigeons et les mouettes peuvent héberger des salmonelles [265]. Des auteurs ont pu rattacher l'évolution de la salmonellose dans un troupeau laitier de 180 vaches dans le nord de l'Ecosse à la contamination par des mouettes, le point d'eau servant à alimenter la ferme [266].

Les chiens et les chats peuvent véhiculer les salmonelles. Ils ne développent que rarement des formes graves de la maladie et n'excrètent les salmonelles que pendant une courte durée [66]. Pour OUZROUT et Al [65], 10% des chiens souffrant de troubles digestifs sont porteurs de salmonelles. FOX et BEAUCAGE [267] ont découvert que 15 chats parmi les 142 destinés à la recherche pharmaceutique étaient porteurs de *Salmonella spp.*

- Nous avons constaté que dans les élevages visités, les veaux ont un PCVNSA chez 52.22% alors que le PCVSA est retrouvé chez 47.77% des élevages mais en réalité, il n'y a pas une vraie séparation entre les vaches et leurs veaux puisque 87.77% des veaux sont alimentés à

la mamelle, ce qui augmente les risques de contamination de ces derniers.

Les veaux nouveaux nés sont vulnérables aux maladies infectieuses et à la contamination jusqu'à l'âge de six semaines [90], à cause de l'immaturation de leurs systèmes immunitaires ainsi, les veaux mis dans le même bâtiment que les adultes sont plus exposés aux risques d'infections que ceux mis dans un bâtiment à part [268]. Aussi, les PCVNSA augmentent encore plus les risques de l'infection puisque les sujets adultes représentent une source primaire de contamination [269].

Au terme de leur étude PETERSSON et al [270], ont constaté que les veaux logés dans des parcs ou des boxes collectifs ont un risque d'apparition des diarrhées plus élevé que ceux logés dans des boxes individuels alors que SEVENSSON et al [271], signalent que le type de logement n'a pas d'influence notable sur l'incidence des diarrhées et que les cas sévères sont plus importants pour les veaux logés par grand groupe (supérieurs à 8 veaux) contrairement à ceux logés par petits groupes (de 3 à 8 veaux). Pour HANNINEN et al [272], l'incidence des diarrhées est moins élevée chez les veaux logés dans des petits groupes (de 2 à 4 veaux) par rapport aux veaux logés dans des enclos individuels.

#### 7.1.3.2. Hygiène de logement :

- Parmi les 30 bâtiments d'élevages possédant un sol en terre battue (soit 33.33%), 28 bâtiments ont une stabulation semi entravée (soit 93.33%) et seulement deux bâtiments (soit 6.66%) ont une stabulation entravée mais possèdent un effectif très réduit (5 à 6 sujets). Les 66.66 % qui possèdent un sol en béton ont une stabulation de type entravée.

Les bâtiments dont le sol est en béton sont plus facilement nettoyés et désinfectés que les bâtiments avec un sol en terre battue. De plus, ce dernier abrite plus facilement les agents pathogènes que le béton, notamment les salmonelles dont

le temps de survie est de 40 jours dans la terre [54 ; 273]. Selon MAES [273], les veaux qui vivent dans des bâtiments d'élevages caractérisés par un sol en terre battue, semblent avoir plus de risque d'être malades que ceux vivant dans des bâtiments d'élevages possédant un sol en béton.

- Les 31.11% des bâtiments d'élevages, caractérisés par une bonne propreté d'aire de couchage sont ceux qui ont un sol en béton et moins d'effectif alors que les 34.44 % caractérisés par une propreté d'aire de couchage moyenne, possèdent un sol en béton, un grand effectif mais n'ont qu'un seul ouvrier pour s'occuper du nettoyage. Les 34.44 % restant, caractérisés par une mauvaise propreté d'aire de couchage concernent ceux qui ont un sol en terre battue. En ce qui concerne les espaces destinés aux aires d'exercices, nous avons constaté que leur propreté dépend de leurs surfaces et de l'effectif de l'élevage. En effet, les plus grandes surfaces sont plus propres que les plus petites et celles utilisées par des effectifs importants sont moins propres que ceux utilisées par les effectifs réduits.

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 [59 ; 54].

Une aire de couchage sale est associée significativement à un risque très élevé de morbidité et de mortalité chez les veaux [215 ; 71 ; 274].

Les salmonelles demeurent viables en dehors de l'organisme vivant qu'elles contaminent [100]. Leur grande capacité d'adaptation, leur permet de survivre longtemps dans le milieu extérieur [50], dix mois sur les murs des étables [52], quatre jours dans les urines des bovins et six mois dans les fèces des bovins [54].

- 44.44% des éleveurs ont déclaré que leurs bâtiments d'élevages sont désinfectés après nettoyage en utilisant le Biocide, le Crésyl ou l'eau de Javel. Ces déclarations restent à prouver puisque nous n'avons pas trouvé de traces de désinfectants dans la plupart des bâtiments

d'élevages. Le pourcentage des bâtiments non désinfectés après nettoyage (55.55%) est un taux non négligeable. Ce résultat nous montre l'inconscience des éleveurs à l'égard du risque de la contamination des étables par des agents causant diverses pathologies.

Le Chlore actif, Iodophore, Peroxyde d'hydrogène et l'Acide peracétique ont une très bonne activité pour les bactéries Gram négatives [275].

- L'étude a montré une prédominance du paillage biquotidien (57.77%) par rapport aux paillages quotidien (42.22%). Si les résultats montrent une certaine prise de conscience des éleveurs pour l'importance du paillage, ces déclarations restent encore une fois à prouver car dans la majorité des élevages visités, nous avons observé une discordance entre les réponses des éleveurs et la réalité sur le terrain. En effet, le paillage diffère selon la saison.

Le veau est très sensible au changement de température brutal et dépense beaucoup d'énergie pour lutter contre ce stress, affaiblissant ainsi son système immunitaire [70 ; 71]. Pour cela, le paillage devra être biquotidien, plus épais (pendant les saisons froides) et non limité par l'âge et la saison [258].

Une litière accumulée, tend à détruire la population microbienne en raison de sa température élevée (souvent > à 60°C) alors que les lisiers et les aires des surfaces raclees, ont une température inférieure à 25°C, les rendant favorable à la survie des entérobactéries [257].

Une litière sale est associée à un grand risque de morbidité et de mortalité chez les veaux nouveaux nés [215 ; 274 ; 71].

- Pour des raisons économiques, la majorité des éleveurs utilisent des litières de copeaux de bois à la place de la paille (66.66%). Sauf que celles-ci, donnent les conditions de pH favorables à la multiplication des bactéries Gram négatives. Notamment, les *Klebsiella spp* [276],

soumettant l'animal à un stress intense qui pourrait favoriser le portage des salmonelles [132].

### 7.1.3.3. Hygiène d'abreuvement :

- A travers notre enquête, nous avons remarqué que les éleveurs de la zone d'étude utilisent pour l'abreuvement des animaux, l'eau du réseau communal (56.66%) analysée une fois par semaine, des forages (38.88%) dont la profondeur est supérieure à 90 mètres et des puits (4.44%), ces derniers ont une profondeur de 28 à 35 mètres.

Il a été démontré que les eaux des puits, ne pouvaient être contaminées par des déjections de bovins que si la profondeur des puits est inférieure à 20 mètres [243].

Une comparaison opposant les modalités « puits, forages » à « des eaux de surface », a montré que les élevages où les animaux s'abreuvent par le biais des eaux de surface sont majoritairement plus touchés [263].

- Ces animaux n'ont pas accès à des eaux stagnantes. Les oueds et les ruisseaux de la région connus pour leurs propretés, sont souvent utilisés comme sources d'abreuvement (14,44%). Il s'agit principalement de l'oued HAMMAM ELOUANE (Daïra de Bougara) et ces ruisseaux. Ces derniers n'ont subi aucune analyse recherchant une éventuelle contamination par les salmonelles liées au nombre et à la diversité des animaux domestiques et sauvages vivant dans la région.

MORISSE [202] a procédé à la surveillance d'un cours d'eau, traversant une zone (15.5 hectares) où sévissait la salmonellose bovine. Cette zone abrite de nombreux élevages (bovins, porcs et volailles) où sont installés deux couvoirs,

une laiterie et quatre abattoirs. La surveillance a porté sur une portion de 20 km, 40 échantillons ont été pris sur le cours d'eau principal et 72 échantillons sur les affluents (ruisseaux, sources). Trente neuf pour cent des échantillons d'eau furent positifs aux salmonelles avec identification de 14 sérotypes dont 4 sont communs aux bovins.

- Concernant le type et la propreté des abreuvoirs, nous avons constaté que :
  - 20 éleveurs (22.22%) utilisent les mangeoires pour l'abreuvement des animaux, ils correspondent aux élevages possédant un grand effectif (> 20 sujets) car le déplacement de ces animaux est difficile vu leur nombre et que 70 éleveurs (77.77%) utilisent les baignoires comme abreuvoirs dont 22 éleveurs (31.42%) mettent les baignoires dans l'espace aire d'exercice, leur facilitant ainsi la tâche de l'abreuvement et 48 éleveurs (68.57%) mettent les baignoires à l'intérieur des étables où les animaux ne se déplacent qu'au moment de leur abreuvement.
  - Parmi les 42 élevages (46.66 %) procédant des abreuvoirs non propres. 12 éleveurs (28.57 %) mettent les baignoires dans l'espace aire d'exercice, facilitant ainsi leur utilisation et leur contamination par d'autres animaux (chat, chien, volaille, oiseaux sauvage) au moment de leur passage. Chez les 30 élevages restants (71.43%), les baignoires sont placées à l'intérieur des étables mais cela ne les a pas empêché d'être souillées par les défécations des oiseaux sauvages et des volailles pouvant s'introduire à l'intérieur des étables.
  - Les 48 élevages possédant des abreuvoirs propres (53.33%), sont représentés par 20 éleveurs (41.66 %) qui utilisent les mangeoires comme abreuvoirs, les obligeant à les nettoyer deux fois / jours et 28 éleveurs (58.33%) qui placent les baignoires à l'intérieur des étables qui sont

protégées par des fenêtres grillagées, empêchant ainsi l'accès aux oiseaux sauvages.

Selon MENARD [263], aucune différence significative n'a été mise en évidence sur la propreté des abreuvoirs alors que d'autres études, ont cité l'absence d'abreuvoirs individuels et leur manque de propreté comme un des facteurs de risque [277].

L'enquête réalisée par CLEMENT [278], a incriminé l'eau d'abreuvement comme source d'infection dans 12,5 % des cheptels infectés et l'existence d'abreuvoirs collectifs semble intervenir comme l'un des paramètres de la contamination.

#### 7.1.3.4. Alimentation et hygiène alimentaire :

- Nous avons constaté que la majorité des éleveurs interrogés (87.77%) alimentent leurs veaux à la mamelle et 12.22% des éleveurs seulement les alimentent aux seaux.

Cette pratique devrait être mieux surveillée car si les trayons souillés sont mal nettoyés, le risque de transmission des agents pathogènes par voie oro-fécale augmente [273]. Il en est de même pour les ustensiles utilisés pour l'alimentation des veaux, le manque d'hygiène de ces derniers favorise l'infection des veaux par les salmonelles [215].

- Nous avons noté aussi que la quantité du colostrum prise par les veaux est insuffisante dans 75.55% des élevages visités.

Il est important d'administrer aux veaux un colostrum de bonne qualité et en quantité suffisante (3 à 4 litres dans les 24 heures suivant la naissance) afin d'éviter l'échec du transfert passif de l'immunité [79 ; 279] qui conduira d'après de nombreuses études à un risque élevé de diarrhée néonatale [273 ; 280 ; 71].

- Nous observons à partir des résultats obtenus que 93.33% des éleveurs optent généralement pour une alimentation collective des

vaches sans prendre en considération le stade de la gestation et de la lactation.

La sous alimentation marquée, le déséquilibre alimentaire et les carences (en minéraux, en vitamines et en oligoéléments) des vaches gestantes, sont classiquement considérés comme facteurs favorisant à la survenue des diarrhées chez les veaux nouveaux nés [78] car elles agissent directement sur la composition et la quantité du colostrum [79 ; 281 ; 282] et prédisposent les vaches aux infections [77], notamment aux troubles digestifs [283] et aux infections salmonelliques [76].

- L'aliment est rationné deux fois par jours (68.88%) chez tous les élevages à stabulation entravée et une fois par jour le soir (31.11%) pour les élevages à stabulation semi-entravée. Le type des aliments consommés diffèrent selon la saison, le type de stabulation et de production (production laitière et engraissement).

La fréquence des épisodes cliniques salmonellique, est plus importante dans les élevages où les animaux sont aux pâturages [263].

Une irrégularité des apports alimentaires et le jeûne diminuent la production d'AGV (Acides Gras Volatiles), favorisant ainsi la survie des salmonelles dans le rumen [87 ; 284 ; 285].

L'ensilage et le foin sont des milieux peu favorables au développement des salmonelles [52] alors que les céréales et les tourteaux de soja sont des matières premières fréquemment contaminées [59].

- En ce qui concerne la transition alimentaire. Il s'est révélé qu'elle n'est pas brusque et concerne tout le cheptel et pas uniquement les vaches qui vont vêler.

Suite au stress de perturbation digestive et les modifications de la flore digestive qu'elle occasionne, une transition alimentaire brusque constitue l'un des principaux facteurs autorisant à une sensibilité accrue des bovins aux salmonelles [64 ; 204], notamment aux moments de la mise bas qui représente une période à haut risque pour le déclenchement de la maladie [263].

L'étude réalisée par MENARD [263], a noté que 91 des vaches positives aux salmonelles sur les 143 vaches prélevées, sont dans une période de péripartum.

- D'après notre enquête, nous avons constaté aussi que le fumier de bovins est utilisé comme engrais à la place des engrais chimique par 15.55% des éleveurs alors que (11%) des éleveurs utilisent le fumier de volaille.

L'utilisation de fumier de volailles comme engrais, entraîne une augmentation des risques d'émergence des sérotypes non communs à l'espèce bovine [286].

Selon BURET [58] ainsi que VALLET et MARLY [126], la contamination du lisier faisant suite à un épisode clinique de la salmonellose bovine, peut atteindre des taux de  $10^3$  à  $10^4$  de *Salmonella* spp/ml de lisier. Elle diminue 5 mois après à  $10^2$  de *Salmonella* spp/ml avec une survie maximale pouvant atteindre 400 jours dans le lisier [287], constituant ainsi une des sources de contamination les plus importantes des foyers de salmonellose [58].

- L'hygiène du stockage des aliments, n'est pas prise en considération par nos éleveurs puisque le stockage des aliments n'est pas à l'abri des volailles, des rongeurs et des oiseaux sauvages à 33.33%, 100%, 77.77% respectivement. (Certains éleveurs utilisent le sel dans les bottes de foin pour les protéger des rongeurs. Cette technique semble très efficace pour les fourrages mais malheureusement ce procédé n'est pas utilisable pour la protection des sacs de concentré).

Les aliments devraient être protégés des souillures des bovins, des oiseaux sauvages, des rongeurs et des volailles, au risque d'être contaminés par les salmonelles [64 ; 196].

Les silos à fourrage peuvent être contaminés par les cadavres des oiseaux sauvages [64] [288].

Selon MENARD [263], aucune différence significative n'a été mise en évidence sur les trois variables, stockage, propreté et distribution des aliments alors que BOQVIST [289], a mis en évidence le rôle d'un ensilage contaminé par des oiseaux sauvages et improprement stocké dans la contamination d'un troupeau par les salmonelles.

- 36.66% des éleveurs de la zone d'étude, peuvent avoir l'aliment consommé par les bovins, souillé par les fientes de volailles et des oiseaux sauvages qui rodent dans l'étable au moment de sa distribution ou par les bouses quant l'aliment est déposé directement sur le sol, souvent en terre battue dans une étable dépourvue de mangeoires.

Il faut rester critique quand à la notion des aliments souillés. En effet pour les bovins, les doses infectantes sont relativement élevées de l'ordre de  $10^8$  à  $10^{10}$  UFC. Ainsi en dehors des facteurs favorisants, les bovins supportent des contaminations importantes de salmonelles dans les aliments, ce qui explique vraisemblablement l'incohérence entre les fortes doses nécessaires pour reproduire la maladie expérimentalement et les faibles doses à l'origine des cas spontanés enregistrés sur le terrain [290].

### 7.1.3 .5. Précaution sanitaire :

- Tous les éleveurs questionnés, déclarent que la dératisation est respectée. Ces déclarations semblent être théoriques puisque les rongeurs ont été présents dans tous les bâtiments d'élevages visités, dans lesquels les aliments sont stockés dans un coin de l'étable ou dans une salle mitoyenne de l'étable. Les rongeurs sont l'un des principaux réservoirs des salmonelles, ils peuvent contaminer les bâtiments d'élevages et les aliments [291].
- Le pourcentage 55.55% des élevages non déparasités, est un taux non négligeable car il nous renseigne sur le mauvais état sanitaire de ces animaux. Le déparasitage est pratiqué uniquement sur les mâles pendant leur croissance et la période d'engraissement alors que les femelles ne sont que rarement déparasitées, vue les grandes quantités de lait qui seraient perdues, suite à l'utilisation du traitement antiparasitaire associé au inévitable longue durée du délai d'attente pour le lait.

Les travaux d'AITKEN et al [175], concluent que l'infestation par la douve augmente la durée d'excrétion des salmonelles et favorise la persistance de celles-ci dans l'organisme alors que l'étude réalisée par MORISSE [93], n'a pas permis de réaliser une relation entre l'infestation par la douve et une infection salmonellique.

Selon BURET [58] ainsi que MORISSE et COTTE [93], l'infestation par la strongylose de type  $\Pi$  et la distomatose pourraient également favoriser l'infection par les salmonelles et leur excrétion.

- A partir de cette étude, il en ressort que :

- L'isolement des malades, n'est respecté que par de rares éleveurs puisque l'isolement ne concerne que le premier cas dans 53.33% des élevages visités lorsque l'état général de ce sujet est vraiment altéré et après insistance du vétérinaire traitant, il s'agit dans la majorité des cas d'un animal adulte et rarement de veau. L'isolement de tous les cas ne se fait que très rarement (7.77%), uniquement dans les élevages possédant un très grand effectif, une plus grande étable et en présence d'une très grande contagiosité.

Les malades représentent une source majeure de salmonelles, leur isolement permet de réduire en grande partie la contagion [79]. Leur excrétion peut atteindre  $10^7$  à  $10^9$  de *Salmonella* /gr de fèces, de placenta ou de sécrétions utérine [100 ; 73].

- Les locaux d'isollements sont pratiquement absents puisque l'animal malade n'est mis dans un local vide que chez 7.77% des élevages visités. Aussi, notre enquête a démontré qu'il n'existe pas de vrai isolement des malades, ces derniers sont placés : dans un coin de l'étable (17.77%), dans la salle de stockage (17.77%), dans la salle de vêlage (1.11%) ou dans l'espace aire d'exercice (16.66%).

Ces types d'isollements ne sont pas sans danger puisque l'isolement des malades dans les différents endroits n'élimine pas le contact des animaux sains avec les animaux malades, permettant ainsi le maintien du germe dans l'étable et sa transmission aux animaux sains et augmentent les risques d'apparition de nouveaux épisodes cliniques [64 ; 195].

- Les malades sont isolés plusieurs jours après la disparition des symptômes dans 16.66% des cas alors qu'ils sont isolés jusqu' à la disparition des symptômes et jusqu'à la fin du traitement dans 22.22% et 22.22% des cas respectivement.

L'isolement des malades et des convalescents, doit se poursuivre pendant au moins deux semaines après la fin des cas cliniques [100] car un animal malade, pourrait être encore contagieux plusieurs semaines après la disparition des symptômes [292]. L'excrétion des salmonelles dans les bouses à long terme après la maladie, est d'observation courante [293].

GILES et HOPPER [294] ont montré que certaines vaches pouvaient excréter quotidiennement entre  $10^5$  et  $10^{10}$  de *Salmonella* Dublin par gramme de fèces 30 mois après l'épisode clinique.

- Aucun éleveur n'applique le parcours de travail instauré même dans le cas d'une présence d'une maladie contagieuse. A ce sujet, les éleveurs se justifient par le manque de temps, la force de l'habitude et le manque de personnels s'occupant de l'exploitation, ce qui augmente les risques de la dissémination et de la transmission de la maladie.

Selon MARTIN [56], les élevages de bovins respectant le parcours de travail instauré, sont moins marqués par les épisodes cliniques de salmonellose que les élevages qui ne l'appliquent pas.

- 97.77% des éleveurs n'appliquent pas la mise en quarantaine des animaux récemment introduit dans l'élevage. Ce taux n'est vraiment pas négligeable, ce qui prouve que cette variable représente un grand facteur de risque pour la dissémination du germe, en le transmettant d'un élevage contaminé à un autre sain. Les 2.22% des éleveurs appliquant cette règle, ne le font pas pour des raisons sanitaires mais pour mieux surveiller l'animal pendant la période de garantie (1 semaine).

Selon MARTEL [128], l'infection apparaît dans un troupeau sain lors de l'introduction de nouveaux animaux.

Le stress de transport est incriminé comme un des facteurs de risques favorisant l'excrétion des salmonelles [74 ; 93].

- Les seules analyses systématiquement faites lors d'un avortement suite à la demande de la minorité des éleveurs (3.33%), se sont réalisées dans le cadre des campagnes de dépistage de la brucellose alors que les autres agents abortifs ne sont pas recherchés.

Pour le reste des éleveurs (96.66%), leur refus de faire des analyses s'explique par la peur qu'ils ont d'être soumis à un contrôle des services vétérinaires qui risque de relever l'existence de la brucellose ou de la tuberculose, 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 par les lenteurs administratives relatives aux remboursements.

En Bourgogne (France), le réseau d'alerte à la salmonellose bovine exige systématiquement des prélèvements pour chaque avortement [295 ; 296].

#### 7.1.4 Biais de l'enquête auprès des éleveurs :

Comme toute enquête épidémiologique, notre étude a présenté certains biais qui sont :

##### 7.1.4.1. Biais d'échantillonnage :

Notre échantillon, concerne dans sa majorité une clientèle localisée dans les communes de Larbaa et Bougara qui représentent 85.55% de l'échantillonnage. 14.44% seulement des élevages visités sont localisés dans les communes de Boufarik et Bouinan.

Les élevages localisés dans d'autres communes de la wilaya de Blida, essentiellement Soumaa, Guerouaou, Chiffa, Mouzaia, Oued el alleug, Beni mered et Ouled aiche n'ont pas été ciblés par manque de collaboration des éleveurs de ces régions.

##### 7.1.4.2. Biais de mesures :

Discordance entre certaines déclarations des éleveurs et la réalité sur le terrain concernant essentiellement les réponses se rapportant aux variables, désinfection des étables, dératisation et fréquence de nettoyage. Ceci est dû à la méfiance ou à l'ignorance des éleveurs.

### 7.1.5 Conclusion :

Les résultats de cette partie d'étude, ont permis de ressortir les différents facteurs de risque liés à la gestion de certains élevages de la wilaya de Blida qui peuvent favoriser l'apparition de la salmonellose bovine.

En effet, à travers nos visites à ces différents bâtiments d'élevages nous avons remarqué que :

- Les locaux de vèlage et d'isolement des malades sont absents, montrant que ces notions sont peu connues par nos éleveurs et que les règles d'isolement ne sont pas respectées.
- D'autres espèces animales sont en contact des bovins dans le bâtiment d'élevage.
- La mise en quarantaine n'est pas respectée pour les animaux récemment introduits dans l'élevage.
- Il y'a un manque de paillage, de propreté pour les aires de couchage et les aires d'exercices.
- Les éleveurs optent pour les logements collectifs des veaux, dans le même bâtiment que les adultes, le plus souvent non séparés des adultes et le colostrum est donné en quantité insuffisante.
- Les animaux sont rarement déparasités.
- Nos éleveurs donnent peu d'importance à l'alimentation et optent pour une alimentation collective, non adaptée aux stades de la gestation et de la lactation.
- Les éleveurs donnent peu d'importance à l'hygiène d'abreuvement et à l'hygiène alimentaire puisque les aliments peuvent être souillés au moment de leur distribution et que leur stockage n'est pas à l'abri des rongeurs et des oiseaux sauvages.
- La majorité des éleveurs tiennent à être discrets sur les cas d'avortements et refusent de faire des analyses.

## **7.2. Deuxième partie : Recherche de la salmonellose bovine au niveau de la wilaya de Blida**

Chez les bovins les manifestations cliniques sont très variées mais le tableau clinique est dominé par une entérite, des avortements et des pneumonies [15 ; 60].

Compte tenu des résultats obtenus à partir du questionnaire qui ont révélé l'existence de certains facteurs de risque pouvant être en relation avec l'apparition de la salmonellose bovine, nous avons recherché des traces bactériologiques de cette pathologie.

### **7.2.1. Matériels :**

Cette étude a été réalisée durant une période s'étalant de janvier 2010 à décembre 2010, sur des élevages localisés dans les régions suivantes : 27 à Bougara, 20 à Larbaa, 1 à Soumaa et 2 à Chiffa. L'effectif de ces élevages varie entre (10 à 30) sujets pour 40 élevages et entre (31 à 60) sujets pour les 10 élevages restants.

#### **7.2.1.1. Matériel biologique :**

Afin de répondre à notre objectif, nous avons pris en considération chaque cas présentant une suspicion clinique de la salmonellose bovine. L'étude a porté sur 85 échantillons (33 matières fécales, 13 fragments de placenta et 33 écouvillons nasaux), touchant 75 sujets issus de 50 élevages. Ils sont présentés comme suit :

- 12 vaches présentant des entérites.
- 13 vaches qui ont eu un avortement entre le 6<sup>ème</sup> et le 9<sup>ème</sup> mois de gestation.
- 17 veaux âgés de 2 jours à 3 mois présentant une diarrhée.
- 23 sujets de différents âges présentant des infections respiratoires, rencontrés dans les locaux d'engraissements.
- 10 veaux âgés entre 3j et 2 mois souffrant de syndrome « Pneumo - entérite ».

Chaque échantillon est accompagné d'une fiche d'identification portant des renseignements sur la date du prélèvement, le numéro de l'échantillon et la localité de l'élevage.

#### 7.2.1.2. Matériel non biologique :

Les appareils, les milieux de culture et les réactifs utilisés dans le présent travail sont présentés en appendice (H).

#### 7.2.2. Méthodes :

##### 7.2.2.1. Prélèvements :

Les 85 échantillons prélevés, diffèrent selon les manifestations cliniques rencontrées :

- Entérite : 29 échantillons de matière fécale (17 chez des veaux et 12 chez des vaches) sont prélevés dès leur émission lors de la défécation naturelle ou après excitation de l'orifice anal dans des boîtes stériles (Cf. Figure 7.29).
- Avortement : 13 échantillons de fragment placentaire issus de 13 vaches présentant un avortement, ont été prélevés directement de la matrice et mis dans des boîtes stériles (Cf. Figure 7.30).
- Pneumonie : 23 échantillons de sécrétion nasale. Pour cela, des écouvillons stériles ont été frottés sur les surfaces nasales de bovin présentant des pneumonies (Cf. Figure 7.31). Les écouvillons ont été placés dans un milieu de transport (Eau physiologique à 0.9%) pour les protéger de la dessiccation et des fluctuations de pH et de la température.
- Syndrome pneumo - entérique : 10 échantillons de matière fécale associés à 10 écouvillons nasaux, ont été pris à partir de 10 veaux présentant ce syndrome.

Les boîtes et les écouvillons de prélèvements sont transportés dans une glacière isotherme à +4°C vers le laboratoire d'hygiène de Blida, dans un délai qui ne dépasse pas les 8h.



**Figure 7.29** : Boîtes pour les prélèvements de matière fécale. placentaire.

(Photo originale)



**Figure 7.30** : Boîtes pour les prélèvements de fragment placentaire.

(Photo originale)



**Figure 7.31** : Ecouvillons pour les prélèvements de sécrétion nasale (Photo originale).

### 7.2.2.2. Analyse bactériologique :

Dés leur réception au laboratoire d'hygiène de Blida, les prélèvements frais (<8 heures) ont été analysés et ont subi les étapes suivantes (Cf. Figure 7.42) et (Cf. Figure 7.43):

#### J1 : Pré- enrichissement :

- Matière fécale : à l'aide d'une anse de platine, prendre un prélèvement de 10g de fèces et l'ajouté a 10ml d'eau peptonée tamponnée (EPT), agiter et incuber à 37°C pendant 24h (Cf. Figure 7.32).
- Ecouvillon nasal : mettre l'écouvillon dans 10ml d'EPT et incuber à 37°C pendant 24h (Cf. Figure 7.33).
- Fragment placentaire : mettre un fragment de placenta (25g) dans 10ml d'EPT et incuber à 37°C pendant 24h (Cf. Figure 7.34).



**Figure 7.32** : Pré- enrichissement des matières fécales  
(Photo originale).



**Figure 7.33** : Pré- enrichissement des  
des  
écouvillons nasaux  
(Photo originale).



**Figure 7.34** : Pré- enrichissement  
fragments placentaires  
(Photo originale).

J2 :1<sup>er</sup> Enrichissement :

Prendre 1ml du pré-enrichissement et l'ajouter à 10ml du milieu d'enrichissement sélectif appelé bouillon au Sélénite F double concentration (SFB D/C) (Cf. Figure 7.35) (Cf. Figure 7.36) ; additionné d'un disque d'additif (Sélénite de sodium) et incubé à 37°C/24 heures (Cf. Figure 7.37).



**Figure 7.35:** Milieu d'enrichissement  
(Photo originale).



**Figure 7.36** : Réalisation d'un 1<sup>er</sup> enrichissement  
Ajout de 1 ml du pré-enrichissement à l'SFB D/C  
(Photo originale).



**Figure 7.37** : L'ajoue de l'additif Sélénite de sodium  
(Photo originale).

### J 3 : 2<sup>ème</sup> Enrichissement et premier ensemencement (Isolement) :

Avec chaque tube obtenu du premier enrichissement, préparer un deuxième enrichissement et un premier ensemencement.

#### Deuxième enrichissement :

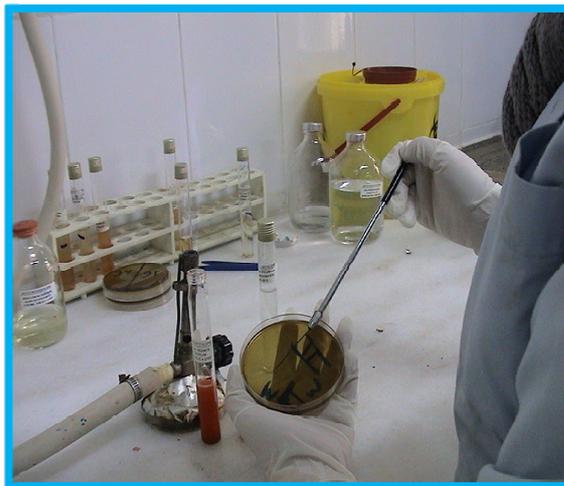
On réalise un transfère de 1 ml du premier enrichissement dans un autre tube contenant 10 ml de SFB D/C et un disque d'additif. Incuber à 37° C pendant 24h (Cf. Figure 7.38).



**Figure 7.38 : 2<sup>ème</sup> Enrichissement**  
(Photo originale).

#### Premier ensemencement (Isolement) :

À partir du premier enrichissement, réaliser à l'aide d'une anse de platine un premier ensemencement sur gélose Hektoen. Incuber à 37° C pendant 24h (Cf. Figure 7. 39).



**Figure 7. 39** : Premier ensemencement (Photo originale).

J4 : Lecture du premier ensemencement et réalisation d'un deuxième ensemencement (Isolement) :

- Lecture : Apres une incubation des boites ensemencées (37 °C / 24h), des colonies correspondantes aux entérobactéries ont poussé sur gélose Hektoén (Appendice : I). (Les colonies des salmonelles sont caractéristiques, elles sont de couleur verte à bleu vert avec ou sans centre noir).
- Réalisation d'un deuxième ensemencement : réaliser un deuxième ensemencement à partir du 2<sup>ème</sup> enrichissement sur gélose Hektoen. Incuber à 37° C /24h.

J5 : Lecture du 2<sup>ème</sup> ensemencement et identification bactérienne.

- Lecture :  
La lecture du 2<sup>ème</sup> ensemencement peut nous donner les mêmes colonies retrouvées dans le premier ensemencement seules ou associées à d'autres colonies.

- L'identification bactérienne :

L'identification bactérienne est réalisée après une purification des colonies sur gélose nutritive (GN), par une identification biochimique en utilisant : la galerie classique et la galerie Api 20e.

7.2.2.2. 1. Galerie classique :

Elle a été utilisée pour l'identification des entérobactéries, les tests biochimiques réalisés sont les suivants (Cf. Figure 7. 40) :

Test d'oxydase, Test Uréase, test Indole, test TDA (Tryptophane Déshaminase), test de ODC (Ornitine DeCarboxylase), test LDC (Lysine DeCarboxylase), test ADH (Arginine decarboxylase), RM (Rouge de Méthyle), test de VP (Réaction de Voges-Proskauer), test TSI (Triple –Sugar –Iron), test d'ONPG (Ortho.Nitro.Phenol –Beta. Galactopyronoside), test Citrate ciments, test de Mannitol- mobilité et test Nitrate reductase.



**Figure 7.40 :** Galerie classique (Photo originale).

### 7.2.2.2 .2. Galerie Api 20e :

Cette galerie a été utilisée pour l'identification des entérobactéries non identifiées par la galerie classique. 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 :

Réalisation d'une suspension bactérienne avec de l'eau physiologique ; procéder ensuite à l'ensemencement de la galerie utilisée (Api 20e)

➤ Incubation :

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

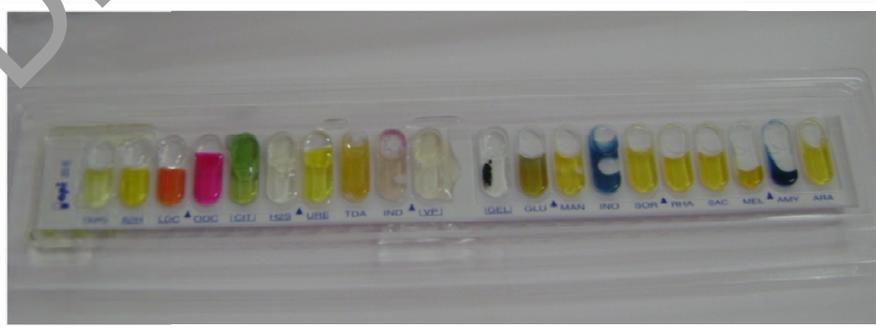
➤ Lecture de la galerie après ajout des réactifs correspondants (TDA, Kovacs):

-Lecture macroscopique des réactions de la galerie : se fait en appliquant les données du tableau de lecture de la galerie Api 20e (Appendice J) et (Cf. Figure 41).

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

➤ Test d'oxydase

Il est utile dans le diagnostic des bacilles à Gram négatif et considéré comme le 21 test dans la galerie Api 20e (Appendice K).

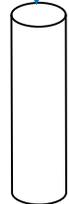


**Figure 7.41 :** Galerie API 20E représentant les caractères biochimiques.

(Photo originale)

J1) Pré-enrichissement :

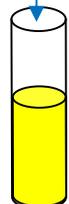
Matière fécale (10g)  
ou placenta (25g)



10ml EPT  
Incubation 37°C/24h

J2) 1<sup>er</sup> Enrichissement :

Additif  
(Sélénite de sodium)

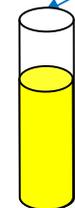
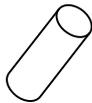


1 ml du pré-enrichissement

10ml SFB D/C  
Incubation 37°C/24h

J3) a) 2<sup>ème</sup> Enrichissement

Disque d'Additif



SFB D/C 10 ml

Incubation 37°C/24h

b) 1<sup>er</sup> isolement sur HEKTOËN

Incubation 37°C/24h

J4) 2<sup>ème</sup> Isolement :  
sur HEKTOËN

Incubation 37°C/24h

J5)

Lecture

Identification bactérienne

Lecture

Identification bactérienne

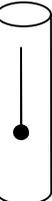
**Figure 7.42** : Protocole de recherche des salmonelles  
(Prélèvements des matières fécales ou de placenta).

J1-Pré-enrichissement :



(Ecouvillon nasal)

Mettre l'écouvillon dans EPT



10ml EPT  
Incubation 37°C/24h

J2) 1<sup>er</sup> Enrichissement :

Disque d'additif  
(Sélénite de sodium)



1 ml du pré-enrichissement



10ml SFB D/C  
Incubation 37°C/24h

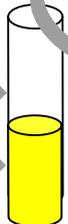
J3) a) 2<sup>ème</sup> Enrichissement

b) 1<sup>er</sup> isolement sur HEKTOËN

Disque d'additif O



1 ml SFB 10ml D/C

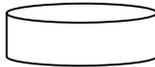


Incubation 37°C/24h



Incubation 37°C/24h

J4) 2<sup>ème</sup> Isolement HEKTOËN



Incubation 37°C/24h

Lecture

J5)

Lecture

Identification bactérienne

Identification bactérienne

**Figure 7.43** : Protocole de recherche des salmonelles  
(Prélèvements par écouvillonnage nasal).

### 7.2.3. Résultats:

#### 7.2.3.1 Présentation des résultats pour les salmonelles :

Cette étude a porté sur 85 prélèvements provenant de : matières fécales (39), fragments placentaires (13) et écouvillons nasaux (33). Les analyses bactériologiques de ces dernières, ont donné vis à vis des salmonelles les résultats suivants :

- Les résultats obtenus à partir des 50 élevages sont présentés dans le tableau (7. 1) :

Tableau (7.3) : Résultats de la recherche de *Salmonella spp* au niveau des 50 élevages.

Régions	Nombre d'élevages	Nombre d'animaux prélevés	Présence de <i>Salmonella.spp</i>
Bougara	27	42	0
L'arbaa	20	30	0
Soumaa	01	01	0
Chiffa	02	02	0
Total	<b>50</b>	<b>75</b>	<b>0</b>

Les résultats ont révélé que sur les 75 bovins prélevés issus des 50 élevages, aucune souche de *Salmonella. spp* n'a été détectée, soit un taux de (0%).

- Les résultats obtenus en fonction des manifestations cliniques sont présentés dans le tableau (7. 2) :

Tableau (7.4) : Résultats de la recherche de *Salmonella. spp* en fonction des manifestations cliniques.

Manifestations cliniques	Nombre de sujets prélevés	Nature des prélèvements	Nombre d'échantillons	Présence de <i>Salmonella.spp</i>
Entérite	12vaches+17 veaux (29 sujets)	matières fécales	29	0
Avortement	13 vaches	fragments placentaires	13	0
Pneumonie	23 bovins	écouvillons nasaux	23	0
Syndrome « pneumo-entérite »	10 veaux	écouvillons nasaux	10	0
		matières fécales	10	0
Total	<b>75</b>		<b>85</b>	<b>0</b>

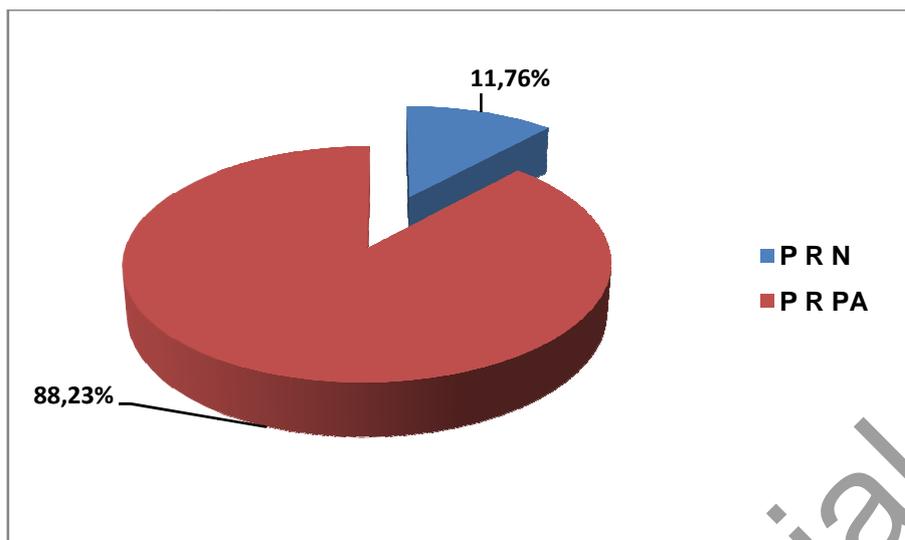
Les résultats ont révélé que sur les 85 échantillons prélevés (matières fécales, fragments placentaires et écouvillons nasaux), aucune souche de *Salmonella. spp* n'a été détectée, soit un taux de (0%).

#### 7.2.3.2. Présentation des résultats pour les autres entérobactéries :

Les 85 prélèvements analysés ont révélé que :

- 10 prélèvements (matières fécales, écouvillons nasaux) n'ont présenté aucun agent pathogène, soit un taux de 11.76%.
- 75 prélèvements (88.23%) ont été positifs pour les autres entérobactéries.

Ces résultats sont représentés dans la figure (7. 44).



P R N : pourcentage des résultats négatifs ;

P R P : pourcentage des résultats positifs.

**Figure 7.44** : Représentation graphique des résultats négatifs et positifs pour les autres entérobactéries.

A partir des 75 prélèvements révélés positifs pour les autres entérobactéries, nous n'avons retenu, faute de moyens, que 42 prélèvements. Ils sont présentés comme suit :

- 3 prélèvements de fragments placentaires, appartenant à des vaches qui ont avorté au dernier tiers de gestation.
- 22 prélèvements de matières fécales effectués sur des veaux diarrhéiques présentant ou non des troubles respiratoires.
- 17 prélèvements d'écouvillons nasaux, effectués sur des sujets d'âges différents et présentant des troubles respiratoires associés ou non à des diarrhées.

Les résultats d'analyses des 42 prélèvements ont montré la présence de 73 souches dont l'identification biochimique a donné les résultats qui sont présentés selon leur origine dans le tableau (7. 3).

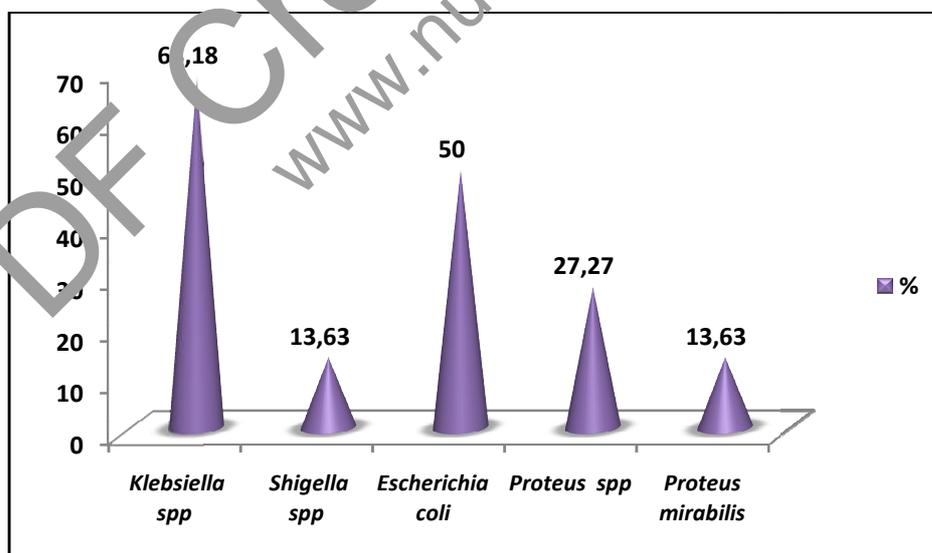
Tableau 7.5 : Résultat de l'identification biochimique des 73 souches présentées selon leur origine.

Origine des prélèvements	Nombre de prélèvements (42)	Résultats		
		Souches	Nombre (73)	Pourcentage des prélèvements selon leur origine
Prélèvements de matière fécale (des appartenant a des veaux diarrhéiques)	22	<i>Klebsiella spp</i>	15	68.18
		<i>Shigella spp</i>	03	13.63
		<i>Escherichia coli</i>	11	50
		<i>Proteus spp</i>	06	27.27
		<i>Proteus mirabilis</i>	03	13.63
Fragments de placenta (appartenant à des vaches avortantes)	3	<i>Escherichia coli</i>	03	100
		<i>Klebsiella spp</i>	02	66.66
		<i>Proteus spp</i>	01	33.33
Ecouvillons nasaux (sujets présentant des troubles respiratoires)	17	<i>Proteus mirabilis</i>	03	17.64
		<i>Proteus spp</i>	03	17.64
		<i>Klebsiella spp</i>	11	64.70
		<i>Klebsiella ornitolytica</i>	02	11.76
		<i>Escherichia coli</i>	04	23.52
		<i>Entérobacter spp</i>	05	29.41
		<i>Providencia spp</i>	01	5.88

Les résultats de l'identification biochimique des 73 souches ont montré que la fréquence de ces différentes entérobactéries varie selon les types de prélèvements. Il en ressort que :

- *Klebsiella spp*, *Escherichia coli* et *Proteus spp* sont présentes dans les 3 types de prélèvements mais avec des taux différents
  - Des associations de plusieurs souches notamment *Escherichia coli*, *Klebsiella*, *Enterobacter* et *Proteus* dans le même prélèvement peuvent être présentes.
- Fréquence des bactéries isolées à partir des matières fécales chez les veaux diarrhéiques :

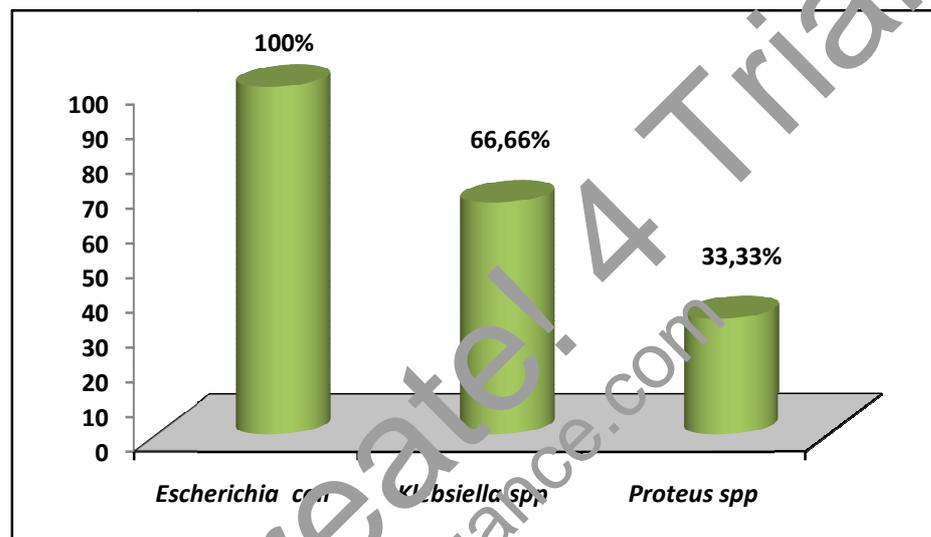
Les *Klebsiella spp* et les *Escherichia coli* sont les souches les plus fréquemment isolées chez les veaux diarrhéiques avec des pourcentages de 68,18% et 50% respectivement alors que les *Proteus spp*, *Proteus mirabilis* et *Shigella spp* sont moins fréquentes, soit 27,27%, 13,63% et 13,63% respectivement. La distribution de ces bactéries est rapportée dans la figure (7.45).



**Figure 7.45:** Bactéries isolées à partir des matières fécales chez les veaux diarrhéiques.

➤ Fréquences des bactéries isolées à partir des fragments de placentas :

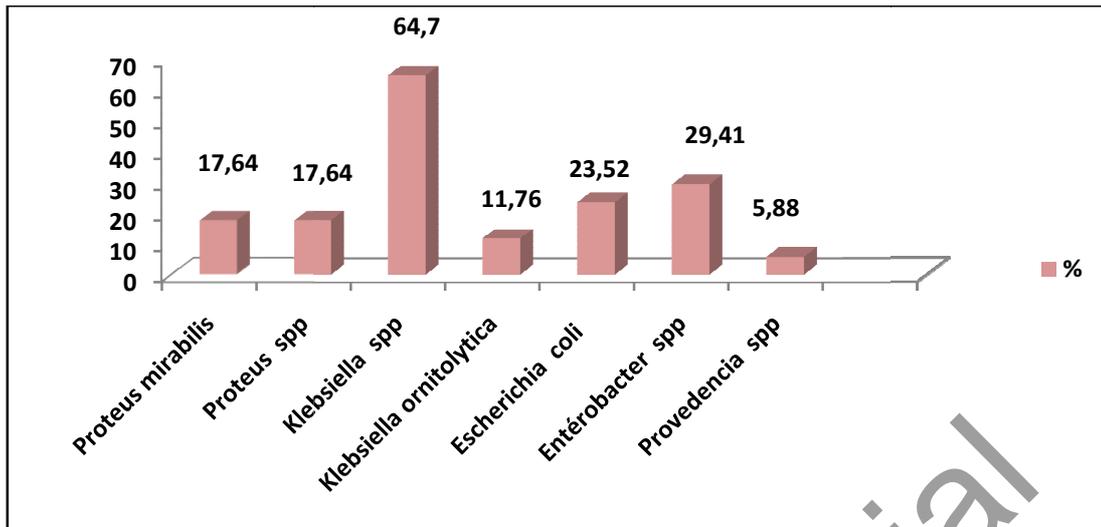
Nous constatons que les *E. coli* sont présent dans les trois prélèvements de fragments placentaires (100%), *Klebsiella spp* dans 66.66% des prélèvements alors que les *Proteus spp* ne sont présentent que dans 33.33% des prélèvements (Cf. Figure 7.46).



**Figure7. 46** : Bactéries isolées à partir des fragments de placentas.

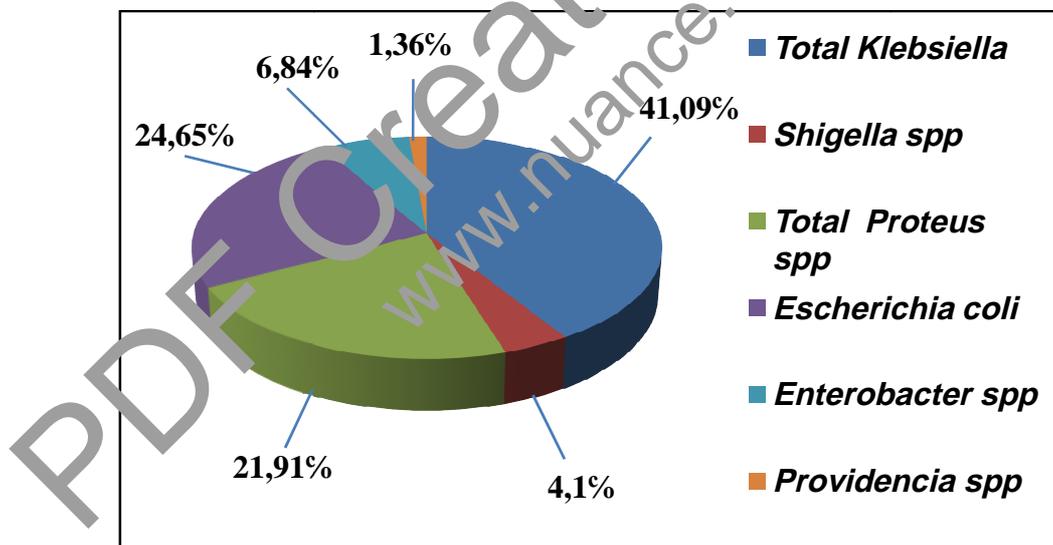
➤ Fréquences des bactéries isolées à partir des écouvillons nasaux :

Nous pouvons remarquer que les klebsielles sont les souches les plus isolées à partir des écouvillons nasaux représentant 64.70% pour *Klebsiella spp* et 11.76% pour *Klebsiella ornitolytica* alors que les *Entérobacter spp*, les *E. colis*, *Proteus spp*, *Proteus mirabilis* et *Providencia spp* sont très peu isolées et représentent un taux de 29.41%, 23.52%, 17.64%, 17.64% et 5.88% respectivement (Cf. Figure 7.47).



**Figure 7. 47:** Bactéries isolées à partir des écouvillons nasaux.

La fréquence des différentes souches isolées à partir des 42 prélèvements analysés, est résumée dans le tableau (7.4) et illustré dans la Figure (7.48).



**Figure 7. 48:** Représentation graphique de la fréquence des souches isolées.

Tableau 7.6 : Fréquence des souches isolées à partir des 42 prélèvements.

<b>Souches isolées</b>	<b>Nombre</b>	<b>%</b>
<b>Total <i>klebsiella</i></b>	<b>30</b>	<b>41.09</b>
<i>Klebsiella spp</i>	28	38.35
<i>Klebsiella ornitolytica</i>	02	2.73
<b><i>Shigella spp</i></b>	<b>03</b>	<b>4.10</b>
<b>Total <i>proteus</i></b>	<b>16</b>	<b>21.91</b>
<i>Proteus spp</i>	10	13.69
<i>Proteus mirabilis</i>	06	8.21
<b><i>Escherichia coli</i></b>	<b>18</b>	<b>24.65</b>
<b><i>Enterobacter spp</i></b>	<b>05</b>	<b>6.84</b>
<b><i>Providencia spp</i></b>	<b>01</b>	<b>1.36</b>
<b>Total</b>	<b>73</b>	<b>100</b>

#### 7.2.4. Discussion :

##### 7.2.4.1. Les salmonelles :

Nos résultats montrent une absence totale de *Salmonella spp* dans tous les prélèvements. Or cette absence ne signifie pas que les élevages sont indemnes de salmonellose bovine :

Selon HEUCHEL et al [245] un troupeau ne peut être considéré comme sain vis-à-vis de la salmonellose bovine que si aucun cas clinique ne présente *Salmonella. spp* pour agent causal dans aucune analyse (de produit laitier, de fèces, de sang, ou d'avortant) et ce durant 3 ans de contrôle avec deux passages à intervalle de 4 à 6 mois.

MENARD [258] ainsi que MARTEL et al [83], ont décrit le caractère saisonnier très marqué de l'expression clinique à la fin de l'automne et le début de l'hiver alors que CHEZEL et al [85], ont noté des cas de salmonellose au printemps et que DAVIDSON et SOYER [86], ont noté des cas de salmonelle en fin d'été, aussi WARNICK et al [297], ont remarqué la fréquence élevée de la forme clinique après la mise bas. D'après ces données, nous pouvons remarquer une liaison entre la saison et la fréquence des formes cliniques, nos prélèvements ont été réalisés de janvier 2010 à décembre 2010, elles ont touché les quatre saisons de l'année mais leur nombre très réduit ne peut être représentatif.

D'après les études de VAESSEN et al [298] et WRNICK et al [299], le nombre élevé de sujet dans un troupeau laitier augmente le risque de l'infection salmonellique. Les élevages caractérisés par effectif important (plus de 41 vaches), ont enregistré plus de cas de salmonelloses bovines que les élevages ayant un effectif faible [263]. Or dans notre étude le nombre de sujet dans les élevages n'a pas été pris en considération.

Dans cette étude 3 types de prélèvement ont été analysés :

#### 7.2.4.1.1. Prélèvements de matière fécale :

Durant notre étude, nous avons pris en considération tout les cas présentant des diarrhées sans qu'il y est de contagiosité car il a été montré que toute entérite chez le bovin quelque soit son âge, peut être une forme clinique de l'infection salmonellique [50]. De plus une salmonellose clinique peut ne pas être contagieuse et ne toucher qu'un seul animal, les résultats obtenus par MENARD [263], ont montré que sur les 143 élevages laitiers atteints de salmonellose clinique, 63 élevages n'ont présenté qu'une seule vache malade dans le troupeau dont 50 vaches sont plus affectées que les autres. Il semble que le serovar impliqué, joue un rôle important dans l'extension de la maladie et que *S. Typhimurium* et *S. Montevideo* sont plus pathogènes que les autres serovars.

Plusieurs études ont été accomplies pour la salmonellose bovine :

##### ✓ Entérite salmonellique chez les sujets adultes :

L'étude réalisé par CALMART et al [300] en 2004, a permis d'isoler plusieurs serotypes de salmonelles dont *S. Typhimurium* (80%), *S. Dublin* (10%), *S. Anatum* (8%) et *S. Montevideo* (4%) alors que d'autres coprocultures accompli par GAUCHARD et al [84], ont donné les résultats suivant : *S. Typhimurium* (84.9%), *S. Montevideo* (46.3%) et *S. Dublin* (25.3%).

En France dans le cadre du RESSAB (Réseau d'épidémiologie surveillance des salmonelloses bovine) en 2006, 73 suspicions de diarrhées à salmonelles ont été relevées dont 7 confirmées, soit un taux de confirmation égale à 10 % de diarrhée fécales, détectées sur les bovins adultes [295]. Dans une autre enquête, au Etats-Unis en 2005, les résultats de CALLAWAY et al [301], ont été positifs à 9.96% pour *Salmonella enterica*.

WARNICK et al [297], ont isolé *Salmonella Typhimurium* à partir de 270 prélèvements sur 2726 échantillons de fèces.

✓ Entérite salmonellique chez les veaux :

En Algérie, nos résultats sont semblables de ceux rapportés par SELLES et NIAR [251] dans leur étude, représentant (0%) de salmonelles sur Quatre-vingt-deux échantillons de matières fécales diarrhéiques et proches de ceux apportés par KHELEF [252] dans certains élevages du centre et de l'est de l'Algérie, représentant (0.89%) des 337 prélèvements de matières fécales diarrhéiques et non diarrhéiques chez les veaux et de ceux observés par AKAM et al [253] qui ont obtenu 1.1% chez les veaux non diarrhéiques dans la région de Mitidja mais ils sont loin de ceux observés par LOUNIS [254], rapportant 3.37% chez les veaux diarrhéiques à Blida et des résultats obtenus par MERDJA [255] à Constantine (2.75% de *S. Typhimirium*), à partir de 109 prélèvements chez des veaux diarrhéiques.

A Tunis, l'étude de ZRELLI et al [302], a permis de mettre en évidence une prévalence de 1.8% chez les veaux diarrhéiques alors qu'en Egypte en 2003, HOET et al [303], ont signalé une prévalence de 4.04% et ASHRAF[304] en 2009 une prévalence de 4.09% chez les veaux diarrhéiques.

En Suisse BUSATO et al [305] en 1999, en Norvège JOR et al [306] en 2007 et en Nouvelle-Zélande GRIMBERG et al [307] en 2005, n'ont pas isolé de salmonelles à partir des échantillons de matières fécales diarrhéiques.

D'autres résultats ont été également obtenus au Brésil (2.25%) par RIGOBELLO en 2006 [308] et en Inde (14.8%) par SAHAH et JALA en 1990 [309], au Canada (12%) par TROTZ et al en 2007 [310], en France (7%) par SNODGRASS 1995 [311] et au Mozambique en 2004 (2%) par ACHA et al en 2004 [312] chez les veaux diarrhéiques.

#### 7.2.4.1.2. Prélèvements des fragments placentaires :

Les avortements dus aux salmonelles chez les bovins, ont été décrites dans plusieurs pays mais ils apparaissent prévalent dans les régions d'élevage intensif. Différentes études rapportent des taux variables selon les années :

En Algérie, très peu d'études rapportent des résultats relatifs à ce germe au niveau des élevages laitiers. Lors de son étude sur 31 vaches analysées, DECHICHA [313] rapporte un taux de séropositivité égale à 9,6 % vis-à-vis de *Salmonella abortus ovis*.

En France, l'étude de VALLET et MARLY [201] réalisée en 1995 sur 25 élevages contenant un effectif de 985 vaches, a permis d'isoler les salmonelles dans 26% de cas d'avortement alors qu'en 1997 MARTEL [50], a rapporté que *S. Dublin* représente 60% des salmonelles isolées à partir de placenta et d'avortons, ce taux a diminué jusqu'à 5% en 2005 [314]. Quelques années plus tard en 2006, l'enquête réalisée par CHAZEL et al [290] dans le cadre du réseau RESSAB, a noté (1.2%) de prélèvements positifs aux salmonelles dont les serotypes sont : *Salmonella Dublin*, *Salmonella Montevideo* et *Salmonella Mbandaka*.

Au Canada, selon MC EWEN et ALVES [315], les résultats de l'isolement d'avortons de bovins pour *E.coli* et *Salmonella spp* sont de 2.2%, 1.1%, 1.7%, 1.9% et 2.2% durant les années 1994, 1995, 1996, 1997, 1998 respectivement.

Au sud du Brésil, les résultats du diagnostic bactériologique de 161 avortons de bovins rapportés par CORDELLINI et al en 2006 [316], ont donné 0.62% pour *Salmonella enterica*.

En 1984, *Salmonella spp* a été à l'origine de 6,4% des cas d'avortements en Australie et de 2,2% des cas d'avortements en 1995 dans le Michigan (Etats-unis) [314].

GAUCHARD et al [84] lors de leur étude, ont pu isoler à partir de prélèvements de produit d'avortements *S. Typhimurium* (3.2%), *S. Montevideo* (48.8%) et *S. Dublin* (57.6%) alors que MARCHAL [40] lors de son enquête, a pu isoler *S. Dublin* (60%) à partir de placentas et d'avortons de bovins.

L'avortement dû aux salmonelles, se produit dans plus de 90% des cas au cinquième mois de gestation et précédé parfois de forme entérique [139] mais dans leurs études HANZEN [314] et GIVENS ainsi que MARLEY [317], ont décrit l'avortement dans tous les stades de gestation avec une fréquence plus prononcée en fin de gestation.

Le passage des salmonelles au fœtus par voie placentaire suite à une transmission digestive, conduit à une septicémie du fœtus qui sera suivie par la mort fœtale et l'avortement [318 ; 152]. Des études plus poussées, ont montré qu'une bactériémie chez la vache gestante, peut mener à la localisation et à la prolifération des salmonelles aux niveaux des placentomes, entraînant un avortement sans invasion bactérienne des fœtus [319].

#### 7.2.4.1.3. Prélèvements d'écouvillons nasaux :

Les salmonelles ont fait l'objet d'études pour les troubles respiratoires dans plusieurs pays:

En France, l'étude de VALLET et MARLEY [201] réalisé sur 25 élevages, a permis d'isoler les salmonelles sur 6 élevages associés à des troubles respiratoires alors qu'en Irlande, BRICE et al [320], ont pu l'isoler à (2.8%).

Des taux respectifs de 73.7% et de 0.5% ont été rapportés par JAHANGIR ALAM et al [321] en USA et FULTON et al [322] au États-Unis.

#### 7.2.4.2. Les autres entérobactéries :

Les analyses bactériologiques des 85 prélèvements ont donné des cultures négatives (11.76%) et des cultures positives (88.23%), généralement mixtes à 2 ou à 3 colonies. Ces résultats correspondent aux résultats des différentes études concernant les 3 types de prélèvements. Les cultures négatives peuvent s'expliquer par les hypothèses suivantes :

- Les diarrhées peuvent être d'origines virales (Rotavirus, Coronavirus), parasitaires (Cryptosporidiose) ou alimentaires [276].
- Les pneumonies peuvent être d'origine virales (Virus respiratoire syncytial bovin (VRSB), Adénovirus para influenza, IBR, PI<sub>3</sub>, BVD, Reovirus et Rhinovirus), bactériennes (*Pasteurella multocida*, *Streptocoque pneumocoques*, *Pasteurella haemolytic* et *Mycoplasma bovis*), fongiques (Actinomycete, *Micropolyspora foeni*, *Thermoactinomyces vulgaris* et *Aspergillus*) [125 ; 131] ou parasitaires (*Dictyocaulus viviparus* et helminthoses respiratoires) [323].
- Les limites des méthodes d'isollements employées en routines dans les laboratoires. En effet, l' Hektoen est un milieu de culture sélectif, les sels biliaires qui le composent inhibent les bactéries à Gram positives et quelques bactéries à Gram négatives [29].

Dans les cultures positives obtenues, nous avons remarqué que *Klebsiella spp*, *E.coli* et *Proteus* ont été isolées dans les trois types de prélèvements ceux - ci peut être expliqué par le fait que :

- Les entérobactéries sont des pathogènes de l'environnement, elles colonisent le fumier et la litière qui favorisent leur prolifération par défaut d'hygiène et les mauvaises pratiques d'élevage. Leur charge bactérienne augmente lorsque le fumier est laissé pendant de longues périodes et intensivement dans certain endroit, augmentant ainsi les pathologies dues à ces germes, notamment les *E. coli* [324].
- Le taux des bactéries Gram négatives est élevé sur les litières de copeaux de bois, ce phénomène est plus spécifique à *Klebsiella spp* et serait lié à des conditions de pH favorable à leur multiplication [271]. Ces résultats bactériologiques correspondent aux résultats obtenus par le questionnaire concernant la propreté d'aire de couchage (34.44% sont qualifiés de mauvaises propretés) et l'utilisation des sciures de bois (66.66% des élevages visités).

#### 7.2.4.2.1. Prélèvements de matière fécale :

##### ➤ Escherichia. coli :

Sur les 22 prélèvements de matière fécale de veaux diarrhéiques âgés de 1 j à 4 mois, nous avons obtenu un taux de 50% de *E. coli*. Ces résultats sont proches de ceux apportés en Algérie par LOUNIS [300] en 2010 qui a rapporté un taux de 60.37% chez les veaux diarrhéiques âgés entre 1 et 90 j alors que l'étude de MERDJA [301] en 2005 à Constantine, a noté (72.48%) d'*E. coli* à partir de 109 prélèvements chez les veaux diarrhéiques et celle de SELLES et NIAR [297] réalisée à Tiaret, a permis de détecter *E. coli* K99 chez trois veaux (3.65%) sur les quatre-vingt-deux veaux prélevés en association avec des coronavirus (1.22 %).

En France, QUILLET et al [325] déclarent un taux de 67% chez des veaux âgés de (1 à 30j) en 2005, ces résultats sont plus élevés que ceux obtenus par SNODGRASS et al [311] en 1995 avec un taux de (3%).

Au Brésil, AMBROSIM et al [312] ont pu isoler les *E. coli* à (48.85%) en 2002 alors que ACHA et al [312] au Mozambique en 2004, ont rapporté un taux de (6%).

Le colon et le coécum représentent un hôte normal pour les *E. coli* qui s'implantent dès la naissance chez le jeune veau, ce qui signifie que leur présence dans les matières fécales ne peut être liée directement à la pathogénie de la diarrhée [327]. Elles sont fréquemment isolées en association avec les *Cryptosporidie*, les *Rota virus* et les *Corona virus* [328]. Aussi, une augmentation du nombre des *E. coli* dans le duodénum, le jéjunum et la caillette des veaux diarrhéiques indépendamment de l'âge et de l'étiologie mis en cause est possible [184].

➤ *Klebsiella spp, Shigella spp et Proteus sp :*

Sur les 22 prélèvements de matière fécale de veaux diarrhéiques, nous avons obtenu un taux de 68.18%, 13.63%, 27.27% et 13.63% pour *Klebsiella spp*, *Shigella spp*, *Proteus spp* et *Proteus mirabilis* respectivement. Ces bactéries font parties de la flore intestinale du veau [329], selon MAKAROV et al [329] ainsi que VERHAEG [330], *Klebsiella spp* et *Proteus spp* font aussi partie des bactéries pathogènes conditionnelles chez les veaux lorsqu'ils sont exposés à des facteurs défavorables.

Nos résultats pour *Klebsiella spp* sont beaucoup plus élevés par rapport à ceux rapporté en Algérie (1.89%) par LOUNIS [300] en 2010 chez le veau diarrhéique.

En 2002 au Brésil, une fréquence de 6.7 % a été rapportée pour *Klebsiella pneumoniae* et de 3.8% pour *Klebsiella oxytoca* [326] alors qu'en Autriche en 2009, HERRERA-LUNA et al [331] rapportent une prévalence de 3.3%.

*Klebsiella spp* a été aussi isolée chez le veau diarrhéique en Inde [309], au Brésil [332] et mise en cause de diarrhée néonatale du veau en Iran [333] mais sa prévalence n'a pas été rapportée.

*Shigella spp* a été isolée en culture pure ou en association avec des fréquences très basses, chez des veaux diarrhéiques par ISMAIL et al [334] en Egypte et RIBEIRO et al [332] au Brésil.

*Proteus spp* a été isolée chez des veaux diarrhéiques en Autriche mais avec des fréquences très basses (1.1%) [331].

#### 7.2.4.2.2. Prélèvements des fragments placentaires :

Les résultats de notre étude, montrent que les souches d'*E. coli* sont présentes dans 100% des prélèvements, *Klebsiella spp* dans 66.66% des prélèvements et les *Proteus spp* dans 33.33 % des prélèvements.

##### ➤ Les E. coli :

Au sud du Brésil, les résultats du diagnostic bactériologique de 161 avortons de bovins ont montré 0,69% pour *Escherichia coli* [316].

Les *E. coli* sont considérées comme des pathogènes opportunistes, elles peuvent être à l'origine des avortements sporadiques à la suite d'une bactériémie, elles atteignent l'utérus gravide et engendrent une placentite [335, 336]. Selon GIRI et al [337], les endotoxines d'*Escherichia coli* induisent l'avortement en impliquant d'abord une libération prolongée de PGE<sub>2</sub> (Prostaglandin F<sub>2</sub>α) qui va stimuler les contractions musculaires de l'utérus et l'effet lutéolytique.

##### ➤ Klebsiella spp et Proteus spp:

SHELDON et WOKES [338] ainsi que WILLIAMS et al [339], ont isolé durant leurs études *Klebsiella spp* et *Proteus spp* en association avec des agents abortifs (*E.coli*, *Aeromonas pyogènes*).

Ces bactéries ne font pas partie des agents abortifs [131]. Ils sont d'origine environnementale, opportunistes [340] et font partie de la flore fécale commensale habituelle des animaux. Ils sont présents parmi de nombreux agents infectieux dans le liquide utérin [330]. Leur persistance et leur multiplication au niveau de l'utérus sont favorisées par les événements du vêlage ou du post partum (avortement, rétention placentaire et vêlage dystocique) [125].

#### 7.2.4.2.3. Prélèvements d'écouvillons nasaux :

D'après les analyses bactériologiques, nous obtenons les taux de 64.70%, 11.76%, 17.64 %, 17.64%, 29.41%, 23.52% et 5.88% pour *Klebsiella spp*, *Klebsiella ornitolytica*, *Proteus mirabilis*, *Proteus spp*, *Enterobacter spp*, *E. coli* et *Providencia.spp* respectivement.

##### ➤ Les E. coli :

En Irak, RADI et CHUIBLI [341] en 2010, ainsi que MALKI et DJEVAD [342] en 2005, ont obtenu respectivement les taux de (50%) et de (8.5%) pour les *E.coli* chez les veaux atteints de troubles respiratoires.

D'autres études, ont montré la présence des *E.coli* dans la flore commensale des cavités nasales des bovins. Ce constat est similaire de celui décrit par SEKER et al [343] en 2009, suite à leur étude réalisée en Colombie qui leur a permis de rapporter un taux de (8.6%) isolée par écouvillonnage nasale chez des bovins sains et (10%) isolée chez des bovins associés à des troubles respiratoires.

Les souches pathogènes d'*Escherichia coli*, peuvent engendrer des troubles respiratoires suite à des septicémies chez les veaux [344] mais il reste incertain que ces micro-organismes soient capables de provoquer des infections respiratoires par eux même, sans l'intervention des autres agents causals.

##### ➤ *Klebsiella.spp*, *Proteus.spp*, *Providencia. spp* et *Enterobacter. spp* :

Ces bactéries ont aussi été isolées en Irak lors des travaux de RADI et CHUIBLI [341] en 2010, à partir des écouvillons nasaux chez les veaux présentant des troubles respiratoires dont les fréquences sont de 13.6% pour *Klebsiella pneumonia*, 4,5% pour *Proteus spp* et de 10,6 % pour *Enterobacter spp*.

*Providencia spp* fait partie de la flore commensale intestinale des bovins [329 ; 330], elle peut être à l'origine d'une contamination des voies respiratoires suite à sa dissémination dans l'environnement.

- ✚ ALLEY [345] a montré le rôle des bactéries retrouvées dans les voies respiratoires et a noté qu'elles ne sont pas obligatoirement la cause de l'infection mais peuvent participer dans les processus inflammatoires.

#### 7.2.5. Biais :

Les élevages bovins laitiers de la wilaya de Blida sont réparties sur 7 subdivisions (L'arbaa, Boufarik, Bouinan, Ouled aich, Oued alleug, Chiffa et El affroun), ils comportent 626 élevages identifiés ainsi que d'autres élevages non identifiés.

Cette partie d'étude n'a impliqué que des élevages localisés dans deux daïra (Bougara et l'Arbaa) et ne peut être par conséquent représentatif de la willaya de Blida. Le manque de moyen significatif, a déterminé l'insuffisance des prélèvements par leur absence dans les autres daïra.

### 7.2.6. Conclusion :

Cette étude, ne nous a pas permis d'isoler des salmonelles mais cela ne peut pas conclure qu'elles sont inexistantes vu le nombre d'échantillons très réduit.

D'autre part les résultats de cette partie d'étude, nous ont permis de montrer la présence d'autres agents causals, appartenant à la familles des entérobactéries responsables de différentes pathologies de bovin au niveau de la wilaya de Blida. Il en ressort que:

- les *E. coli* sont isolées dans les trois types de prélèvements (matières fécales, fragments placentaires et écouvillons nasaux). Ce qui signifie qu'elles jouent un rôle important dans l'étiologie des différentes pathologies : diarrhée, avortement et pneumonie.
- *Proteus spp* et *Klebsiella spp* rarement recherchées, font parti aussi des agents responsables de diarrhées chez les veaux.
- *Proteus spp*, *Klebsiella spp* et *Enterobacter spp* peuvent être des agents causals de pneumonies.

Ces résultats ne peuvent pas refléter la réalité de la colonisation quantitative et/ou qualitative des voies respiratoires supérieures et profondes mais permettent néanmoins, de prédire le risque d'apparition de certaines pathologies respiratoires surtout lorsque la colonisation des voies respiratoires supérieures coïncide avec un climat froid et/ou humide.

### **7. 3. Troisième partie : Recherche de portage asymptomatique de salmonelles chez les bovins**

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 et représenter une source de contamination continue au niveau des élevages [60]. Pour estimer la prévalence du portage asymptomatique dans les élevages de la wilaya de Blida, nous avons réalisé une étude bactériologique sur des bovins fraîchement abattus.

#### **7.3.1. Matériel :**

Afin d'augmenter nos chances de trouver des cas positifs pour le portage asymptomatique, nous avons choisi pour notre échantillonnage des vaches âgées entre 3 et 14 ans. Ces dernières ont subi constamment une série de stress (transport, lactation, vêlage, allaitement, gestation, changement de régime alimentaire et passage d'une étable à une autre) qui les a théoriquement rendues plus prédisposées à être contaminées par les salmonelles.

#### **7.3.2. Méthodes :**

##### **7.3.2.1. Prélèvements :**

Pendant une durée de deux mois, allant d'Aout 2010 à Octobre 2010, 114 échantillons de viscères, provenant de 114 vaches fraîchement abattues au niveau de l'abattoir de la wilaya de Blida, ont été analysés.

Chaque échantillon est composé de plusieurs échantillons de différents organes qui sont les suivants : des ganglions mésentériques et muqueuses (du rectum, de l'intestin grêle et de la vésicule biliaire).

Les échantillons sont mis dans des boites stériles identifiées puis acheminés le même jour dans une glacière hermétique à +4 °C vers le laboratoire d'hygiène de la wilaya de Blida. Au laboratoire, les échantillons étaient d'abord disséqués (ganglions mésentériques) ou raclés (muqueuse de l'intestin grêle, muqueuse du rectum et muqueuse de la vésicule biliaire) en utilisant une lame de bistouri pour chaque échantillon, avant de passer au protocole d'analyse.

### 7.3.2.2. Analyse bactériologique :

L'ensemble des viscères prélevés de chaque vache, était homogénéisées au moyen d'un appareil stomacher pendant deux minutes. La suspension obtenue été transférée dans des flacons stériles le plus aseptiquement possible et a partir de cette suspension, l'analyse bactériologique a été réalisée comme rapporté dans la deuxième partie de la présente étude.

### 7.3.3. Résultats :

L'analyse bactériologique des 114 prélèvements ont permis d'obtenir les résultats suivants :

#### 7.3.3.1 Présentation des résultats des salmonelles :

Les résultats obtenus pour les salmonelles sont présentés dans le tableau (7.7).

**Tableau (7.7) :** Résultats de la recherche de *Salmonella. spp* à partir des prélèvements d'abats.

Présence ou Absence de <i>Salmonella spp</i>	Nombre de prélèvements	%
Absence de <i>Salmonella spp</i>	114	100
Présence de <i>Salmonella spp</i>	0	0
<b>Total</b>	114	100

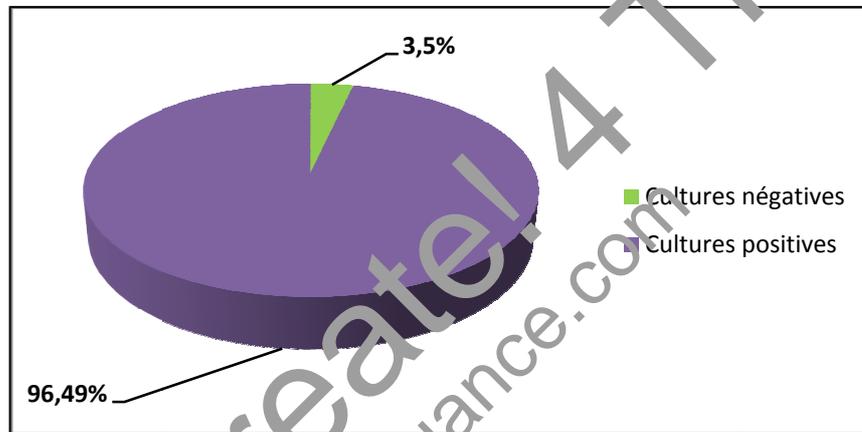
Les résultats ont révélé que sur les 114 échantillons analysés, aucune souche de *Salmonella spp* n'a été détectée, soit un taux de (0%).

### 7.3.3.2 Présentation des résultats des autres entérobactéries :

Les 114 prélèvements analysés ont révélé que :

- 04 cultures ont été négatives, soit un taux de 3.50%.
- 110 cultures, ont été positives à une espèce ou plusieurs espèces des autres entérobactéries, soit un taux de 96,49 %.

Les résultats sont présentés dans la figure (7. 49).



**Figure 7. 49 :** Représentation graphique des cultures positives et négatives pour les prélèvements d'abats.

Les 110 prélèvements positifs, nous ont permis d'isoler 273 souches bactériennes. Les résultats de l'identification biochimique de ces dernières sont présentés dans le tableau (7. 8).

**Tableau 7. 8 :** Fréquence des entérobactéries isolées à partir des abats.

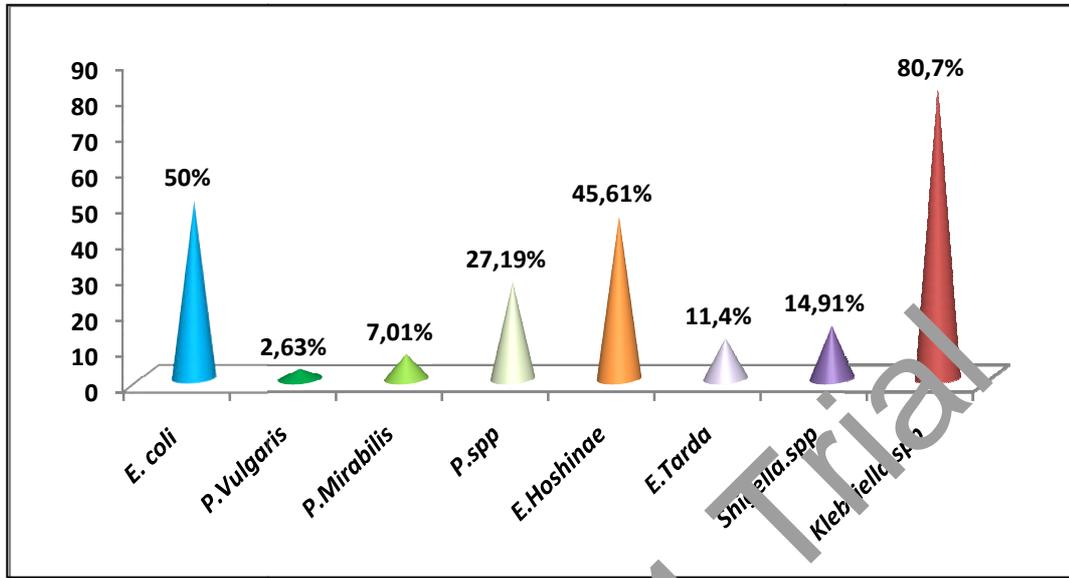
Nombre d'EC 114	Entérobactéries Isolées	<i>E. coli</i>	<i>Proteus</i>			<i>Edwardsiella</i>		<i>Shigella. spp</i>	<i>Klebsiell a. spp</i>
			Pr.V	Pr.M	P.spp	E.H	E.T		
	Nombre d'entérobactéries présentes	57	03	08	31	52	13	17	92
%	50	2.63	7.01	27.19	45.61	11.40	14.91	80.70	
			36.83		57.01				

EC : nombre d'échantillons ; PrV : *Proteus vulgaris* ; Pr.M : *Proteus mirabilis* ; P.spp : *Proteus spp* (non identifiés) ; E.T : *Edwardsiella tarda* ; E.H : *Edwardsiella hoshinae*.

Les résultats de l'identification biochimique pour les 273 souches bactériennes sont les suivants :

- *Klebsiella spp* avec une fréquence de 80.70%.
- *Edwardsiella* (57.01%) représentées par 45.61% et 11.40 % pour *Edwardsiella hoshinae* et *Edwardsiella tarda* respectivement.
- *E. coli* (50 %).
- Les *Proteus* (36.83 %), représentées par 7.01% pour *Proteus mirabilis*, 2.66 % pour *Proteus vulgaris* et 27.19 % pour *Proteus spp*.
- *Shigella spp* sont les moins isolées avec une fréquence de 14.91%.

La distribution des entérobactéries isolées est rapportée dans la figure (7. 50).



**Figure 7.50** : Représentation graphique des résultats des entérobactéries isolées à partir des abats.

#### 7.3.4.: Discussion

Pour le choix des prélèvements de cette partie d'étude, nous avons été éclairés par les travaux de :

MARTEL et SAVEY [56;100] qui ont affirmé que dans la formes asymptomatiques, les salmonelles sont en position intracellulaire dans les ganglions mésentériques et excrétées de façon épisodique ou permanente dans les fèces.

PALMER et al [162] qui ont noté qu'un raclage de la muqueuse rectale chez les bovins, est plus fiable qu'un simple prélèvement d'excrément pour l'isolement des salmonelles.

BLOOD et REDDOSTITIS [135] ainsi que SOJKA et al [346], qui ont rapporté qu'un examen immédiat d'un frottis, réalisé à partir d'un raclage de la muqueuse de la vésicule biliaire ou du tractus intestinal, est la méthode la plus satisfaisante.

➤ Les salmonelles :

Les analyses bactériologiques des 114 échantillons, n'ont pas pu dévoiler de cas positif pour les salmonelles. L'absence de ces dernières dans l'ensemble de nos échantillons, n'élimine pas forcément la possibilité du portage asymptomatique pour les sujets prélevés et pour l'ensemble des élevages au niveau de la wilaya de Blida. Cette absence, pourrait s'expliquer par l'hétérogénéité dans la répartition de ces bactéries dans les organes prélevés et par leur nombre restreint. SAMUEL et al [347] ont montré que sur un nombre de 85 bovins prélevés, 29 bovins présentaient un seul ganglion mésentérique hébergeant *Salmonella.spp*.

Dans le portage asymptomatique, les salmonelles se fixent après dissémination de nombreux mois dans les nœuds lymphatiques, sans se multiplier [87 ; 99 ; 348 ; 349]. Plusieurs enquêtes ont rapporté l'isolement des salmonelles chez le bovin sans manifestations cliniques à partir des abats. Leur prévalence est variable :

En Tunisie, l'étude de KHOSFOF et al [350], ont montré que (7.7%) des abats de bovins ont été contaminés par *S. Typhimurium*, *S. Anatum*, *S. Montevideo*, *S. Enteritidis*, *S. Zanzibar* et *S. Livingstone* alors qu'au Maroc, OUMOKHTAR et al [351] n'ont pas isolé de salmonelles dans les viscères de bovins.

Au USA, (72%) et (1,6%) de *Salmonella. spp* ont été isolées des ganglions lymphatiques jéjunale et caecale par SAMUEL et al [347] en 1980 et TERRANCE et al [352] en 2008 respectivement.

Au Royaume-Uni, (0,2%) de *Salmonella.spp* ont été isolées à partir de caecum de bovins sains par DAVIES et al en 2000 [353] et dans une autre étude, ROTHENBERG et al [354] n'ont pas isolé de salmonelles dans les viscères de bovins.

En France, GAUCHARD et al [242] ont déclaré en 2000, un taux de (10.8%) de *S.Typhimurium* et (12.1%) de *S. Dublin* à partir des échantillons de viscères ainsi que (24%) de *S.Typhimurium*, (4.9%) de *S.Montevideo* et (3.8%) de *S. Dublin* à partir de prélèvements de viandes et d'abats.

Au Canada, dans l'étude de VAN DONKERSGOED et al [355], 2247 prélèvements de fèces et de rumen ont été réalisés pendant un an, à partir de 373 bovins abattus, *Salmonella. Typhimurium* DT104 a été isolée dans 5,5% des prélèvements de fèces avec une absence totale dans les échantillons de rumen alors que dans d'autres études, *Salmonella. spp* a été isolée à partir du rumen, en 2003 à (2%) par McEVOY et al [356] en Irlande et en 2005 à (7.7%) par VIMONT et al [357] en Australie.

Selon ADESIYUM et OYINDASOLA [358], le taux d'isolement des salmonelles est plus élevé pour les bovins en abattoir après éviscération. En Belgique, les salmonelles ont été isolées par KORSACK et al [235] en 2004 dans 26% des prélèvements de matières fécales de bovins abattus et 3% sur leurs carcasses à l'abattoir alors qu'en Algérie, l'étude de BENNADJI [359] en 2009, réalisé sur 30

carcasses bovines a révélé un taux de (0%) d'échantillons contaminés par les salmonelles.

➤ *E.coli, Proteus spp, Edwardsiella spp, Shigella spp et Klebsiella spp:*

L'analyse bactériologique des ganglions mésentériques et des muqueuses (des intestins grêles, des vésicules biliaires et des rectums), nous ont permis d'isoler 50% d' *E . coli*, 36.83% de *Proteus spp*, 57.01% d'*Edwardsiella spp*, 14.91% de *Shigella spp* et 80.70% de *Klebsiella spp*. Ces bactéries font partie de la flore intestinale des bovins, ce qui explique leur isolement à partir de nos prélèvements de viscères. Leur concentration varie selon la saison [360 ; 361 ; 362 ; 329 ; 327] et tient à la différence d'alimentation des bovins entre l'hiver et l'été [363 ; 364].

En France, WILSSENS et BUTTIAUX [ 363] ont isolé à partir de matière fécale de vaches saines *E. coli* (100%), *Klebsiella aërogènes* (7,4%), *Klebsiella dispar* (7,4%), *Klebsiella bethesda* (40,7%), *Proteus hauseri* (45,2%), *Proteus morgani* (11,5%) et *Proteus rettgeri* (50%). Ces bactéries, ont aussi été isolées par SORUM et SUNDE [364] mais leur prévalence n'a pas été apportée.

Au Brésil, BRANDAO et al [365] ont pu isoler à partir des échantillons de viscères provenant de deux vaches saines, les enterobactéries suivants : *Escherichia coli*, *Yersinia intermedia*, *Providencia rustigianii*, *Proteus penneri*, *Klebsiella spp* et *Enterobacter spp*.

En Algérie, l'étude effectuée par LOUNIS [300] en 2010 chez les veaux non diarrhéiques, a présenté des taux de 1,02% pour *Edwardsiella hoshinae* et 2,04% pour *Klebsiella spp*.

Dans d'autres études, RIBEIRO et al [332] au Brésil, ont isolé chez les veaux non diarrhéiques les bactéries suivantes :

*E.coli*, *K. pneumoniae*, *K. oxytoca*, *Edwardsiella tarda*, *Shigella sonnei* et *Shigella spp*.

### 7.3.5. Biais :

Le nombre d'échantillons effectués dans cette partie d'étude (114 échantillons) et la courte durée pour sa réalisation (deux mois) sont insuffisants alors qu'une telle étude devrait toucher un nombre plus important d'échantillons et s'étaler sur plusieurs mois.

### 7.3.6. Conclusion :

Notre étude réalisée sur des échantillons de ganglions mésentériques, de muqueuses intestinales, rectales et de vésicules biliaires ne nous a pas permis l'isolement de salmonelles. Cependant, elle nous a permis d'isoler et de connaître les bactéries commensal, forment la flore intestinale des bovins de la wilaya de Blida.

PDF Create! 4 Trial  
www.nuance.com

## CONCLUSION GENERALE

La salmonellose bovine est une entité abortive et digestive qui a un impact économique et sanitaire considérable, liées directement à la mortalité et au retard de croissance des bovins après la maladie clinique et indirectement au portage asymptomatique.

Les porteurs asymptomatiques représentent la plus grande voie de dissémination des bactéries dans l'environnement et une source d'infection pour les animaux sains et l'homme par passage du germe dans la chaîne alimentaire.

En Algérie, la situation de la salmonellose bovine est inconnue. Le présent travail a permis de montrer, la présence de certaines techniques de gestion des élevages de la wilaya de Blida qui par ignorance ou par négligence des éleveurs, peuvent représenter de véritables facteurs de risque pour l'apparition de la salmonellose bovine et joueraient un rôle primordial dans la dissémination de la pathologie, influencée à la fois par le niveau d'exposition des bovins aux agents pathogènes et leur résistance à la maladie.

Ces techniques de gestion, se résument en quatre principaux points : manque d'hygiène de logement, d'abreuvement, d'alimentation et manque de précaution sanitaire.

Sur le plan microbiologique, nous n'avons pas trouvé de traces bactériologiques de la salmonellose bovine. Les résultats de cette étude ne peuvent conclure l'absence de cette dernière au niveau de ces élevages, vu que d'autres études précédentes, ont pu isoler *Salmonella. spp* chez les veaux. Des études plus poussées seront nécessaires pour confirmer son existence et estimer sa prévalence.

Cette étude, nous a permis de ressortir la prédominance des germes d'origines environnementales. Leur évolution bactériologique semble être due au manque d'hygiène au niveau des étables localisées dans la wilaya de Blida, en effet :

-les *E.coli* sont les agents causals fréquemment isolées dans les cas de diarrhées, d'avortements et de pneumonies.

-les *Enterobacter spp*, *Proteus spp* et *Klebsiella spp* rarement recherchées dans les cas de pneumonies ont été isolées.

-les *Proteus spp* et *Klebsielles spp* rarement mises en cause des diarrhées, ont été aussi isolées chez les veaux.

Cette étude, nous a également permis d'isoler certains agents formant la flore intestinale des bovins.

Vu le nombre insuffisant d'échantillon réalisé, nous ne pouvons pas généraliser les résultats obtenus sur l'ensemble des élevages de la wilaya, ni confirmer que ces germes sont à l'origine de tout les cas d'avortements, des diarrhées ou des pneumonies. Néanmoins, nos résultats bactériologiques peuvent être considérés comme un témoignage de leur présence au sein de ces étables.

## RECOMMANDATIONS

La salmonellose bovine 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 d'éventuels facteurs de risque favorisant l'apparition de cette pathologie dans la wilaya de Blida et dans le but d'essayer de minimiser l'impact de cette pathologie, nous proposons d'apporter les recommandations suivantes :

### ❖ A l'adresse des éleveurs :

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

- Respecter, en permanence, une hygiène draconienne tant pour le logement que pour l'alimentation et l'abreuvement des bovins.
- Maintenir en état, une litière suffisante et sèche surtout pendant les saisons froides.
- Améliorer les conditions générales de logement, en surveillant l'aération, la densité des animaux et en évitant la présence de plusieurs espèces dans une même étable.
- Respecter les précautions sanitaires par l'isolement des malades, l'installation d'un parcours de travail pour la traite, présence de salle destinée au vêlage, la dératisation, le déparasitage régulier et la mise en quarantaine pour les animaux nouvellement acquis.
- Assurer une alimentation équilibrée et de qualité pour les vaches correspondant à leurs stades physiologiques ; s'assurer que les veaux reçoivent un colostrum en quantité suffisante et éviter les transitions alimentaires brusques.
- Respecter les règles préventives de l'épandage.

### ❖ A l'adresse des vétérinaires :

Les vétérinaires se voient aujourd'hui complètement impliqués à tous les niveaux de la chaîne agro-alimentaire (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:

- Les praticiens ruraux préviennent les éleveurs du caractère zoonotique de la pathologie et les informent de la conduite à tenir devant les cas pathologiques.
- La recherche des salmonelles soit vulgarisée au niveau des laboratoires de bactériologies et que le diagnostic bactériologique des salmonelles soit systématique en cas d'apparition d'un épisode clinique au sein d'un élevage pour confirmer toute suspicion et réaliser l'antibiogramme.
- Des déclarations obligatoires des avortements soient instaurées et suivies d'un diagnostic étiologique. Aussi, une indemnisation doit être attribuée aux éleveurs pour chaque avortement constaté.
- Instaurer le dépistage systématique de la salmonellose bovine.
- Un contrôle bactériologique obligatoire, soit mis en place pour la surveillance de la commercialisation du lait cru et des produits laitiers qui constituent des aliments à risques et respecter les règles de pasteurisation ou de stérilisation.
- L'abattage des animaux malades provenant d'un foyer d'expression clinique soit évité. En cas d'abattage d'urgence, le vétérinaire inspecteur doit être informé au moyen d'un Certificat Vétérinaire d'Information (CVI) dûment rempli.
- Les foyers de TIAC, soient déclarés et suivis d'une enquête destinée à identifier l'aliment responsable et l'agent causal.

❖ **A l'adresse des consommateurs :**

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

- Respect des bonnes pratiques de transport, de stockage et de préparation des aliments.
- Respect strict de la chaîne du froid.
- La bonne cuisson des viandes est essentielle afin de protéger les personnes les plus vulnérables (enfants, personnes âgées ou immunodéprimées) qui sont généralement les plus touchées.

## APPENDICE : A

## 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 [76].

	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K	L	M	N	O	P
mobilité	+	+	+	+	-	-	+	+e	+	+	+	+	+	+	+e	+e
lactose	-	+/(+)	-	+/(+)	-	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Teste ONPG	-	+	+	+	d	+	+	+	+	-	-	-	-	-	+	+
H <sub>2</sub> S	+	+	-	-	-	-	-	-	-	+	+	-	-	-	-	-
LCD	+	-	-	d	-	+	-	+	+	-	-	-	-	-	-	-
ODC	+	-	+	d	d	-	+	+	+	-	+	+	-	-	+	-
ADH	-	-	d	d	d	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
uréase	-	-	-	-	-	+w	-	-	-	+	+	+	+	-	+	+
TDA PDA	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	+	+	+	+	-	-
indole	-	-	+	+	d	-	-	-	-	+	-	+	+	+	d	-
Citrate de cimmions	+	+	+	-	-	+	+	d*	+	+	d	-	+	+	-	-
Mal	-	-	d	-	-	+	+	d	-	-	-	-	-	-	-	-
VP	-	-	-	-	-	+	+	+e	-	-	d	-	-	-	d*	-
TTR	+	+	d	-	-	-	-	d	d	+	+	+	+	+	d	-
G <sub>l</sub>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	+	-	-	-	-	-
G/g <sub>l</sub>	+	+	+	+	-	+	+	+	-	+	+	+	d	d	-	-
mannitol	+	+	+	+	-	+	+	+	+	-	-	-	+	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

## Légendes :

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

-*S. Typhi* A : LDC<sup>+</sup>, ODC<sup>-</sup>, citrate<sup>-</sup>, gaz<sup>-</sup>, H<sub>2</sub>S traces.

-*S. Paratyphi* A : LDC<sup>+</sup>, ODC<sup>-</sup>, citrate<sup>-</sup>, gaz<sup>-</sup>, H<sub>2</sub>S traces.

**B:** *Citrobacter freundii*, **C :** *Levinea*, **D:** *Escherichia coli*, **E:** *Shigella* , **F:** *Klebsiella pneumonia*

**G:** *Enterobacter cloacae*, **H:** *Hafnia alvei*, **I:** *Serratia marcescens*, **J:** *Proteus vulgaris* **K :** *Proteus*

*mirabilis*, **L :** *Proteus morganii*, **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, **(+<sup>w</sup>)** : positif lent (uréase + en 18-24<sup>h</sup>), **(+)** : positif en 3 à 7 jours, **(/)**: Ou, **gl** : gélatinase, **G/gl** : gaz/glucose,

**Sac** : saccharose, **Galac** : galacturonate (2-ceto-gluconate), **Mal**: malmonate

**+** : Positif en 1 à 2 jours, **(-)** : Négatif,

**APPENDICE B**  
**Formule des serotypes**  
**de *Salmonella* les plus frequents**

**Tableau :** extrait du schéma de KAUFFMANN-WHITE représentant environ 95% des souches de salmonelles isolées [76 ; 81]

<b>Groupe O : 4(B)</b>			
	<b>O</b>	<b>H</b>	
		<b>Phase 1</b>	<b>Phase 2</b>
<i>Typhimurium</i>	1,4, [5] ,12	i	1,2
<i>Saitpaul</i>	1, 4, 12,27	e, h	1,2
<i>Heidelberg</i>	1, 4, [5] ,12	r	1,2
<i>Brandenburg</i>	1, 4,12	l, v	E, n, Z <sub>15</sub>
<i>Bredeney</i>	1, 4, 12,27	l, v	1,7
<i>Agona</i>	1, 4,12	f, g, s	-
<i>Derby</i>	1,4, [5] ,12	f, g	-
<i>Paratyphi B</i>	1,4, [5] ,12	b	1,2
<i>Schwarzengrund</i>	1, 4, 12,27	d	1,7
<i>Wein</i>	1, 4, 12,27	b	1, w
<i>Coeln</i>	4, [5] ,12	y	1,2
<i>Duisburg</i>	1, 4, 12,27	d	E, n, Z <sub>15</sub>
<i>Abortusovis</i>	4,12	c	1,6
<i>Stanley</i>	1, 4, [5] ,12, 27	d	1,2
<i>Reading</i>	1, 4, [5] ,12	e, h	1,5
<i>Sandiego</i>	4, [5] ,12	e, h	E, n, Z <sub>15</sub>
<b>Groupe O : 9(D)</b>			
	<b>O</b>	<b>H</b>	
		<b>Phase 1</b>	<b>Phase 2</b>
<i>Panama</i>	1, 9,12	l, v	1,5
<i>Dublin</i>	1, 9,12[Vi]	g, p	-
<i>Enteritidis</i>	1, 9,12	g, m	-
<i>Typhimurium</i>	9,12[Vi]	d	-
<i>Gallinarum*</i>	1, 9,12	-	-
<b>Groupe O : 6,7-6,8-8(C<sub>1</sub>-C<sub>2</sub>-C<sub>3</sub>)</b>			
	<b>O</b>	<b>H</b>	
		<b>Phase 1</b>	<b>Phase 2</b>
<i>Infantis</i>	6 ,7	r	1,5
<i>Bovis morbificans</i>	6, 8	r	1,5
<i>Hadar</i>	6 ,8	Z <sub>10</sub>	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 <sub>15</sub>
<i>Livingstone</i>	6, 7, <u>14</u>	d	1, w
<i>Mbandaka</i>	6,7	z <sub>10</sub>	E, n, z <sub>15</sub>
<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 <sub>29</sub>	-
<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>Kentucky</i>	8,20	i	Z <sub>6</sub>
<i>emek</i>	8,20	g, m, s	-
<i>paratyphi c</i>	6,7	c	1,5
<b>Groupe O : 3,10-3,15-1, 3,19(E<sub>1</sub>E<sub>2</sub>E<sub>3</sub>)</b>			
	<b>O</b>	<b>H</b>	
		<b>Phase 1</b>	<b>Phase 2</b>
<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	a, h	1,5
<i>Meleagridis</i>	3,10	e, h	1, w
<i>Uganda</i>	3,10	1, z <sub>13</sub>	1,5
<i>lexington</i>	3,10	z <sub>10</sub>	1,5
<b>Groupe O : 13,22-13,23(G<sub>1</sub>-G<sub>2</sub>)</b>			
<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	-
<b>Groupe O : 18(K)</b>			
<i>S.IIIa (arizona)</i>	18	Z <sub>4</sub> , Z <sub>32</sub>	-
<b>Groupe O : 1,2(A)</b>			
<i>Paratyphi A**</i>	<u>1</u> , 2,12	a	-
Facteurs O soulignés (ex : <u>1</u> , 4,12) présence liée à la conversion bactériophagique			
Facteurs entre 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			
<b>Fréquence des groupes :</b>			
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			

## APPENDICE C

**Caractères biochimiques différentiels entre espèces et sous espèces de salmonelles**

**Tableau :** Identification des deux espèces (*enterica* et *bongori*) et des six sous-espèces de *Salmonella enterica* et relation avec les sous genres de KAUFFMANN-WHITE. [87 ; 88 ; 76].

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.

## APPENDICE D

### Diagnostic différentiel des diarrhées néonatales chez le veau

**Tableau :** diagnostic différentiel des diarrhées néonatales chez le veau  
[284] [54].

Agents pathogènes		Age (semaine)	diarrhée	Signes cliniques
Bactéries	ETEC	< 1 (0-4j)	Diarrhée aqueuse sévère, Jaune paille	Abattement marqué, déshydratation rapide, décubitus permanent, hypothermie.
	EIEC	≈ 2	Variable, presque normale, pâteuse, glaireuse ou liquide avec des particules solides	Stase alimentaire, caillette dilatée, septuémie
	EHEC	1-8	variable	Dysenterie, hyperthermie, dépression
	EC CS31A	1-2	Aspect de fèces pas obligatoirement modifiées, fèces sentant la « beurre rance ».	« gastro-entérite paralysante » veau mou, parésie postérieure, démarche ébrieuse, œdèmes palpébraux, abdomen distendu
	salmonelles	3-6	Odeur fétide, +/- sang, mucus ou lambeaux de muqueuse.	Anorexie, hyperthermie, faiblesse.
Virus	rotavirus	1-3	Pâteuse à liquide, +/- mucus ou sang	Dépression, anorexie, +/- déshydratation, hyperthermie. Faible taux de mortalité
	coronavirus	1-2	Liquide, +/- lait caillé ou mucus	Appétit conservé. Si cas sévère : hyperthermie, déshydratation, léthargie et choc
Parasites	Coccidies (eimeria bovis /eimeria zurnii)	3-4	Jaunâtre à verdâtre, odeur putride +/- sang, mucus, lait non digéré	anorexie, déshydratation, hyperthermie
	Coccidies (eimeria bovis /eimeria zurnii)	3-4	Diarrhée profuse et hémorragique (sang frais) pouvant contenir des débris de paroi intestinale.	Ténésme, perte de poids, retard de croissance, polis hirsutes.
	Giardia (giardia duodenalis)	>4	Diarrhée chronique, mucoïde	Mauvais état général, amaigrissement, retard de croissance, appétit conservé.

## APPENDICE : E

## Milieux d'enrichissement et d'isolement utilisés pour l'identification des salmonelles

**Tableau 1:** Milieux d'enrichissement. [147,130].

Milieux d'enrichissement	Principe du milieu	Utilisation
<b>Bouillon au Tétrathionate</b>  (Milieu de MILLER-KAUFFMANN médical)	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.
<b>Bouillon au Sélénite (LEIFSON)</b>  En utilise le plus souvent le bouillon au selinite de sodium en bactériologie médical	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 de <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.
<b>Bouillon Rappaport-Vassiliadis (bouillon au vert malachite et chlorure de magnésium)</b>	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.
<b>Milieu semi solide de Rappaport-Vassiliadis</b>	Très sélectif grâce au chlorure de magnésium et au vert malachite et par addition de novobiocine.	42°C pendant au maximum 24 heures

**Tableau 2 :** Milieux d'isolement sélectifs [147].

Milieux d'isolements sélectifs solides	Principe du milieu	Utilisation	Aspect des colonies de <i>Salmonella spp</i>	Remarques
<b>Milieu Salmonella-Shigella (S. S.)</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Formation d'acide à partir du lactose avec révélation du pH</li> <li>acide par virage du rouge neutre colorant en rouge les colonies fermentant le lactose.</li> <li>- La production d'hydrogène sulfuré à partir de thiosulfate de sodium qui, en présence de citrate ferrique produit un précipité noir.</li> </ul>	37°C de 18 à 24 heures	Colonies beiges à centre noir pour les souches H <sub>2</sub> S+	Certaines colonies de <i>Proteus</i> et de <i>Citrobacter</i> ont un aspect macroscopique identique
<b>Milieu de Rambach</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Formation d'acide à partir du propylène glycol pour la plupart des souches de <i>Salmonella.spp</i></li> <li>- Révélation de la présence d'une bêta-galactosidase par un indicateur coloré pour le membre de la famille des <i>Enterobacteriaceae</i> qui possèdent cette enzyme</li> </ul>	37°C de 18 à 24 heures	Colonies rouges fuschia (certaines souches de <i>Salmonella spp</i> peuvent apparaître incolores) Certaines colonies	<i>Citrobacter freundii</i> ont des colonies de couleur fuschia.
<b>Milieu SM ID</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Formation d'acide à partir du glucuronate de sodium pour les souches de <i>Salmonella.spp</i></li> <li>- Révélation de la présence d'une bêta-galactosidase par un indicateur coloré pour les membres de la famille des <i>Enterobacteriaceae</i> qui possèdent cette enzyme.</li> </ul>	37°C de 18 à 24 heures	-Colonies roses. -Autres colonies peuvent apparaître incolores, bleu violacé.	Certaines souches d' <i>E. coli</i> bêtagalactosidase – du genre <i>Morganella</i> ou <i>Shigella</i> peuvent être de couleur rose.
<b>Milieu XLT</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Formation d'acide lors de l'utilisation des sucres contenus dans le milieu.</li> <li>- Décarboxylation de la lysine en cadavérine.</li> <li>- Production d'hydrogène sulfuré à partir de thiosulfate de sodium en présence de citrate ferrique ammoniacal.</li> </ul>	37°C de 18 à 24 heures	-Colonies jaunes rosées à rouges avec un centre noir (sans centre noir pour les <i>Salmonella</i> H <sub>2</sub> S-). - <i>Citrobacter</i> , certaines souches d' <i>Enterobacter</i> et d' <i>E. coli</i> donnent des colonies jaunes. - <i>Proteus</i> , <i>Pseudomonas</i> , <i>Providencia</i> , <i>Yersinia</i> et <i>Actinobacter</i> sont totalement inhibés.	Milieu très sélectif vis-à-vis des souches de <i>Salmonella.spp</i> Certaines souches de <i>Citrobacter</i> peuvent avoir le même aspect.



**D-Hygiène alimentaire :****a) Alimentation des veaux :**

1-Veaux alimentés à la mamelle  veaux alimentés au seau

2-Prise de colostrum : le colostrum est donné en totalité aux veaux

Une partie du colostrum est prise par l'éleveur pour une consommation personnelle

**b) Alimentation des adultes :**

1-Y'a-t-il une séparation des vaches selon leurs stades de la gestation et de la lactation: oui  non

**2-Type d'aliment distribuer :****\*fourrage vert :**

-Prairie naturelle (les animaux sort au pâturage)

-La fauche (trèfle, luzerne, vesce avoine, sergot)

**\*fourrage sec :** paille  foin

**\*concentrée :** oui  non

c)Distribution de l'aliment : une fois par jour  deux fois par jour

d)-Y'a-t-il des transitions alimentaires ? Oui  non

Sont-elles brusque ? Oui  non

e)- La transition a intéressée : - seulement les vaches qui vont vêler prochainement   
- tout les sujets

f)- Est ce que vous remplacer les engrais chimiques par :

du fumier de bovins  , du fumier de volailles  , pas de remplacement ou non utilisé

g) – Est ce que le stockage est à l'abri des :

oiseaux sauvages (pigeons et autre)  , des rongeurs

des poules et autres volailles domestiques

h)- La ration peu être souillé par les fèces des bovins ou ceux des autres espèces animales au moment de sa distribution :

Oui  non

**E-Précaution sanitaire :**

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

-b) Est-ce que les animaux sont déparasité:      Oui                   non

-c)Ya t'il un parcours de travail instauré :      Oui                   non

1-Traire et rationner les vaches saines

2- Traire et rationner les vaches du lot dont provient l'animal malade

3-Terminer par l'animal malade.

-d) Les sujets malades sont ils isolés ?                  oui                   non

1-Le premier cas isolé seul                                 

2-Tout les cas isolés   

e)A quel endroit ce fait l'isolement ?

-dans un coin de l'étable   

-dans un local vide   

-dans la salle de vêlage   

-dans l'aire d'exercice   

-dans la salle de stockage des aliments                 

f) A qu'el moment les animaux malades sont reintroduit ?

-dés la disparition des symptômes                         

-dés la fin du traitement   

-plusieurs jours âpres la disparition des symptômes

g) Les animaux nouvellement acquis sont mis en quarantaine avant d'être mélangé au reste du troupeau ?

Oui                   non

h) Des analyses sont faite systématiquement lors d'un avortement ?

Oui                   non                   lesquels :

**APPENDICE : G**  
**Résultats du questionnaire auprès des éleveurs**

<b>I - Questions pour conditions générales d'élevage</b>	<b>Résultats</b>
1) Type de stabulation	Entravée : 62 Semi entravée : 28
2) Aération de l'étable	Bien aérée : 68 Mal aérée : 22
3) Présence d'aire d'exercice	Possède une aire d'exercice : 22 Ne possède pas d'aire d'exercice : 68
4) Présence de salle de vêlage	Présence de salle de vêlage : 04 Absence de salle de vêlage : 86
5) Présence d'autre espèce en contact des bovins	Ovin : 73, Caprin 03. Volaille : 49, Equidé : 23 Oiseaux : 65, Chien 73 Chat : 46, rongeurs : 85.
6) Parcage des veaux	PCVSA : 43, PCVISA : 47
<b>II- Questions pour hygiène de logements.</b>	<b>Résultats</b>
1) Le sol	En béton : 60, En terre battue : 30
2) Propreté d'aire de couchage	Bonne : 28, Moyenne : 31 Mauvaise : 31.
3) Propreté d'aire d'exercice	Bonne : 04, Moyenne : 08 Mauvaise : 10.
4) Utilisation de désinfectant	Bâtiments désinfecté : 40 Bâtiments non désinfecté : 50
5) Les désinfectants utilisés	Biocide : 10 Crésyl : 08 Eau de javel (hypochlorite de sodium) : 28
6) Fréquence de paillage	Biquotidien : 52 Quotidien : 38.
7) Type de paillage	Sciure de bois : 60 Paille : 30
<b>III- Questions pour hygiène d'abreuvement</b>	<b>Résultats</b>
1) Provenance de l'eau	Puits : 04, Forage : 35 Réseau communal : 51.
2) Type d'abreuvoir	Automatique : 0 Dans les mangeoires : 20 Dans la baignoire : 70.
3) Propreté des abreuvoirs	Abreuvoir propre : 48. Abreuvoir non propre : 42.
4) Accès à des oueds où a des eaux stagnantes.	Accès à des oueds : 13 Eaux stagnantes : 0

<b>VI- Questions pour alimentation et hygiène alimentaire</b>	<b>Résultats</b>
1) Alimentation des veaux	-Veaux alimentés à la mamelle : 79 -Veaux alimentés au seau : 11
2) Prise de colostrum	-Colostrum pris en quantité suffisante : 22 -Colostrum pris en quantité insuffisante : 68.
3) Séparation des vaches selon leurs stades de la gestation et de la lactation	-Présence de séparation : 06 -Absence de séparation : 84
4) Type et origine des aliments : -A) Prairie naturelle, concentré, fourrage sec, fauche (trèfle, sergot) -B) Fauche, concentré, fourrage sec. -C) Fauche de prairie naturelle, fauche (trèfle, sergot), concentré, fourrage sec.	-Type (A): 27 -Type (B): 34 -Type (C): 29
5) Distribution de aliment	Distribution deux fois par jour : 62 Distribution une fois par jour: 28.
6) La transition alimentaire intéresse	- Tout les sujets : 90 -Seulement les vaches : 0
7) Utilisation de fumier de volailles ou de bovins à la place des engrais chimiques.	-fumier de bovins utilisé par : 14 -fumier de volailles utilisé par : 01 - nombre d'éleveurs qui utilisé des engrais chimiques ou qui n'utilise pas d'engrais : 75
8) Stockage des aliments non protégé des rongeurs, des oiseaux sauvages et des volailles domestiques. 9) Souillure des aliments par les fèces au moment de leur distribution.	8)- Rongeurs : 90, Oiseaux sauvages: 70, Volailles : 30 9) Aliments souillés : 33 Aliments non souillés : 57.
<b>VII Questions pour précaution sanitaire et hygiène générale</b>	<b>Résultats.</b>
1) Dératisation	90
2) Déparasitage des animaux	-Animaux déparasités : 40 -Animaux non déparasités : 50
3) Parcours de travail instaurer	0
4) Isolement des malades	Isolés : 55 Non isolés : 35
5) Méthodes d'isollements	-Premier cas isolé : 48 - Tout les cas isolés : 07
6) Lieux d'isollement des malades	-Coin de l'étable : 16 -Local vide : 07 -Salle de stockage : 16 -Salle de vêlage : 01 -Aire d'exercice : 15
7) Moment de réintroduction des sujets isolés avec le reste du troupeau	-Juste après la disparition des symptômes : 20 - Juste après la fin du traitement : 20 -Plusieurs jours après la disparition des symptômes : 15
8) Application de la mise en quarantaines pour les animaux nouvellement acquis	-Mis en quarantaines : 02 -Pas mis en quarantaine : 88
9) Analyse systématique lors d'un avortement	-Analyse faite : 03 -Analyse non faite : 87.

## APPENDICE H

### Matériel de laboratoire

#### ❖ Matériels de prélèvements :

Boîtes de prélèvement stériles, écouvillons stériles, gants en latex, glacière isotherme, blouse et boots.

#### ❖ Equipement de laboratoire :

Incubateur réglé à 37°C, réfrigérateur à 4° C, microscope optique, bec bunsen, portoirs, appareil stomacher, lames bistouri stériles, pince métallique, lames porte objet, bain marie, anse de platine, pince, boîtes de Pétri, micropipette de 1 ml et verrerie stérile (tubes à essai, flacons, pipettes pasteur, pipettes graduées de 10 ml).

#### ❖ Milieux de culture et réactifs :

- Milieux de culture : gélos : Hecktoène, gélose nutritive, gélose Mueller-Hinton, eau distillée, eau physiologique, eau péptonnée tamponnée, SFB double concentration, additif SFB, gélose TSI, gélose citrate de Simmons, milieu urée - indole, bouillon nitrate, milieu Clark et Lubs, témoin Muller, milieu LDC, milieu ODC, milieu ADH.

- Réactifs : huile à émersion, réactif de Kovacs, réactif VPI et VP II, réactif TDA, réactif nitrate réductase I et II, vaseline, disques d'ONPG et Rouge de méthyle.

- Galeries biochimiques Api 20e (Bio Mérieux, Réf. 20 160)

#### ❖ Logiciel d'identification apiweb TM.

## APPENDICE I

## Caractérisation des colonies sur gélose Hektoen

- Tableau : Couleur des colonies sur la gélose Hektoen [84].

Couleur des colonies	Tests «sucre » et H <sub>2</sub> S	Espèces bactériennes
Jaune à jaune saumon	Au moins un sucre fermenté	Coliformes : <i>Escherichia.spp</i> , <i>Citrobacter spp</i> ; <i>Klebsiella spp</i> , <i>Enterobacter spp</i>
Jaune à jaune saumon centre noir	Au moins un sucre fermenté, H <sub>2</sub> S+	<i>Proteus vulgaris</i>
Vert a bleu vert centre noir	Sucre- H <sub>2</sub> S+	<i>Proteus mirabilis</i> <i>Salmonella. Spp</i>
Vert centre noir		<i>Salmonella Typhimurium</i> ATCC 14028
Vert à bleu vert	Sucre- H <sub>2</sub> S-	<i>Morganella morganii</i> <i>Providencia.spp</i> <i>Salmonella (H<sub>2</sub>S-)</i> <i>Shigella. Spp</i>

## APPENDICE J

Tableau de lecture de la galerie Api 20e [84].

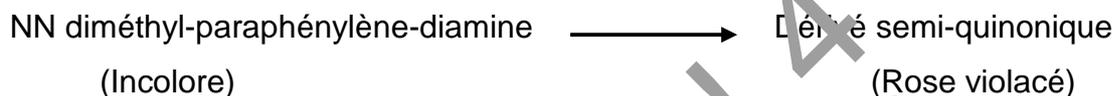
Test	Résultat	
	Négatif	Positif
ONPG	Incolore	Jaune
ADH	Jaune	Rouge/orangé
LDC	Jaune	Rouge/orangé
ODC	Jaune	Rouge/orangé
CIT : utilisation des citrates	Vert pale/jaune	Bleu-vert/bleu
H <sub>2</sub> S : production de H <sub>2</sub> S	Incolore/grisâtre	Déport noir/fin liseré
URE : uréase	Jaune	Rouge/orange
TDA	Jaune	Marron rougeâtre
indole : production d'indole	Incolore vert pale/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

## APPENDICE K

### Recherche d'oxydase

#### Principe :

Le terme exact est recherche du cytochrome oxydase, protéine appartenant à la chaîne respiratoire. C'est la capacité que possèdent certaines bactéries à oxyder la NN diméthyl-paraphénylène-diamine réduite et incolore en un dérivé semi-quinonique rose violacé



#### Mode opératoire :

Nous avons utilisé des disques oxydase (HI media, Réf. DDO18-1VL). Une réaction positive se traduit par un virage rapide du réactif de l'incolore au violet.

Une absence de coloration violette témoigne une absence d'oxydase.



**Figure :** Disque oxydase

## APPENDICE L

### Liste des abréviations et des symboles

Ac: Anticorps.

ADH : Arginine décarboxylase

Ag: Antigène.

AGV : Acides gras volatile.

AINS : Anti-inflammatoire non stéroïdien

AIS : Anti-inflammatoire non stéroïdien.

AM : Ampicilline.

AMC : Amoxicilline associé à l'acide clavulanique.

AMM : Autorisation de Mise sur le Marché.

BVD: Diarrhée bovine virale.

BVD-MD: BovineVirus Diarrhoea- Mucosal Disease.

BVDV: Bovine virale diarrhée virus.

CVI: Certificat vétérinaire d'information.

CNR : Centre national de référence

DSV : Direction des services vétérinaire.

E: Erythromycine.

E. H: *Edwardsiella hoshiniae*.

E.T : *Edwardsiella tarda*.

EPT : Eau peptonée tamponnée.

EC CS31A : *Escherichia coli* sérotypes CS31A.

EHEC : *Escherichia coli* entérohémorragique.

EIEC : *Escherichia coli* entéroinvasive.

EPT : d'eau peptonée tamponnée

ETEC : *Escherichia coli* entérotoxigène.

GDS : Groupement de défense sanitaire

GN : Gélose nutritive.

GRO : Growth related oncogene

GCP2 : Granulocyte chimotactic proteine 2

IL8 : Interleukin 8

IL4 : Interleukin 4

IL1 : Interleukin 1

IPA : Institut pasteur alger.

I : souches de sensibilité intermédiaire à l'antibiotique

IBR (BHV-1) : Rinotracheite infectieuse bovine (bovine herpes virus-1).

IBR: Rinotracheite infectieuse bovine.

LCD : Lysine-décarboxylase.

M Mol : Mili mol

N : C'est le nombre de souches testées.

ODC : Ornithine- décarboxylase.

OFX : Oflaxacine.

ONPG : Orthonitrophénol-Beta- galactopyronoside.

P : Pénicilline G.

PGF<sub>2α</sub> : Prostaglandine F<sub>2α</sub>

Pr.M : *Proteus mirabilis*.

P.spp : *Proteus spp* (non identifiées.).

PCV.S.A : Parcage collectif des veaux dans le même bâtiment que les adultes (veaux séparés des adultes).

PCVNSA : Parcage collectif des veaux (veaux non séparés des adultes).

PDA : Désaminases de la phénylalanine.

PI<sub>3</sub> : Virus parainfluenza 3.

PINI : Produit incriminés non identifiés.

PV : Poids vif

Pr.V : *Proteus vulgaris*.

R : souches résistantes à l'antibiotique

RESSAB : Réseau d'Épidémiologie Surveillance des Salmonelloses Bovine.

RM : Réaction au rouge de méthyle.

RSV: Virus respiratoire syncytial.

S : souches sensibles à l'antibiotique

SFB D/C : Bouillon au sélénite cystine double concentration

St : Staphylococcus.

TDA : Désaminases du tryptophane.

TE : Tétracycline.

TSI : Milieu de triple –shugar –iron.

TTR : Tétrathionate-réductase.

TIAC : Toxi-infection alimentaire collective.

UFC : Unité formant colonie.

VP : Réaction de Voges-Proskauer.

VRSB : Virus respiratoire syncytial bovin

PDF Create! 4 Trial  
www.nuance.com

## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. Belisle, J.T. et Brennan, P.J., « Encyclopedia of microbiology ». 2<sup>er</sup>. Edition, (2000), Vol 3.
2. Holt, J.G., « Bergey's manual of determinative bacteriology ». 9<sup>th</sup> Edition, Baltimore, Md : Williams et Wilkins (1994).
3. Villate, D., « Maladie des volailles ». Edition France agricole, 2<sup>ème</sup> édition, (2001), 399p.
4. Drogoul, C. et Germain, H., « santé animale : Bovin, Ovin, Caprin ». Edition .Educegri, 2 édition, (1998), 346p.
5. 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.
6. Desachy, F., « Les zoonoses : Transmission des maladies des animaux à l'homme ». Edition De Vecchi. Collection animaux, (mai 2005).180p.
7. Tauxe, R.V., « *Salmonella* : a post-modern pathogène ». J food protect., (1991), 54 ,567-578.
8. Popoff, M.Y. et Norvell F., « Bases moléculaires de la pathogénicité des salmonelles » Edition. Med. Mal. Infect., (1992), 22, 310 – 324.
9. Gallais, H., Raoult, D., De rego, A., Morvan, D et Casanova, P., « la fièvre typhoïde en Afrique noire : 213 cas ». Edition. Med.Tropical., (1983), 43, 367-370.
10. Cumming, K.J., Warnick, L.D., Alexander, K.A., Cripps, C.J., Crohn, Y.T., James, K.L., McDonough, P.L. and Reed, K.E., “ The duration of fecal *Salmonella* shedding following clinical disease among dairy cattle in the northeastern USA” .Preventive veterinary Medicine, (2009), Vol.92, 134-139.
11. Schrag, L., Enz, H., Messinger, H., Wolf, F., Taxacher, j. et Huber, H., « Guide pratique en couleur de l'élevage des veaux ». Edition Maloine.S.A., (1983), 36-44.
12. Martel, j.L. « Les salmonelloses Bovine et la filière agro-alimentaire ».Bull sac. Vet. Prat. de France, (1994), 78, 307-319.

13. Angulo, F.j., Nunnery, J.A. and Bair, H.D., « Antimicrobial résistance in zoonotic enteric Pathogens, Emerging zoonoses and pathogens of public health concern ». Revue scientifique et technique : Organisation mondial de la santé Animal et l'office international des Epizooties, (2004), Vol, 23(2), 487- 490.
14. Institut national de santé publique d'Algérie (INSP). « Relevés épidémiologiques annuelle de 1999 à 2005 ». Ministère de la santé et de la population.
15. De buyser, M.L., Brisabois, A. et Espie, E., « Implication du lait et des produits laitiers dans les maladies infectieuses d'origine alimentaire en France de 1988 à 2003 ». Bull. Epidemio., (2005) 16, 1-2.
16. Weill, F.X., Lailier, R. et Brisabois, A., « Tendances récentes de la résistance aux antibiotiques des salmonelles d'origine animal et humaines ». Bull. Epidemio. Hebd., (2004), 32, 160-162.
17. Humbert, F., « Bactériologie alimentaire : Compendium d'hygiène des aliments ». Edition. Economica, 2<sup>ème</sup> édition, (2005), 292p.
18. Prescott, L.M., Harley, j.P. et Klein, D.A. « Microbiologie ». Edition de Boeck, 2<sup>ème</sup> édition, (2003), 1177pp.
19. Carip, C., « microbiologies, hygiène, base microbiologique de la diététique ». Edt. Médical national. (2008), 2020 p.
20. Marly, J., Vallet, A. et Pardon, P., « Evolution et maitrise des contaminations des lisiers bovines par les salmonelles ». Rec. Rech. Ruminants. (1995)- Buret 2-307-310.
21. Gleason, J., « Le rôle des réservoirs et de l'environnement dans la salmonellose bovine ». Epidémiol. Santé Anim., (1985), 7, 39-70.
22. 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.
23. Plim-Forshell, L. and Ekesbo, I., "Survival of *Salmonella* in composted and not composted solid animal manures", *J. Vet. Med. B.*, (1993), 40, 654-658.

24. Daniels, E.K., Woollen, N.E., Fryda-Bradley, S.J. and KEEN. J., "Salmonella viability in frozen bovine feces". *Bov. Pract.*, (1993), 27, 166-167.
25. Martel, J.L., « Bactériologie et épidémiologie des salmonelloses bovines en France ». *Bull.GTV*, (1997), 2, 17-23.
26. Muton, J.L., « microbiologie alimentaire. Tom 1, aspect microbiologique de la sécurité et de la qualité des aliments ». Edt. Apria. (1996) 654p.
27. Wray, C., and Sojka, W.J., "Bovine salmonellosis". Review of the progress of dairy science. *J. Dairy. Res.*, (1977), 44, 383-425.
28. Mac manus, C. and Lanier, J.M., "Salmonella, Campylobacter jejuni and Yersinia enterocolitica in raw milk". *J. Food. Prod.*, (1987), 50, 51-55.
29. Boes, J., Alban, L., Bagger, J., Mogelmose, 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.
30. Harbourne, J.F., "Salmonellae in waterways in North Yorkshire associated with human and animal affluent", *Royal. Soc. Hlth J.*, (1977), 97, 106-114.
31. Martel, J.L., « Les salmonelles agents pathogènes des bovins : diagnostic, traitement, prophylaxie », *Point Vét.*, (1993), 25, 93-99.
32. Williams. B.M. "Environmental considerations in salmonellosis", *Vet. Record*, (1975), 96, 318-321.
33. Buret, J., « Conduite à tenir hors thérapeutique dans un élevage présentant une expression clinique de salmonellose », *Bull. GTV*, (1997), 2, 73-81.
34. Boloh, Y., « Rôle des matières premières dans la contamination des aliments, Compte-rendu de la Session Salmonellose bovine », Ploufragan, 22 septembre (1994), 117-120.
35. Corbion, B., Joly, A., Laval, A., Martel, J.L., Pardon P. and Schelcher, F., « Salmonellose bovine ». *G.D. S. info. n 120*, (juin 1995), 10 -15.
36. Randall, C.J., "Disease and disorders of the domestic fowl and turkey", 2<sup>ème</sup> édition, (2000), 38-41p.

37. 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.
38. Acha, P., et Szyfres, B., « Zoonoses et maladies transmissibles à l'homme et aux animaux ». 3<sup>ème</sup> édition. OIE, (2005), 693 p.
39. 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.
40. Ouzrout, R., Schwers, A., Josse, M. and Kaeckenbroeck, A., « Fréquence des infections à *Salmonella* sp. chez le chien », *Ann. Méd. Vét.*, (1981), 125, 391-396.
41. Anonyme., « *Campylobacter* et salmonelles, un danger pour l'homme ». Office vétérinaire fédéral (OVF). Schwarzenburgstrasse 155 CH-3003 Berne, (2006). 5p.
42. Willilams, B.M., " Bovine Salmonellosis" *Bov. Pract.*, (1980), 15, 122-128.
43. Schelcher, F., « Salmonelloses : traitement et prévention thérapeutique », *GDS Info*, 10, (1996), 9-10.
44. 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.
45. Vallet, A., « Salmonelloses, Maladie des bovins », Editions France Agricole, 3<sup>e</sup> édition, (2000), 540 p, 54-61.
- 46.ounis, E.E., Ahmed, A.M., El-Khodery, S.A., Osman, S.A. et El-Jak, Y.F.L., "Molecular screening and risk factors of enterotoxigenic *Escherichia coli* and *Salmonella spp* in diarrheic neonatal calves in Egypt". *Res. Vet Sci*, V.87, (2009), 373-379.
47. 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.
48. Martel, J.L. et Savey, M., « Salmonellose des ruminants et santé humaine ». *Point Vét.*, (1992), 145, 13-18.

49. Puyalto, C., Colming, C. et Laval, A., "Salmonella Typhimurium contamination from farm to meat in adult cattle. Descriptive study. *Vet. Res.*, (1997), 28, 449-460.
50. 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.
51. Schelcher, F. et Valarcher, J.F., « Physiopathologie des salmonelloses bovines ». *Bull. GTV*, (1997), 2, 25-30.
52. Davis, T.G. and Renton, C.P., "Some aspects of the epidemiology and control of *Salmonella* Typhimurium infection in overwintered suckler cows", *Vet. Record*, (1992), 131, 528-531.
53. Schneider, M., Woehr, C., Pirkelmann, H., Karrer, M. and Erhard, M.H., "Comparative studies on calf keeping in hutches, stalls or barns during the first three weeks of life "Proceeding of the WBC Congress, Hannover, Germany, (august, 2002), 557-362.
54. Ravary, B., Sattler, N. et Roch, M., « Néonatalogie du veau ». Edition du point Vétérinaire, (octobre, 2006), 275p.
55. Miller, S., "An outbreak of salmonellosis among Angus cows in West Virginia". *Vet. Med. S.A. Clin.*, (1977), 72, (9), 1489-1493.
56. 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.
57. Dudouet, C., « La production des bovins allaitants ». Edition France Agricole, 2ème édition, (2004), 383p.
58. 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.
59. Gauchard, F., Brisabois, A. et Espie, E., « Salmonellose d'origine bovine et santé publique », *Bull. GTV*, (2002), 14, 41-47.
60. Chazel, M., Buret, Y., Meunier, D. et 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.

61. Davidson, H.C. and Sayers, A.R., "Salmonella on dairy farms in England and Wales: risk factors associated with the *Salmonella* status of farms" *Vet. Record*, (2005).
62. Blood, D.C. et Henderson, J.A., « Médecine Vétérinaire ». 2<sup>ème</sup> édition Française. Vigot frères éditeurs. (1976), 1099p.
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<sup>ère</sup> partie) », *Point Vet.*, (1983), 15, 78, 55-59.
65. Guerin, D., « **La salmonellose bovine : une nouvelle alerte en creuse** ». **GDS du Cheptel Creusoise**, (2006), 2001-2011.
66. 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, (mai 1997), 255-260.
67. Wray, C. and Roeder, P.L. "Effect of bovine virus diarrhoea-mucosal disease virus infection on *Salmonella* infection in calves", *Res. Vet., Sci.*, (1987), 42, (2), 213-218.
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. Chauverdi, G.C and Sharma, V.K., "Cell-mediated immunoprotection in calves immunized with rough *Salmonella* Dublin", *Br. Vet. J.*, (1981), 137, (4), 421-430.
71. 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.
72. Fedorka-Cray, P.J., Kelley, L.C., Stabel. and coll., "Alternate routes of invasion may affect pathogenesis of *Salmonella* Typhimurium in swine". *Infect. Immun.*, (1995), 63, 2658-2664.

73. 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.
74. Larpent, J.P., « Introduction à la nouvelle classification bactérienne : Les principaux groupes bactériens ». Edition. TEC et DOC, Lavoisier. (2000), 280p.
75. Joly, B., Reynaud, A., « Entérobactérie : Systématique et méthode de diagnostique ». Edition TEC et DOC. (2003), 392 p.
76. LE Minor, L. et Richard, C., « Méthode de laboratoire pour l'identification des entérobactéries ». Institut Pasteur. Paris. (1993), 217p.
77. Koneman, W.E., Allen, S.D., Janda, W.M., Schreckenberger, P.C. and Winn, W.C., "Color atlas and textbook of diagnostic Microbiology" .5th Ed. Lippincott, Philadelphia. (1997), 1488p.
78. Denis, F., Ploy, M.C., Martin, C., Bingen, E. et Quentin, R., « Bactériologie médicale : Techniques usuelles ». Edition Masson, (2007), 573p.
79. Popoff, M.Y. and Bockemuhl, J., "Supplement 2002 to the Kauffmann-White scheme". *Res. Microbiol.*, (2004), 155(7), 568-570.
80. Millemann, Y., Gaubert, S., Reny, D. and Colmin, C., "Evaluation of IS200-PCR and comparison with other molecular markers to trace *Salmonella enterica* subsp. *enterica* serotype Typhimurium bovine isolates from farm to meat", *J. Clinical. Microbiol.*, (2000) ,38 (6), 2204-2209.
81. Le minor, L., « Taxonomie et nomenclature des Salmonelles », *Méd. Mal. Infect*, (1992), 22, 246-248.
82. 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.
83. Su, L.H. and Chiu, C.H., "*Salmonella*: clinical importance and evolution of nomenclature". *Chang Gung Med J*, (May-Jun 2007), 30 (3):210-9.

84. Delarras, C., « Microbiologie pratique pour le laboratoire d'analyses ou de contrôle sanitaire ». Edit TEC et DOC, Edition Médicales internationales. (2007), 462p.
85. Tindall, B.J., Grimont, P.A.D., Garrity, G.M. and Eubézy, J.P., « Nomenclature and taxonomy of the genus *salmonella* » Int.J.Syst.Evol.Microbiol. (2005), 55, 521-524.
86. Garrity, G.M., Bell, J.A and Lilburn, T.G., "Bergey's Manual of Systematic Bacteriology". Second édition. Taxonomic outline (2004), 141, 150-157.
87. Sutra, L., Federihi, M. and Jouve, J.L., « Manuel de bactériologie alimentaire ». Ed. Polytechnica. Paris, 1998. 28-26p.
88. 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. 9ème édition, (2007), 166p.
89. Le minor, L., Veron, M, « Bactériologie médicale ». 2<sup>ème</sup> éd, Flammarion, Paris, (1989), 1107 pages, 411-420.
90. 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](http://www.doc-etudiant.fr).
91. Singleton, P., « Bactériologie ». 4<sup>ème</sup> édition paris. Edit. Dunod, (1999), 415p.
92. Singleton, P., « bactériologie pour la médecine, la biologie et la biotechnologie ». 6<sup>ème</sup>. Edt, (2008), 542p.
93. Desprez, C., « La salmonellose du porc ». Thèse Méd. Vét., Alfort, (1992), 130 p.
94. 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.
95. Marchal, O., « La salmonellose bovine : aspects cliniques. *Bull. des G.T.V.*, (1997), n° 2, 37-41.
96. Pilet, C. et Bourdon, J.I., « Bactériologie médical et vétérinaire, systématique bactérienne ». Doin Editeurs, (1987), 2072p.

97. Carter, G.R., Cole, J.R., "Diagnostic procedures in veterinary bacteriology and mycology" .5<sup>Ed</sup>. (1990), 620p.
98. Pardon, P., Sanchis, R. and Martel, J.L., « Salmonellose abortive des ruminants ». *Bull. des GTV*, (1985), 2, 15-21.
99. Petit, S., Laval, A., Blain, S. and Poncelait, J.L., « Guide thérapeutique vétérinaire : Animaux de rente ». 2<sup>ème</sup> ed. Les Editions du Point Vétérinaire. (2004).553p.
100. Martel, J.L., « L'infection salmonellique des bovins », *Epidemiol. Sant. Anim.*, (1985), 7, 71-80.
101. Vimal, D., Khullar, M., Gupta, S. and Ganguli, N., "Intestinal mucins: the binding sites for *Salmonella typhimurium*". *Mol. Cell. Biochem.*, (2000), 204, 107-17.
102. 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.
103. 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.*, 17 février, (2006).
104. Santos, R.L., Zhang, S., Tsois, 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.
105. 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.
106. Yin, U.Y., "In vivo activation of dendritic cells and T cells during *Salmonella enterica* serovar Typhimurium infection », *Infect. Immun.*, (2001), 69, 5726-5735.
107. Popoff, M.Y. et Norel, F., « Bases moléculaires de la pathogénicité des *Salmonella* », *Méd. Mal. Infect.*, (1992), 22, 310-324.
108. Buxton, A et Fraser, G., « Animal microbiologie ». Ed Black well scientific publication Australia. (1997).
109. Tortora, A., Gerard, D.J., Berdell, R., Funke. et Christine.L., « Introduction à la microbiologie ». Edt du renouveau pédagogique INC, (2003), 883p.

110. Dobrindt, U., Hochhut, B., Hentschel, U. and Hacker, J., " Genomic islands in pathogenic and environmental microorganisms". *Nat Rev Microbiol* 2, (2004), 414- 424.
111. Morgan, E., Campbell, J.D., Rowe, S.C., Bispham, J., Stevens, M.P., Bowen, A.J., Barrow, P.A., Maskell, D.J. and Wallis, T.S., "Identification of host-specific colonization factors of *Salmonella enterica* serovar Typhimurium". *Mol Microbiol* 54, (2004). 994-1010.
112. Morgan, E., Bowen, A.J., Carnell, S.C., Wallis, T.S. and Stevens, M. P., "SiiE is secreted by the *Salmonella enterica* serovar Typhimurium pathogenicity island 4-encoded secretion system and contributes to intestinal colonization in cattle". *Infect Immun* 75, (2007). 1524 - 1533.
113. Nauciel, C., « Bactériologie médicale ». Edition Masson, (2001), 275p.
114. Scheachter, M., Medoff, G. et Eisenstein, B., « Microbiologie et pathologie infectieuse ».Petitiën de Boeck, (1999), 2<sup>ème</sup> edition, 973p.
115. Wallis, T.S.," The *Salmonella* Dublin Virulence plasmid mediates systemic but not enteric phases of salmonellosis in cattle". *Infect. Immun.*, (1995), 63, 2755 - 2761.
116. Van Immerseel, F., De Burck, J., Boyer, F., Pasmans, F., Bertrand, S., Collard, J.M., Saegerman, C., Hocyberghs, 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.
117. 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.
118. Murray, M.J.," *Salmonella*: virulence factors and enteric salmonellosis". *J. Am. Vet. Med. Assoc.*, 1986, 189, 145-147.
119. Giannella, R.,"Importance of the intestinal inflammatory reaction in *Salmonella* mediated intestinal secretion", *Infect. Immun.*, (1979), 23, 140-145.
120. 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.
121. McCormick, B.A., " Transepithelial signaling to neutrophils by *Salmonellae* : a novel virulence mechanism for gastroenteritis". *Infect. Immun.*, (1995), 63, 2302-2309.
122. Olsen, J.E., " Studies of zoonotic salmonellae: taxonomy, detection and typing and Pathogenesis". Ed: Samfundsgrafik. Denmark, (2005), 146p.
123. Lax, A.J., Barrow, P.A., Jones, P.W and Wallis, T.S., « Current perspectives in salmonellosis ». *Br. Vet. J.*, (1995), 151, 351-377.
124. Millemann, Y., « Gastro-entérites néonatales du veau: conduite à tenir. Polycopié. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort » Unité pédagogique de pathologie du Bétail, (2005), 10p.
125. Gourreau, J.M. et Bendali, F., « Maladie des bovins ». Manuel pratique. Aut. Institut de l'élevage Edi. France Agricole, 4 éditions, (2008), 780p.
126. Vallet, A. et Marly, J., « Prévention du risque salmonellose : maîtrise des effluents contenant des déjections bovines ». *Bull. Group. Tech. Vet.*, (1997), 2, 81-90.
127. Bulgin, M.S., « Salmonella Dublin, what veterinarians should know". *J.A.V.M.A.* , (1983), 132, (2), 116-118.
128. Martel, J.L., « Forme respiratoire des salmonelloses bovines », *Rec. Méd. Vet.*, (1985), 161, 1153-1156.
129. Blawie, O. and Weaver, D., « Guide pratique de Médecine Bovine ». Editions MED'COM. (2006), 221p.
130. Avin, J.L., Abernat, H., Denis, F. et Monteil, H., « Bacteriologie Clinique », edition, marketring Paris, (1992), 107p.
131. Hugron, P.Y., Dussaux, G. and Barberet, R., « Memento de medecine Bovine ». Ed. MED' COM, (2005), 305p.
132. Griffin, D., "*Digestive Diseases In Feedlot Cattle: Recognition and management fromentry through the packing plant*". University of Nebraska. Great Plains. Veterinary Educational Center, (2003). 190p.
133. Wray, C., « Salmonellosis in cattle ". *In practice*, (1991), 13, (1), 13-15.
134. Guy, F.I., « Elaboration d'un guide méthodologique d'intervention lors de contamination par les *Salmonella* de produits laitiers au lait cru en

- zone de production fromagère AOC du massif central ».Thèse de Docteur vétérinaire, Université PAUL SABATIER de toulouse.France, (2006), 170p.
135. Blood, D.C., and Radostits, O.M., "Veterinary medicine". Ed. Baillière Tindall. London 7th ed. (1989). 1502p.
136. Lefèvre, P., Blancou, J., Chermette, R. and Uilenberg, G., « Salmonellosis, In: Infectious and parasitic disease of livestock ».Edt Lavoisier, Paris, (2010), 2080 p.
137. Laval, A., « Aspects actuels de la salmonellose bovine », *Point Vét.*, (1981), 54, 61-63.
138. LE Follezou, Y., « Les salmonellose de la vache laitière dans le Finistère ». Epidémiologie. Thèse de doctorat vétérinaire. Toulouse. (1987), 116p.
139. Martel, J.L. et Pardon, P., « Les avortements salmonelliques des bovins », *Bull. GTV*, (1980), 2,57-64.
140. DFE, OVF 1. « Mesures épizootie à combattre ». Direction générale de la forêt et des affaires rurales. Office vétérinaire fédéral. Direction générale de l'alimentation. MAG-communication interne. Septembre. Art 212 (03-2010) et Art 212 a 12 (2005).
141. Tainturier, P., Fieni, F., Bruyas, J.F. et Battut, I., « Etiologie des avortements chez la vache » *Le point vétérinaire*, vol. 28, n° 183, (mai 1997), 13 – 20.
142. Martel, J.L. et Prave, M., « Evolution du risque salmonellique en médecine vétérinaire ». *Revue de Med Vet*, Tome 145, Volume 7, (1994), 563-569.
143. Stokka, G. and Perino, L., " *Salmonellosis - one tough customer, Beef*", Décembre (1st 1999), 2, 20-25.
144. Jubb, K.V. F., Kennedy, P.C and Palmer, N., "Pathology of Domestic animals". 3<sup>nd</sup> ed. New York, Academic Press, (1993), 747 p.
145. Marchal, O., "La salmonellose bovine: aspects cliniques", *Bull.GTV*, (1997), 2, 37-41.
146. Greenough, P. et Finlay, J., "Les boiteries des bovins". 2 éditions. Edition le point vetérinaire, (1983), 880p.

147. Caron, B. et Menard, M.F., « Les salmonelloses bovines: lésions et diagnostic de laboratoire ». *Bull. GTV*, (1997), 2, 53-65.
148. Bezille, P., « Les entéropathies des bovins sevrés –éléments de diagnostic ». *Bull. GTV*, (1977), 3, (B100), 1-20.
149. Martel, J.L. et Moulin, G., « Les entérites salmonellique des bovins ». *Rec.Méd. Vêt.*, 159, (1983), 3, 251-256.
150. Pohlp Lintermans, P., Schliker, C., Ghysel, G. et Chasseur Libott. M.L., « Salmonellose des animaux, des viandes et des farines ». (1983). 14.115-124.
151. Santos, R.L., Zhang, S., Tsolis, R.M., Kingsley, R.A., Adam, L.G and Baumler, A.J., "Animal models of *Salmonella* infections: enteritis versus typhoid fever", *Microbes Infect.*, (2001), 3(14-15), 1335-1344.
152. Veling, J., van Zijderveld, F.G., van Zijderveld- van Bommel, A.M., Barkema, H.W. et Schukken. Y.H., "Evaluation of three newly developed enzyme-linked immunosorbent assays and two agglutination tests for detecting salmonella enteric a subsp. enterica serovar Dublin infection in dairy cattle". *J Gin Microbiol* (2000), 38, 4402-4407
153. Radošitić, O.M., Gay, C.C., Boud, 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*, 9<sup>th</sup> edition. WB Saunders, London, (2000), 809-826.
154. Ludwig, S., Hermann, Enz., Hartmut, M. et Franz, W., « guide pratique en cours de l'élevage des veaux ». Edition française Schober Verlags-GmbH, R.F.A, (1983), 36-47.
155. Hanaway, S., « Bonnes pratiques pour l'industrie de la viande ». Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture , (2006), 205p.
156. Baker, JC. « The clinical manifestation of bovine viral diarrhoea infection ». *Vet.Clin North Am Food Anim.proct.* (1995), 11:425-445.
157. 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.

158. 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.
159. 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.
160. Owen Rae, D. et Creus, J.E., « *Trichomonas foetus* ». *Vet Clin Food*, (2006), 22, 595- 611.
161. 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.
162. Palmer, J.E., Whitlock, R.H., Benson, C.E., Bechtel, 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.
163. Sojka, W.J., « La salmonellose bovine en rapport avec ses aspects particuliers en Angleterre et aux pays de Galles », *Ann. Méd. Vét.*, (1972), 116, 497-540.
164. Cherel, Y., Couillandreau, P., Lecompte, O. et Christian, S., « Autopsie des bovins ». Collection Atlas, édition Points vet, (2006), 251p.
165. Anonyme., AFNOR NF U 47-102, « Méthodes d'analyses en santé animale ». SAGAWEB pour le laboratoire de Touraine, (2008). 10p.
166. Pile, J.C., Burdon, J.L., Toma, B., Marchal, N., Balbastre, C. et Person, J.M., « Famille des entérobactériaceae : bactériologie médicale et vétérinaire, systématique bactérienne ». 2<sup>ème</sup> édition. Doin éditeur Paris. (1983), 108-139.
167. Ewing, W.H., "Edwards and Ewing's Identification of Enterobacteriaceae". Elsevier publishing company, New York, Fourth Edition, (1986).
168. Martel, J. L. et Moulin, G., « L'entérite salmonellique des bovins ». *Rec. Med. Vet*, (1983), 159, (3), 251-256.

169. Martel, J.L. and Coudert, M., "Bacterial resistance monitoring in animals: the French national experiences of surveillance schemes". *Vet. Microbiol.*, (1993), **35**, 321-338.
170. Wray, C. and Callow, R.J., "The detection of *Salmonella* infection in calves by the fluorescent antibody test", *Vet. Microbiol.*, (1989), **19**, 85-89.
171. 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.
172. 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, (mai 1997), 94-95.
173. Nielsen, B., Ekeröth, 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.
174. 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.
175. Aitken, M.M., Jones, P.W., Han, 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), **31**, (1), 120-126.
176. Martel, J.L., « Les salmonelloses chez les ruminants », *Point Vét.*, (2001), **21**, 30-34.
177. Desjouis, G., Spennick, H. et Martel, J.L., « Diagnostic et traitement des salmonelloses cliniques des bovins », *Bull. GTV*, (1997), **2**, 67-72.
178. Pender, A. B., "Salmonellosis in a herd of beef cows", *Can. Vet. J.*, (2003), **44**(4), 319-320.
179. Ridley, A.M., Punia, P., Ward, L.R., Rowe, B. and Threlfall, E.J., "Plasmid characterization and pulsed-field electrophoretic analysis demonstrate that ampicillin-resistant strains of *Salmonella* enteritidis phage type 6a are derived from *Samonella* enteritidis phage type4", *J. Appl. Bacteriol.*, 1996, **81**, 613-618.

180. Meunier, D., Baucheron, S., Cloeckert, A., Chalus-Dancla, E. et Martel, J.L., « Mécanismes de résistance aux antibiotiques des salmonelles suivies à travers le RESSAB », *Bull. GTV*, (2002), 16, 36-40.
181. Arcangioli, M.A., Leroy-setrin, S., Martel, J.L. and Chalus-Dancla, E., "evolution of chlormphenicol resistance,with the emergence of cross-resistance to florfenicol,in bovine salmonella Typhimurium strains implicates definitive phage type DT.104".*J.Med.Microbiol*, (2000), 49, 103-110.
182. Ravary, B. and Fecteau, G., « Les traitements complémentaires du choc », *Point Vet.*, (2002), 222, (33), 42-43.
183. Constable, P.D., Schmall, L.M., Muir, W.W. and Hoffsis, G.F., "Respiratory, renal, hematologie and serum biochemical effects of hypertonic saline solution in endotoxemie calve". *Am.j.vet.res*, (1991), 52, 990-998.
184. Constable, P.D., " Antimicrobial use in the treatment of calf diarrhea", *J. Vet. Intern. Med.*, (2004), 18(1), 8-17.
185. Schelcher, F., Corbiere, F., Foucras, G. et Meyer, G., « La réhydratation des bovins adultes ». *Point Vet*, (2003), 240, (34), 24-27.
186. Rebhun, W.C., Guard, C. and Richards, C.M., "Disease of dairy cattle, Williams and Wilkins", (1995), 169-173.
187. Navetat, H., « fluidothérapie en gastroentérologie du veau ». *Point Vet.*, (1993), 25, 53-60.
188. Berchoud, J., « Treatment of calf diarrhea: intravenous fluid therapy ». *Vet Clin Food Anim*, V.25 ,(2009),73-99.
189. Smith, G.W., « Treatment of Calf Diarrhea: Oral Fluid Therapy ». *Vet Clin Food Anim*, V.25, (2009), 55-72.
190. Naveta, T.H., Rizet, C. et Schelcher, F., « Comment comprendre les bases de réhydratation orale chez le veau », *Bull. GTV*, (2002), 17, 25-31.
191. Guatteo, R., « Fluidothérapie des bovins. Carnet clinique » Edition du point vétérinaire. (2004), 244p.
192. Rollin, F., « Rehydratation orale raisonnée du veau atteint de gastroenterite néonatale ». *proceedings of the veterinary science Congress, SPCV, Oeiras*, (Out, 2002),79-94.

193. Kehoe, S. and Heinrichs, J., "Electrolytes for DAIRY Calves". Dairy Animal Science, V.104, (2005).1-9.
194. Mangin, S., « Transfert d'immunité colostrale chez le veaux (étude bibliographique) ». These pour doctorat vétérinaire, ENV Alfort, (2002), 88p.
195. 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.
196. Joly, A., Le provost, P., Nicolas, S., Thibert, D., Lebrousse, 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.
197. Gomez, T.M., Motarjemi, Y., Miyagawa, S., Kaferstein, F.K. and Stohr, K., « Foodborne salmonellosis ». *Wld. Hlth. Statist. Quart.* (1997), 50, 81-89.
198. Cynthia, M.K., and Kahn Scott Line. "The Merck Veterinary Manual ». Tenth Edition, edition Whitehouse station. (2010), 2945p.
199. Pilly, E., « Maladies infectieuses et tropicales ». 19<sup>ème</sup> édition 2M2, (2004), 394p.
200. Acha, P.N. and Szyfres, B., "Zoonoses and communicable diseases common to man and animals". PAHO scientific and Technical publications, n°. 580, (2001). 384p.
201. Vallet A. et Marly, J., « Evolution et maîtrise des contaminations des lisier bovins par les Salmonelles ». Journées Renc. Rech. Ruminants - INRA, institut de l'élevage, (1995).
202. Morisse, J.P., Cotte, J.P. et Huonnic, D, « Dissémination des salmonelles par les bovins laitiers infectés chroniques (2<sup>o</sup>partie) : étude de l'environnement et chaînes de contamination », *Point Vet.*, (1984), 16, 80, 143-149.
203. 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.

204. 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.
205. House, J.K., Ontiveros, M.M., Blackmer, N.M., Dueger, E.L., Fitchhorn, J.B., Macarthur, G.R. and Smith, B.P., « Evaluation of an autogenous *Salmonella* bacterin and o modified live *Salmonella* bacterin and o modified live *Salmonella* serotype Cholerasuis vaccine on a commercial dairy farm», *Am. J. Vet. Res.*,( 2001), 62(12), 1897-1902.
206. Pardon, P. et Marly, J., « La vaccination antisalmonelle des bovins », *Epidémiol. Santé Anim.*, (1985), 7, 105-112.
207. Mastroeni, P. and Menager, N., "Development of acquired immunity to *Salmonella*", *J. Med. Microbiol.*, (2003), 52, 453-455.
208. Wallis, T.S., " *Salmonella* pathogenesis and immunity: we need effective multivalent Vaccines", *Vet. J.*, (2001), 161(2), 94-106.
209. Mastroeni, P., Chabalgoity, J.A., Dunstan, S. J., Maskell, D.J. and Dougan, G., "*Salmonella*: immune responses and vaccines", *Vet. J.*, (2001), 161(2), 132-164.
210. Bernard, S., " Vaccination contre les salmonelloses animales", *Renc. Rech. Ruminants*, (1993), 3, 162p.
211. Tancrede, C., « Principaux facteurs influencent la translocation des bactéries intestinales dans l'organisme, aspect expérimentaux et clinique ». *Med.vet. : Actes* (1994) ; n° 75. 76.
212. Ader, J., Bazin, C., Beaucaire, G., Becq-Giraudon, B., « Maladies infectieuses et tropicales ». 21 édition- paris. Vivactis plus, 2008. 736p.
213. Tabor, G. J., Berdell, R. et Funke. C. L., "Introduction à la microbiologie". Edit du renouveau pédagogique. INC, (2003).883p.
214. Jérôme J, Perry, James T et Stephen L."Microbiologie. Cours et question de révision" .Edit. Dunod.Paris, (2004).779p.
215. 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.
216. Eberlin, T., « Agents infectieux : Les infections microbiennes », , Tome 1, (1997).13-14.

217. Hu, L., Kopecko, D. and Bier, J., « Typhoid *Salmonella*. International Handbook of Foodborne pathogens » Edit. Milotis N, New York, (2003), 151-165.
218. 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.
219. Edelman, R. and Levine, M.M., "Summary of an international work shop on typhoid fever". *Rev Infect Dis*, (1986), 8, 329.
220. Bouillant, C., Delarocque-Astagneau, E. et Vaillant, V., « Infections à *Salmonella* sérotype Typhimurium : Epidémiologie, tendances actuelles, Feuille de biologie ». (1999), (228) : 23-9.
221. Cuzin-Ferrand, L. et Auvergnat, J.C., « Aspects cliniques des salmonelloses », *Rev. Prat.*, (1992), 42, 2279-2281.
222. Vaillant, V., Baron, E. et De Valk, H., « Morbidité et mortalité dues aux maladies infectieuses d'origine alimentaire en France ». Rapport InVS, (mars 2004), 190p.
223. Christmann, D., Staub, T. and Hansmann, Y., « Manifestations extra digestives des salmonelloses ». *Méd. Mal. Infect.*, (1992), 22, 289-298.
224. Galofre, J., Moreno, V., 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.
225. Brown, M. and Eykyn, S.J., « Non-typhoidal *Salmonella* Bacteremia without gastroenteritis: a marker of underlying immunosuppression. Review of cases at St. Thomas' Hospital 1970-1999 ». *J Infect*, (2000), 41, 256-259.
226. Roger, P.M. et Dellmonica, P., « Maladies infectieuses, Fievres typhoïdes et paratyphoïdes ». *La revue du praticien*, (2000), 50, 337-339.
227. 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.
228. Vissier, I.J.R., "Cutaneous salmonellosis in veterinarians", *Vet Rec*, (1991), 129, 16, 364.

229. 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.
230. Baumler A., Tsolis R., Heffron F. "Virulence mechanism of *salmonella* in their genetic basis. In: Wray, C and Wray, A" *Salmonella* in Domestic Animals". CABI Publishing, (2000), 474p.
231. Pennec, Y.L., Garre, M. « Salmonelloses de l'adulte ». Les Salmonelloses. Actualités Professeur Pierre Aubry, (2002). 62, 185 – 192. (Source: <http://medecinetropicale.free.fr>).
232. Anonyme., « Les infections microbiennes, les Bacilles Gram négatifs aéro-anaérobies facultatifs, les entérobactéries, la typhoïde » [gric.univlyon2.fr/gric3/decouverte/document/NotesdeCours/Les%20infections%20microbiennes.htm](http://www.gric.univlyon2.fr/gric3/decouverte/document/NotesdeCours/Les%20infections%20microbiennes.htm).
233. Anonyme., « Salmonellose, Fièvre typhoïde ». Ministère en charge de la santé, bulletin épidémiologique hebdomadaire, (2004), n 21. (<http://www.sante.gouv.fr/actualite/presse.html>)
234. 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.
235. Korsak, N., Cinquart, 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.
236. Ministère de la santé de la population et de la réforme hospitalière, Algérie. Enquête Epidémiologique sur les TIAC, Année 2005.
237. Ministère de la santé de la population et de la réforme hospitalière. Algérie. Enquête épidémiologique sur les TIAC entre 2006 et 2010 au niveau de la Wilaya de BLIDA.
238. Buisson, Y., et Teyssou, R., « Les toxiinfections alimentaire collectives, la sécurité sanitaire des aliments d'origine animale ». Revue Française des laboratoires, (2002), 348, 61-66.
239. Ministère du commerce. Algérie. enquête sur les TIAC, année 2010.
240. 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.

241. Angulo, F.J., Glaser C.A and Jurnek, D.D., «Caring for pets of immunocompromised persons “. J. Am. Vet. Med. Assoc, (1994), 205p.
242. Gauchard, F., Brisabois, A. et Espie, E., « Salmonelles d'origine bovine et santé publique ». Bull. G.T.V., (2002), 16, 41- 47.
243. Lebastard, D., Morisset, M.C. and Michel, F. « Case report. *Salmonella* Typhimurium infection in an intensive farming system ». Point Veterinaire (Fev 1995) v. 26(165) p. 75-79.
244. 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.
245. Heuchel, V., « Origine et moyens de maîtrise de la contamination du lait de vache par les salmonelles ». Rapport interne INRA, France. (Juillet 2000), 29 p.
246. Murinda, S.E., Nguyen, L.T., Ivey, S.J. et coll. “Molecular characterisation of *Salmonella* spp. isolated from bulk tank milk and cull dairy cow fecal samples”. J. Food Prot., (2002), 65, 7, 1100-1105.
247. Buret, Y., « Salmonellose : santé bovine, santé publique ». In : Procceeding des journées nationales des GTV, Tours, 29, 30, (31 mai 2002), 73-76.
248. Maillot, E., Vaillant, Y. et Brisabois, A., « Salmonelloses humaines et salmonelloses bovines », Bull. GTV, (1997), 2, 5-15.
249. Moufok, F., « Communication sur les salmonelloses en Algérie pendant la période de 1997 à 2002. IPA: Institut Pasteur d'Algérie, (2003).
250. Anonyme. Données du réseau *Salmonella*. (AFSSA-LERHQA) sur les salmonelles d'origine bovine en France pour l'année 2001.
251. 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.

252. 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.
253. 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), 13-21 p.
254. 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. Algeria. (2010), 100p.
255. Merdja, S., « Recherche des colibacilles et des salmonelles dans les diarrhées néonatales des veaux (wilaya de Constantine) » Centre Universitaire d'El Tarf. Algeria (2005).
256. McGuirk, S.M., « Solving Calf Morbidity and Mortality Problems ». Reconvention Seminal 7. Dairy Herd Problem Investigation Strategies. American Association of Bovine Practitioners, 36th Annual Conferance, Columbus, OH (September 2003).
257. Vallet, A., "Environnement, logement et pathologie digestive des veaux". Le Point Vétérinaire, V.25, n°155, (1993), 599-610.
258. BTPL (Bureau technique de promotion laitière) « Le logement du troupeau laitier: conseiller et concevoir ». France Agricole Editions, (2005), 254 p.
259. Schumann, F.J., Townsend, H.G.G. and Naylor, J.M., " Risk factors for mortality from diarrhea in beef calves in Alberta". Can J Vet Res, V. 54,(1990), 366-372.
260. 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.
261. Morisse, J.P., Cotte, J.P. and Argente, G., « Approche épidémiologique de l'excrétion de salmonelles dans un réseau de 50 exploitations bovines

- laitières avec et sans antécédents cliniques », *Ann. Med. Vét*, (1992), 136, 403-409.
262. 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.
263. 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.
264. Healing, T.D., « *Salmonella* in rodents: a risk to man? » *CPR ( Lond Engl Rev)*, (1991), 1, R114 - 116.
265. Gledel, J., « Rôle des réservoirs et de l'environnement dans la salmonellose bovine », *Epidémiol. Santé anim.*, (1985), 7, 81-84.
266. Johnston, W.S., Maclachlam, G.K. and Hopkins, G.F., "The possible involvement of seagulls (*Larus spp.*) in the transmission of *Salmonella* in dairy cattle", (1979).
267. Fox, J.G. and Beaucage, C.M., "The incidence of *Salmonella* in random sources cats purchased for use in research". *J. Infect. Dis.*, (1979), 139 (3), 362-365.
268. Rushen, J., Weary, D.M., Smit, V., Plaizier, K., and Girard., «Code de pratiques pour le soin et la manipulation des bovines laitiers ». *Revue des études scientifiques relatives aux questions prioritaires*, (Mars 2009) ,81p.
269. Gronroth, A.M., Skarcke, E.M., Mejdell, C.M. and Jansen, J.H. "Growth rate health and welfare in a dairy herd with natural suckling until 6-8 weeks of age: a case report" *Acta Veterinaria Scandinavica*, V.49, n16, (june2007), 1-5.
270. Pettersson, K., Svensson, C. and Liberg, P., "Housing, Feeding and Management of Calves and Replacement Heifers in Swedish Dairy Herds". *Acta Veterinaria Scandinavica*, V .42, (2001), 465-478.
271. Svensson, C., Lundborg, K., Emanuelson, U. and Olsson, S.O., « Morbidity in Swedish dairy calves from birth to 90 days of age and individual calf-level risk factors for infectious diseases". *Preventive Veterinary Medicine* , V.58 ,(2003),179-197.

272. Hanninen, L., Hepolo, H., Rushen, J., de Passille, A.M., Pursiainen, P., Tuure, V.M., Syrjala-qvist, L., Pyykkonen, M. and Salmoniemi, H., "Resting behaviour, growth and diarrhoea incidence rate of young dairy calves housed individually or in groups in warm or cold buildings". *Acta Agriculturae Scandinaviae*, V.53, (2003), 21-28.
273. 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.
274. Bendali, F., Sanaa, M., Bichet, H. and Shelcher, F., « Risk factor associated with diarrhoea in newborn calves » .*Veterinary Research*, V.30, (1999), 509-522.
275. Directive du Parlement européen et du Conseil n° 98/8/CE du (16 février 1998), concernant la mise sur le marché des produits biocides. *Journal officiel des Communautés européennes* : L 123/1, (du 24 - 4 - 1998), 1156 p.
276. Hogan, J.S. and Smith, K.L., "Coliform mastitis". *Vet. Res.* (2003), 34 (5), 507-519.
277. Osama, N., Mohamed. Adel, I., Farid, Amani, F., Abaza, ., and Rania, F., Faltas. "Fecal Shedding of Non-typhoidal *Salmonella* Species in Dairy Cattle and their Attendants in Alexandria Suburbs" *Journal of American Science*, (2011), 7, (1).
278. **Clément, C.**, « Vaches laitières, Salmonelle quand tu nous tiens ». *La goulotte universelle. Elevage* , (Juin 2003), N° 584,
279. Lorenz, I., "Diarrhoea of the young calfs: an update». XXIV, *World Bioinformatics Congress-Nice, France*, (2006). 9p.
280. Bradford, P., et Smith. « Large Animal Internal Medicine ». 4<sup>th</sup> edition. Mosby,. (2008). 1872p.
281. Barron, P., « Etiopathogenie et prévention de la colibacillose du veau : revue bibliographique ». *These de Vétérinaire. ENV Lyon*, (2002), 80p.
282. Vallet, D., « Evaluation d'un protocole de terrain d'aide au diagnostic et a la thérapeutique du veau diarrhéique de 0 a 4 semaines » .Thèse de Doctorat .Vétérinaire .ENV Alfort, (2006), 109p.
283. Navetat, H., « Maitriser l'épidémie des diarrhées chez le veau ». *Journée sanitaire du GDS de l'Isere*, (décembre 2003), 10 p.

284. Chambers, J. and Lysons, A., "The inhibitory effect of bovine rumen fluid on *Salmonella* Typhimurium. *Res. Vet. Sci.*, (1979), 26, 273-276.
285. Hall, G.A. and Jones, P.W., "The pathogenesis of experimental intraruminal infections of cows with *Salmonella* Dublin". *J. Comp. Path.*, (1978), 88, 409-417.
286. Mohler, V.L, Izzo, M.M. and House, J.K., « *Salmonella* in Calves ». *Vet. Clin. Food Anim.*, (2009), 25, 37-54.
287. Côté, C., « Impact des systèmes de traitement des lisiers sur la qualité microbiologique du sous produit liquide ». Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec Projet no. 604016 (2006).
288. Ferns, P.N. and Mudge, G.P., "Abundance, diet and *Salmonella* contamination of gulls feeding at sewage outfall". *Wat. Res.* 34(10), (2000), 2653-2660.
289. Boqvist, S. and Vaøgsholm, I., « Risk factors for hazard of release from *Salmonella*-control restriction on Swedish cattle farms from 1993 to 2002 ". Preventive Veterinary Medicine 71. Swedish Zoonosis Centre, National Veterinary Institute SE 751 89 Uppsala, Sweden, (2005), 35 – 44.
290. Sato, Y., Schneebeli, M., Matsuka, wak. and coll. "Outbreaks of salmonella Dublin infection among calves on a dairy farm applying *Salmonella* bacterins in zambia". *J. Vet. Med. Sci* (1993), 55(3), 511-513.
291. 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.
292. Quin, P.J. and Markey, B.K., "Concise review of veterinary microbiology". Blackwell Publishing: Oxford, (2003), 153 p.
293. Wray, C., Wadsworth, Q.C., Richards, D.W. and Morgan, J.H., "A three-year study of *Salmonella* dublin infection in a closed dairy herd, *Vet. Record*, (1989), 124, 532-535.
294. Giles, N. and Hopper, S.A., "Persistence of *S. typhimurium* in a large dairy herd", *Epidemiol. Infect.* (1989), 103, 235-41.
295. 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, Bultin epidemiologique, n° 25, (novembre 2007). 8p.
296. 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.
297. Warnick, L.D., Kanistanon, K., McDonough, P.L. and Power, L., "Effect of previous antimicrobial treatment on fecal shedding of *Salmonella enterica* subsp. *enterica* serogroup". *Prev Vet Med.* (Jan 2003), 15, 56 (4): 285-97.
298. Vaessen, M.A., Veling, J., Frankena, K., Graat, E.A.M. and Klunder, T., "Risk factors for *Salmonella* Dublin infection on dairy farms". *Vet. Quart*, 20 (1998), 97-99.
299. Warnick, L.D., Crofton, L.M., Pelzer, K.D. and Hawkins, M.J., "Risk factors for clinical salmonellosis in Virginia, USA cattle herds". *Prev. Vet. Med.*, 49, (2001), 259-275.
300. Calmart, P., Millemann, Y. and Dufour, B., « maladies contagieuses chez les bovins : salmonellose bovines ». *Le point vétérinaire*, (2007), n 274.
301. Callaway, T.K., Keen, J.E., Edrington, T.S., Baumgard, L.H., Spicer, L.E., Fonda, S., Gissword, K.E., Overton, T.R., VanAmburgh, M.E., Anderson, R.C., Genovese, K.J., Poole, T.L., Harvey, R.B. and Nisbet, D.J. "Fecal Prevalence and Diversity of *Salmonella* Species in Lactating Dairy Cattle in Four States". *American Dairy Science Association, J. Dairy Sci.*, (2005), 88, 3603–3608.
302. Zrelli, M., Messadi, L., Ben Miled, L., Jemli M. H et Haddad, N., "Les agents infectieux associés aux diarrhées néonatales du veau en Tunisie". *Revue de médecine vétérinaire*, V, 11, N° 141, (1990), 861-872.
303. Hoet, A.E., Nielsen, P.R., Hasoksuz, M., Thomas, C., Wittum, T.E. and Saif, L.J., "Detection of bovine torovirus and other enteric pathogens in feces from diarrhea cases in cattle". *J Vet Diagn Invest*, V.15, (2003), 205-212.
304. Ashraf, M., Ahmed Emad, E.A., Younis Yojiro Ishida., Tadashi Shimamoto. "Genetic basis of multidrug resistance in salmonella enteric

serovars enteritidis and Typhimurum isolated from diarrhea in calves in Egypt" *Acta Tropica*. Volume 111, Issue 2, (August 2009), 144 -149.

305. Busato, A., Hofer, D., Lentze, T., Gaillard C., and Burnens, A., "Prevalence and infection risks of zoonotic enteropathogenic bacteria in swiss cow-calf farms". *Veterinary Microbiology*, V. 69, (1999), 251-263.
306. Jor, E., Gulliksen, S.M., Lie, K.I. et Akerstedet, J., "Occurrence of Enteric Pathogens in faecal samples from calves .Preliminary results «Proceedings from the conference: calf Management Steinkjer,noway, (June 2007),48-52.
307. Grinberg, Un., Pomroy NOUS., Weston, J., Avanegui Alcerreca, A., and Chevalier, D., « La survenue de *Cryptosporidium parvum*, *Campylobacter* et de *Salmonella* chez les veaux laitiers nouveau-né dans la région de Nouvelle-Zélande Manawatu ». Nouvelle-Zélande *Revue vétérinaire*. V 53 , N 5 , (2005), 315-320.
308. Rigobelo, E.C., Gamez, H.J., Marin, J.M., Macedo, C., Ambrosin, J.A. et Avila, F.A., "Virulence factors of *Escherichia coli* isolated from diarrheic calves" .*Arq . Bras. Med. Vet. Zootec.* V. 58, n3 ,(2006), 305-310.
309. Shah, N.M. and Jha, V.M., "Microbiology investigations of neonatal diarrhoea in bovine calves". *Indian Journal of Comparative Microbiology, Immunology and Infectious Diseases*, V. 11, n° 3 & 4, (Sep-Dec, 1990), 182-7.
310. Tretz-William, L.A., Martin, S.W., Leslie, K.E., Duffield, T., Nydam, D.V. and Pellegrine, A.S., «calf –level risk factors for neonatal diarrhea and shedding of *Cryptosporidium parvum* in Ontario dairy calves" *Preventive Veterinary Medicine* ,V.82,(2007), 12-28.
311. Snodgrass, P., « Entéric viral vaccin calves ». In la vaccination en buiaterie E. D. Espinasse j. Soc. Franç. De\_buiaterie paris (1995), 83-90p.
312. Achá,S.J., Kühn, I., Jonsson, P., Mbazima, G., Katouli, M. and Möllby R." Studies on Calf Diarrhoea in Mozambique: Prevalence of Bacterial Pathogens" *Acta Veterinaria Scandinavica* , (2004), 45, 27-36.
313. Dechicha, A.S., « Séroprévalence des agents abortifs dans les élevages bovins laitiers de la wilaya de Blida ». These de Magister en

- sciences vétérinaires, Option : reproduction, Université SAAD DAHLEB de Blida. Algérie, 2003, 107p.
314. Hanzen, C., « Les pathologies de la gestation chez les ruminants ». Université de Liège, Faculté de Médecine Vétérinaire, Service de Thériogenologie des animaux de production, Université de Liège, (2011). <http://hdl.handle.net/2268/70605>
315. McEwen, B. and Alves, D., «Bovine abortion trends ». AHL Newsletter, V2, n3, (1999).
316. Corbellini, L. G., Pescador, C. A., Frantz, F., Wunder, E., Steffen, D., Smith, D.R. and Driemeier, D., «A diagnosis of bovine abortion importance, repeated abortion and concurrent infection in aborted fetuses in Southern Brazil ». The Veterinary Journal, Volume 172, Issue 1, July 2006, Pages 114 –120.
317. Givens, D. and Marley, M.S.D., “Infectious causes of embryonic and fetal mortality ». United States Science direct, (2008). 16.
318. Timoney, J.F., Gillespie, J.H., Scott, F.W. and Barlough, J.E. “The genus *Salmonella*”. In: Timoney, J.F., Gillespie, J.H., Scott, F.W. and Barlough, J.E (eds.), Hagar and Bruner’s Microbiology and Infectious Diseases of Domestic Animals”. 6<sup>th</sup> ed. Ithaca: Comstock Publishing Associates, (1988), 74-88.
319. Anderson, M. L., « Infectious causes of bovine abortion during mid to late gestation». An international journal of animal reproduction. **Theriogenology**, (August 2007), Volume 68, Issue 3 , 474 - 486.
320. Brice, N, Finlay, D., Bryson, D.G., Henderson, J., McConnell, W. and Ball, J. Isolation of Mycoplasma bovis from cattle in Northern Ireland, 1993 to 1998. Vet Rec. 2000 May 27; 146 (22): 643- 644.
321. Jahangir Mohammad Alam, Renter D. G., Samuel E., Thomson, D. U., Sanderson M. W., Hollis, L. C., Nagaraja. T. G., “Potential associations between fecal shedding of Salmonella in feedlot cattle treated for apparent respiratory disease and subsequent adverse health outcomes”.Vet.Res. (January-February 2009), V40, 02, p13.
322. Fulton, R. W., Blood, K. S., Pancier, R. J., Payton, M., Ridpath, J. F., Saliki, J.T., Burge, L. J., Confer, A. W., Jeremiah, T., Lurinda, T., Welsh, R. D and Hessmen, B. E. “Lung Pathology and Infectious Agents

- in Fatal Feedlot Pneumonias and Relationship with Mortality, Disease Onset, and Treatments". Oklahoma. J Vet Diagn Invest (2009), 21: 464 – 477.
323. PIC, S.E., « L'aspiration transtracheale chez les bovins : réalisation et interprétation ». These de doctorat veterinaire. Ecole nationale veterinaire d'alfort, (2006).
324. Ward, W.R., Hughes, J.W., Faull, W.B., Cripps, P.J., Sutherland, J.P and Utherst J.E., "Observational study of temperature, moisture, pH and bacteria in straw bedding and faecal consistency, cleanliness and mastitis cows in four dairy herd". Vet. Rec, (2002), 151(7), 199-206.
325. Quillet, J.M., Lepeule, J., Ogier de Baulny, M., Assie, S., et Seegers, H., « Agents pathogènes mis en évidence sur des veaux lors de gastro-entérites néonatales dans les troupeaux bovins de Vendée ». Rencontres Recherches Ruminant, V.12, (2005), 278.
326. Ambrosim, J.A., Almeida, F.S., Rigobelo, E.C., Castro, A.F.P., Schocken Iturrino, R.P., Quintana, J.L. and Avila, F.A., "Epidemiological, Antigenic and Pathogenic Profile of Bovine Diarrhea". in a Brazilian Cattle Population. Revue Élev. Méd. vét. Pays trop. (2002), 55 (1) : 15-20.
327. Miro, A., « Développement d'un model expérimental de colibacillose septicémique chez le veau nouveau-né application a l'étude de l'efficacité clinique du ceftiofur ». Thèse de doctorat vétérinaire N V Toulouse, (2005) ,134p
328. Fremont, A., Couquet, C. et Cornuejols, M., « Enquête épidémiologique sur les diarrhées néonatales ». Le point Vétérinaire .V.35, (2004), 20-23.
329. Makarov, Y.A., Gorkvenko, N.E. and kuz'menko, A.M., « International Infections of Bacterial Etiology in Newton calves" Russian Agricultural Sciences .35 n 2, (2009),123-126.
330. Verhaeg, J., « Les Entérobactéries ». 2002 <http://www.cbip.vet.be/fr/frinfos/frfolia/02FVF1a>.
331. Herrera-Luna, C., Klein, D., Lapan, G., Revilla-Fernandez, S., Haschek, B., Sommerfeld-Stur, I., Moestl, K. And Baumgartner, W., "Characterization of virulence factors in Escherichia coli isolated from diarrheic and healthy calves in Austria shedding various enteropathogenic agents" Veterinarni Medicina, V.54, n1, (2009), 1-11.

332. Ribeiro, M.G., Langoni, H., Jerez, J.A., Leite, D.S., Ferreira, F. and Gennari, S.M., "Identification of enteropathogens from buffalo calves with and without diarrhoea in the Ribeira valley, State of Sao Paulo, Brazil" *Braz. J. Vet. Res. Anim. Sci.* V. 37 n2 (2000), 1413-9596.
333. Zavoshti, F., Dezfouli, M., Bahonar, A., Rabbani, M. and Salehi, T., "Diarrhea of Neonatal calves due to Klebsiella, first report from Iran". Proceedings of the 25<sup>th</sup> world Buiatrics Congress, Budapest, Hungary, (2008), 231p.
334. Ismail, M., Girgis, S.M., El-Jakee, J., Shokry, S. and Read, E.M., "Bacteriological studies on the diarrhea in newly born buffalo calves". *Veterinary Medical Journal Giza*, V.38, (1990), 219.
335. **Lane, R.S., Burgdorfer, W., Hayes, S.F., and Barbour, A.G.**, "Isolation of a spirochete from the soft tick, *Ornithodoros coriaceus*, possible agent of epizootic bovine abortion". *Ed Pub Med*, 230, (1985), 85-87.
336. **Lawson, G.H.K., McOrist, S., Jasni, S. and Mackie, R.A.**, "Intracellular bacteria of porcine proliferative enteropathy: cultivation and maintenance in vitro" *J. Clin. Microbiol. Pub Med*, 31, (1993), 1136-1142.
337. **Giri, SN., EMAU, P., Cullor, JS., Stabenfeldt, GH., Bruss, ML., Bondurant, PH., Osburn, BI.**, « Effects of endotoxin infusion on circulating levels of eicosanoids, progesterone, cortisol, glucose and lactic acid and abortion in pregnant cows ". *Veterinary Microbiology. Volume 21, Issue 3* (January 1990), 211–231p.
338. Sheldon, I.M., and Noakes D.E, « Rycroft effect and H. Dobson, intrauterine administration of estradiol on postpartum uterine bacterial infection in cattle ». *Animal Reproduction Science*, (2004), 81, 13-23.
339. Williams, E.J., Fisher, D.P., Pfeiffer, U.A., Angleterre, G.C.W., Noakes, D.E., Dobson, H. and Sheldon, J.M., « clinical evaluation of postpartum vaginal mucus reflects uterine bacterial infection and immune response in cattle ». *Thériogénologie* , 63 (2005), 102-117.
340. Euzéby, J.P., « Dictionnaire de Bactériologie Vétérinaire. Proteus », (2000), (<http://www.bacterio.net>).

341. Radi, D., et Chuibli, I., « Etude pour l'isolement des causes bactériennes de lésions respiratoires chez les veaux dans la ville de Diwaniya ». Irak. Revu vétérinaire. V 3. n 2. (2010).
342. Malki, A. et Djewad, Dj., « Etude pour l'isolement des causes bactériennes de lésions respiratoires chez les veaux ».Thèse de Magister en sciences vétérinaires. Faculté de medecine veterinaire. Bagdad. (2005).
343. Seker, E., Kuyucuoglu, Y. And Konak, S., "Bacterial Examinations in the Nasal Cavity of Apparently Healthy and Unhealthy Holstein Cattle". Journal of Animal and Veterinary Advances. Vol 8, Issue: 11, (2009), 2355-2359.
344. Euzéby, J.P., « Dictionnaire de bactériologie vétérinaire. Enterobacteriaceae:Enterobacteriales".(2007). (<http://www.bacterio.net>).
345. Alley, M.R.," The bacterial flora of respiratory tract of normal and pneumonia in sheep. Newzealand Vet. J., (1975), 23, 113 -118.
346. Sojka, W.J., Thomson, P.D and Hudson, E.B.," Excretion of *Salmonella* Dublin by adult bovine carriers". *Br. Vet. J.*, (1974), 130, 482- 488.
347. Samuel, J.L., O'Boyle, D.A., Mathers, W, J. and Frost, A.J., « Distribution of *Salmonella* in the carcasses of normal cattle at slaughter". *Res. Vet. Sci.* (1980), 28, 368-372.
348. Paulin, S.M., Watson, P.R., Benmore, A.R., Stevens, M.P., Jones, P.W., Ramos, B., Villareal, R.B and Wallis, T.S., "Analysis of *Salmonella* serotype-host-specificity in calves: Avirulence of *S. enterica* serotype Gallinarum correlates with bacterial dissemination from mesenteric lymph nodes and persistence in vivo. *Infect. Immun.* (2002), 70, 67, 88-97.
349. Pullinger, G.D., Paulin, S.M., Charleston, B., Watson, P.R., Bowen, A.J., Dziva, F., Morgan, E., Villarreal-Ramos, B., Wallis, T.S. and Stevens, M.P.," Systemic translocation of *Salmonella enterica* serovar Dublin in cattle occurs predominantly via efferent lymphatics in a cell-free niche and requires type III. secretion system 1 (T3SS-1) but not T3SS-2. *Infect. Immun.* 75, 9, (2007), 5191.
350. Khosrof Ben jaafar, S., Jiridi, M., Fodha, M. et Salem, I., « Etude de la contamination par les salmonelles des produits carnés en restaurations

- collectives au cours de l'année 1998 ». Tunisie médicale, Vol.80, 04, (2002), 207-213.
351. Oumokhtar B., Karib, H., Bouchrit, N. et ARABA, A., "Appreciation de la qualite bacteriologique de la viande et des abats de taurillons fraichement abattus dans les abattoirs de Rabat ». Maroc, (1998), 5p.
352. Terrance, M A., Brichta-Harhay, D.M., Bosilevac, J.M., Guerini, M.N., Kalchayanand, N., Wells, J.E., Shackelford, S.D., Wheeler, T.L et Koochmaraie, M. "Prevalence and Characterization of Salmonella in Bovine Lymph.Nodes Potentially Destined for Use in Ground Beef. USA. Journal of Food Protection, Vol. 71, N° 8, (2008), 1685-1688
353. Davies, R.H., Dalziel, R., Gibbens, J.C., Willesmith, L.W., Ryan, J.M.B., Evans, S.J., Byrne, C., Paiba, G.A., Pascoe, S. I.S. and Teale, C.J., "National survey for *salmonella* in pigs, cattle and sheep at slaughter in great Britain (1999-2000)". J. Appl. Microbiol. Vol 9, (2004), 750-760.
354. Rothenberg, C.A., Berry, B.W. and Oblinger, J.L.," Microbiological characteristics of beef tongues and livers as affected by temperature ebus and packaging systems". j. food prot. (1982), 45, 527-532.
355. Van Donkersgoed, J., Graham, T. and Gannon, V., « The prevalance of verotoxins, *Escherichia Coli* O: 157:H7 and *Salmonella* in the feces and rumen of cattle at processing". Can. Vet.J, Vol 40, (1999), 332-337.
356. McEvoy, J.M., Dolerty, A.M., Sheridan, J.J., Blair, I.S.and McDowell, D.A., "The prevalence of *Salmonella spp.* in bovine faecal, rumen and carcass samples at a commercial abattoir" Journal of Applied Microbiology, (2003), 94, 693–700.
357. Vincent, A.J.M., Kiermeier, A., Padula, D.J., Holds, G.L and Pointon, A.M., "The Adequacy of Sample Type/Weight and Incubation Period on Detection of *Salmonella* Spp. in Slaughter Cattle". Journal of Veterinary Diagnostic Investigation. Australia. Vol 17, n 5, (September 2005), 430-435.
358. Adesiyun, A. A. and Oyindasola, O.O., « Prevalence and antibiograms of *Salmonella* in Slaugh cattle, slaughter areas and effluents in zair abattoir". j.Food prot, (1989), 52, 232-325.
359. Bennadji, .A. « Evaluation de la qualité bacteriologique des carcasses bovines à l'abattoir de Blida ». Thèse pour l'obtension de majjistaire.

Option de microbiologie medicale vétérinaire. Université saad dahleb de Blida. Algerie. (2009). 102p.

360. Durso, L.M., Smith, D. And Hutkins , R.W.,. "Measurements of Fitness and Competition in Commensal *Escherichia coli* and *E. coli* O157:H7 Strains" *Environ. Microbiol.*, vol 70, n 11, (November 2004), 6466-6472.
361. Hughes, D.T., Terekhova, D.A., Liou, L., Hovde, C.J., Sahl, J.W., Patankar, A.V., Gonzalez, J.E., Thomas, S., Edrington, T.S., Rasko, D.A. and Sperandio, V., « Chemical sensing in mammalian host–bacterial commensal associations". Edited by Stanley Falkow, Stanford University, Proc Natl Acad Sci U S A. (2010 May) 25; 107(21):9831
362. Dowd, S.E., Callaway, T.R., Wolcott, R.D., Sun, Y., McKeehan, T., Hagevoort, R.G and Edrington, T.S. "Evaluation of the bacterial diversity in the feces of cattle using 16S r DNA bacterial tag-encoded FLX amplicon pyrosequencing (bTEFAP)". *BMC Microbiology* (2008), 8, 125.
363. Wilssens, A. and Buttiaux, R., « Les bactéries de la flore fécale de la vache saine ». Pub Med. Ann Inst Pasteur (Paris), (Mar 1958), 94 (3), 332–340.
364. Pannaux, G., « Résistance aux cephalosporines dans la flore commensale digestive des ruminants ». Thèse pour le doctorat vétérinaire. École nationale vétérinaire d'Alfort (2012).
365. Sorun, H. and Sunde, M., "Resistance to antibiotics in the normal flora of animals". Vet. Swine and cattle at slaughter in Switzerland. *J. Food Prot.*, 74(3), (2001), 446 - 449.
366. Brandão Paulo, E., Villarreal, L.Y.B., Gregorin, F., de Souza Silvio, L.P., Lopes Marco, A.E., Gomes Cleise, R., Sforsin Angelo, J., Sanches Alexandre, A., Rosales Cesar, A.R., Richtzenhain Leonardo, J., Ferreira Antonio, J.P and Jerez José, A., " On the etiology of an outbreak of winter dysentery in dairy cows in Brazil" Rio de Janeiro. *Pesquisa Veterinaria Brasileira*. Vol 27, n10, (Oct, 2007), 398- 402.

PDF Create! 4 Trial  
www.nuance.com

PDF Create! 4 Trial  
www.nuance.com

PDF Create! 4 Trial  
www.nuance.com