

République Algérienne Démocratique et Populaire

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

Ministère de l'Enseignement Supérieur Et de la Recherche Scientifique

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire -Alger

المدرسة الوطنية العليا للبيطرة - الجزائر

Mémoire

En vue de l'obtention du diplôme de

Magistère

En Sciences Vétérinaires

Option : Microbiologie Médicale Vétérinaire

Thème :

**La kératoconjunctivite infectieuse des ovins en
Algérie**

Présenté par : Dr AZZI Omar

Soutenu publiquement le : 27/11/2014.

Devant le jury composé de :

Dr KHELEF D.	Professeur ENSV Alger	Président
Dr MENOUERI M N.	Maitre de conférences classe A USD Blida	Promoteur
Dr BOUKHORS K T.	Professeur ENSV Alger	Examinatrice
Dr BENMAHDI M.	Professeur ENSV Alger	Examinatrice
Dr OUMOUNA M.	Professeur UYF Médèa	Examineur

Année Universitaire : 2014/2015

DÉDICACES

Je dédie ce modeste travail :

A mon cher papa, qui a toujours cru en moi et a mis à ma disposition tous les moyens nécessaires pour que je réussisse dans mes études.

A ma chère mère, que je ne cesse de remercier pour tout ce qu'elle m'a donné. Elle m'a supporté 9 mois dans son ventre et a fait de moi l'homme que je suis aujourd'hui. Que Dieu la récompense pour tous ces bienfaits.

A ma chère femme, qui n'a jamais cessé de me soutenir pour que je puisse finir ce travail et avoir une bonne formation et surtout être le meilleur et à qui je voudrais exprimer mes affections et mes gratitude.

A mes chers frères et sœurs pour leur affection, compréhension et patience.

A toute ma grande famille pour son soutien et encouragement

A tous mes amis

A toutes les personnes que j'aime .

AZZI Omar

REMERCIEMENTS

Tout d'abord, on remercie dieu le tout puissant de nous avoir donné la santé et la volonté d'entamer et de terminer ce travail.

Au terme de ce travail, je tiens avant tout, à exprimer mes sincères remerciements et ma profonde gratitude à **Mr MENOUERI MN.** maître de conférences à l'université **SAADDAHLEB** de **BLIDA.** de m'avoir proposé ce sujet de mémoire et qui n'a ménagé aucun effort pour la bonne réussite de ce travail.

J'adresse mes vifs remerciements au professeur **KHELEF D.,** de l'**ENSV** pour l'honneur qu'il nous fait de présider ce jury.

Que le professeur **OUMOUNA M.** de l'université **YAHYA FARES** de Médéa trouve ici l'expression de nos sincères remerciements pour l'honneur qu'il nous fait de siéger à notre jury.

Je prie le professeur **BOUKHORS K T.** de l'**ENSV,** qui nous fait l'honneur de faire partie du jury, de bien vouloir trouver ici l'assurance de ma respectueuse gratitude.

Je prie le professeur **BENMAHDI M .,** de l'**ENSV,** d'avoir accepté de faire partie du ce jury.

Mes profonds respects envers **Mr AKLLOUL** et **Mr HAMZA,** des maîtres assistants à l'université **SAAD DAHLEB** de Blida. pour l'aide qu'il ont bien voulu accorder à ce travail.

J'exprime toute ma reconnaissance au **Dr ZENIA S.,** pour son aide au cours de la réalisation de ce travail.

J'adresse également mes vifs remerciements à mes amis: **Dr BRAHIMI Ammar, Dr SEDRATTI Tahar** et **Dr CHADDI Hafidha** de l'**ENSV,** pour leur soutien moral et leur aide précieuse.

Je ne termine pas sans avoir exprimé des remerciements envers toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce projet.

RESUME

RESUME :

La présente étude a été menée dans la région centre de l'Algérie (région d'Ain Boucif) sur la race ovine d'Ouled Djallal durant l'année 2012 dont le but est d'une part, de réaliser une enquête épidémiologique pour déterminer la prévalence des différents facteurs de risque qui peuvent influencer sur l'apparition de kératoconjonctivite infectieuse des ovins et d'autre part, de mettre en évidence l'agent étiologique en particulier "*Moraxella*".

Les résultats ont montré que :

- ✓ L'apparition de cette maladie dépend de plusieurs facteurs épidémiologiques qui sont surtout l'exposition aux ultra-violet (76% de cas), la présence des tiges vulnérantes dans les pâturages (64% de cas), la présence des mouches (64% de cas), les mauvaises conditions d'hygiène (56% de cas), l'absence des vitamines dans l'alimentation (74% de cas) et la promiscuité (69% de cas).
- ✓ Les kératoconjonctivites infectieuses ovines dans la région d'Ain Boucif sont causées par *Moraxella ovis*.

Par ailleurs, cette étude a bien montré l'effet néfaste de la congélation à sec sur la survie des *Moraxella*.

Mots clé: kératoconjonctivite, ovine, infectieuse, race ouled djallal, région centre, *Moraxella ovis*, enquête épidémiologique.

SUMMARY

SUMMARY:

This study was conducted in the central region of Algeria (region of Ain Boucif) on the sheep strain Ouled Djallal during the year 2012 which aims firstly, to achieve epidemiological and clinical investigation to determine the prevalence of the various risk factors that may influence the occurrence of infectious keratoconjunctivitis of sheep and secondly, to identify the causative agent in particular "Moraxella."

The results showed that:

The appearance of this disease depends on several epidemiological factor which are particularly exposure to ultraviolet (76% of cases), the presence of vulnérantes rods in pastures (64% of cases), the presence of flies (64% of cases), the unhygienic conditions (56% of cases), the lack of vitamins in the diet (74% of cases) and promiscuity (69% of cases).

Sheep infectious keratoconjunctivitis in the region of Ain boucif are caused by *Moraxella ovis*.

Otherwise, this study has shown the harmful effect of freezing dry on the survival of *Moraxella*.

Keywords: keratoconjunctivitis, sheep, infectious, strain ouled Djallal, Central Region, *Moraxella ovis*, epidemiological investigation.

ملخص:

لقد أجريت هذه الدراسة في المنطقة الوسطى من الجزائر (منطقة عين بوسيف) على سلالة الأغنام أولاد جلال خلال العام 2012 والتي تهدف أولاً، لإجراء تحقيق وبائي سريري لتحديد مدى انتشار عوامل الخطر المختلفة التي قد تؤثر على حدوث التهاب القرنية المعدي عند الأغنام وثانياً، لتحديد العامل الرئيسي المسبب للمرض خاصة "الموراكسيلا".

أظهرت النتائج ما يلي :

ظهور هذا المرض يتأثر بالعديد من العوامل الوبائية والتي هي خاصة التعرض للأشعة فوق البنفسجية (76٪ من الحالات) ، وجود عيدان مميحة للعين في المراعي (64٪ من الحالات) ، وجود الذباب (64٪ من الحالات) ، الظروف غير الصحية (56٪ من الحالات) ، نقص الفيتامينات في النظام الغذائي (74٪ من الحالات) و الاختلاط (69٪ من الحالات).

التهاب القرنية الوبائي في منطقة عين بوسيف سببه الموراكسيلا الغنمية.

وعلاوة على ذلك، أظهرت هذه الدراسة أن التجميد الجاف يؤثر تأثيراً ضاراً على بقاء الموراكسيلا.

الكلمات الدالة:

التهاب القرنية، الأغنام، المعدي، سلالة أولاد جلال، المنطقة الوسطى، الموراكسيلا الغنمية والتحقيق الوبائي.

Liste des tableaux

LISTE DES TABLEAUX

TableauN°		Page
<i>Partie bibliographique.</i>		
01	Propriétés phénotypiques différentielles des espèces du genre <i>Moraxella</i> .	34
02	Les principaux caractères permettant de différencier entre les espèces du genre <i>Moraxella</i> isolées de l'animal.	35
<i>Partie expérimentale.</i>		
03	Proportion des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de l'âge.	53
04	Proportion des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction du sexe.	54
05	Proportion des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de l'exposition des animaux au soleil.	55
06	Proportion des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la promiscuité des animaux.	56
07	Proportion des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la présence des aliments grossiers dans l'alimentation.	57
08	Proportion des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la présence des hautes herbes dans le pâturage.	58
09	Proportion des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de l'apport des vitamines dans l'alimentation des animaux.	59
10	Proportion des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction du niveau d'hygiène des bergeries.	60
11	Proportion des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la présence des mouches dans l'élevage.	61
12	Proportion des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la présence des poussières.	62
13	Proportion des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction des infestations parasitaires.	63

Liste des tableaux

14	Pourcentage de différents signes cliniques rencontrés en cas de kératoconjonctivite infectieuse des ovins.	65
15	Proportion des kératoconjonctivites infectieuses des ovins en fonction de la localisation des lésions.	66
16	Proportion des lésions des kératoconjonctivites infectieuses des ovins en fonction de leur stade d'évolution.	67
17	Proportion des kératoconjonctivites infectieuses des ovins traitées en fonction du choix de l'antibiotique.	68
18	Proportion des kératoconjonctivites infectieuses des ovins traitées en fonction de la voie d'administration du traitement.	69
19	Proportion des kératoconjonctivites infectieuses des ovins traitées en fonction des Résultats du traitement.	70
20	Proportion des kératoconjonctivites infectieuses des ovins guéris en fonction de la cicatrisation des lésions.	71
21	Proportion des kératoconjonctivites infectieuses des ovins en fonction des saisons.	72
22	La relation entre la fréquence saisonnière et la température maximale.	73
23	La relation entre la fréquence saisonnière et la pluviométrie.	75
24	Résultats de la culture bactérienne.	76
25	Récapitulation sur les résultats obtenus à partir des écouvillons oculaires.	77
26	Pourcentage des <i>Moraxella</i> isolées en fonction du type de prélèvement (frais ou congelé).	78
27	Comparaison des caractères morphologiques et biochimiques de <i>Moraxella ovis</i> et <i>Moraxella</i> isolée.	84

LISTE DES FIGURES

<i>Figure N°</i>		<i>Page</i>
<i>Partie bibliographique</i>		
01	Coupe schématique de l'œil, section antéro-postérieure.	04
02	Les muscles de l'œil.	04
<i>Partie expérimentale</i>		
03	Situation géographique d'AIN BOUCIF.	38
04	La pluviométrie de la région d'AIN BOUCIF pendant l'année 2012.	39
05	La température de la région d'AIN BOUCIF pendant l'année 2012.	39
06	Protocole de prélèvement conjonctival.	42
07	Décongélation des prélèvements.	43
08	Ensemencement sur gélose Colombia au sang par la méthode des stries.	44
09	Protocole d'isolement.	45
10	Teste de l'oxydase.	48
11	Ensemencement sur gélose DNase.	50
12	Bactéries à DNase négatifs.	50
13	Tolérance à 5% de NaCl.	51
14	Protocole d'identification des <i>Moraxella</i> .	52
15	Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de l'âge.	54
16	Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction du sexe.	54
17	Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de l'exposition des animaux au soleil.	55

Liste des figures

18	Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la promiscuité des animaux.	56
19	Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la présence des aliments grossiers dans l'alimentation.	57
20	Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la présence des hautes herbes dans le pâturage	58
21	Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de l'apport des vitamines dans l'alimentation des animaux	59
22	Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction du niveau hygiénique des bergeries	60
23	Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la présence des mouches dans l'élevage	61
24	Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la présence des poussières dans les bergeries	62
25	Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction des infestations parasitaires	63
26	Les signes cliniques des kératoconjunctivites infectieuse ovines	64
27	Répartition des signes cliniques rencontrés en cas des kératoconjunctivites infectieuses des ovins.	66
28	Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la localisation des lésions	67
29	Répartition des lésions de kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de leur stade d'évolution	68
30	Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins traitées en fonction du choix de l'antibiotique	69
31	Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins traitées en fonction du choix de la voie d'administration du traitement.	70
32	Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins traitées en fonction des résultats du traitement	71
33	Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins guéris en fonction de la cicatrisation des lésions	72

Liste des figures

34	La fréquence saisonnière des kératoconjunctivites infectieuses des ovins.	73
35	La relation entre la fréquence saisonnière des kératoconjunctivites infectieuses des ovins et la température maximale.	74
36	La relation entre la fréquence saisonnière et la pluviométrie.	75
37	Répartition des résultats des cultures.	76
38	Répartition des groupes bactériens isolés des écouvillons oculaires.	78
39	Nombre des <i>Moraxella</i> isolées en fonction du type de prélèvements.	79
40	Pourcentage des <i>Moraxella</i> obtenus par rapport au nombre de prélèvements faits.	79
41	Aspect macroscopique des colonies de <i>Moraxella</i> isolée sur gélose au sang.	80
42	Aspect microscopique des <i>Moraxella</i> isolées après une coloration du Gram (grossissement : 10X100).	81
43	Une galerie API 20 NE présente les résultats des tests biochimiques d'une <i>Moraxella</i> isolée.	84

Liste des abréviations

LISTE DES ABBREVIATIONS

Les abréviations	
%	Pourcentage.
mm	Millimètre.
IFA	Indirect immunofluorescence assay.
rt-PCR	Real-time polymerase chain reaction.
ELISA	Enzyme-linkedimmunosorbentassay.
PCR	Polymerasechainreaction.
CFT	Test de fixation de compliment.
IM	Intramusculaire.
SC	Sous-cutanée.
mg/Kg	Milligramme par kilogramme.
mg/tête/jour	Milligramme par tête par jour.
h	Heure.
ADN	Acide désoxyribonucléique.
ARNr	Acide ribonucléique ribosomique.
La sous unité 16S de l'ARNr	L'ARN ribosomique constituant la petite sous-unité des ribosomes des procaryotes.
°C	Degré Celsius.
CO2	Dioxyde de carbone.
API NH	Une galerie API pour les <i>Neisseria</i> et <i>Haemophilus</i> .
API NE	Une galerie API pour les bacilles à Gram négatif oxydase positif.
ID32 GN	Une galerie API pour les bacilles à Gram négatif oxydase positif.
Na Cl	Chlorure de sodium.
DNase	Désoxyribonucléase.
G+C (mol%)	Le pourcentage de liaisons G-C dans la molécule d'ADN.
Km²	Kilomètre carré.
M	Mètre.
mn	Minute.
cm	Centimètre.
H2O	Formule chimique de la molécule de l'eau.

Liste des abréviations

<i>HCl</i>	Acide chlorhydrique.
<i>p</i>	Probabilité d'Independence.
<i>PNPG</i>	P-nitro-phényl-βgalactopyranoside.

Sommaire	Pages
Dédicace.....	
Remerciements.....	
Résumé.....	
Liste des tableaux.....	
Liste des figures.....	
Liste des abréviations.....	
Introduction.....	01
<i>Partie I : Partie bibliographique.</i>	
<i>Chapitre I : Anatomie de l'œil.</i>	
I. Anatomie de l'œil	03
I.1. Le globe oculaire.....	03
<i>I.1.1.La tunique fibreuse externe.....</i>	03
<i>I.1.2.La tunique vasculaire.....</i>	03
<i>I.1.3.La tunique nerveuse.....</i>	03
I.2. Les annexes de l'œil.....	04
<i>I.2.1. L'orbite.....</i>	04
<i>I.2.2. Les paupières.....</i>	04
<i>I.2.3. La conjonctive.....</i>	04
<i>I.2.4. Le système lacrymal.....</i>	04
<i>Chapitre II : généralités sur les kératoconjunctivites des ovins</i>	
I. Définition.....	06
II. Répartition géographique.....	06
III. Importance.....	06
IV. Epidémiologie.....	06
V. Etiologie générale.....	08
V.1. Causes prédisposantes.....	08
V.1.1. Facteurs intrinsèques liées à l'animal.....	08
• Age.....	08
• Sexe.....	08
V.1.2. Facteurs extrinsèques.....	08
V.1.2.1. Rôle des agents physiques.....	09
• La lumière solaire.....	09

V.1.2.2. Rôle des agents mécaniques.....	09
• Les insectes	09
• Les poussières et les hautes herbes.....	09
• Les parasites.....	10
V.1.2.3. Rôle des agents nutritionnels	10
V.2. Les causes déterminantes	10
V.2.1. Rôle des bactéries	11
• Le genre <i>Mycoplasma</i>	11
• Le genre <i>Chlamydia</i>	11
• Le genre <i>Rickettsia (Colesiota)</i>	11
• Le genre <i>Listeria</i>	12
• Le genre <i>Moraxella</i>	12
V.2.2. Rôle des virus	12
VI. Transmission	14
VI.1. Contact direct	14
VI.2. Contact indirect	14
VI.2.1. Les insectes vecteurs	14
VI.2.2. Les aérosols	15
VII. Le maintien des agents infectieux de la K.C.I.O dans les populations hôtes....	15
VIII. Les signes cliniques	15
IX. Diagnostic	19
X. Pronostic.....	21
X.1. Pronostic médical.....	21
X.2. Pronostic économique.....	21
XI. Traitement	21
XII. Prophylaxie.....	23
XIII. Considérations générales pour la gestion de la kératoconjonctivite d'origine bactérienne	24
XIII.1. Traitement	24
XIII.2. Contrôle et prévention	24
Chapitre III : Données bactériologique sur les <i>Moraxella</i>	
I. Définition.....	26
II. La taxonomie des <i>Moraxella</i>	26

III. Caractères généraux des <i>Moraxella</i>	31
III.1. Morphologie générale.....	31
III.2. Habitat des <i>Moraxella</i>	31
III.3. Caractères cultureux.....	31
III.4. Caractères biochimiques.....	32
III.4.1. Identification du genre.....	32
III.4.2. Identification des espèces.....	32
IV. Particularités de <i>Moraxella ovis</i>	33
IV.1. Identification différentielle avec les autres <i>Moraxella</i>	33
IV.2. Pouvoir pathogène naturel.....	33
Partie II : Partie expérimentale	
Chapitre I: matériel et méthodes.	
I. Matériel et méthodes.....	37
I.1. Cadre de l'étude.....	37
I.1.1. Lieu et période de l'étude.....	37
I.1.2. Présentation de la région d'étude.....	37
I.1.2.1. Situation géographique et localisation.....	37
I.1.2.2. Caractéristiques climatiques	38
I.2. Matériel et méthodes	39
I.2.1. Sur terrain.....	39
I.2.1.1. Matériel.....	39
I.2.1.1.1. Matériel biologique (animaux)	39
I.2.1.1.2. Le matériel non biologique (questionnaire)	40
I.2.1.2. Méthodes.....	40
I.2.1.2.1. L'examen clinique des animaux.....	40
I.2.1.2.2. L'étude épidémiologique.....	41
I.2.1.2.3. L'analyse statistique	42
I.2.2. Au laboratoire.....	42
I.2.2.1. Matériel.....	42
I.2.2.1.1. Le matériel biologique (prélèvements)	42
I.2.2.1.2. Le matériel non biologique	43

I.2.2.2. Méthodes.....	43
I.2.2.2.1. Isolement des bactéries.....	43
a) Décongélation.....	43
b) Ensemencement.....	44
I.2.2.2.2. Identification des <i>Moraxella</i>	45
I.2.2.2.2.1. Observation macroscopique	45
➤ Aspect des colonies et hémolyse	45
I.2.2.2.2.2. Observation microscopique	46
➤ Etat frais.....	46
➤ Coloration de Gram.....	46
I.2.2.2.2.3. Autre tests	47
➤ Recherche de l'oxydase.....	47
➤ Type respiratoire.....	48
➤ L'utilisation des sucres	49
➤ Acidification du glucose.....	49
➤ La réduction des nitrates.....	49
➤ L'activité DNase.....	49
➤ La croissance à 42°C.....	51
➤ La tolérance à 5% de NaCl.....	51
Chapitre II: Les résultats.	
II. Les résultats.....	53
II.1. Résultats de l'enquête épidémiologique	53
II.1.1. Animal.....	53
II.1.1.1. L'âge.....	53
II.1.1.2. Le sexe	54
II.1.2. Les conditions d'élevage	55
II.1.2.1. Exposition au soleil	55
II.1.2.2. La promiscuité	56
II.1.2.3. L'alimentation	56
II.1.2.3.1. La présence des aliments grossiers.....	57
II.1.2.3.2. La présence des hautes herbes dans le pâturage.....	58
II.1.2.3.3. L'apport des vitamines	59

II.1.2.4. L'hygiène	60
II.1.2.5. La présence des mouches	61
II.1.2.6. La présence des poussières	62
II.1.2.7. Infestation parasitaire.....	63
II.1.3. Les signes cliniques	64
II.1.4. Les lésions	66
II.1.4.1. Localisation des lésions	66
II.1.4.2. Stade d'évolution.....	67
II.1.5. Traitement.....	68
II.1.6. Résultat du traitement.....	70
II.1.6.1. Efficacité du traitement orienté pour les kératoconjunctivites infectieuses ovines.....	70
II.1.6.2. La cicatrisation	71
II.1.7. La fréquence saisonnière	72
II.1.8. La relation entre la fréquence saisonnière et les conditions climatiques....	73
II.1.8.1. Relation entre la fréquence saisonnière et la température	73
II.1.8.2. La relation entre la fréquence saisonnière et la pluviométrie	74
II.2. Résultats du diagnostic bactériologique	76
II.2.1. Résultats de la culture	76
II.2.2. Pourcentage des <i>Moraxella</i> isolés en fonction du nombre totale des bactéries isolées.....	77
II.2.3. Pourcentage des <i>Moraxella</i> isolées en fonction du type de prélèvement (frais ou congelé)	78
II.3. Caractéristiques des <i>Moraxella</i> isolées	80
II.3.1. Examen macroscopique	80
II.3.1.1. Aspect des colonies.....	80
II.3.2. Examen microscopique.....	81
II.3.2.1. Morphologie des bactéries	81
II.3.3. Caractères cultureux	81
II.3.3.1. Métabolisme des bactéries isolées.....	82
II.3.3.1.1. Gélose au sang du mouton	82
II.3.3.1.2. Bouillon trypticase-soja	82

II.3.3.1.3. La croissance à 42°C	82
II.3.3.1.4. La tolérance à 5% de NaCl	82
II.3.3.1.5. Réactions de l'oxydase et catalase	82
II.3.3.1.6. Fermentation du glucose	82
II.3.3.1.7. Test ADH	82
II.3.3.1.8. L'esculine	83
II.3.3.1.9. Test PNPG	83
II.3.3.1.10. Réduction des nitrates	83
II.3.3.1.11. Gélatinase	83
II.3.3.1.12. Uréase et indole	83
II.3.3.1.13. Métabolisme glucidique	83
II.3.3.1.14. L'activité DNase.....	83
Chapitre III: La discussion.	
III. La discussion.....	86
Conclusion.....	96
Recommandation	97
Références bibliographiques	
Annexes	

INTRODUCTION

Introduction :

La kératoconjonctivite infectieuse ovine est reconnue dans le monde entier comme une affection très contagieuse et fréquente, touchant les yeux des moutons domestiques (JONES G E, 1991, TROTTER S L et al, 1977). Cette maladie est caractérisée par une inflammation de la conjonctive et de la cornée. Dans les stades avancés, la cornée est opaque ou même perforée (MAYER D et al, 1997).

Par conséquent, Elle a posé de sérieux problèmes économiques pour l'éleveur qui consiste, d'un côté, aux charges thérapeutiques et d'un autre côté, à la réforme parfois des animaux atteints à cause de la cécité. De même, l'importance se révèle du fait qu'elle pose une diminution du rendement des carcasses suite à l'anorexie (EGWU G O et al, 1989).

Jusqu'à ce jour, la situation de cette affection est inconnue en Algérie, Il n'existe pratiquement pas de données fiables sur son statut. Cependant, afin de la mieux comprendre, il est indispensable de mener des enquêtes pour connaître l'importance de la maladie dans la population ovine suivie d'un diagnostic bactériologique pour préciser les souches circulantes.

Pour cette raison, nous nous sommes intéressés à réaliser cette étude au niveau de la région d'AIN BOUCIF (wilaya de MEDEA) comme étant un premier pas de démarrage pour lever les contraintes de cette affection, tout en visant les objectifs suivants :

1. Déterminer les différents facteurs de risque qui peuvent influencer sur l'apparition de cette affection chez la race Ouled Djallal dans la région d'Ain boucif durant l'année 2012 ;
2. Isoler et identifier les *Moraxella* en cause compte tenu de son rôle étiologique possible dans la kératoconjonctivite infectieuse ovine dans cette même région.

Enfin, ce document consiste en deux parties :

La partie bibliographique qui englobe : l'anatomie de l'œil, des généralités sur la kératoconjonctivite infectieuse ovine, et en fin des données bactériologiques sur les *Moraxella*.

Introduction

La partie expérimentale qui comprendra : le matériel et méthodes mis en œuvre pour la réalisation de cette étude, ainsi que les résultats obtenus. Enfin, nous terminerons par une discussion générale qui permettra de faire une synthèse des résultats et de proposer quelques recommandations.

PARTIE

BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I :

ANATOMIE DE L'OEIL

I. Anatomie de l'œil :

L'œil est l'organe de vision; il est composé du globe oculaire et des organes annexes.

I.1. Le globe oculaire :

C'est une structure creuse de forme globalement sphérique. Son axe antéro-postérieur est de 26,85mm chez les ovins (SAMUELSON D A, 2007).

La paroi du globe est faite de 3 membranes (Figure 01), respectivement, de l'extérieur vers l'intérieur:

I.1.1.La tunique fibreuse externe:

C'est un tissu conjonctif dense et peu vascularisé qui résiste à la pression interne de l'œil et donne au globe sa forme ronde.

La tunique fibreuse est composée de la sclérotique et de la cornée (BOILEAU M J et GILMOUR M A, 2012). Cette dernière est transparente ce qui permet l'entrée des rayons lumineux dans le globe oculaire. Chez les animaux domestiques, elle est constituée de 4 couches différentes :

- L'épithélium ;
- Le stroma : 90 % de l'épaisseur de la cornée ;
- La membrane de descemet ;
- L'endothélium (SAMUELSON D A, 2007).

Chez les ovins, elle est de forme elliptique représentant les mesures suivantes :

- la largeur moyenne entre 22,4 mm (MARTIN C L et al, 1991) et 27,4 mm (PRINCE J H et al, 1960) ;
- la hauteur moyenne entre 15,4 mm (MARTIN C L et al, 1991) et 19 mm (PRINCE J H et al, 1960) ;
- elle est plus épaisse à son centre (0,8 à 2,0 mm) et plus mince à son bord (0,3 à 0,5 mm) (SAMUELSON D A, 2007).

I.1.2.La tunique vasculaire :

Elle se trouve au milieu. Elle est formée de trois parties : la choroïde, le corps ciliaire et l'iris.

I.1.3.La tunique nerveuse :

C'est la rétine .Elle est composée de deux couches: une couche pigmentaire (externe) et une couche interne qui est une structure nerveuse (SAMUELSON D A, 2007).

Ces trois tuniques entourent les medias intraoculaires claires :

- l'humeur aqueuse dans la chambre antérieure ;
- le cristallin ;

- et l'humeur vitrée dans la chambre postérieure (BOILEAU M J et GILMOUR M A, 2012).

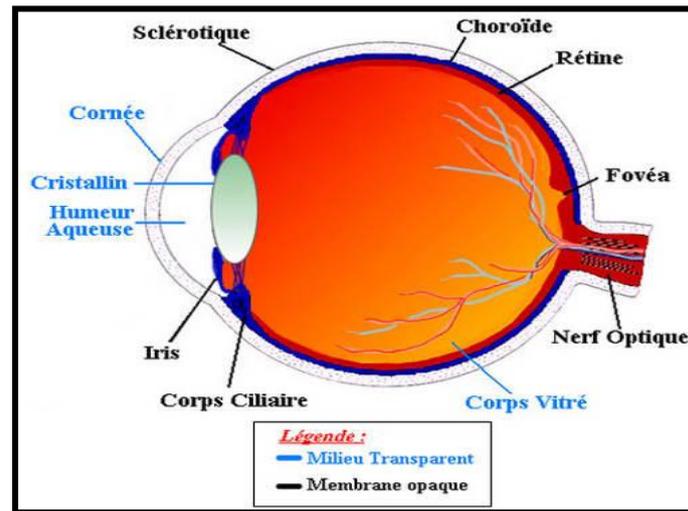


Figure 01 : Coupe schématique de l'œil, section antéro-postérieure (BROADWATER JJ et al, 2007).

L'œil est mobile et toute une gamme de muscle entre en action pour assurer son déplacement (Figure 02) (BOILEAU M J et GILMOUR M A, 2012).

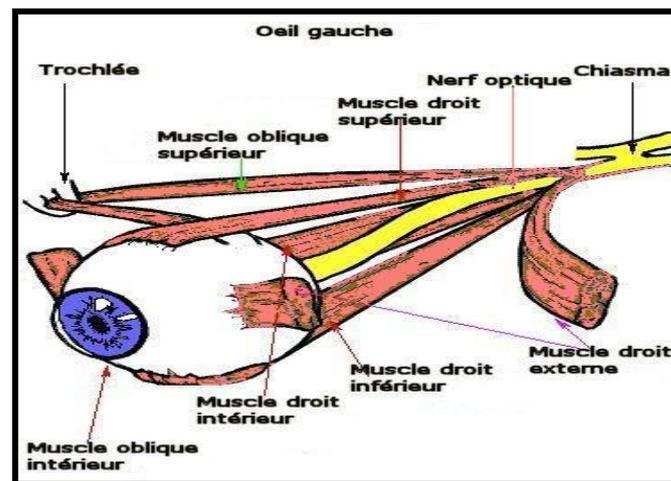


Figure 02 : Les muscles de l'œil (BOILEAU M J et GILMOUR M A, 2012).

I.2. Les annexes de l'œil :

I.2.1. L'orbite :

Les ovins ont une orbite incluse dans laquelle est logé le globe oculaire. La taille, la forme et la position de l'orbite sont étroitement associées à l'activité visuelle et au comportement de l'alimentation. En général, les ovins ont des yeux qui sont localisés plus

latéralement sur le crâne et ont la plupart du temps la vision monoculaire (SAMUELSON D A, 2007).

1.2.2. Les paupières :

Ce sont des replis de peau, un inférieur et un supérieur, qui peuvent se fermer pour protéger les yeux contre toute agression extérieure (DYCE K M et al, 1996).

La membrane nictitante (la troisième paupière) est localisée ventromédialement entre la paupière inférieure et le globe (SAMUELSON D A, 2007).

1.2.3. La conjonctive :

C'est une fine membrane protectrice et transparente qui se replie pour couvrir la sclérotique et relier les deux replis des paupières (BOILEAU M J et GILMOUR M A, 2012).

1.2.4. Le système lacrymal :

Le système lacrymal comprend la glande lacrymale orbitale (située sur le mur dorsolatéral de l'orbite) (PRINCE J H et al, 1960), la glande de la troisième paupière, les glandes accessoires de *krause* et de *wolfring*, les glandes de *zeis*, les glandes tarsiennes et le système nasolacrimal de canaux (SAMUELSON D A, 2007).

La sécrétion salée de ces glandes, les larmes, lubrifie la partie antérieure du globe oculaire quand les paupières sont fermées et permet l'évacuation de toutes les particules de poussière ou d'autres corps étrangers de la surface de l'œil (DYCE K M et al, 1996).

Contrairement aux bovins, les ovins ont des lysozymes et des enzymes antibactériennes dans leurs larmes (BRIGHTMAN A H et al, 1991).

CHAPITRE II :

GENERALITES SUR LES KERATOCONJONCTIVITES

INFECTIEUSES DES OVINS

I. Définition:

La kératoconjunctivite infectieuse des ovins (K.C.I.O) est également connue sous les noms suivants: ophtalmie infectieuse ou contagieuse, conjunctivite folliculaire, maladie des yeux rouges (CLERC B, 1997) ou pinkeye (JANSEN B D et al, 2006).

C'est une maladie contagieuse, inoculable, affectant les yeux des ovins, caractérisée cliniquement par une inflammation conjonctivale et cornéenne aiguë à tendance abcédative et ulcérate, due à l'intervention de plusieurs agents infectieux, mais seulement deux, *Mycoplasma conjunctivae* et *Chlamydia pecorum* sont considérés comme des agents étiologiques primaires de cette maladie (NEITFELD J C, 2001; TROTTER S L et al, 1977).

D'autres germes peuvent être aussi incriminés : *Acholéplasma oculusi (oculi)*, *Mycoplasma arginini*, *Moraxella (Branhamella) ovis*, *Moraxella bovis*, *Escherichia coli* et *Staphylococcus aureus* (JEANNE B P, 2004).

II. Répartition géographique:

Elle est mondiale (JANSEN B D et al, 2006; JONES G E, 1991).

III. Importance :

L'influence de la kératoconjunctivite infectieuse sur la santé des moutons est généralement faible dans les troupeaux infectés, les symptômes sont modérés ou absents chez les adultes, et même chez les agneaux. On observe habituellement des manifestations liées aux symptômes graves dans les troupeaux naïfs, qui sont touchés pour la première fois. (NAGLIC T et al, 2000 ; BASS E J et al, 1977)

Sur le plan économique, la kératoconjunctivite infectieuse ovine présente une réelle importance car le rendement des animaux atteints diminue à cause de l'anorexie (ÅKERSTEDT J et HOFSHAGEN M, 2004).

IV. Epidémiologie :

Cette affection est observée plus ou moins fréquemment durant toute l'année ; cependant elle apparaît avec une incidence marquée durant les mois chauds et ensoleillés affectant surtout les animaux au pâturage (NICOLET J et FEUNDT E A, 1975). L'infection se transmet facilement par contact dans les troupeaux à forte densité animale. Il est possible que la maladie soit aussi transmise par l'intermédiaire des insectes et que son apparition soit favorisée par les rayons ultraviolets (JEANNE B P, 2004).

La plus part des germes causales de cette maladie étant peu résistants dans le milieu extérieur, les réservoirs infectieux seront principalement les ruminants domestiques et sauvages (JEANNE B P, 2004).

La kératoconjunctivite infectieuse ovine survient à tous les âges. La morbidité est généralement plus élevée chez les jeunes (jusqu'à 70-80 %) que chez les adultes, sans qu'il y'ait de mortalité. Il est relativement fréquent d'observer une récurrence des troubles à l'intérieur d'un même troupeau, à intervalles irréguliers (quelque semaines à quelque mois), lors de ces nouveaux épisodes, le taux de morbidité est généralement plus réduit. Des animaux apparemment guéris ou encore jamais malades sont alors touchés (CLERC B, 1997).

V. Etiologie générale :

Pour mieux comprendre l'étiologie de la kératoconjunctivite infectieuse ovine nous avons jugé utile de mentionner les agents infectieux et les facteurs prédisposants supposé provoquer ou conditionner ce syndrome oculaire.

V.1. Causes prédisposantes :**V.1.1. Facteurs intrinsèques liées à l'animal :**

- **Age :**

Il est rapporté que dans les troupeaux de mouton où apparaît la première fois la kératoconjunctivite infectieuse les animaux de tout âge sont affectés. Dans un élevage contaminé, la fréquence reste la plus élevée dans les effectifs les plus jeunes vu qu'ils sont les plus réceptifs (GIACOMETTI M et al, 2002 ; DEGIORGIS M et al, 2000 ; GAUTHIER D, 1994 ; CATUSSE M, 1982 ; RATTI P, 1967).

Ce fait semble lié à l'état d'immunité locale qui s'installe après l'infection chez les animaux guéris (DEGIORGIS M, 2000).

- **Sexe :**

D'après les études de (GIACOMETTI M et al, 2002 ; DEGIORGIS M et al, 2000 ; GAUTHIER D, 1994 ; CATUSSE M, 1982 ; RATTI P, 1967), il a été constaté que l'incidence de la maladie et la sévérité des lésions étaient nettement plus élevées chez les femelles que chez les mâles.

V.1.2. Facteurs extrinsèques :

En raison des graves épizooties naturelles et de l'augmentation de la morbidité durant les mois les plus chauds et ensoleillés, un certain nombre d'agent (physiques, mécaniques et nutritionnels) a été considéré comme favorisant ou aggravant l'infection.

V.1.2.1. Rôle des agents physiques :

- **La lumière solaire :**

D'après EGWU(1989), l'irradiation ultra-violette joue un rôle favorisant dans l'apparition de la kératoconjunctivite infectieuse chez les ovins comme dans le cas de la kératoconjunctivite infectieuse des bovins.

Chez les bovins, des expériences d'irradiation avant inoculation de *Moraxella bovis* à (effectuées à l'aide des rayons ultra-violets émis par des lampes solaires pendant une durée variable allant de 5 à 30 minutes par jour sur les yeux des veaux sains à une distance de 61 cm) déterminent un érythème puis un érythème avec cornée voilée qui s'opacifie pour laisser apparaître au bout de 30 jours d'irradiation une conjunctivite avec une cornée opaque. L'œil redevient normal au bout de 9 jours (HUGHES D F et PUCB G W, 1970).

Le syndrome s'observe plus facilement et évolue plus rapidement lorsque l'inoculation de *Moraxella bovis* est pratiquée juste après l'irradiation (COLLARD, 1977 ; HUGHES D F et PUCB G W, 1970).

Ainsi donc, le rôle prédisposant et aggravant des irradiations aux ultra-violets dans les kératoconjunctivite infectieuse ovine semble irréfutable (EGWU GO et al, 1989) mais ne reste cependant valable que pour les saisons chaudes et ensoleillées puisque l'on signale dans de nombreux rapports des épizooties d'hiver (BRIAN D. JANSEN et al, 2006; ÅKERSTEDT J. ET HOFSHAGEN M., 2004).

V.1.2.2. Rôle des agents mécaniques :

- **Les insectes :**

Les mouches et les lépidoptères ophtalmiques du genre *Musca*, *Hydrotaea*, *Morellia* et *Polietes* qui augmentent en été, peuvent favoriser l'installation de l'infection par les traumatismes qu'ils engendrent à la conjonctive et à la cornée lorsqu'ils viennent se nourrir sur l'exsudat lacrymal (DEGIORGIS M.-P et al, 1999).

- **Les poussières et les hautes herbes :**

L'importance des poussières transportées par le vent et les hautes herbes dans le traumatisme de la cornée a été démontrée. Ainsi par leur action irritative sur la cornée elles

préparent incontestablement le terrain pour l'implantation d'une infection secondaire et l'apparition d'une kératoconjunctivite infectieuse (BROWN J. F et T. H. ADKINS, 1972).

- **Les parasites :**

Le rôle favorisant de *Thelazia californiensis* (le ver d'œil) (PICKETT JP, 1999 ; ENGLISH RV ET NASISSE MP, 1996), des larves de *Oestrus ovis* et d'*Elaeophora Shneideri* dans l'apparition des kératoconjunctivite infectieuse ovine a été discuté et démontré (PICKETT JP, 1999). Leur possibilité d'endommager la conjonctive et la cornée favorise l'implantation d'une infection (PICKETT JP, 1999).

V.1.2.3. Rôle des agents nutritionnels :

Parmi les agents nutritionnels, le rôle de la vitamine A a été évoqué en raison de ses propriétés thérapeutiques qui se justifient dans le cas de kératoconjunctivite infectieuse (COLLARD P, 1977) et les lésions oculopathiques caractéristiques qui s'observent sur les animaux carencés en cette vitamine. On pense que l'avitaminose A peut favoriser le traumatisme et l'infection (CLERC B, 1997; COLLARD P, 1977; BLOOD D.C. ET ANDERSON J.A., 1976).

V.2. Les causes déterminantes :

L'étiologie de la kératoconjunctivite infectieuse ovine est très diverse ; un pouvoir pathogène primaire a été démontré pour deux germes : *Mycoplasma conjunctivae* et *Chlamydia pecorum*. Le rôle des autres agents infectieux est hypothétique. (CLERC B, 1997)

Certaines bactéries sont isolées plus fréquemment lors de kératoconjunctivite infectieuse ovine en comparaison avec des témoins sains. Il s'agit principalement de *Moraxella (Branhamella) ovis*. (J AKERSTEDT ET M HOFSHAGEN, 2004 ; DAGNALL, 1994 ; HANSSON et al, 1984 ; LINDQVIST, 1960).

Le rôle étiologique de *Moraxella (Branhamella) ovis* dans les kératoconjunctivite infectieuse ovine est encore controversé (J AKERSTEDT ET M HOFSHAGEN, 2004).

De ce fait, nous nous sommes proposés, tout en réservant dans notre travail une particulière importance à *Moraxella (Branhamella) ovis*.

V.2.1. Rôle des bactéries :

Les bactéries les plus fréquemment citées lors de kératoconjunctivite infectieuse ovine sont du genre : *Mycoplasma*, *Chlamydia*, *Rickettsia (Colesiota)*, *Listeria* et *Moraxella*.

- **Le genre *Mycoplasma* :**

Mycoplasma conjunctivae est considérée comme agent étiologique principal de la kératoconjunctivite infectieuse ovine (BELLOY L et al, 2003¹). En suisse, *Mycoplasma conjunctivae* est connue pour être la cause primaire de cette maladie (BELLOY L et al, 2003²).

Le rôle implicite de *Mycoplasma conjunctivae* est basé sur l'isolement fréquent de ce germe des yeux enflammés et sur des tentatives limitées d'induire la maladie oculaire prouvant expérimentalement que *Mycoplasma conjunctivae* est un agent responsable de la kératoconjunctivite infectieuse ovine épidémique (BAAS EJ et al, 1977).

D'autre *Mycoplasma* (*Mycoplasma arginini*, *Acholeplasma oculi* et *Mycoplasma ovipneumoniae*) sont isolées dans des cas de kératoconjunctivite infectieuse ovine (COTTEW GS, 1979).

- **Le genre *Chlamydia* :**

Chlamydomphila abortus et *Chlamydomphila pecorum* sont deux espèces du genre *Chlamydia*, qui cause les maladies chez les ovins. *Chlamydomphila abortus* a l'affinité pour le tractus génital et présente une cause importante d'avortement et d'orchite chez les ovins. (NEITFELD JC, 2001). *Chlamydomphila pecorum* est généralement isolé dans les tractus digestifs des ruminants. Il a été déterminé pour être la cause de Kératoconjunctivite et de polyarthrite, principalement dans les troupeaux de moutons (NEITFELD JC, 2001; RAMSEY DT, 1999 ; MOORE CP et WALLACE LM, 1993).

- **Le genre *Rickettsia (Colesiota)* :**

Colesiota conjunctivae c'est un membre de la famille des *chlamydiaceae*, et comme *Chlamydomphila pecorum*, il a été signalé pour provoquer la kératoconjunctivite infectieuse ovine, mais la documentation est rare. *Colesiota conjunctivae* anciennement était supposé être un *rickettsia* selon la base de son aspect morphologique (MOORE CP et WALLACE

LM,1993 ; KÖNIG CDW, 1983 ; CELLO RM, 1967). La bactérie n'a pas été mise en culture et a été identifiée que dans des frottis conjonctivaux (MOORE CP et WALLACE LM, 1993).

- **Le genre *Listeria* :**

En comparaison avec la forme encéphalique, les infections oculaires liées à *Listeria monocytogenes* chez les ovins semblent être d'occurrence rare (WALKER JK et MORGAN JH, 1993). La kératoconjunctivite listériale ou l'œil de l'ensilage est toujours associée à *Listeria monocytogenes* et à l'alimentation de l'ensilage (STARIC J et al, 2008 ; LAVEN RA et LAWRENCE KR, 2006 ; ERDOGAN HM, 1998; WATSON CL, 1989 ; BEE DJ, 1993 ; SARGISON N, 1993).

- **Le genre *Moraxella* :**

En 1960, LINDQVIST a démontré *Moraxella (Branhamella) ovis* dans la Kératoconjunctivite infectieuse ovine, mais il était incertain quant à son rôle étiologique ;

Moraxella (Branhamella) ovis a été isolé, le plus souvent, à partir des yeux portant des kératoconjunctivites que de ceux qui sont sains (HANSSON NE et al, 1984).

L'installation de *Moraxella (Branhamella) ovis* n'a pas induit la kératoconjunctivite, même après la scarification de la cornée (FAIRLIE G, 1966 ; SPRADBROW PB, 1971).

En 1994, DAGNALL a montré un type doux de *Moraxella (Branhamella) ovis*, isolé dans des cas cliniques de kératoconjunctivite qui a pu augmenter la sévérité des signes cliniques une fois présentés dans des yeux de mouton avec *Mycoplasma conjunctivae*.

V.2.2. Rôle des virus :

Une kératoconjunctivite grave, un kératocône, une opacification de la cornée et la cécité ont été signalés chez deux chèvres naturellement touchées par le virus de la rhinotrachéite infectieuse bovine (MOHANTY SB, et al, 1972). Le virus a été isolé à partir des sécrétions nasales des deux chèvres. Ces dernières ont présenté des signes cliniques d'une maladie respiratoire avant l'atteinte oculaire et toutes les deux ont par la suite récupéré (WYMAN M, 1983).

L'infection par le virus de la fièvre catarrhale du mouton peut causer une conjunctivite, blépharite et un œdème des paupières (WYMAN M, 1983).

Nous concluons que, La définition imprécise de différentes conditions inflammatoires incluses dans le syndrome de la kératoconjunctivite infectieuse ovine explique la confusion dans l'étiologie de cette maladie.

Toutefois, l'isolement plus fréquent de *Moraxella (Branhamella) ovis* lors des kératoconjunctivite infectieuse ovine démontre son importance dans le développement de la kératoconjunctivite infectieuse ovine.

VI. Transmission :

La kératoconjunctivite infectieuse ovine est fortement contagieuse dans les troupeaux (BAAS EJ et al, 1977), la transmission naturelle de cette maladie est assurée par les sécrétions oculaires (GIACOMETTI M et al, 2002), nasales et vaginales (GERHARDT RR et al, 1983).

La survie des agents causales de la kératoconjunctivite infectieuse ovine dans le milieu extérieur est très brève (GIACOMETTI M et al, 2002 ; GERHARDT RR et al, 1983).

La contagion peut s'effectuer directement par contact ou indirectement par l'intermédiaire d'agents vecteurs (GERHARDT RR et al, 1983).

VI.1. Contact direct :

La transmission intraspécifique de la kératoconjunctivite infectieuse n'exige pas des vecteurs. Elle se produit principalement ou exclusivement par le contact direct (LAAK EA et al, 1988).

D'après RYSER-DEGIORGS M-P ; INGOLD P ; TENHU H ; TEBAR AM ; RYSER A et GIACOMETTI M (données non publiées) la transmission interspécifique de la kératoconjunctivite infectieuse par contact direct entre les espèces *Caprinae* domestiques et sauvages est probablement possible. Mais elle est faible par ce que les contacts interspécifiques des corps sont rares.

VI.2. Contact indirect :**VI.2.1. Les insectes vecteurs :**

La transmission de la kératoconjunctivite infectieuse par les mouches et les lépidoptères ophthalmiques est possible (DEGIORGIS M-P et al, 1999 ; GOUWS JJ et al, 1995).

Quatre genres de la famille *Muscidae* ont été identifiés en tant que vecteurs potentiels lors de la kératoconjunctivite infectieuse ovine, qui sont : *Hydrotaea*, *Musca*, *Morellia* et *poletes* (DEGIORGIS M-P et al, 1999).

Les mouches sont susceptibles de jouer un rôle en tant que vecteurs auxiliaires, mais leur rôle pourrait être d'importance primaire dans la transmission interspécifique de la kératoconjunctivite infectieuse.

L'augmentation de la fréquence de la maladie durant les mois chauds coïncide avec l'apparition des insectes qui pullulent à cette période de l'année (GIACOMETTI M et al, 2002).

VI.2.2. Les aérosols :

Les gouttelettes d'aérosols provenant des sécrétions oculaires et nasales contaminées sont considérées comme un moyen possible de transmission et de diffusion de la maladie (MARÉ CJ et LOVEDAY RK, 1994 ; STÄRK K DC et al, 1998).

VII. Le maintien des agents infectieux de la K.C.I.O dans les populations hôtes :

La persistance de l'infection dans les populations animales est principalement déterminée par la capacité des agents pathogènes de maintenir son cycle de vie dans l'hôte, et par les caractéristiques de la population hôte telles que le nombre d'individus, le pourcentage des animaux susceptibles d'être touchés par cette maladie dans la population et l'interaction entre les animaux (THRUSFIELD M, 1995).

Une étude récente dans les alpes orientales de la Suisse a indiqué que l'infection de la kératoconjunctivite infectieuse n'est pas maintenue dans les troupeaux de chamois alpestre, ceci peut être due au contact limité entre les chamois de différents troupeaux et du fait que la persistance de l'infection chez les individus ne dépasse pas les six mois, comme il est montré chez les moutons (JANOVSKY M et al, 2001). Contrairement au chamois, la kératoconjunctivite infectieuse ovine est endémique et maintenue dans la population de mouton domestique (JANOVSKY M et al, 2001). La maladie peut se propager à d'autres troupeaux de moutons cliniquement sains, parce que les germes peuvent persister dans les sécrétions oculaires et nasales de 3 jusqu'à 6 mois après la guérison clinique apparente de la maladie (GIACOMETTI M et al, 2002 ; JANOVSKY M et al, 2001; HOSIE BO, 1989).

VIII. Les signes cliniques :

Les symptômes sont comparables quel que soit le germe : congestion et inflammation douloureuse des muqueuses oculaires (œil rouge) évoluant généralement vers la guérison en une dizaine de jours.

Quatre stades cliniques peuvent être observés lors de la kératoconjunctivite infectieuse ovine :

-Stade 1 : Hyperhémie des vaisseaux de la conjonctive, larmoiement, blépharospasme et forte congestion de la jonction sclérocornéenne (tendance à la formation d'un pannus). A ce stade on peut déjà observer une régression vers la guérison.

-Stade 2 : Inflammation de la cornée avec présence d'un pannus à partir de la jonction sclérocornéenne (kératite panneuse). A ce stade, on peut observer aussi une évolution vers la guérison.

-Stade 3 : La kératite devient plus purulente et on peut observer parfois une ulcération de la cornée (kératite ulcéreuse).

-Stade 4 : L'ulcère de la cornée se développe de façon centrifuge et peut entraîner une perte de la vision. Du pus peut être observé dans la chambre antérieure de l'œil (hypopion). La guérison est lente et l'on peut observer des séquelles au niveau de la cornée (opacification plus ou moins importante entraînant une cécité partielle ou totale) (JEANNE BP, 2004).

✓ ***Kératoconjunctivite infectieuse ovine due à *Mycoplasma conjunctivae* :***

Les signes cliniques classiques des infections mycoplasmiques oculaires sont : congestion conjonctivale, photophobie, blépharospasme et épiphora qui peut devenir mucopurulent (HOSIE BO, 1989 ; BAAS EJ et al, 1977 ; MCCAULEY EH et al, 1971). Dans certains cas, une neovascularisation cornéenne et une opacification commençant au limbe cornéen et progressant centralement peuvent se produire (HOSIE BO, 1989 ; EGWU GO et al, 1989 ; BAAS EJ et al. 1977). De temps en temps, l'accompagnement des follicules conjonctivaux peut être noté, chez les animaux sévèrement affectés ; les résultats peuvent inclure une uvéite antérieure (WHITLEY RD et ALBERT RA, 1984), un ulcère cornéen et une cécité temporaire ou persistante consécutive à l'opacité cornéenne intense (JANSEN BD et al, 2006 ; RAMSEY D T, 1999¹ ; GREIG A, 1989 ; MCCAULEY EH et al, 1971).

Généralement chez les caprins les cas de la kératoconjunctivite infectieuse mycoplasmique ne sont pas grave (WYMAN M, 1983). Les circonstances peuvent être bilatérales ou unilatérales (JANOVSKY M et al, 2001).

✓ ***Kératoconjunctivite infectieuse ovine due à *Chlamydophila pecorum* :***

Les signes oculaires initiaux de l'infection à *Chlamydophila* comprennent l'épiphora, la congestion conjonctivale et la chémosis. Avec le temps la décharge oculaire devient mucoïde à purulente, une inflammation s'étend de la sclère sur la cornée ayant pour résultat une néovascularisation cornéenne, une ulcération cornéenne peut rarement se produire (HOSIE BD, 2000 ; HOPKINS JB et al, 1973) et la formation de follicule dans la conjonctive devient importante (RAMSEY DT, 1999¹ ; MOORE CP et WALLACE LM, 1993 ; STEPHENSON EH et al, 1974 ; HOPKINS JB et al, 1973 ; CELLO RM, 1967). Les follicules lymphoïdes apparaissent au début en tant que petits, discrets, pales, des zones surélevés dans la conjonctive qui peu à peu agrandissent et fusionnent pour former des plis roses à rouges dans le fornix conjonctival inférieur. Ils peuvent faire saillie jusqu'à 8 à 10 mm pour remplir le fornix conjonctival et confluer avec les follicules sur la surface de la troisième paupière (HOPKINS JB et al, 1973).

La plupart des cas de kératoconjunctivite infectieuse d'origine Chlamydiales (environ 80%) montrent des lésions bilatérales et symétriques (RAMSEY DT, 1999¹ ; MOORE CP et WALLACE LM, 1993 ; STEPHENSON EH et al, 1974 ; HOPKINS JB et al, 1973). Les signes cliniques sont généralement plus grave chez les agneaux par rapport aux adultes, Malgré une forte morbidité associée (jusqu'à 90% des agneaux peuvent être infectés) (RAMSEY DT, 1999 ; MOORE CP, WALLACE LM, 1993) le taux de mortalité est généralement faible. En cas d'épidémie de kératoconjunctivite, environ 25% des animaux atteints, développent une polyarthrite (STEPHENSON EH et al, 1974). En raison de leur similitude des signes cliniques, l'infection causée par *Chlamydophila* chez les petits ruminants peut être indiscernable de celle causée par *Mycoplasma conjunctivae* (RAMSEY DT, 1999¹).

✓ ***Kératoconjunctivite infectieuse ovine due à *Moraxella (Branhamella) ovis* :***

Moraxella (Branhamella) ovis peut causer une conjunctivite bilatérale, épiphora, congestion des vaisseaux sanguins sclérales, photophobie, et néovascularisation cornéenne chez les ovins et les caprins (MOORE CP et WALLACE LM, 1993 ; BULGIN MS et

DUBOSE DA., 1982). Les caprins affectés par *Moraxella (Branhamella) ovis* ont également développé des follicules conjonctivaux transparents de 0,5 à 1 mm de taille (BANKEMPER KW et al, 1990). Seulement un petit nombre de moutons touchés développent une kératite (MOORE CP et WALLACE LM, 1993).

Le rôle de *Moraxella (Branhamella) ovis* comme agent pathogène primaire n'est pas clair, et la bactérie peut être essentiellement opportuniste des infections par d'autres organismes tels que *Mycoplasma conjunctivae* et *Chlamydia pecorum* (NAGLIC T et al, 2000 ; RAMSEY DT, 1999¹ ; HOSIE BO, 1989 ; GREIG A, 1989 ; FATIMA CTNI et MUTALIB AR, 1994) où peut contribuer à la gravité de la maladie (DAGNALL GJR, 1994). Les animaux de tout âge sont sensibles, mais les plus jeunes sont les plus fréquemment touchés (NAGLIC T et al, 2000).

✓ **Kératoconjunctivite infectieuse ovine due à *Listeria monocytogenes* :**

Les signes cliniques rapportés y comprennent le blépharospasme, l'œdème cornéen, hypopion, myosis et la conjunctivite catarrhale. La culture bactérienne d'écouvillons conjonctivaux a été utilisée pour confirmer le diagnostic (STARIC J et al, 2008).

Les lésions sont situées unilatéralement ou bilatéralement, mais la plupart des lésions sont unilatérales (ERDOGAN HM, 2010).

Une uvéite antérieure ou une inflammation de l'iris ont été rapportées chez des cerfs, des moutons et des bovins infectés par *L. Monocytogenes* (LAVEN RA et LAWRENCE KR, 2006 ; WELCHMAN DD et al, 1997 ; BEE DJ, 1993 ; BLOWEY RW, 1993 ; SARGISON N, 1993 ; WALKER JK et MORGAN JH, 1993 ; WATSON CL, 1989).

✓ **Des signes cliniques comparables :**

Un examen clinique des animaux permettra de vérifier l'absence de corps étrangers ou d'un entropion dans les cas individuels. Ce diagnostic sera plus difficile lors d'une atteinte du troupeau pouvant évoquer une maladie contagieuse (JEANNE BP, 2004). En effet, il peut s'agir d'une atteinte mécanique (PICKETT JP, 1999) ou traumatique (irritations dues au vent et aux poussières ou au sable) (JEANNE BP, 2004).

Enfin, certaines intoxications d'origine chimique (plomb) ou végétale (fougère grand aigle ou *pteridium aquilinum*) peuvent provoquer une cécité (VAN KAMPEN KR, 1971).

IX. Diagnostic :

Bien que rarement faite en pratique courante, le diagnostic peut être confirmé par l'isolement du germe ou sa mise en évidence sur des calques de cornée (JEANNE BP, 2004).

✓ ***Mycoplasma conjunctivae* :**

Le diagnostic de l'infection à *Mycoplasma* est basé sur les signes cliniques, la coloration IFA (indirect immunofluorescence assay) des frottis conjonctivaux et la culture positive des sécrétions lacrymales, du sang ou du lait (MOORE C P et WALLACE LM, 1993 ; HOSIE B O, 1989), les frottis conjonctivaux colorés au Giemsa peuvent révéler des organismes coccobacillaires et basophiles dans le cytoplasme des cellules épithéliales (MOORE CP et WALLACE LM, 1993 ; GREIG A, 1989 ; HOSIE BO, 1989). Des neutrophiles et des lymphocytes de la conjonctive et des cellules plasmatiques, ainsi que de l'épithélium nécrosé peuvent être également observées (MOORE CP et WALLACE LM, 1993).

Les résultats des cultures sont plus susceptibles d'être positif quand les prélèvements sont réalisés peu après l'apparition des signes cliniques (GREIG A, 1989) et placé immédiatement dans un milieu de transport de *Mycoplasma* (HOSIE BO, 1989). *Mycoplasma conjunctivae* peut être également détectée rapidement avec la technique de rt-PCR (real-time polymerase chain reaction) sur des échantillons d'écouvillonnage conjonctival (VILEI E M et al, 2007). Une technique ELISA (enzyme-linked immunosorbent assay) a été développée pour identifier les troupeaux ovins infectés (BELLOY L et al, 2001).

✓ ***Chlamydophila pecorum* :**

Au début de la maladie, l'examen microscopique des frottis conjonctivaux révèlent nombreux neutrophiles avec des lymphocytes et des cellules plasmatiques (HOPKINS JB et al, 1973). Les inclusions intracytoplasmiques de *Chlamydophila* sont basophiles (sur la coloration de Giemsa), généralement sont juxtanucléaire, et peut être trouvée dans environ le tiers des raclures d'œil (MOORE CP et WALLACE LM, 1993 ; HOSIE BO, 1989 ; WYMAN M, 1983 ; STEPHENSON EH et al, 1974 ; HOPKINS JB et al, 1973). Leur présence peut être également confirmée par le test IFA (indirect immunofluorescence assay) (NEITFELD JC, 2001).

La bactérie peut être cultivée à partir des frottis conjonctivaux ou de sang prélevé sur des moutons avec kératoconjunctivite et polyarthrite (STEPHENSON EH et al, 1974 ; HOPKINS JB et al, 1973 ; STORZ J et al, 1967). Les organismes sont plus susceptibles d'être trouvés en utilisant la culture ou des méthodes cytologiques au début de la maladie (GREIG A, 1989 ; CELLO RM, 1967). La technique de PCR peut également être utilisée pour l'identification finale.

Les études sérologiques tels que le test de fixation de complément (CFT) ont également été utilisés pour diagnostiquer l'infection à *Chlamydomphila* chez les petits ruminants (RAMSEY DT, 1999¹ ; MOORE CP et WALLACE LM, 1993 ; WILSMORE AJ et al, 1990 ; HOSIE BO, 1989 ; GREIG A, 1989 ; STEPHENSON EH et al, 1974 ; HOPKINS JB et al, 1973). Une multiplication par quatre ou plus entre les titres d'anticorps à la phase aiguë et la phase de convalescence des échantillons de sérum (prise deux semaines d'intervalle) identifié par CFT peut confirmer le diagnostic (HOSIE BO, 1989).

✓ ***Moraxella (Branhamella) Ovis :***

Une prédominance de diplocoque Gram négatif lors de la coloration des frottis conjonctivaux est suggestive d'une infection due à *Moraxella (Branhamella) ovis* ; cependant, la culture bactérienne doit être utilisée pour confirmer le diagnostic (BULGIN MS et DUBOSE DA, 1982).

Par ailleurs, *Moraxella (Branhamella) ovis* peut être isolé à partir des yeux des moutons sains et malades (RAMSEY DT, 1999¹ ; DAGNALL GJR, 1994¹ ; DAGNALL GJR, 1994² ; EGWU GO et al, 1989 ; GREIG A, 1989 ; HOSIE BO, 1989), mais il a été plus fréquemment isolé chez les moutons malades.

✓ ***Listeria monocytogenes :***

Les signes cliniques sont typiques et l'histoire de l'alimentation d'ensilage peut aider au diagnostic, mais le diagnostic exact est fondé sur la démonstration de *Listeria monocytogenes* dans les échantillons prélevés des yeux affectés.

Les techniques classiques ou moléculaires (par exemple : la PCR.) sont suffisantes pour détecter *Listeria* dans les matières affectés (ERDOGAN H M, 1998).

X. Pronostic :**X.1. Pronostic médical :**

Généralement favorable puisque les animaux atteints de la kératoconjunctivite infectieuse ovine évoluent sans traitement, vers la guérison naturelle en une dizaine de jours quelque soit l'agent causal (JEANNE BP, 2004). Cependant, en raison des complications possibles et des séquelles (cécité uni ou bilatérale), ce pronostic peut être grave pour certains animaux (JEANNE BP, 2004).

X.2. Pronostic économique :

Ce qui rend le pronostic économique sombre et grave ; ce sont les pertes économiques occasionnées lorsqu'un cheptel est atteint de la kératoconjunctivite infectieuse ovine, car la douleur causée par l'affection et la photophobie empêche les animaux de se nourrir correctement, et par la même compromet leurs performances (ÅKERSTEDT J et HOFSHAGEN M, 2004).

XI. Traitement :✓ ***Mycoplasma conjunctivae :***

La maladie peut disparaître complètement en quelques semaines sans traitement (EGWU GO et al, 1989; BAAS EJ et al, 1977 ; MCCAULEY EH et al, 1971). Cependant, l'immunité à *Mycoplasma* associée à une kératoconjunctivite est faible, et les rechutes chez les animaux individuels et la récurrence des épidémies dans les troupeaux sont fréquentes (JONES GE, 1983).

Les traitements systémiques par un antibiotique topique ont été recommandés (EGWU GO, 1992 ; BAAS EJ et al, 1977). La tylosine, l'oxytétracycline (10 à 20 mg/Kg par voie intramusculaire [IM] ou sous-cutanée [SC]), la chlortétracycline (80 mg/tête/jour dans l'alimentation) et la streptomycine ont été trouvés pour être efficace in vitro contre les isolats prélevés sur des moutons (EGWU GO, 1992). Une tétracycline topique seule (appliqué au moins une fois par jour pendant 5 ou 6 jours consécutifs) (GREIG A, 1989) ou en association avec la polymyxine B (BAAS EJ et al, 1977) est également rapportée comme étant efficace, en particulier lorsque les signes cliniques sont limités à la conjonctive.

L'administration sous-conjonctival de l'oxytétracycline est déconseillée car elle peut entraîner une grave réaction inflammatoire locale. Si une uvéite antérieure est également présente, des pommades à base de sulfate d'atropine sont indiquées. Une injection intramusculaire unique de l'oxytétracycline chez les agneaux infectés expérimentalement par *Mycoplasma conjunctivae* a réussi à améliorer l'état clinique des yeux, mais il ne supprime pas les bactéries de la sécrétion oculaire (HOSIE BD, GREIG A, 1995). Face à une épidémie de kératoconjunctivite infectieuse ovine l'utilisation prophylactique d'un oxytétracycline a longue durée d'action (20 mg/kg toutes les 72h, en IM ou SC) peut prévenir l'apparition des signes cliniques chez les autres membres du troupeau (GREIG A, 1989).

✓ ***Chlamydophila pecorum* :**

Le traitement de l'infection à *Chlamydophila* est comme décrit pour les infections mycoplasmiques. Un tétracycline a longue action est très efficace (RAMSEY DT, 1999¹ ; MOORE CP et WALLACE LM, 1993 ; HOSIE BO, 1989 ; WYMAN M, 1983). L'utilisation des antibiotiques par voie parentérale est nécessaire pour les agneaux qui ont des kératoconjunctivites chlamydiales, en raison de la possibilité d'une polyarthrite (HOSIE BO, 1989). L'administration intramusculaire de la tylosine représente une autre alternative aux régimes de tétracycline (SMITH MC et SHERMAN DM, 1994). Afin de réduire l'incidence et la sévérité de la maladie clinique associée à des épidémies de *chlamydophila*, le régime recommandé est l'administration du 150 mg à 200 mg de tétracycline/tête/jour dans l'alimentation (NEITFELD JC, 2001). Dans les cas simples, la maladie évolué spontanément vers la guérison dans 2 à 3 semaines (MOORE CP et WALLACE LM, 1993 ; HOPKINS JB et al, 1973 ; CELLO RM, 1967).

✓ ***Moraxella (Branhamella) ovis* :**

Le meilleur traitement de l'infection à *Moraxella (Branhamella) ovis* chez les caprins implique l'administration parentérale de tylosine pendant 5 jours combinés avec l'application locale de la bacitracine-néomycine-polymixine B pommade. L'injection de procaïne pénicilline G sous la conjonctive bulbaire a été recommandée dans le traitement des caprins touchés (BANKEMPER KW et al, 1990). Les animaux qui n'ont pas une atteinte de la cornée récupèrent dans les 48 heures (BULGIN MS et DUBOSE DA, 1982).

✓ *Listéria monocytogenes* :

La réponse à l'application locale de tétracycline seule semblait être faible. Lors de l'administration de l'ampicilline par voie parentérale, la résolution a été obtenue dans les 2 semaines de traitement, sans cicatrices résiduelles sur la cornée (WALKER JK et MORGAN JH, 1993).

•CONCLUSION :

Le traitement de la kératoconjunctivite infectieuse ovine consiste à lutter contre l'agent spécifique et les germes des surinfections d'où une antibiothérapie à large spectre (tétracycline, benzathine-cloxacilline, association spéramycine-oxytétracycline ...) : pommades ophtalmiques localement et/ou, pour réduire le nombre des interventions thérapeutiques, antibiothérapie par la voie générale (préparation à <<longue action>>). La pratique des injections sous-conjonctivales peut provoquer des réactions indésirables.

Si les principes actifs contenant des tétracyclines administrés par la voie parentérale peuvent permettre de lutter contre la chlamydomphile oculaire (et ainsi prévenir les séquelles de polyarthrite), il n'en est pas de même lors de mycoplasmoses due à *Mycoplasma conjunctivae* où l'élimination du germe est plus difficile (d'où les récurrences dans les élevages atteints).

XII. Prophylaxie :

La prophylaxie vise essentiellement à réduire les risques de contamination et de l'apparition de la kératoconjunctivite infectieuse ovine.

Les animaux malades doivent être isolés et traités pour empêcher la propagation de la maladie (MOORE CP et WALLACE LM, 1993).

Il faut se rappeler que certains animaux pourront rester porteurs de *Mycoplasma conjunctivae*, de *Moraxella (Branhamella) ovis* et de *Chlamydomphila pecorum* et servir ainsi des réservoirs de germes vis-à-vis des animaux sensibles, malgré l'amélioration observée après l'antibiothérapie (et l'apparition des anticorps spécifiques) (JEANNE BP, 2004). Par conséquent, l'isolement et, éventuellement, un traitement préventif avec une préparation <<longue-action>> de tétracycline sont préconisés pour les animaux nouvellement introduits dans le troupeau (MOORE CP et WALLACE LM, 1993).

XIII. Considérations générales pour la gestion de la kératoconjunctivite d'origine bactérienne :

XIII.1. Traitement :

La plupart des agents pathogènes bactériens des ovins et caprins sont sensibles à la tétracycline. Le traitement par l'association d'une tétracycline injectable à longue action (20 mg/kg, IM ou SC toutes les 72h) et une préparation ophtalmique de tétracycline (toutes les 6 à 8h) est généralement efficace pour la plupart des infections bactériennes (RAMSEY DT, 1999²).

Les pommades ophtalmiques sont généralement préférées aux collyres en raison de leur temps de contact prolongé et parce que moins de médicament susceptible d'être perdu dans les sécrétions oculaires (MELANIE J et al, 2012).

L'injection sous-conjonctivale d'antibiotiques peut être utilisée pour atteindre des concentrations initiales élevées de l'agent thérapeutique, mais elle ne doit pas être considérée comme un remplacement des applications d'antibiotique topiques (RAMSEY DT, 1999²).

Le volet de la troisième paupière peut être utilisé dans certains cas de kératite ulcéreuse comme un pansement ophtalmique temporaire (MELANIE J et al, 2012).

En présence de kératite ulcéreuse ouverte et une uvéite antérieure, des pommades à base de sulfate d'atropine est recommandée. Les stéroïdes sont contre-indiqués en cas d'ulcération de la cornée et doivent être évités jusqu'à la réépithélialisation cornéenne est survenue (WYMAN M, 1983).

L'enlèvement de la décharge oculaire est important pour prévenir la blépharite, la dermatite péri-oculaire, et la formation d'adhérences entre les paupières supérieures et inférieures, et pour améliorer la pénétration et la biodisponibilité des médicaments ophtalmiques (MAGGS DJ et al, 2008).

XIII.2. Contrôle et prévention :

En cas de kératoconjunctivite bactérienne présumée, plusieurs mesures de contrôle ont été suggérées pour réduire la propagation de la maladie.

Les animaux infectés et les animaux en contact direct avec eux doivent être complètement isolés du reste du troupeau pendant au moins 2 semaines (HOSIE BD, 2000) ou

plus (3 à 4 semaines), si possible. Alors que dans les quarantaines, les animaux cliniquement atteints et les animaux exposés doivent être traités et étroitement surveillés quotidiennement des signes cliniques de la maladie oculaire.

L'exposition à des irritants environnementaux comme les mouches, la poussière, le pollen et le vent devrait être évitée. Les pâturages doivent être tendus pour éliminer les longues tiges ou les mauvaises herbes et les graminées grossières.

La litière contaminée doit être enlevée, et les abreuvoirs et les mangeoires doivent être nettoyés et désinfectés.

Les animaux atteints peuvent avoir des déficits visuels et devraient être confinés ou maintenus à proximité des sources facilement accessibles d'aliment et d'eau (MELANIE J et al, 2012).

CHAPITRE III :
DONNEES BACTERIOLOGIQUE
SUR LES MORAXELLA

I. Définition :

Le genre *Moraxella* est composé de bactéries à Gram négatif, oxydase positive, asaccharolytiques, de formes polymorphes où cohabitent formes bacillaires, trapues et « dodues », et formes coccoïdes. Elles sont pour la plupart des « parasites » d'animaux à sang chaud (FRENEY J et al, 2007).

II. La taxonomie des *Moraxella* :

Comme pour de nombreux genres bactériens, la taxonomie de ce genre a subi de nombreuses modifications et demeure parfois relativement imprécise ou confuse aux non spécialistes. Certains de ses représentants, en particulier les espèces de formes coccoïdes, ont en effet été tour à tour regroupés dans le genre *Neisseria* (famille des *Neisseriaceae*) ou dans le genre *Branhamella*, genre qui a été à l'origine de la famille aujourd'hui disparue des *Branhamaceae*. Un survol succinct de sa taxonomie permet d'individualiser 5 périodes correspondant aux parutions chronologiques du « bergey's manual » depuis sa sixième édition en 1948.

Période 1 : Description de *Bacillus lacunatus* et naissance du genre *Moraxella*

Au cours de cette période qui s'étend de 1896 à 1948, date de la sixième édition du manuel de bergey, le genre *Moraxella* est classé dans la tribu des *Hemophileae* de la famille des *Parvobacteriaceae*. Quatre espèces principales y sont reconnues et deux espèces incertaines leur sont rattachées.

❖ *Moraxella lacunata*

Elle représente la première bactérie du genre décrite par MORAX en 1896, puis AXENFELD en 1897. Elle va porter diverses nomenclatures selon l'ouvrage historique et l'auteur auxquels on se rapporte. C'est en 1939 que LWOFF proposera la création du genre *Moraxella* en hommage à celui qui, le premier, a découvert le diplobacille de la conjonctivite. La nomenclature de *Moraxella lacunata* est alors définitivement adoptée pour cette espèce sérophile composée de petits diplobacilles, à hémolyse variable qui se distingue des autres bactéries voisines par son incapacité à croître sur milieu à la gélatine (FRENEY J et al, 2007).

❖ *Moraxella liquefaciens*

C'est la deuxième espèce de genre (reconnue comme telle jusqu'en 1948) décrite par PETIT en 1899 et qui se caractérise, au contraire de *Moraxella lacunata*, par sa faculté à liquéfier la gélatine (FRENEY J et al, 2007).

❖ *Moraxella bovis*

La paternité de la description de cette espèce reviendrait selon MURRAY (1948) à ALLEN qui l'aurait isolée en 1918 et proposée la première nomenclature de *Diplobacillus bovis*, terme repris par JONES et LITTLE (1923) à qui de nombreux auteurs attribuent plus nettement la description de la première souche de diplobacille de la kératoconjonctivite infectieuse bovine (FRENEY J et al, 2007).

❖ *Moraxella nonliquefaciens*

Espèce non hémolytique et non protéolytique, isolée à partir d'un ulcère cornéen et de crachats, elle fut initialement nommée *Bacterium duplex nonliquefaciens*, *Bacillus duplex non-liquefaciens* (MURRAY, E. D. G. 1948). Enfin *Moraxella duplex var. non liquefaciens* (AUDUREAU A, 1940).

Deux autres espèces seront décrites dans ce genre avec une position taxonomique dans le genre déjà discutable. L'une, *Moraxella lwoffii* (AUDUREAU A, 1940), est rattachée au genre en raison du fait que, morphologiquement semblable aux diplobacilles précédents, elle est également parfois isolée de conjonctivite. En fait, au plan bactériologique, rien ne semble la distinguer de *Moraxella nonliquefaciens*. L'autre, *Moraxella josephi*, connue également sous les noms de *bacillus duplex josephi* par SCARLETT (1916), *Bacillus josephi* par AUDUREAU A(1940)ou *Moraxella duplex josephi* par LWOFF A (1939) est en fait une bactérie à Gram positif (FRENEY J et al, 2007).

Période 02 : 1948-1957 Circonscription du genre *Moraxella* à 3 espèces.

Le genre *Moraxella* est basculé dans la famille des *Brucellaceae*, le terme de tribu disparaît de la nomenclature, de même que la famille des *Parvobacteriaceae* (MURRAY, E. D. G. 1948). Le genre est désormais restreint aux 3 espèces suivantes : *Moraxella*

lacunata, *Moraxella bovis* et *Moraxella liquefaciens*. Tout semble indiquer qu'il s'agit d'une classification d'attente puisque *Moraxella nonliquefaciens*, *Moraxella lwoffii* et *Moraxella josephi* disparaissent sans raison de la systématique bactérienne, du fait probablement de la rareté de leur isolement.

Les deux espèces *Moraxella saccharolytica* décrite par FLAMM (1956) et *Moraxella anatipestifer* de BRUNNER et FABRICANT (BØVRE K, 1967) sont considérées par la plupart des auteurs comme étant de genre erroné. *Moraxella anatipestifer* initialement citée dans le genre *Pasteurella* par CARTER (1984) est aujourd'hui basculée dans le genre *Riemerella*.

Période 03 : 1957-1974

Le genre *Moraxella*, désormais étudié par des tests de transformation génétique (HENRIKSEN et BØVRE, 1968 ; BØVRE K, 1967 ; CATLIN, B. W. 1964), bascule dans la famille des *Neisseriaceae*. Par ailleurs le genre *Branhamella* est proposé pour individualiser les espèces à formes coccoïdes, en particulier *Branhamella catarrhalis*. Les espèces bacillaires *Moraxella phenylpyruvica* et *Moraxella osloensis* sont nouvellement décrites (BØVREK et HENRIKSEN S D, 1967¹ et ²). *Moraxella liquefaciens* et *Moraxella lacunata* deviennent une seule et même espèce. Deux espèces incertaines y sont placées : *Moraxella urethralis* et *Moraxella kingii*.

Période 04 : 1974-1984

Le genre *Moraxella* maintenu dans la famille des *Neisseriaceae*, est cette fois subdivisé en deux sous genres : *Moraxella* et *Branhamella*. Le sous genre *Moraxella* regroupera les espèces bacillaires tandis que le sous genre *Branhamella* regroupera 4 espèces coccoïdes, encore appelées fausses neisseries [*Branhamella catarrhalis* (espèce type), *Branhamella caviae*, *Branhamella cuniculi* et *Branhamella ovis* (originellement nommée *Neisseria ovis*, elle a été initialement isolée par LINDQUIST (1960) chez des ovins atteint d'une affection ressemblant à la kératoconjonctivite des bovins)]. *Moraxella urethralis*, espèce incertaine, reste classée dans le genre *Moraxella* en attente d'une reclassification (FRENEY J et al, 2007).

Période 05 : Depuis 1984 : taxonomie moléculaire et phylogénétique des *Moraxella*.

Les *Moraxella* étudiées par le séquençage de la sous-unité 16S de l'ADN ribosomal se trouvent dans la branche de la classe des *Proteobacteria* (STACKBRANDT et al, 1998) et leur nomenclature, sans cesse remodelée au gré des études et des auteurs, connue des variations parfois à l'origine de confusion chez les non spécialistes. Ainsi, bien que les noms de *Moraxellaceae* (ROSSEAU et al, 1991) et *Branhamaceae* (CATLIN B W, 1991) aient été simultanément proposées en 1991, seule la famille des *Moraxellaceae* reste en usage pour regrouper un ensemble bactérien très disparate au plan bactériologique. Cette nouvelle délimitation proposée à partir d'hybridations ARNr /ADN (ROSSEAU R et al, 1991) a été récemment confirmée par d'autres auteurs (PETTERSSON B et al, 1998) sur la base du séquençage de la sous unité 16S de l'ARNr. Parallèlement à ces changements taxonomiques, les nouvelles espèces *Moraxella caprae* (KODJO et al, 1995), *Moraxella boevrei* (KODJO et al ,1997), *Moraxella canis* (JANNES et al 1993) et *Moraxella lincolnii* (VANDAMME et al 1993) y ont été décrites (JUNI E et BØVRE K, 2005). Plus récemment, l'espèce *Moraxella oblonga* y a été transférée depuis le genre *Alysiella* (XIE CH et YOKOTA A, 2005).

En 2002, des nouvelles souches ont été découverts chez des bovin présentant des signes cliniques de kératoconjonctivite infectieuse les caractères phénotypiques permettent de caractériser ces nouvelles souches si bien que ANGELOS, J. A., SPINKS, P. Q., BALL, L. M. & GEORGE, L. W. proposent de les placer dans une nouvelle espèce, *Moraxella bovoculi*, dont la nomenclature a été validement publiée le 5 avril 2005 (ANGELOS J A et al, 2007).

Le 14 avril 2009, VELA, A. I., ARROYO, E., ARAGON, V., SANCHEZ-PORRO, C., LATRE, M. V., CERDA-CUELLAR, M., VENTOSA, A., DOMINGUEZ, L. & FERNANDEZ- GARAYZABAL, J. F. Valident la publication de *Moraxella pluranimalium* pour une souche bactérienne isolée du mouton et trois souches isolées du porc (VELA A I et al. 2009).

En 2010, neuf souches bactériennes ont été isolées des porcs affectés par différentes pathologies. Les caractères phénotypiques et génotypiques de ces nouveaux isolats permettent de les classer dans le genre *Moraxella*. Les nouveaux isolats ont pu être distingués des autres espèces identifiées du genre *Moraxella* par les tests physiologiques et

biochimiques. Sur la base des données phénotypique et moléculaires, les neuf nouveaux isolats des porcs représentent une nouvelle espèce dans le genre *Moraxella*, pour la quelle le nom *Moraxella porci* a été proposé (VELA A I et al, 2010).

A l'heure actuelle, après le transfert de *Moraxella phenylpyruvica* dans le genre *Psychrobacter* sous la dénomination de *Psychrobacter phenylpyruvicus* (BOWMAN J P et al, 1996) le genre *Moraxella* comprend donc les 17 espèces suivantes :

Moraxella lacunata (espèce type),

Moraxella atlantae

Moraxella boevrei

Moraxella bovis (comprend les souches dénommées *Moraxella equi*)

Moraxella bovoculi

Moraxella canis

Moraxella caprae

Moraxella (Branhamella) catarrhalis

Moraxella (Branhamella) caviae

Moraxella (Branhamella) cuniculi

Moraxella lincolnii

Moraxella nonliquefaciens

Moraxella oblonga

Moraxella osloensis

Moraxella (Branhamella) ovis

Moraxella pluranimalium

Moraxella porci

(VELA A I et al, 2010).

III. Caractères généraux des *Moraxella* :

III.1. Morphologie générale :

Les *Moraxella* sont sous forme de bâtonnets de taille moyenne pouvant présenter des formes très courtes ou coccoïdes (même chez les véritables espèces bacillaires) et des formes longues, dodues d'environ 0,8 à 1,2 micron mètres de dimensions. La présence de ces formes coccoïdes, caractéristiques des espèces anciennement dénommées *Branhamella*, est souvent source de confusion chez les autres *Moraxella* (FRENEY J et al, 2007). Dans ce cas, de faibles concentrations de pénicilline permettront de mettre en évidence la forme bacillaire (CATLIN B W, 1976). Les extrémités sont à peu près arrondies, mais parfois, dans les chaînettes, elles peuvent être rectangulaires. Elles apparaissent habituellement par paires (diplobacilles), généralement non capsulées, non sporulées, et immobiles (on a décrit une forme de mobilité par glissement sur des surfaces solides [gliding bacteria] difficilement observable en routine au laboratoire). Elles sont négatives à la coloration de Gram. Cependant, certaines souches peuvent apparaître faussement positives (AVRIL J L et al, 1992).

III.2. Habitat des *Moraxella* :

Toutes les *Moraxella* sont des saprophytes ou des parasites usuels des muqueuses respiratoires et ou génitale de l'homme et des animaux à sang chaud (AVRIL J L et al, 1992). Leur survie dans le milieu extérieur est très brève, cependant elles peuvent être mécaniquement véhiculées par les mouches. Ce processus semble être la voie de dissémination majeure des *Moraxella* (GERHARDT R R et al, 1983).

III.3. Caractères cultureux :

De façon générale, la culture de toutes les *Moraxella* peut être obtenue sur une gélose au sang de mouton ou de cheval à 5%. Certaines souches à croissance difficile, en particulier celles des espèces de *Moraxella lacunata* et *Moraxella atlantae* ont une meilleure croissance sur gélose au sang cuit. Les bouillons à base de cœur cerveau ou de milieu de Mueller Hinton, ce dernier supplémenté avec 5% d'extrait de levure, permettent également la croissance de la majorité des espèces (AVRIL J L et al, 1992). La croissance des souches difficiles (elles ne sont pas rares) peut être améliorée par addition de sérum. Il n'y a pas de milieux sélectifs décrits pour l'isolement de ces espèces. Les cultures se feront de préférence en atmosphère humide à 35°C. Le CO₂ n'est pas nécessaire, néanmoins il

améliore la croissance de *Moraxella lacunata*. En effet, certaines souches de *Moraxella nonliquefaciens* ne cultivent pas à 37°C en atmosphère sèche, pour cette raison, il convient de réduire la température d'incubation à 35°C voire 33°C même en atmosphère humide (FRENEY J et al, 2007). Sur les géloses, les colonies sont translucides à grises, convexes, à bords nets ou crénelés (souches possédant des fimbriae). Généralement petites en 24 heures (0,1 à 0,2 mm) elles peuvent atteindre un diamètre de 3 mm en 48 heures ou plus. Sur gélose au sang, une auréole d'hémolyse est observée pour les espèces hémolytiques (*Moraxella bovis*, *Moraxella caprae*, *Moraxella (Branhamella) ovis*, et *Moraxella (Branhamella) caviae*). A la température du laboratoire, la survie des *Moraxella* est de courte durée et il n'est pas rare de perdre certaines souches à cette occasion. Il convient donc de les transférer aussi vite que possible à - 70°C (bouillon cœur cerveau à 15% de glycérine) ou mieux de les lyophiliser, ce qui permet de mieux conserver les appendices (fimbriae) observés sur les souches fraîchement isolées. (FRENEY J et al, 2007).

III.4. Caractères biochimiques :

III.4.1. Identification du genre :

L'identification des *Moraxella*, bacilles ou cocci à Gram négatif, immobile, repose sur les caractéristiques suivantes :

- ✓ aérobies stricts ;
- ✓ métabolisme oxydatif ;
- ✓ positifs au test à l'oxydase (le tétraméthyl paraphénylène diamine, préparé extemporanément est de meilleure sensibilité) ;
- ✓ catalase généralement positive ;
- ✓ inertes sur les hydrates de carbone.

(AVRIL J L et al, 1992; FRENEY J et al, 2007).

III.4.2. Identification des espèces :

Sur les systèmes d'identification miniaturisés, seules les 3 espèces *Moraxella (Branhamella) catarrhalis* (API NH), *Moraxella lacunata* (API NE, ID32 GN) et *Moraxella osloensis* (ID32 GN) sont répertoriées et peuvent être correctement identifiées. L'identification de *Moraxella nonliquefaciens* y est également possible, à condition d'y

associer des tests complémentaires (FRENEY J et al, 2007). Pour toutes les autres espèces, des clés d'orientation sont données dans le tableau I (VELA A I et al, 2010 ; VELA A I et al. 2009 ; ANGELOS J A et al, 2007 ; FRENEY J et al, 2007). Les principaux caractères permettant de différencier entre les espèces du genre *Moraxella* isolées de l'animal sont indiqués dans le tableau II (VELA A I et al, 2010 ; VELA A I et al. 2009).

IV. Particularités de *Moraxella ovis* :

IV.1. Identification différentielle avec les autres *Moraxella* :

Les problèmes d'identification et de différenciation que pose *Moraxella ovis* avec les autres *Moraxella* trouvent leurs réponses dans certains nombre de caractéristiques (voir tableau I et II).

IV.2. Pouvoir pathogène naturel :

De façon générale, à l'exception de *Moraxella lacunata*, de *Moraxella bovis* et de *Moraxella (Branhamella) catarrhalis* impliquées dans des processus pathologiques bien caractérisés, le pouvoir pathogène de la majorité des autres espèces a été longtemps considéré comme faible. Cependant de nombreuses publications récentes relatent l'isolement de plus en fréquent de certaines espèces au cours de divers troubles d'origine infectieuse. Lorsqu'elles sont impliquées dans des processus pathologiques, les souches incriminées sont bien souvent porteuses de pilis ou fimbriae leur permettant de se fixer à la surface des muqueuses, notamment de la conjonctive oculaire (FRENEY J et al, 2007).

Moraxella (Branhamella) ovis, elle a été initialement isolée par LINDQUIST (LINDQUIST K, 1960) chez des ovins atteints d'une kératoconjunctivite. Ultérieurement, elle fut isolée dans d'autres espèces animales saines ou atteintes de la même affection, en particulier chez les bovins (ELAD et al, 1988) et les chèvres (MENOUEI et al, 1988). Dans les conditions naturelles, cette bactérie exclusivement animale n'interviendrait pas comme déterminant primaire de l'infection. Sa présence dans la flore nasale et oculaire d'animaux sains suggère qu'elle pourrait intervenir secondairement à l'existence des facteurs (*Chlamydia* et/ou *Mycoplasma bovoculi* et *Mycoplasma conjunctivae*) prédisposant à l'infection (ROSENBUCH R F et OSTLE A G, 1986).

Tableau I : propriétés phénotypiques différentielles des espèces du genre *Moraxella*(FRENEY J et al, 2007 ; ANGELOS J A et al, 2007 ; VELA A I et al. 2009 ; VELA A I et al, 2010)

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17
Morphologie	R	R	SR	C	C	R	C	C	C	R	CR	R	C	R	C	C	C
Mobilité	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Catalase	+	(+)	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Oxidase	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Croissance sur Mac Conkey	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	NT	-	NT	V	-	-	-
Acidification du glucose	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-
Croissance sur milieu minimal ^a	-	-	-	-	(+)	-	-	-	-	-	NT	-	NT	+	-	-	-
Hémolyse	-	+ ^b	+	+	+	+	-	W	-	-	-	-	NT	-	(+)	-	-
Réduction des nitrates	-	(-)	+	(+)	+	+	(+)	+	-	+	-	+	-	(-)	+	-	V
Liquéfaction de la gélatine	-	+	+	W	-	-	-	-	-	+	-	-	+	-	-	-	-
Activité DNase	-	-	-	-	(+)	-	+	(-)	-	-	-	-	NT	-	(-)	-	-
Protéolyse sur Löffler	-	+	+	-	-	-	-	-	-	+	-	-	NT	-	-	-	-
Production d'indole	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	NT	-	NT	-	-	-	-
Phénylalanine deaminase	NT	-	-	NT	-	-	-	-	-	-	-	-	NT	-	-	NT	-
Hydrolyse du Tween 80	-	+	+	(+)	-	+	-	-	-	+	-	-	NT	-	-	-	-
Activité phosphatase alcaline	+	-	-	+	+	-	+	+	+	+	-	-	NT	+	+	-	-
Activité estérase	+	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+	NT	+	+	+	+
Activité phosphatase acide	+	W	-	-	-	-	-	-	W	W	-	-	NT	+	-	-	-
G+C (mol%)	46,5-47,5	41-44,5	41-41,5	NT	45,5-49,6	40-41,5	40-43	44,5-47,5	46,5-47,5	40-44,5	44	40-44	40,5	43-46	44,5-46,5	46,4	46,6

1 : *M. atlantae* ; 2 : *M. bovis* ; 3 : *M. boevei* ; 4 : *M. bovocoli* ; 5 : *M. canis* ; 6 : *M. caprae* ; 7 : *M. (B.) catarrhalis* ; 8 : *M. (B.) caviae* ; 9 : *M. (B.) cuniculi* ; 10 : *M. lacunata* ; 11 : *M. lincolni* ; 12 : *M. nonliquefaciens* ; 13 : *M. oblonga* ; 14 : *M. osloensis* ; 15 : *M. (B.) ovis* ; 16 : *M. pluranimalium* ; 17 : *M. porci*.

^a : Milieu minimal à l'ammonium et à l'acétate ;

^b : Les souches de *M. equi*(appartenant à l'espèce *M. bovis*) ne présentent pas ce caractère.

C : Cocci ; R : Bacilles ; S : Court ; + : Réaction positive ; - : Réaction négative ; W : Faible réaction ; (+) : Positive pour la majorité des souches ; (-) : Négative pour la majorité des souches ; NT : non testé.

Tableau 02 : Les principaux caractères permettant de différencier entre les espèces du genre *Moraxella* isolées de l'animal (VELA A I et al. 2009 ; VELA A I et al, 2010).

	<i>Moraxella boeveyi</i>	<i>Moraxella bovis</i>	<i>Moraxella bovoculi</i>	<i>Moraxella canis</i>	<i>Moraxella caprae</i>	<i>Moraxella caviae</i>	<i>Moraxella cuniculi</i>	<i>Moraxella equi</i>	<i>Moraxella oblonga</i>	<i>Moraxella ovis</i>	<i>Moraxella plurimimata</i> _m	<i>Moraxella porci</i>
Morphologie	cB	B	C	C	B	C	C	B	C	C	C	C
Hémolyse	+	+	-	+	+	+	-	-	NT	-	-	-
Tolérance à 3% de NaCl	+	+	+	+	+	+	-	+	NT	+	-	V
Tolérance à 5% de NaCl	-	-	+	+	+	-	-	-	NT	+	-	-
Croissance à 42°C	-	-	-	+	-	+	+	-	NT	+	-	+
Réduction des nitrates	+	+	+	+	-	-	-	-	-	+	-	V
Assimilation du glucose	NT	NT	-	-	NT	NT	-	-	NT	NT	+	-
DNase	-	-	-	+	-	-	-	-		-	-	-
Gélatinase	-	+	F	-	-	-	-	+	+	-	-	-
Phosphatase alcaline	-	-	+	+	-	+	-	+	NT	+	-	-
Phosphatase acide	-	-	-	-	-	-	+	-	NT	-	-	-
Estérase (C4)	+	+	+	+	+	-	+	+	NT	+	+	+
Lipase (C14)	+	-	-	-	-	-	-	-	NT	-	-	-
Naphtol-AS-BI phosphohydrolase	-	-	-	-	-	-	-	-	NT	-	+	+

B : bacille ; C : coque ; cB : court bacille ; + : réaction positive ; - : réaction négative ; V : variable selon la souche ; F : réponse faiblement positive ; NT : non testé.

Nous concluons donc que les souches de *Moraxella ovis* sont constituées de coques à Gram négatif, immobile, catalase positive, oxydase positive et ne se cultivent pas sur gélose de Mac Conkey.

Une croissance est observée à une température de 42°C.

Dans un bouillon cœur-cerveille, la croissance n'est pas entravée par 3% et 5% de NaCl.

Sur gélose Colombia au sang du mouton, la majorité des souches de *Moraxella ovis* présentent une zone d'hémolyse.

Une réponse positive est obtenue avec les tests réduction des nitrates, phosphatase alcaline et estérase (C4).

Une réponse négative est notée pour les tests suivants : DNase, gélatinase, phosphatase acide, lipase (C14), Naphtol-AS-BI phosphohydrolase, acidification du glucose, protéolyse sur Lôffler, production d'indole, phénylalanine désaminase et l'hydrolyse du Tween 80.

PARTIE

EXPERIMENTALE

CHAPITRE I :

MATERIEL ET METHODES

En Algérie, la situation de la kératoconjunctivite infectieuse ovine est inconnue malgré qu'elle est fréquemment rencontrée dans les élevages ovines et qu'elle engendre d'énormes pertes économiques à cause du rendement faible de la carcasse.

Au vu de tout ça, nous nous sommes intéressés à réaliser une étude dans la région centre de l'Algérie afin de viser les objectifs suivants:

- dans un premier temps : Déterminer la prévalence des différents facteurs de risque qui peuvent influencer sur l'apparition de kératoconjunctivite infectieuse des ovins dans la région d'AIN BOUCIF durant l'année 2012 ;
- dans un second temps : isoler et identifier au laboratoire les *Moraxella* en cause dans cette maladie compte tenu de son rôle étiologique possible dans la kératoconjunctivite infectieuse des ovins.

I. Matériel et méthodes :

I.1.Cadre de l'étude :

I.1.1.Lieu et période de l'étude :

Cette étude a été faite sur le cheptel ovin dans la région d'AIN BOUCIF durant l'année 2012 de janvier à décembre.

Cette région a été choisie vue l'importance du cheptel ovin qui représente (125 têtes par Km²).

I.1.2.Présentation de la région d'étude :

I.1.2.1. Situation géographique et localisation :

L'étude a été réalisée dans la région d'AIN BOUCIF qui est située au sud du chef-lieu de la wilaya de MEDEA (Figure 03). Les coordonnées géographiques sont de 35°53'28" Nord et 3°09'31"Est.

Elle couvre une superficie totale de 838,18 km² et une altitude moyenne de 1000 m.

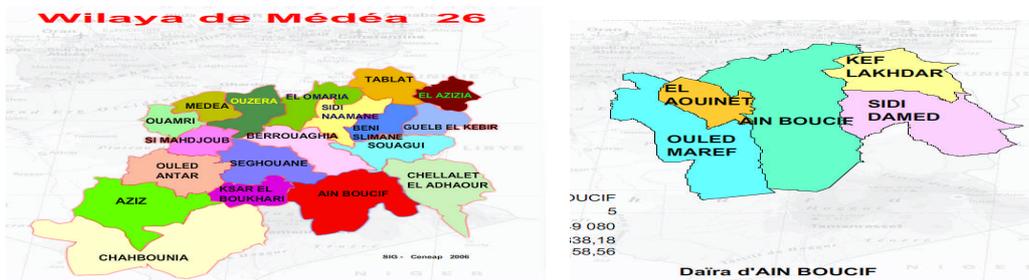


Figure 03 : Situation géographique d'AIN BOUCIF.

Dans cette région, les zones comportant les grands élevages de mouton sont plats et nues, donc elles sont exposées aux vents ; de même, elles ont un sol de nature calcaire. Par ailleurs, dans les zones montagneuse, les élevages sont petits et peu nombreux.

I.1.2.2. Caractéristiques climatiques :

La zone ciblée par l'investigation est caractérisée par un climat très rude, avec des températures (Figure 05) au dessous de zéro et une neige abondante en hiver, et des étés très chauds et très secs. La pluviométrie de l'année 2012 a atteint 340,7 mm (Figure 04).

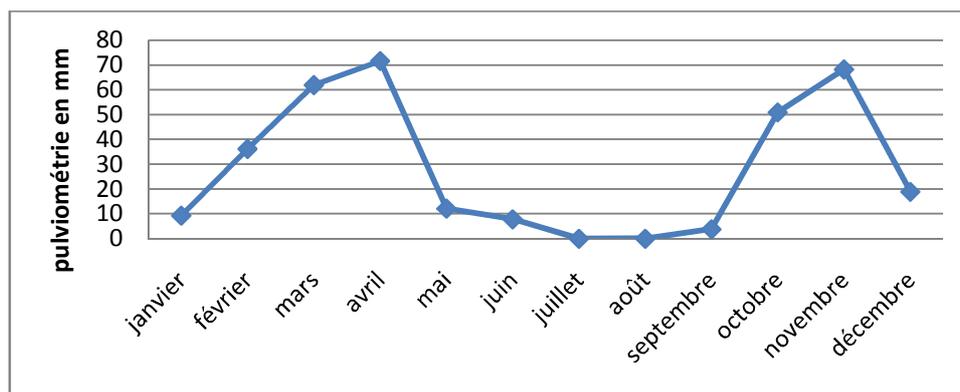


Figure 04 : La pluviométrie de la région d’AIN BOUCIF pendant l’année 2012.

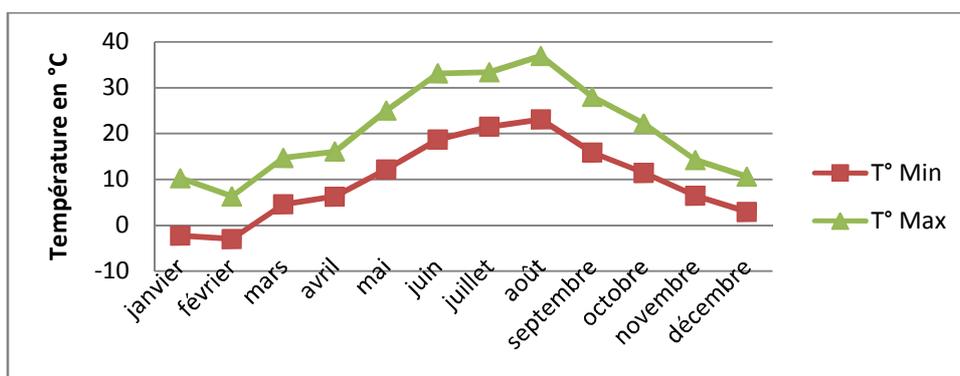


Figure 05 : La température de la région d’AIN BOUCIF pendant l’année 2012.

1.2. Matériel et méthodes :

Nous présentons dans cette partie le matériel et les méthodes utilisés selon la chronologie des évènements :

1.2.1. Sur terrain :

1.2.1.1. Matériel :

1.2.1.1.1. Matériel biologique (animaux) :

L’étude a été effectuée sur une période de 12 mois pendant l’année 2012 et a intéressé le cheptel ovin de la région d’AIN BOUCIF. Ce dernier est composé de la race d’Ouled Djellal. Il comporte aussi toutes les différentes classes d’âge mais il est intéressant de noter que l’effectif des femelles âgées et des males jeunes s’avère le plus important.

Au total, sur les 104 773 têtes ovines divisées sur 677 élevages en 2012, nous sommes intéressés uniquement sur les animaux malades qui présentent les signes cliniques de kératoconjunctivite infectieuse des ovins.

I.2.1.1.2. Le matériel non biologique (questionnaire) :

Pour l'enquête épidémiologique, nous avons préparé un questionnaire bien détaillé pour les vétérinaires (voir Annexe) afin de récolter les informations nécessaires pour cette étude. Dans ce questionnaire nous avons retenu les critères suivants.

- identification de l'animal ;
- présentation des conditions d'élevage ;
- description de la maladie ;
- traitement ;
- résultat du traitement.

I.2.1.2.Méthodes :

I.2.1.2.1.L'examen clinique des animaux :

Pour chaque cas, nous avons procédé à l'examen complet des yeux et de l'état général de l'animal.

Tous les signes cliniques qui sont en relation avec la maladie ont été enregistrés.

Ensuite, nous avons évalué le stade lésionnel de chaque œil tout en enregistrant le nombre d'œil atteint par animal (atteinte unilatérale ou bilatérale).

Pour la distinction entre les différents stades de gravité, les lésions oculaires ont été classées comme suit :

- **Stade I** : Conjonctivite ;
- **Stade II** : Kérato-conjonctivite ou kératite;
- **Stade III** : Complication.

I.2.1.2.2.L'étude épidémiologique :

Après la réception des informations observées par les vétérinaires, les données des questionnaires ont été regroupés sous forme de tableaux et de graphes. Par ailleurs, les principes suivants ont été retenus :

- les animaux moins de 12 mois sont considérés comme jeunes et ceux plus de 12 mois sont classés comme adultes ;
- l'hygiène des étables et des bergeries est considérée comme bonne, moyenne ou mauvaise selon la fréquence de nettoyage, la qualité d'air et de litière ;
- les procédés thérapeutiques pratiqués par les vétérinaires praticiens sont différents. Nous avons distingué cinq types de traitement, à savoir :
 - **Traitement I** : il est basé sur l'utilisation des injecteurs intra-mammaires à base d'amoxicilline, acide clavulanique et prednisolone. Ces derniers ont été utilisés comme des pommades ophtalmiques de la manière suivante : deux applications par jour pendant trois à cinq jours.
 - **Traitement II** : c'est un mélange préparé à partir des formes injectables de l'oxytétracycline longue action, de tylosine et de dexaméthasone. Ceux-ci ont été utilisés comme des collyres ophtalmiques en raison de deux applications par jour pendant trois à cinq jours.
 - **Traitement III** : il est basé sur l'utilisation par voie générale de l'oxytétracycline longue action, le tylosine, la dexaméthasone et une multi-vitamine. Ce traitement est appliqué une seule fois.
 - **Traitement IV** : il consiste de l'utilisation de l'oxytétracycline longue action en une seule injection par voie générale.
 - **Traitement V** : il repose sur l'utilisation de la forme injectable de l'oxytétracycline longue action comme collyre ophtalmique pendant trois à cinq jours.

Les résultats recueilles nous permettront d'apprécier les facteurs de risque qui influencent la contagiosité, la réceptivité et la sévérité de la maladie, ainsi que la gravité des lésions.

I.2.1.2.3. L'analyse statistique :

Le traitement statistique des données a été réalisé par le test du khi-deux, la correction de Yates, le test exact de Fisher (c'est une alternative au test du khi-deux lorsque les échantillons sont petits), le coefficient de corrélation et l'intervalle de confiance pour les proportions au niveau de confiance (1-alpha) avec un risque d'erreur (alpha= 5%). Ces derniers ont été calculés en utilisant la macro MANNWHIT sur Microsoft Office Excel 2007.

Les présentations graphiques ont été effectuées à l'aide de Microsoft Office Excel 2007).

I.2.2.Au laboratoire :**I.2.2.1.Matériel :****I.2.2.1.1.Le matériel biologique (prélèvements) :****➤ Prélèvement conjonctivale :**

Les prélèvements ont été effectués avec la collaboration des vétérinaires praticiens selon le protocole suivant :

Après contention de l'animal, un écouvillon stérile a été introduit dans le cul-de-sac conjonctival inférieur tout en exerçant un mouvement de rotation sur la tige de l'écouvillon. Nous avons exécuté cet acte avec une grande prudence pour éviter de toucher les autres structures extérieures de l'œil qui peuvent contaminer notre prélèvement.

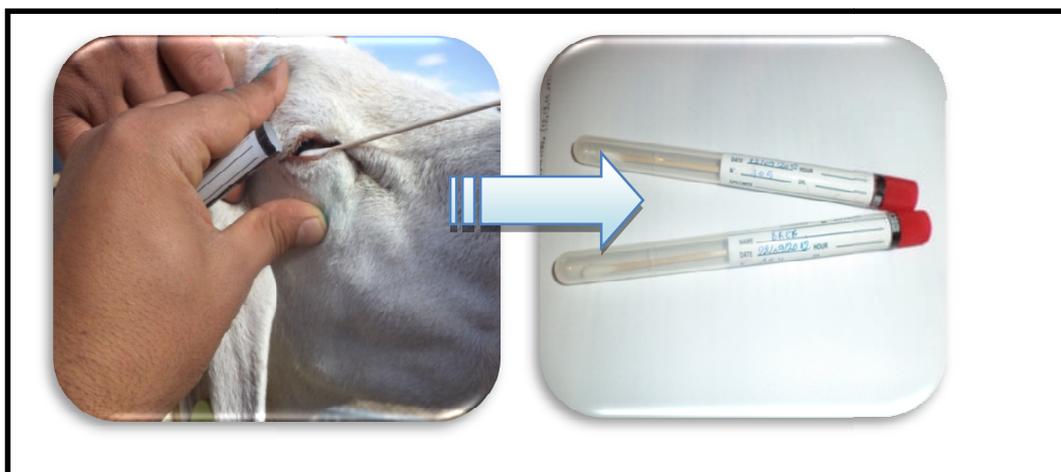


Figure 06 : Protocole de prélèvement conjonctival.

Ensuite, l'écouvillon est remis dans son tube et fermé hermétiquement pour éviter tout risque de contamination lors du transport.

Chaque échantillon porte un numéro qui est reporté sur le questionnaire correspondant.

Ces prélèvements ont été transportés dans une glacière (+4°C) au laboratoire de l'USDB où ils ont été conservés par la congélation à sec à -18°C.

Afin de voir l'effet de la conservation des prélèvements par congélation sur la survie des *Moraxella*, Nous avons fait quelques prélèvements frais diagnostiqués directement le jour même sans passer par la congélation.

I.2.2.1.2. Le matériel non biologique :

Au laboratoire de bactériologie de l'USDB, département vétérinaire, Le petit et grand matériels étaient disponible pour faire ce type de diagnostic.

I.2.2.2. Méthodes:

I.3.2.2.1. Isolement des bactéries :

a. Décongélation :

Dans la première étape, nous avons commencé par la décongélation et l'hydratation des prélèvements. Cette dernière est facilitée par l'ajout de 3ml de bouillon Trypticase-soja dans les tubes des écouvillons. Les tubes hydratés sont laissés sur le paillasse à la température ambiante du laboratoire pendant 24 heures (figure 07).

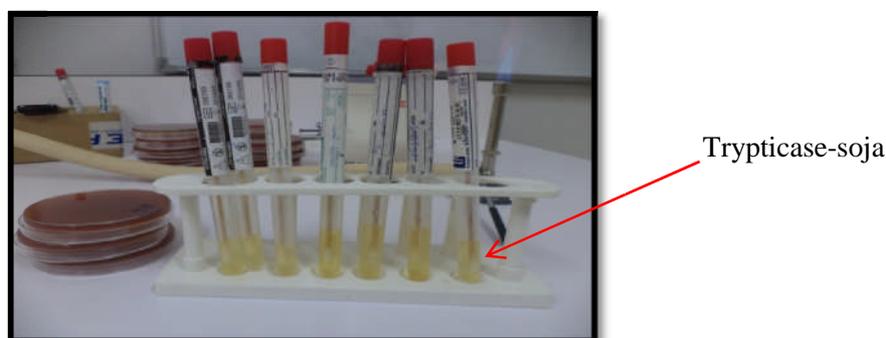


Figure 07 : Décongélation des prélèvements.

b. Ensemencement :

Dans la deuxième étape, nous avons fait l'ensemencement par les écouvillons sur des boîtes de Pétri contenant une gélose Colombia additionnée de 5% du sang de mouton, une fois ensemencées ces boîtes ont été placées à l'étuve à 37°C pendant 24 à 48 heures.

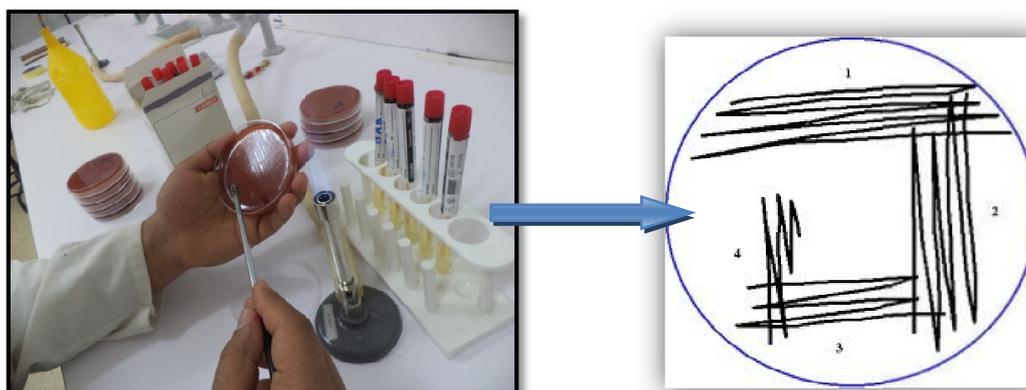


Figure 08 : Ensemencement sur gélose Colombia au sang par la méthode des stries.

Lecture :

- Si aucune colonie ne s'est formée au bout de 48 heures, le prélèvement sera considéré négatif.
- S'il y'a apparition des colonies, nous procéderons à une purification de celles-ci sur gélose Colombia au sang de mouton puis nous les remettrons à l'étuve à 37°C afin d'obtenir des cultures pures.

Ces étapes d'isolement et de purification sont représentées sous forme d'une figure (figure 09).

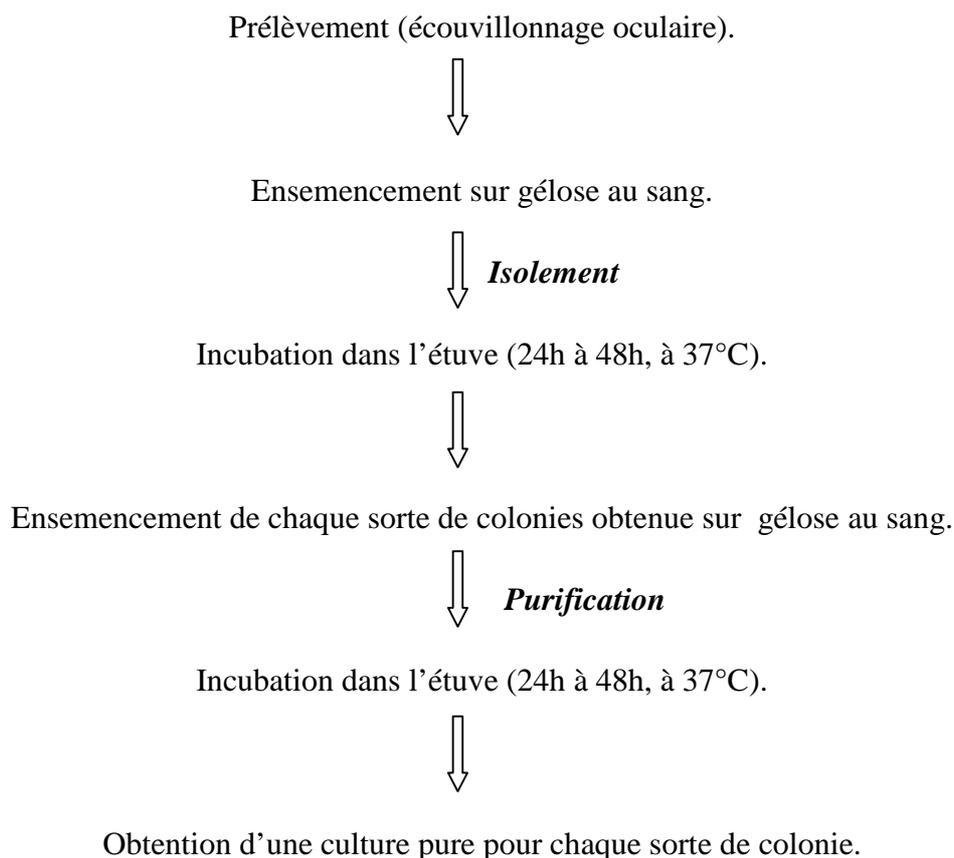


Figure 09 : Protocole d'isolement.

1.2.2.2.2. Identification des *Moraxella* :

1.2.2.2.2.1. Observation macroscopique :

➤ *Aspect des colonies et hémolyse :*

Une fois que nous avons eu des cultures pures pour chaque type de colonies, nous avons procédé à l'identification des *Moraxella*, nous avons commencé tout d'abord par la détermination de l'aspect des colonies sur gélose (forme, taille, couleur).

Sur gélose Colombia au sang, nous avons pu étudier le pouvoir hémolytique des *Moraxella*. Cependant, Après une incubation de 24h à 48h à 37°C, nous pouvons constater soit :

- des colonies entourées d'un halo clair : les bactéries sont β hémolytiques ;
- des colonies entourées d'un halo verdâtre : les bactéries sont α hémolytiques ;
- pas d'halo autour des colonies : les bactéries ne sont pas hémolytiques.

I.2.2.2.2. Observation microscopique :

➤ Etat frais :

La méthode utilisée est celle de BURRI qui permet d'observer des bactéries vivantes et d'apprécier leur nombre, leur mobilité, et éventuellement la présence de capsules.

Sur une lame de verre porte-objet propre et sèche, déposer à l'aide de l'anse de platine une grosse goutte de culture fournie dans un tube à hémolyse,

Nous avons mis à proximité de la goutte, une très fine goutte d'encre de Chine à grain très fin. Le tout est recouvert par une lamelle puis il est luté.

L'encre a tendance à se diffuser dans la préparation formant ainsi une zone opaque qui présente en réalité un gradient d'intensité, allant du gris très pâle au noir très foncé, ce qui permet de mettre en évidence la capsule.

La lecture est faite rapidement (moins de 5mn) sous le microscope optique x 40 sans utilisation d'huile à immersion.

➤ Coloration de Gram :

Cette méthode nous a permis de visualiser la morphologie, le mode de groupement des bactéries et de distinguer entre les bactéries à Gram positif et les bactéries à Gram négatif. Elle comporte les étapes suivantes :

- préparer des frottis sur une lame à partir des colonies pures récoltées puis mélangées à une goutte d'eau stérile, puis après séchage par passage rapide sur flamme laisser la lame refroidir ;

- recouvrir la lame avec le violet de Gentiane et laisser le agir pendant une minute ;
- mordancer le violet de Gentiane en faisant couler sur la lame le Lugol. Laisser agir 1 minute puis rincer la lame à l'eau ordinaire ;
- décolorer la lame avec de l'alcool acétone à 95° et laisser agir pendant 30 secondes puis rincer la lame à l'eau ordinaire.
- recolorer la lame par la Fuschine. Laisser agir une minute puis rincer à l'eau ;
- sécher la lame entre deux feuilles de papier filtre sans la froter ;
- La lecture est faite par le microscope optique (10x100) après avoir mis une goutte d'huile à immersion sur la lame.

La coloration du Gram, nous a permis de déterminer la morphologie des bactéries. Ces dernières peuvent être des cocci, des coccobacilles ou des bacilles à Gram + (bleu) ou à Gram – (rouge).

I.2.2.2.3. Autre tests :

➤ Recherche de l'oxydase :

Ce terme ne désigne pas une enzyme particulière mais la capacité que possèdent certaines bactéries à oxyder la forme réduite de dérivés NN diméthyl-paraphénylène-diamine incolore en un dérivé semi-quinonique rose violacé. Elle est réalisée comme suit :

- placer un disque oxydase sur une lame propre et sèche, l'humidifier avec une goutte d'eau ;
- puis, avec une pipette pasteur prélever une colonie bactérienne à partir de milieu solide et la déposer sur le disque.

Lecture :

- ✓ S'il y a apparition d'une coloration violette au niveau du dépôt, au bout de quelques secondes, la bactérie sera déclarée oxydase (+).
- ✓ Si rien n'apparaît, cela signifiera que la bactérie est oxydase(-).



Figure 10 : Teste de l'oxydase.

➤ **Type respiratoire :**

Il a été recherché sur gélose viande/foie en tube, selon les étapes suivantes :

- Au début, Les tubes de gélose viande/foie sont maintenus dans un bain marie, à une température qui leur permet de rester sous forme liquide.
- Une fois sorti du bain, plonger l'effilure d'une pipette pasteur boutonnée dans la culture à étudier.
- Transporter l'inoculum dans le fond du tube et remonter vers le sommet en effectuant un mouvement hélicoïdal.
- Incuber 24 h à 37°C pour constater la présence de bactéries.
- Observer l'endroit où les bactéries ont pu se cultiver dans le tube, là où les conditions leur permettent de vivre et se multiplier.

Modalités de lecture :

Selon la position des bactéries dans le tube, nous pouvons déterminer leur type respiratoire :

- culture sur toute la hauteur : aéro-anaérobie facultatif ;
- culture seulement en haut : aérobie stricte ;
- culture limitée entre 0,5 et 1,5 cm du haut : micro-aérophile ;
- culture seulement à 1 cm au-dessous du haut : anaérobie stricte.

➤ **L'utilisation des sucres :**

Les sucres testés sont : D-glucose, L-arabinose, D-mannose, D-mannitol, N-acétyl-glucosamine, D-maltose, potassium gluconate, acide caprique, acide adipique, acide malique, trisodium citrate et acide phénylacétique.

La mise en évidence de l'utilisation de ces sucres a été faite sur une galerie API 20 NE (voir annexe).

➤ **Acidification du glucose :**

Ce test est fait pour voir la capacité des bactéries de fermenter le glucose. Il est mis en évidence par la galerie API 20 NE (voir annexe).

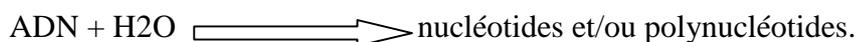
➤ **La réduction des nitrates :**

Nous recherchons dans ce test la production d'une enzyme qui est la nitrate-réductase par la bactérie. La détermination de cette dernière est basée sur la mise en évidence de métabolites nitrites ou la disparition des nitrates initiaux.

Ce test est réalisé sur la galerie API 20NE (voir annexe).

➤ **L'activité DNase :**

La DNase est une enzyme qui catalyse l'hydrolyse de l'ADN selon la réaction suivante:



Pour la recherche de l'activité DNase, nous avons utilisé une gélose à l'ADN selon les étapes suivantes :

- Préparer des milieux de culture à partir de la gélose à l'ADN (gélose transparente) ;
- Faire, à l'aide d'une anse de platine, une strie à la surface du milieu à partir d'une suspension bactérienne pure;
- Incuber 24h à 37°C.



Figure 11 : Ensemencement sur gélose DNase

Lecture:

Pour la lecture, il faut recouvrir la boîte d'acide chlorhydrique qui fera précipiter l'ADN et rendant le milieu opaque.

- S'il y'a opacification de tout le milieu cela veut dire que l'ADN a été précipité par l'HCl et qu'il n'a pas été dégradé par la DNase, donc les bactéries sont déclarées **DNase (-)** (figure 12).
- S'il y'a opacification du milieu avec apparition d'un halo clair autour de la culture cela veut dire que l'ADN a disparu autour de la culture bactérienne, donc les bactéries sont déclarées **DNase (+)**.

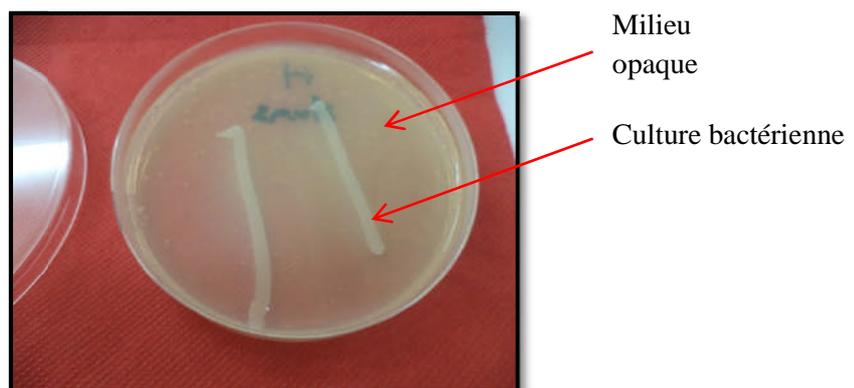


Figure 12 : Bactéries à DNase négatifs.

➤ **La croissance à 42°C :**

La bactérie a étéensemencée sur une gélose Colombia au sang de mouton, puis le milieu est placé à l'étuve à une température de 42°C pendant 24h à 48h.

Au bout de 48h, nous pourrions déterminer s'il y a croissance ou pas de la bactérie à 42°C.

➤ **La tolérance à 5% de NaCl :**

Pour la recherche de la tolérance des bactéries à 5% de NaCl, nous avons utilisé un bouillon cœur-cerveille additionné de 5% de NaCl.

Après ensemencement et incubation à 37°C pendant 24h à 48h. La croissance est traduite par l'apparition des troubles.

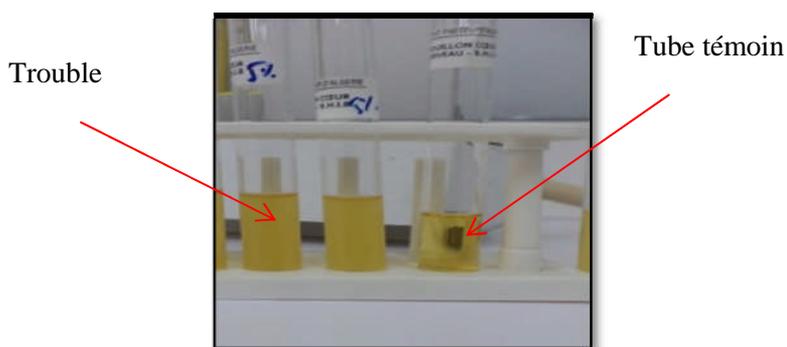


Figure 13: Tolérance à 5% de NaCl.

Les différentes étapes d'identification des *Moraxella* sont développées dans la figure ci-dessous (figure14).

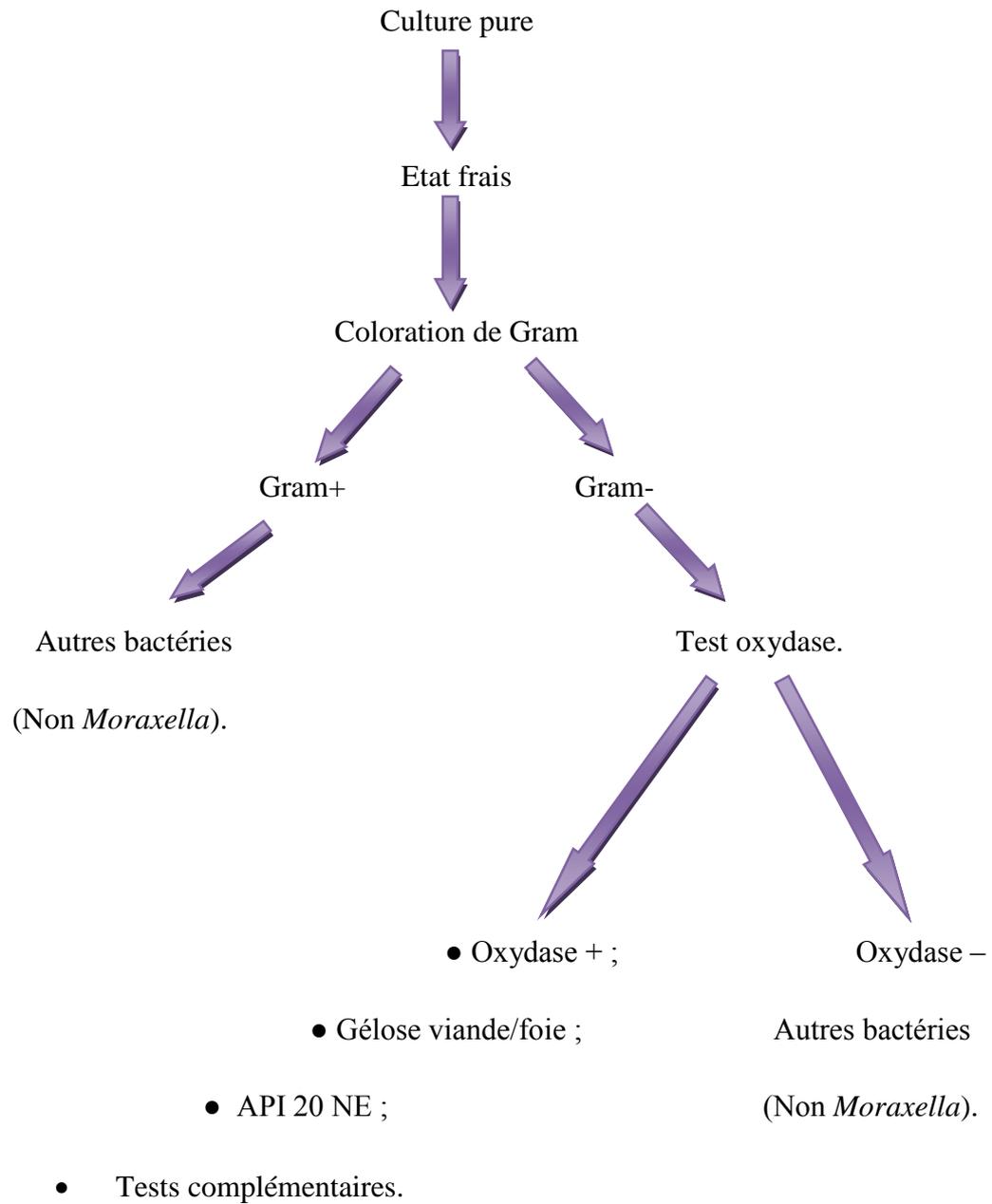


Figure 14: Protocole d'identification des *Moraxella*.

CHAPITRE II : LES RESULTATS

II. Les résultats :

II.1. Résultats de l'enquête épidémiologique :

Les principaux facteurs qui peuvent influencer sur l'apparition des kératoconjonctivite infectieuse des ovins sont représentés dans cette partie, le tableau lésionnel et les différents procédés de traitement appliqué et leurs efficacités durant une période d'un an allant de janvier à décembre 2012 dans la région d'AIN BOUCIF.

Parmi les facteurs influençant l'apparition des kératoconjonctivites infectieuses des ovins, nous citons ceux qui sont liés à l'animal et ceux qui sont en relation aux conditions d'élevage.

II.1.1. Animal :

II.1.1.1. L'âge :

Les résultats relatifs à la prévalence des kératoconjonctivites infectieuses des ovins en fonction de l'âge sont rapportés dans le tableau 03 et illustrés par la figure 15.

Tableau 03 : Proportion des kératoconjonctivites infectieuses des ovins en fonction de l'âge

Age	Nombre de cas(n)	Pourcentage (%)	Intervalle de confiance
Jeune	80	57%	48,9-65,3
Adulte	60	43%	34,7-51,1
Total	140	100%	

L'analyse statistique (test du khi-deux) montre que la différence des prévalences des kératoconjonctivites infectieuses des ovins en fonction de l'âge est non significative ($p > 0,05$) donc les animaux présentent la même sensibilité à l'affection quelque soit l'âge malgré que les jeunes apparaissent plus sensibles (57%).

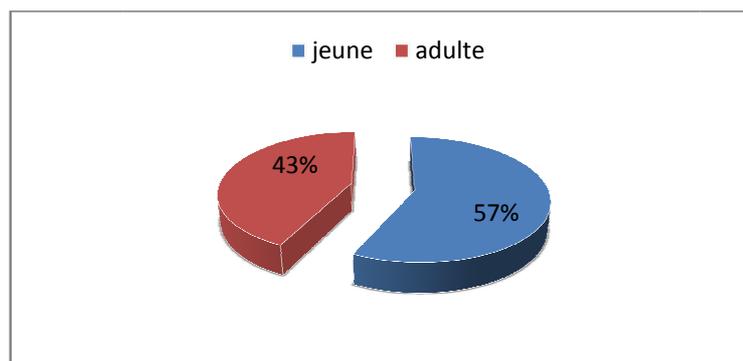


Figure 15: Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de l'âge.

II.1.1.2. Le sexe :

Les résultats relatifs à la prévalence des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction du sexe sont rapportés dans le tableau 04 et illustrés par la figure 16.

Tableau 04 : Proportion des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction du sexe.

Sexe	Nombre de cas(n)	Pourcentage (%)	Intervalle de confiance
Mâle	82	59%	50,4-66,7
Femelle	58	41%	33,3-49,6
Total	140	100%	

L'analyse statistique (test du khi-deux) montre qu'il y a une différence significative ($p < 0,05$) des prévalences des kératoconjunctivites infectieuses des ovins entre les deux sexes et que les mâles sont les plus touchés (59%).

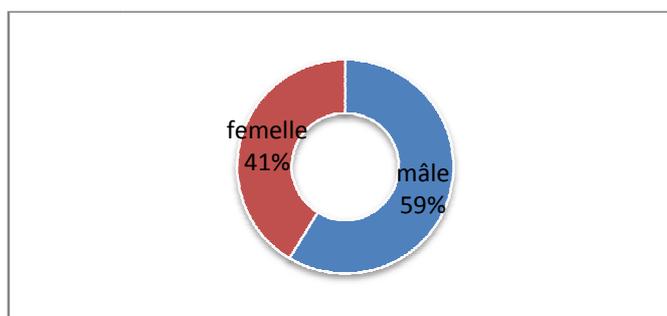


Figure 16 : Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction du sexe.

II.1.2. Les conditions d'élevage :

Elles comportent les éléments suivants :

II.1.2.1. Exposition au soleil :

Les résultats relatifs à la prévalence des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de l'exposition des animaux au soleil sont rapportés dans le tableau 05 et illustrés par la figure 17.

Tableau 05 : Proportion des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de l'exposition des animaux au soleil.

Exposition des animaux au soleil	Nombre de cas (n)	Pourcentage (%)	intervalle de confiance
Les ovins exposés au soleil	107	76%	69,4-83,5
Les ovins non exposés au soleil	33	24%	16,5-30,6
Total	140	100%	

L'analyse statistique (test du khi-deux) montre que la différence des prévalences des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de l'exposition des animaux au soleil est hautement significative et que les animaux exposés au soleil sont les plus sensibles (76%).

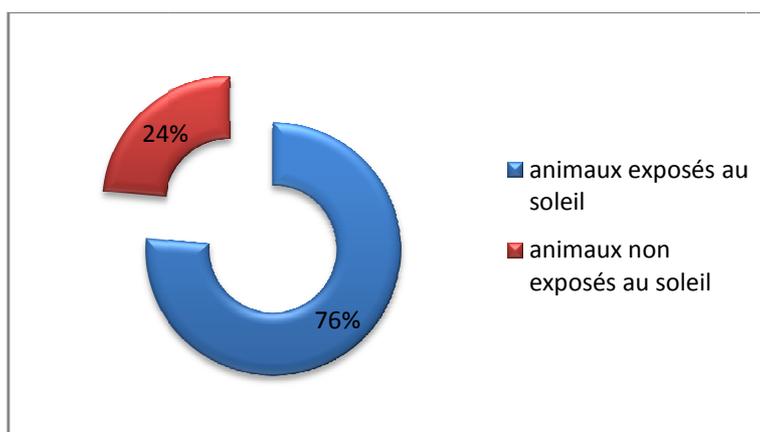


Figure 17 : Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de l'exposition des animaux au soleil.

II.1.2.2. La promiscuité :

Les résultats relatifs à la prévalence des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la promiscuité des animaux sont rapportés dans le tableau 06 et illustrés par la figure 18.

Tableau 06: Proportion des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la promiscuité des animaux.

Type d'élevage	Nombre de cas	Pourcentage (%)	Intervalle de confiance
Elevage en promiscuité	97	69%	61,6-76,9
Elevage sans promiscuité	43	31%	23,1-38,4
Totale	140	100%	

L'analyse statistique (test du khi-deux) montre qu'il y a une différence hautement significative ($p < 0,001$) des prévalences des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la promiscuité des animaux, et que plus de deux tiers des cas ont été enregistrés dans les élevages qui ne pratiquent pas la séparation entre les animaux de différents âges.

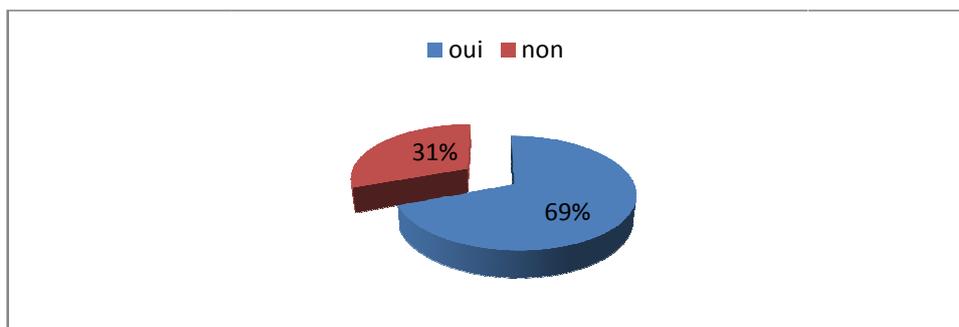


Figure 18 : Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la promiscuité des animaux.

II.1.2.3. L'alimentation :

Pour l'étude de l'influence de l'alimentation, trois points importants ont été ciblés:

II.1.2.3.1. La présence des aliments grossiers :

Les résultats relatifs à la prévalence des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la présence des aliments grossiers dans l'alimentation sont rapportés dans le tableau 07 et illustrés par la figure 19.

Tableau 07 : Proportion des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la présence des aliments grossiers dans l'alimentation.

La présence des aliments grossiers	Nombre de cas	Pourcentage (%)	intervalle de confiance
Présence des aliments grossiers	36	26%	18,5-33
Absence des aliments grossiers	104	74%	67-81,5
Totale	140	100%	

L'analyse statistique (test du khi-deux) montre que la différence des prévalences de kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la présence des aliments grossiers dans l'alimentation des animaux est hautement significative ($p < 0,001$) et que les aliments grossiers sont présents dans l'alimentation des animaux seulement dans (26%) des cas. Donc, la majorité des cas sont observés chez les animaux qui ne reçoivent pas des aliments grossiers.

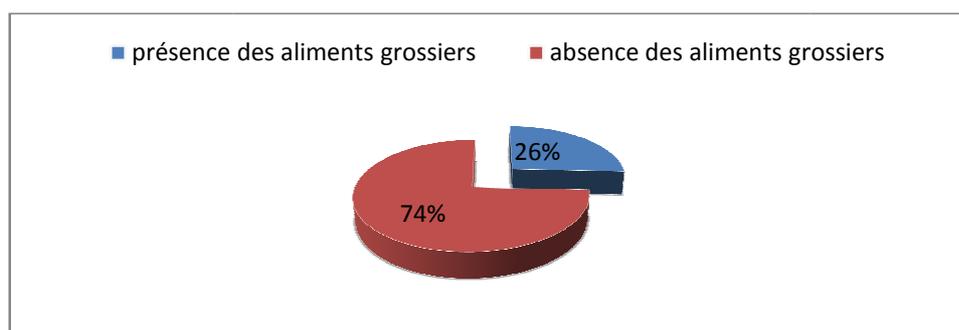


Figure 19: Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la présence des aliments grossiers dans l'alimentation.

II.1.2.3.2. La présence des hautes herbes dans le pâturage :

Les résultats relatifs à la prévalence des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la présence des hautes herbes dans le pâturage sont rapportés dans le tableau 08 et illustrés par la figure 20.

Tableau 08: Proportion des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la présence des hautes herbes dans le pâturage.

La présence des hautes herbes dans le pâturage	Nombre de cas	Pourcentage (%)	intervalle de confiance
Oui	89	64%	55,6-71,5
Non	51	36%	28,5-44,4
Total	140	100%	

L'analyse statistique (test du khi-deux) montre qu'il y a une différence significative des prévalences des kératoconjunctivites infectieuses des ovins entre la présence et l'absence des hautes herbes dans le pâturage ($p < 0,05$) et que la majorité des cas (64%) a été observée dans les pâturages présentant les hautes herbes.

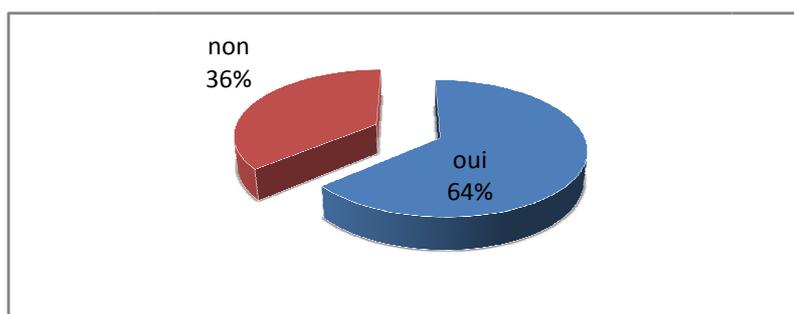


Figure 20: Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la présence des hautes herbes dans le pâturage.

II.1.2.3.3. L'apport des vitamines :

Les résultats relatifs à la prévalence des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de l'apport des vitamines sont rapportés dans le tableau 09 et illustrés par la figure 21.

Tableau 09: Proportion des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de l'apport des vitamines dans l'alimentation des animaux.

Apport des vitamines aux animaux	Nombre de cas	Pourcentage (%)	intervalle de confiance
Oui	37	26%	19,1-33,7
Non	103	74%	66,3-80,9
Total	140	100%	

L'analyse statistique (test du khi-deux) montre qu'il y a une différence hautement significative des prévalences des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la présence ou de l'absence des compléments vitaminiques dans l'alimentation ($p < 0,001$) et que le taux le plus élevé des cas (74%) a été constaté chez les animaux qui ne reçoivent pas un apport vitaminique dans leur alimentation.

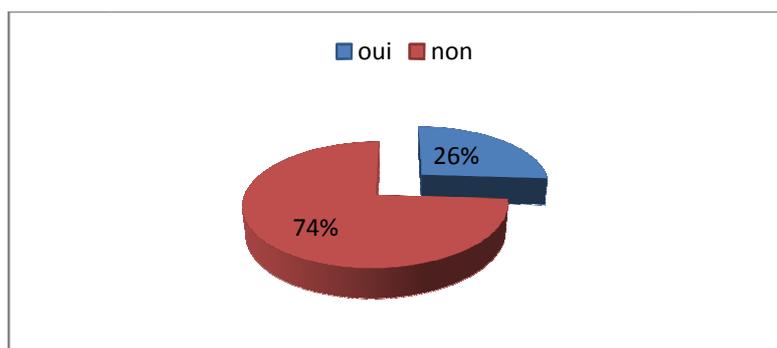


Figure 21 : Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de l'apport des vitamines dans l'alimentation des animaux.

II.1.2.4. L'hygiène :

Les résultats relatifs à la prévalence des kératoconjunctivites infectieuses des ovins. en fonction du niveau d'hygiène des bergeries sont rapportés dans le tableau 10 et illustré par la figure 22.

Tableau 10 : Proportion des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction du niveau d'hygiène des bergeries.

Niveau d'hygiène	Nombre de cas	Pourcentage (%)	intervalle de confiance
Bonne	10	7%	2,9-11,4
Moyenne	52	37%	29,1-45,1
Mauvaise	78	56%	47,5-63,9
Total	140	100%	

L'analyse statistique (test du Khi-deux) montre qu'il y a une différence hautement significative des prévalences des kératoconjunctivites infectieuses des ovins entre les différents niveaux d'hygiène des élevages ($p < 0,001$) et que la majorité des cas a été rencontrée dans les élevages où le niveau hygiénique est entre moyen et mauvais avec un taux de 37% et 56% respectivement.

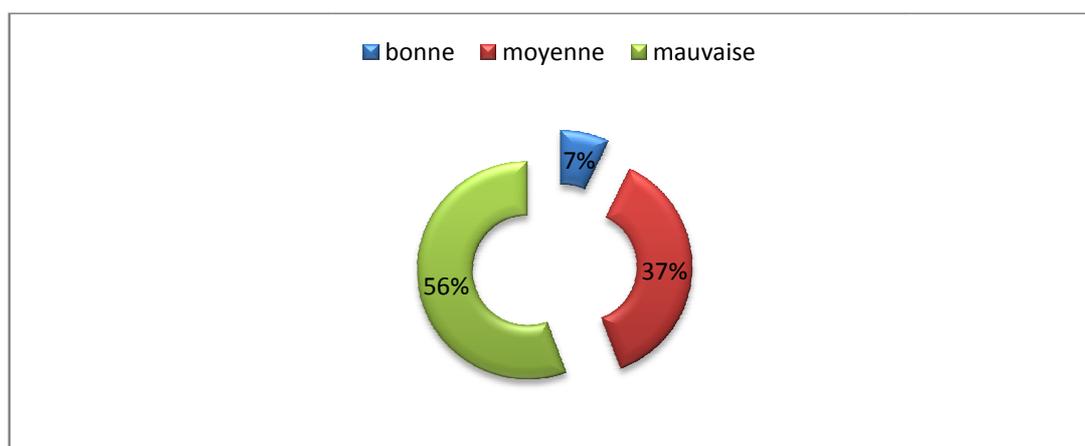


Figure 22 : Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction du niveau hygiénique des bergeries.

II.1.2.5. La présence des mouches :

Les résultats relatifs à la prévalence des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la présence des mouches sont rapportés dans le tableau 11 et illustrés par la figure 23.

Tableau 11: Proportion des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la présence des mouches dans l'élevage.

La présence des mouches dans l'élevage	Nombre de cas	Pourcentage (%)	intervalle de confiance
Oui	89	64%	55,6-71,5
Non	51	36%	28,5-44,4
Total	140	100%	

L'analyse statistique (test du khi-deux) montre qu'il y a une différence significative ($p < 0,05$) des prévalences des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la présence ou de l'absence des mouches dans l'élevage, et que presque les deux tiers des cas sont trouvés dans les élevages infectés par les mouches.

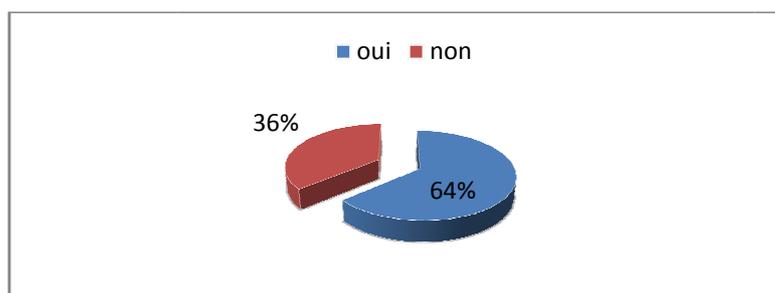


Figure 23 : Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la présence des mouches dans l'élevage.

II.1.2.6. La présence des poussières :

Les résultats relatifs à la prévalence des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la présence des poussières dans les élevages sont rapportés dans le tableau 12 et illustrés par la figure 24.

Tableau 12 : Proportion des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la présence des poussières.

La présence des poussières	Nombre de cas	Pourcentage (%)	intervalle de confiance
Oui	78	56%	47,5-63,9
Non	62	44%	36,1-52,5
Total	140	100%	

L'analyse statistique (test du Khi-deux) montre une différence non significative ($p > 0,05$) des prévalences des kératoconjunctivites infectieuses des ovins entre la présence ou l'absence des poussières dans l'élevage.

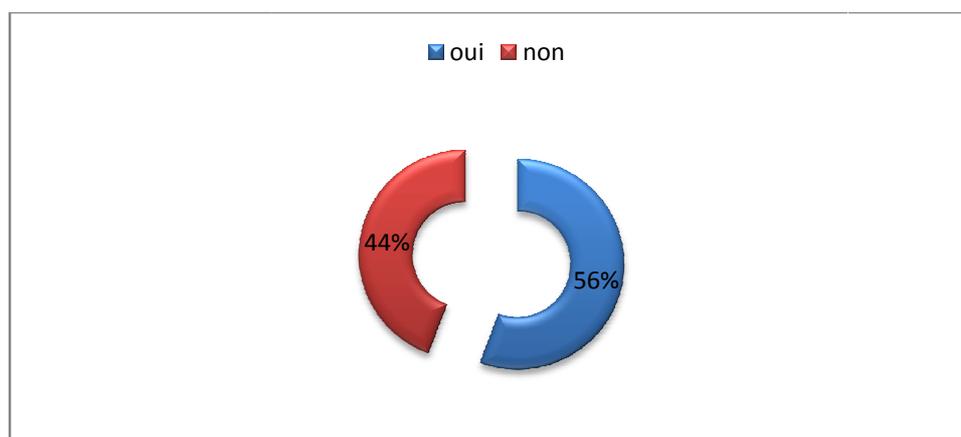


Figure 24: Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la présence des poussières dans les bergeries.

II.1.2.7. Infestation parasitaire :

Les résultats relatifs à la prévalence des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction des infestations parasitaires sont rapportés dans le tableau 13 et illustrés par la figure 25.

Tableau 13 : proportion des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction des infestations parasitaires.

Type d'infestation parasitaire	Nombre de cas	Pourcentage (%)	intervalle de confiance
Pas d'infestation parasitaire	118	85%	78,3-90,3
<i>Thelasia californiensis</i>	4	2%	0,001-5,6
<i>Oestrus ovis</i>	18	13%	7,3-18,4
Total	140	100%	

L'analyse statistique (test du Khi-deux) montre qu'il y a une différence hautement significative des prévalences des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction des infestations parasitaires ($p < 0,001$) et que le taux le plus élevé (85%) a été enregistré chez les animaux qui n'ont pas présenté des infestations parasitaires auparavant. Par contre, les 15% restants ont développé des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en association avec des infestations parasitaires dont l'agent principal est *Oestrus ovis* dans 13% des cas.

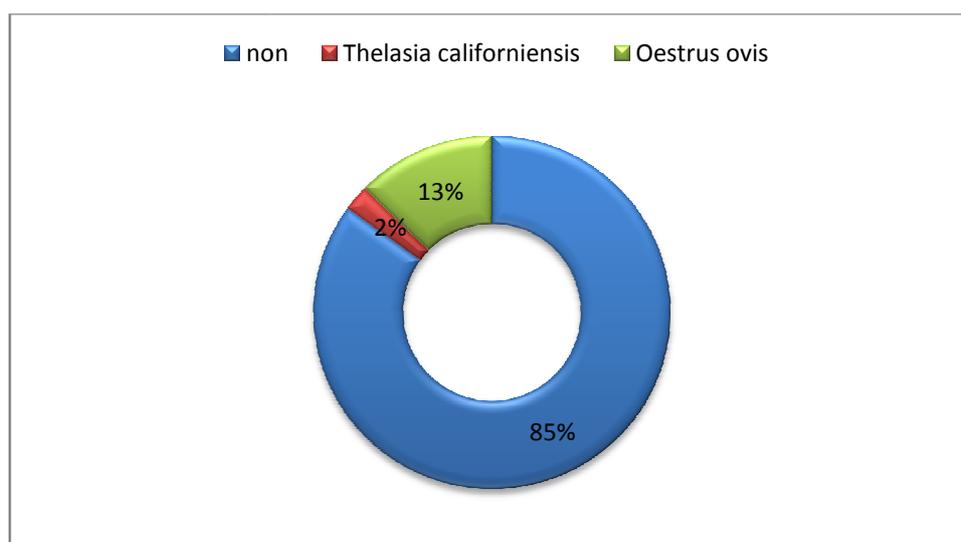


Figure 25 : Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction des infestations parasitaires.

II.1.3. Les signes cliniques :

Les résultats relatifs aux signes cliniques des kératoconjunctivites infectieuses des ovins sont rapportés dans le tableau 14 et illustrés par les figures 26 et 27.

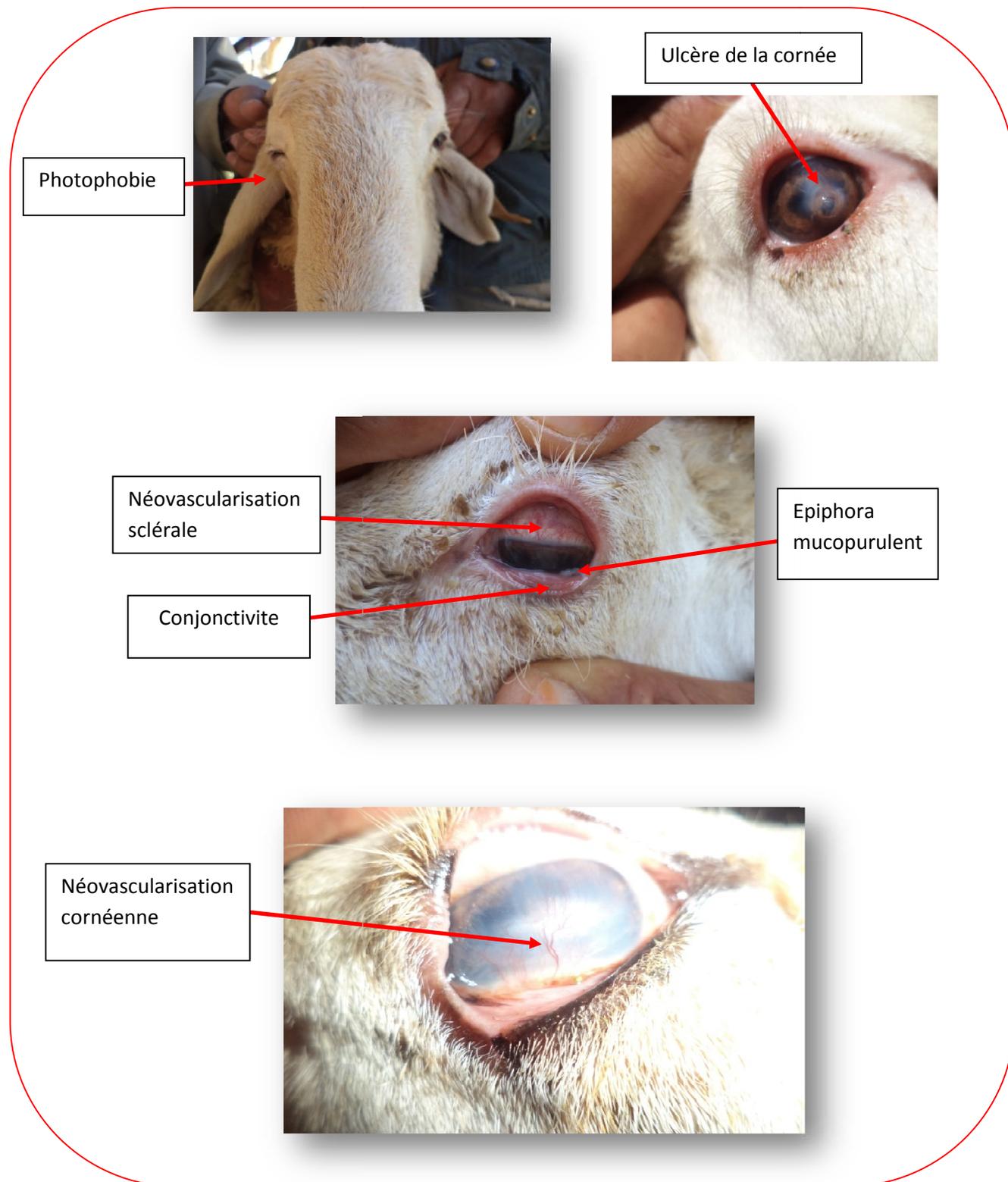


Figure 26 : Les signes cliniques des kératoconjunctivites infectieuse ovines.

Tableau 14 : Pourcentage de différents signes cliniques rencontrés en cas de kératoconjonctivite infectieuse des ovins.

Le signe clinique	Nombre de cas	Pourcentage (%) par rapport au nombre total de cas	Intervalle de confiance
Conjonctivite	140	100%	(100-100)
Photophobie	112	80%	(73,4-86,6)
Blépharospasme	96	69%	(60,9-76,3)
Epiphora purulent	24	17%	(10,9-23,4)
Epiphora non purulent	97	69%	(61,6-76,9)
Néovascularisation sclérale	85	61%	(52,6-68,8)
Néovascularisation cornéenne	66	47%	(38,9-55,4)
Ulcère de la cornée	21	15%	(9,1-20,9)

Les résultats obtenus montrent que les signes cliniques des kératoconjonctivites infectieuses des ovins sont présents avec des pourcentages différents.

Nous avons constaté que la conjonctivite, la photophobie, la blépharospasme et l'épiphora non purulent sont les signes cliniques les plus dominants dans les cas des kératoconjonctivites infectieuses des ovins alors que la néovascularisation sclérale et la néovascularisation cornéenne sont présentes avec une intensité moins élevée. Et pour l'ulcère de la cornée il ne présente que dans 15% des cas.

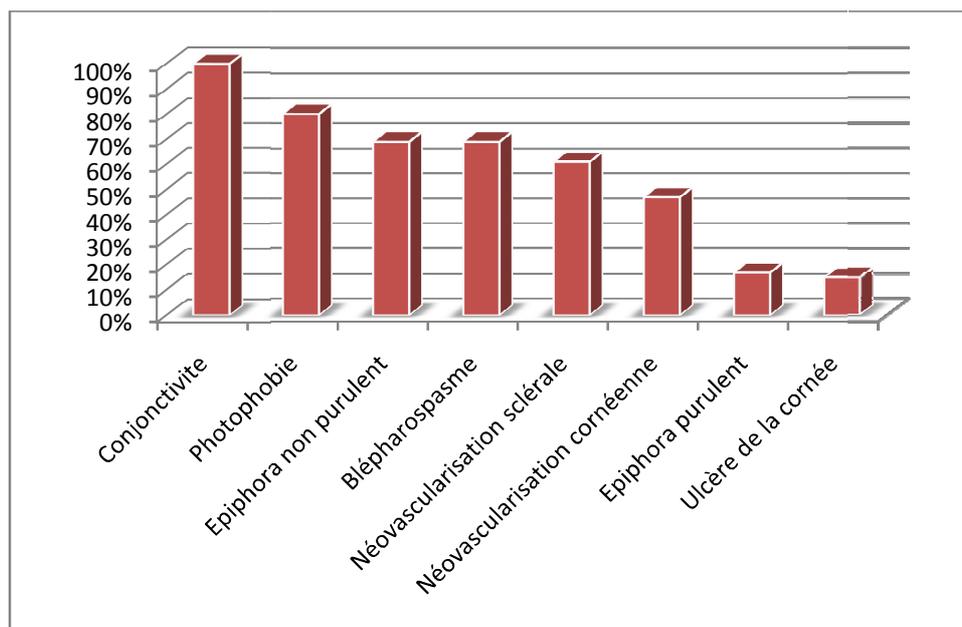


Figure 27 : Répartition des signes cliniques rencontrés en cas des kératoconjunctivites infectieuses des ovins.

II.1.4. Les lésions :

II.1.4.1. Localisation des lésions :

Les résultats relatifs à la prévalence des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la localisation des lésions sont rapportés dans le tableau 15 et illustrés par la figure 28.

Tableau 15 : Proportion des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la localisation des lésions.

Localisation des lésions	Nombre de cas	Pourcentage (%)	intervalle de confiance
Lésions unilatérales	96	69%	60,9-76,3
Lésions bilatérales	44	31%	23,7-39,1
Total	140	100%	

L'analyse statistique (test du Khi-deux) montre qu'il y a une différence hautement significative ($p < 0,001$) des prévalences des kératoconjunctivites infectieuses des ovins selon la localisation des lésions et que plus des deux tiers des cas rencontrés ont présenté des lésions unilatérales avec un pourcentage de 69%.

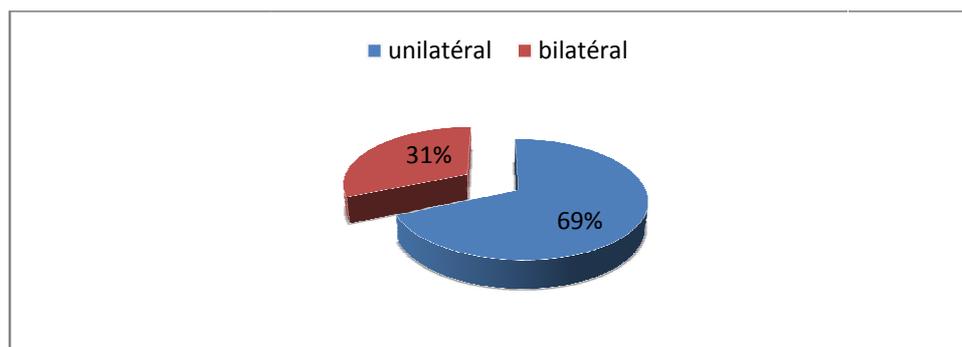


Figure 28 : Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de la localisation des lésions.

II.1.4.2. Stade d'évolution :

La prévalence des lésions de kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de leur gravité est rapportée dans le tableau 16 et illustrée par la figure 29.

Tableau 16 : Proportion des lésions de kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de leur stade d'évolution.

Stade d'évolution des lésions	Nombre de cas portants des lésions de kératoconjunctivites infectieuses des ovins.	Pourcentage (%)	intervalle de confiance
Stade I (Conjonctivite)	40	29%	21,1- 36,1
Stade II (Kératoconjunctivite ou kératite)	65	46%	38,2-54,7
Stade III (Complication)	35	25%	17,8-32,2
Total	140	100%	

L'analyse statistique (test du Khi-deux) montre qu'il y a une différence significative des prévalences des lésions de kératoconjunctivites infectieuses des ovins entre les différents stades d'évolution et que la majorité des cas est rencontrée au stade II (46%).

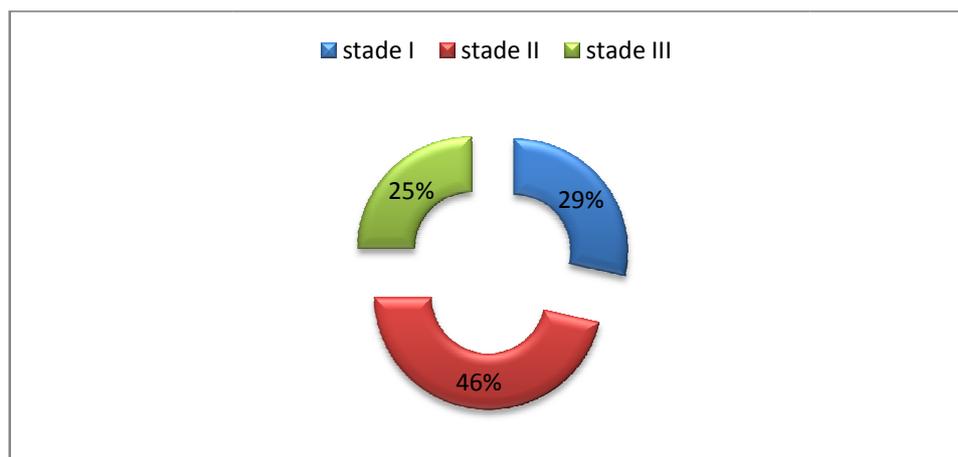


Figure 29 : Répartition des lésions de kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction de leur stade d'évolution.

II.1.5. Traitement :

Deux points principaux dans le traitement des kératoconjunctivites infectieuses des ovins ont été étudiés :

a) *Le choix de l'antibiotique :*

Le traitement des kératoconjunctivites infectieuses des ovins dans la région d'AIN BOUCIF est basé sur deux antibiotiques à large spectre :

- L'amoxicilline ;
- L'oxytétracycline.

Les résultats relatifs aux choix de l'antibiotique sont regroupés dans le tableau 17 et illustrés par la figure 30.

Tableau 17: Proportion des kératoconjunctivites infectieuses des ovins traitées en fonction du choix de l'antibiotique.

Le choix de l'antibiotique	Nombre de cas traité	Pourcentage (%)	Intervalle de confiance
Amoxicilline	35	25%	(17,8-32,2)
Oxytétracycline	105	75%	(67,8-82,2)
Total	140	100%	

L'analyse statistique (test du Khi-deux) montre que la différence des prévalences des cas de kératoconjonctivite infectieuse ovine en fonction du choix de l'antibiotique est hautement significative ($p < 0,001$), et que l'oxytétracycline est le plus utilisé par les vétérinaires praticien avec un taux de 75%.

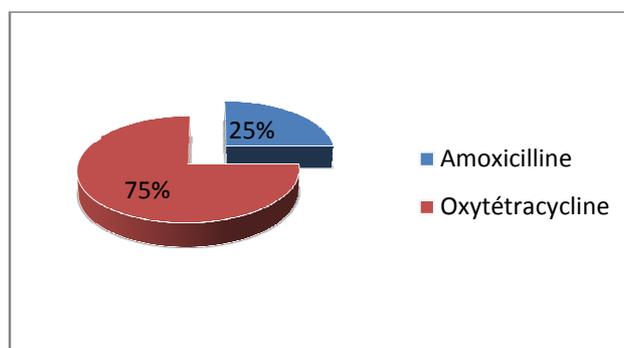


Figure 30: Répartition des kératoconjonctivites infectieuses des ovins traitées en fonction du choix de l'antibiotique.

b) La voie d'administration :

Les vétérinaires praticiens appliquent le traitement des cas de kératoconjonctivite par deux voies :

- La voie générale ;
- La voie locale.

Les résultats relatifs au choix de la voie d'administration du traitement des kératoconjonctivite infectieuse sont rapportés dans le tableau 18 et illustrés par la figure 31.

Tableau 18: Proportion des kératoconjonctivites infectieuses des ovins traitées en fonction de la voie d'administration du traitement.

La voie d'administration du traitement	Nombre de cas traité	Pourcentage (%)	Intervalle de confiance
La voie locale	105	75%	(67,8-82,2)
La voie générale	35	25%	(17,8-32,2)
total	140	100%	

L'analyse statistique (test du Khi-deux) montre qu'il ya une différence hautement significative ($p < 0,001$) entre les deux voie d'administration du traitement et que la voie locale est la plus utilisé avec un pourcentage de (75%).

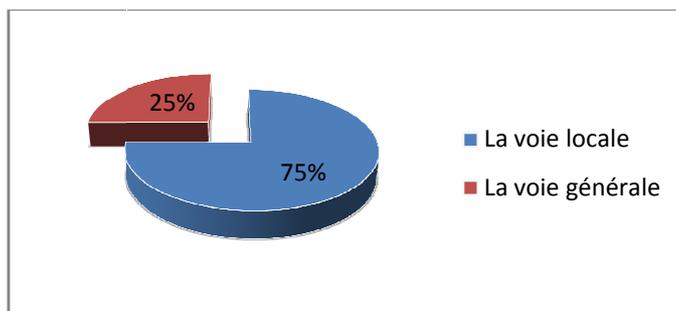


Figure 31 : Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins traitées en fonction du choix de la voie d'administration du traitement.

II.1.6. Résultat du traitement :

II.1.6.1. Efficacité du traitement sur les kératoconjunctivites infectieuses des ovins:

Les résultats relatifs à l'efficacité du traitement sur les kératoconjunctivites infectieuses des ovins sont rapportés dans le tableau 19 et illustrés par la figure 32.

Tableau 19: Proportion des kératoconjunctivites infectieuses des ovins traitées en fonction des Résultats du traitement.

Résultat du traitement	Nombre de cas traité	Pourcentage (%)	intervalle de confiance
Bon	126	90%	85-95
Mauvais	14	10%	5-15
Total	140	100%	

L'analyse statistique (test du Khi-deux) montre que la différence des prévalences des kératoconjunctivites infectieuses des ovins traitées en fonction des résultats du traitement est hautement significative ($p < 0,001$) et que les traitements appliqués sont efficace dans 90% des cas.

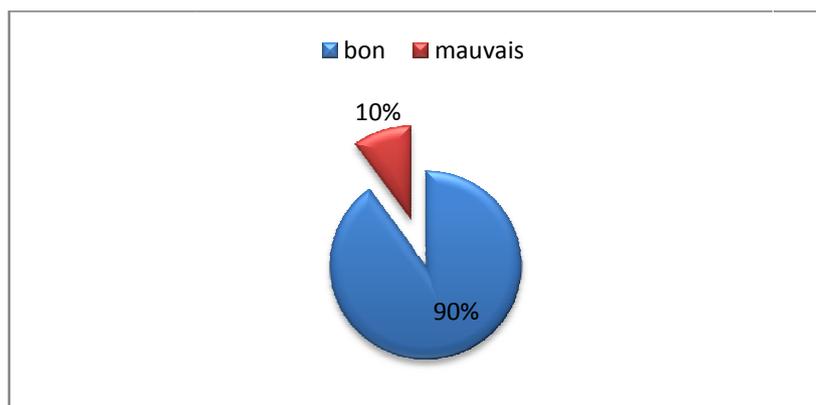


Figure 32 : Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins traitées en fonction des résultats du traitement.

II.1.6.2. La cicatrisation :

Les résultats relatifs à la prévalence des kératoconjunctivites infectieuses des ovins guéris en fonction de la présence d'une cicatrisation des lésions sont rapportés dans le tableau 20 et illustrés par la figure 33.

Tableau 20 : Proportion des kératoconjunctivites infectieuses des ovins guéris en fonction de la cicatrisation des lésions.

Cicatrisation des lésions	Nombre de cas guéris	Pourcentage (%)	intervalle de confiance
Cicatrice persistante	20	16%	9,5-22,3
Guérison totale	106	84%	77,7-90,5
Total	126	100%	

L'analyse statistique (test du Khi-deux) montre qu'il y a une différence hautement significative ($p < 0,001$) des prévalences des kératoconjunctivites infectieuses des ovins guéris en fonction de la cicatrisation des lésions et que la majorité des cas guérissent sans laissé de cicatrice.

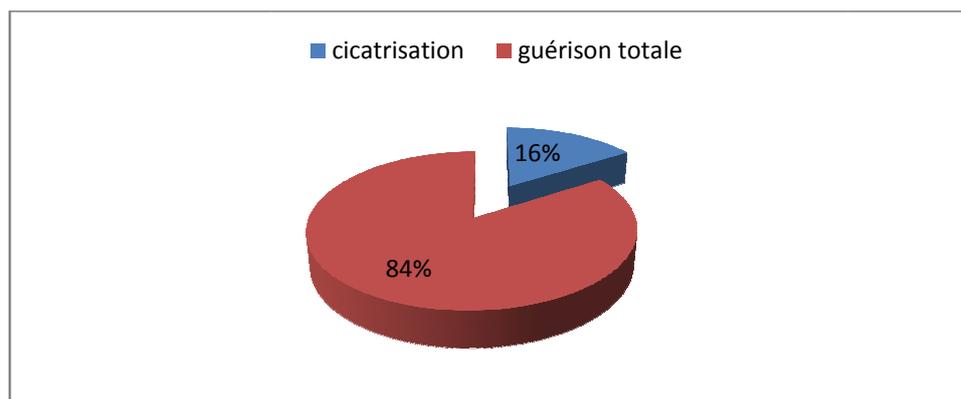


Figure 33 : Répartition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins guéris en fonction de la cicatrisation des lésions.

II.1.7. La fréquence saisonnière :

Les résultats relatifs à la prévalence des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction des saisons sont rapportés dans le tableau 21 et illustrés par la figure 34.

Tableau 21 : Proportion des kératoconjunctivites infectieuses des ovins en fonction des saisons.

Le mois	janvier	février	mars	avril	mai	juin	juillet	août	septembre	octobre	novembre	décembre
Nombre de cas	06	08	05	04	07	20	26	20	16	20	05	03

L'analyse statistique (test du Khi-deux) montre que la différence des prévalences des kératoconjunctivites infectieuses des ovins entre les quatre saisons est hautement significative ($p < 0,001$) et que l'intensité d'apparition des kératoconjunctivites infectieuses des ovins est plus importante en été, moindre en automne pour devenir plus faible en hiver et au printemps.

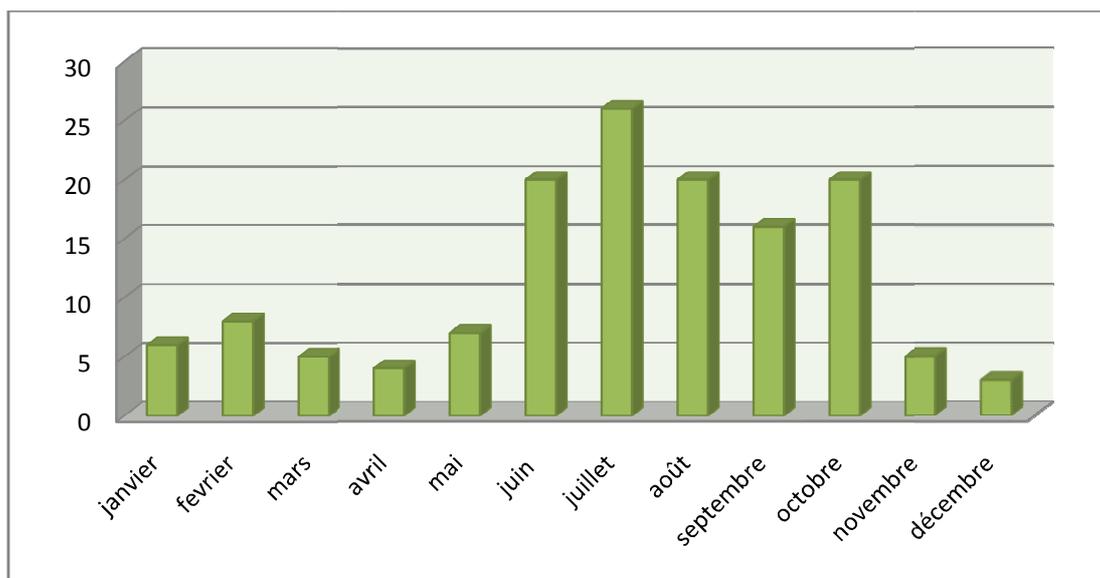


Figure 34 : La fréquence saisonnière des kératoconjunctivites infectieuses des ovins.

II.1.8. La relation entre la fréquence saisonnière et les conditions climatiques :

II.1.8.1. La relation entre la fréquence saisonnière et la température :

Le tableau 22 présente la fréquence saisonnière et la température maximale durant l'année 2012.

Tableau 22 : La relation entre la fréquence saisonnière et la température maximale.

Mois	Température maximale	Nombre de Cas
Janvier	10,22	6
Février	6,26	8
Mars	14,66	5
Avril	16,05	4
Mai	24,98	7
Juin	33,12	20
Juillet	33,36	26
Août	36,92	20
Septembre	27,98	16
Octobre	22,17	20
Novembre	14,19	5
Décembre	10,57	3

L'analyse statistique (coefficient de corrélation) montre qu'il ya une bonne corrélation entre la fréquence saisonnière et température maximale durant l'année 2012 ($p= 0,011$), et que la plus part des cas sont apparu pendant les périodes les plus chaudes de l'année (l'été et le début de l'automne) où il y'a plus de lumière (ultra-violet).

Tous les résultats obtenus sont présentés ci-dessous sous forme des courbes avec marques (figure 35).

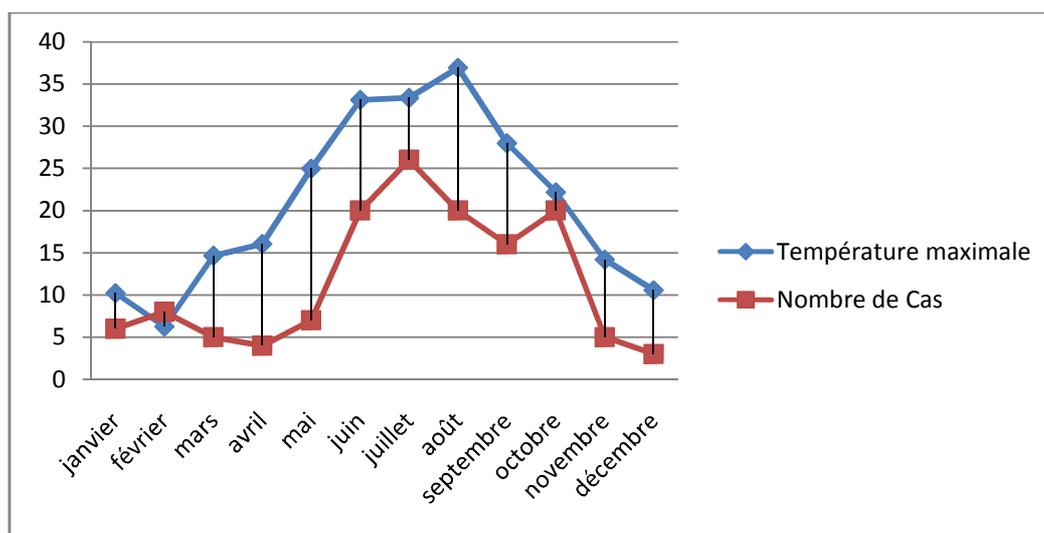


Figure 35 : La relation entre la fréquence saisonnière des kératoconjunctivites infectieuses des ovins et la température maximale.

II.1.8.2. La relation entre la fréquence saisonnière et la pluviométrie :

Les résultats relatifs à la fréquence saisonnière des kératoconjunctivites infectieuses des ovins et la pluviométrie de la région d'AIN BOUCIF durant l'année 2012 sont rapportés dans le tableau 23 et illustrés par la figure 36.

Tableau 23 : La relation entre la fréquence saisonnière et la pluviométrie.

Mois	La pluviométrie	Nombre de Cas
Janvier	9,3	6
Février	36,2	8
Mars	61,9	5
Avril	71,6	4
Mai	12,1	7
Juin	7,8	20
Juillet	0	26
Août	0	20
Septembre	3,8	16
Octobre	50,9	20
Novembre	68,2	5
Décembre	18,9	3

L'analyse statistique (le coefficient de corrélation) montre qu'il ya une bonne corrélation ($p= 0,015$) entre la fréquence saisonnière des cas et la pluviométrie d'Ain boucif durant l'année 2012, et que le taux le plus élevé de cas a été enregistré dans les périodes les plus sèches (de juin à octobre).

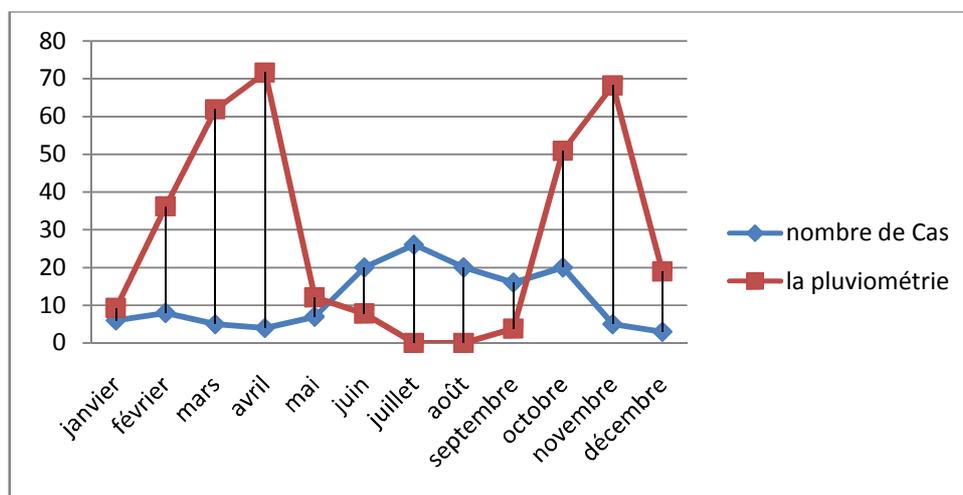


Figure 36 : La relation entre la fréquence saisonnière et la pluviométrie.

II.2. Résultats du diagnostic bactériologique :

Au total 140 échantillons ont été prélevés sur des moutons présentant une kératoconjonctivite infectieuse ovine, un examen bactériologique a été effectué sur ces prélèvements.

II.2.1. Résultats de la culture :

Les résultats de la culture bactérienne après 24 heures d'incubation sont rapportés dans le tableau ci-dessous et illustrés par la figure 37.

Tableau 24 : Résultats de la culture bactérienne :

Culture	Nombre de culture(n)	Pourcentage (%)	intervalle de confiance
Positive	117	84%	(77,4-89,7)
Négative	23	16%	(10,3-22,6)

Il en ressort que sur les 140 échantillons prélevés, 117 prélèvements pathologiques se sont révélés positifs, soit un taux de positivité de 84%.

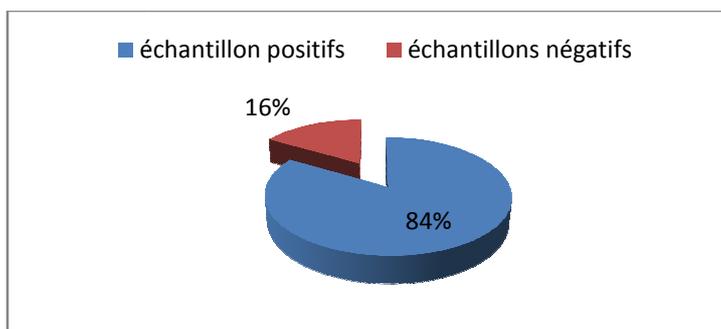


Figure 37 : Répartition des résultats des cultures.

II.2.2. Pourcentage des *Moraxella* isolés en fonction du nombre totale des bactéries isolées :

L'identification primaire des *Moraxella* a été basée sur la mise en évidence de son genre en utilisant la coloration de Gram et le test d'oxydase. Les résultats obtenus ont montré que parmi les 161 souches isolées 55 sont des Gram-. A partir de ces derniers, nous avons pu identifier 18 souches oxydases positives.

L'identification de ces 18 souches a été faite avec unegalerie Api 20 NE et des tests complémentaires (comme la recherche du type respiratoire).

Les résultats ont montré que sur les 18 souches Gram négatif, oxydase positif, aérobic stricte, nous avons pu identifier 8 souches appartenant à *Moraxella* et 10 autres à d'autres espèces bactéries.

Ces résultats sont regroupés dans le tableau 25 et illustrés par la figure 38.

Tableau 25 : Récapitulation sur les résultats obtenus à partir des écouvillons oculaires.

Bactéries isolées	Nombre(n)	Pourcentage (%)	intervalle de confiance
Bactéries Gram (+).	106	66%	(58,5-73,2)
Bactéries Gram (-), Oxydase (-).	37	23%	(16,5-29,5)
Bactéries Gram (-), oxydase (+), non <i>Moraxella</i> .	10	06%	(2,5-9,9)
<i>Moraxella</i> .	8	05%	(1,6-8,3)
Total	161	100%	

Au total sur 161 souches suspectées, uniquement 08 souches identifiées se sont révélés des *Moraxella*.

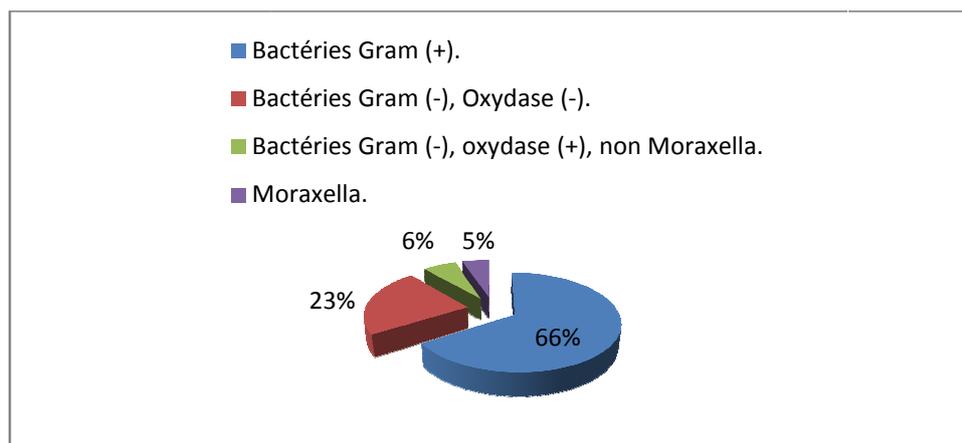


Figure 38 :Répartition des groupes bactériens isolés des écouvillons oculaires.

II.2.3. Pourcentage des *Moraxella* isolées en fonction du type de prélèvement (frais ou congelé) :

Les résultats de la prévalence des *Moraxella* en fonction du type de prélèvements sont présentés dans le tableau 26.

Tableau 26 : Pourcentage des *Moraxella* isolées en fonction du type de prélèvement (frais ou congelé).

Type de prélèvement	Nombre de prélèvement	Nombre de prélèvement positif	Nombre des <i>Moraxella</i> isolées	% des <i>Moraxella</i> isolées/ au nombre des prélèvements faits	Intervalle de confiance
Prélèvement congelé	127	104	01	01%	(0,7 - 2,3)
Prélèvement frais	13	13	07	54%	(26,7-80,9)

L'analyse statistique (test exact de Fisher) montre qu'il n'y a pas de relation entre la positivité des échantillons et le type du prélèvement ($p > 0,05$), par contre le nombre des *Moraxella* isolées est étroitement lié au type du prélèvement ($p < 0,001$). Par conséquent, sur les 13 prélèvements frais, nous avons pu isoler 07 *Moraxella*, soit

un taux de 54%. Alors qu'une seule *Moraxella* a été isolée à partir des prélèvements congelés.

Ces résultats sont regroupés sous forme d'un histogramme (figure 39 et 40).

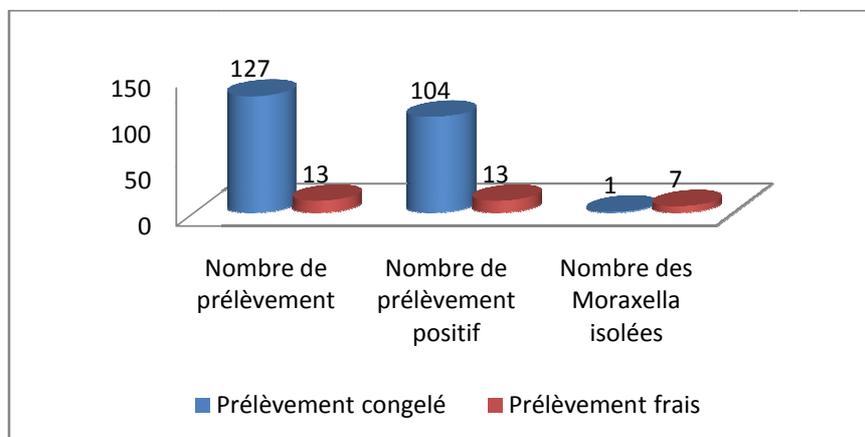


Figure 39: Nombre des *Moraxella* isolées en fonction du type de prélèvement.

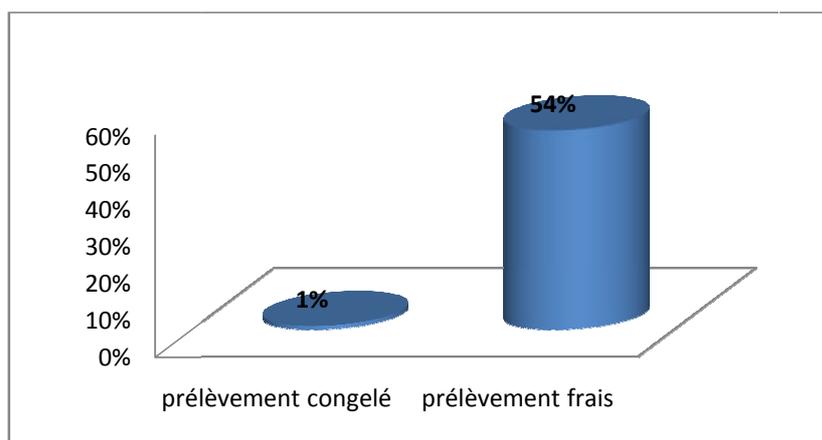


Figure 40 : Pourcentage des *Moraxella* obtenus par rapport au nombre de prélèvements faits.

II.3.Caractéristiques des *Moraxella* isolées :

L'étude bactériologique des 8 souches de *Moraxella* a permis de mettre en évidence les caractéristiques suivantes :

II.3.1.Examen macroscopique :**II.3.1.1. Aspect des colonies :**

Lors du premier isolement après 24h à 37h, les souches de *Moraxella* isolées donnent sur gélose au sang de petites colonies de 0,5 mm de diamètre, de couleur grisâtre, parfois brillante, bombées, à contour net et avec une zone d'hémolyse périphérique. Ces colonies s'enlèvent facilement en paquet par simple raclage : il suffit de toucher une colonie avec le bout d'une anse de platine pour qu'elle adhère, les colonies peuvent devenir plus grandes et atteindre un diamètre de 1mm (Figure 41).



Figure 41: Aspect macroscopique des colonies de *Moraxella* isolée sur gélose au sang.

II.3.2. Examen microscopique :

II.3.2.1. Morphologie des bactéries :

En milieu solide et en culture jeune de 24h, ces *Moraxella* isolées ont un aspect uniforme : des cocobacilles. L'aspect caractéristique de ces bactéries est le groupement par deux des formes coccoïdes (Figure 42).

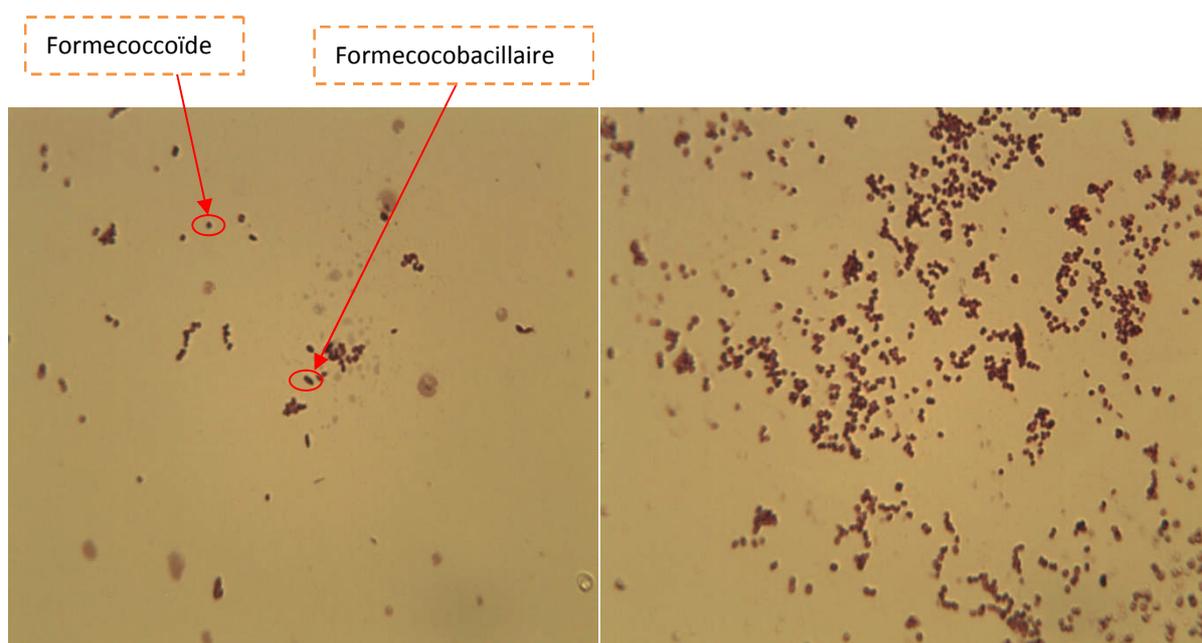


Figure 42: Aspect microscopique des *Moraxella* isolées après une coloration du Gram (grossissement : 10X100).

Les bactéries ont tendance à résister à la décoloration par l'alcool acétone et montrent par fois une coloration variable (intermédiaire entre rose et violette) par la technique de Gram.

Toutes les souches étudiées sont immobiles, dépourvues de spores et de capsules.

II.3.3. Caractères cultureux :

Les 8 souches de *Moraxella* isolées sont aérobies strictes. Il convient cependant de remarquer que toutes ces souches cultivent sur une hauteur de 1mm de la surface des tubes de gélose viande/foie. Les cultures sont plus rapides et plus abondantes à 37°C qu'à 42°C.

II.3.3.1. Métabolisme des bactéries isolées :**II.3.3.1.1. Gélose au sang du mouton :**

Sur gélose au sang du mouton la culture est abondante, les colonies sont petite en 24h à 37°C puis grossissent pour atteindre un diamètre de 1mm à 48h.

Toutes les souches étudiées provoquent des hémolyses de type β vis-à-vis des hématies de mouton.

II.3.3.1.2. Bouillon trypticase-soja :

En 24h à 48h, on obtient sur ce milieu une culture abondante, qui se caractérise par un dépôt pulvérulent ou la présence d'agrégats au fond de tube et un liquide plus ou moins claire qui se trouble uniformément par la mise en suspension du dépôt lorsque l'on agite le tube.

Par fois il ya présence d'un anneau, mais le plus souvent on observe la présence d'un voile très fin, pelliculaire, irisé, à la surface du milieu.

II.3.3.1.3. La croissance à 42°C :

Toutes les souches cultivent à 42°C sur une gélose Colombia contenant 5% de sang du mouton.

II.3.3.1.4. La tolérance à 5% de NaCl :

Dans un bouillon cœur-cervelle, la croissance des souches obtenues n'est pas entravée par 5% de NaCl.

II.3.3.1.5. Réactions de l'oxydase et catalase :

Les réactions sont très nettement positives pour les 8 souches étudiées.

II.3.3.1.6. Fermentation du glucose :

Toutes les souches étudiées n'acidifiant pas le glucose en anaérobiose.

II.3.3.1.7. Test ADH :

Toutes les souches de *Moraxella* isolées ne possédant pas l'arginine dihydrolase.

II.3.3.1.8. L'esculine :

Les souches isolées n'ont pas attaqué l'esculine.

II.3.3.1.9. Test PNPG :

Toutes les souches donnent une réponse négative au test PNPG (β -galactosidase).

II.3.3.1.10. Réduction des nitrates :

Les 8 souches réduisent les nitrates en nitrites. Présence de nitrate réductase.

II.3.3.1.11. Gélatinase :

Les 8 souches isolées n'ont pas attaqué la gélatine après trois jours d'observation à 37°C. Absence de gélatinase.

II.3.3.1.12. Uréase et indole :

Les 8 souches ne produisent pas d'indole et ne possèdent pas d'uréase.

II.3.3.1.13. Métabolisme glucidique :

Aucun sucre n'est attaqué, par aucune souche. Ces bactéries sont inertes sur les hydrates de carbone.

II.3.3.1.14. L'activité DNase :

Toutes les bactéries étudiées n'hydrolysent pas l'ADN.



Figure 43: Une galerie API 20 NE présente les résultats des tests biochimiques d'une *Moraxella* isolée.

Les principaux caractères morphologiques et biochimiques des *Moraxella* isolées et de *Moraxella ovis* (selon VELA A I et al ; 2010) sont répertoriés dans le tableau 27.

Tableaux 27 : Comparaison des caractères morphologiques et biochimiques de *Moraxella ovis* et *Moraxella* isolée.

	<i>Moraxella ovis</i>	<i>Moraxella</i> isolée (8 souches)
Morphologie	C	C
Hémolyse	(+)	+
Tolérance à 5% de NaCl	+	+
Croissance à 42°C	+	+
Réduction des nitrates	+	+
Assimilation du glucose	-	-
DNase	-	-
Gélatinase	-	-

En conclusion les 08 souches de Moraxella isolés des kératoconjunctivites infectieuses des ovins sont identifiées comme Moraxella ovis.

Après le diagnostic bactériologique des prélèvements, nous avons constaté que les prélèvements où nous avons isolé des *Moraxella* sont pris des cas caractérisé par une conjonctivite bilatérale, epiphora non purulent, photophobie, néovascularisation sclérale et néovascularisation cornéenne.

CHAPITRE III : LA DISCUSSION

La situation des kératoconjunctivites infectieuses ovines à *Moraxella ovis* sur les moutons algériens est inconnue. Jusqu'à ce jour, aucune donnée épidémiologique n'a été publiée, De Même, les travaux de recherches mondiales concernant les affections oculaires ovines ne sont pas fréquentes.

Cependant, la présente étude sur le mouton algérien (Ouled djallal) est le premier point de départ pour déterminer l'ampleur de cette maladie et les facteurs de risques qui peuvent influencer son apparition dans la région d'Ain Boucif, confirmé par un diagnostic bactériologique.

A notre connaissance, cette étude sur les kératoconjunctivites infectieuses ovines est la première sur la race locale et la deuxième sur cette maladie en Algérie après les travaux du MENOUERI M N (en cours de publication) sur des moutons de la race Lacaune importé par l'Institut Pasteur et qui ont développés une kératoconjunctivite infectieuse au cours de la quarantaine. Le diagnostic bactériologique a confirmé la présence de *Moraxella ovis*.

Par ailleurs, beaucoup de difficultés sont rencontrées lors de la réalisation de ce travail à cause de la rareté d'information bibliographique sur la pathologie chez les ovins. Par conséquent, nos données ne peuvent pas être comparées facilement avec des études précédentes.

Sur le plan pratique le manque de la disponibilité des milieux de culture bactériologique et de conservation nous ont empêchés, d'une part, de réaliser immédiatement le diagnostic, et d'autre part, de conserver correctement les prélèvements. Cela nous a obligé de conserver les échantillons par congélation à sec à -18°C ; nous constatons dans nos résultats le rôle néfaste de la congélation sur la survie des bactéries en particulier les *Moraxella*, ceci à été rapporté également par QUINN et al (1994).

- Nos résultats montrent que la prévalence de l'infection est la même entre les jeunes ovins et les adultes et que la différence est non significative ($p > 0,05$). Par conséquent, les deux classes d'âge partagent la même sensibilité à l'affection.

Par contre GIACOMETTI et al. (2002), DEGIORGIS et al. (2000) et CATUSSE (1982) ont rapporté que les jeunes animaux sont les plus touchés.

- Pour le facteur sexe, nous avons remarqué que les mâles (59%) sont plus touchés par rapport aux femelles (41%) et la différence est significative ($p < 0,05$). Cela peut être lié à son effectif élevé qui est dû à la dominance des élevages des mâles qui sont destinés pour l'abattage dans cette région, plutôt qu'à une sensibilité par rapport au sexe.

Au contraire, GIACOMETTI et al. (2002) ont signalé que les femelles sont les plus sensibles à l'infection.

- Nous avons observé que les animaux exposés au soleil sont les plus touchés (76%) avec une différence hautement significative ($p < 0,001$). Ce même constat a été fait par EGWU GO (1989). Cela est expliqué par l'effet irritant des ultra-violets sur la cornée et la conjonctive qui entraîne des micro-érosions facilitant la pénétration des germes et favorise l'évolution de la maladie plus rapidement ceci a été constaté également par COLLARD (1977) et HUGHES D F et PUCB G W (1970).

L'exposition aux ultra-violets a un effet important sur la prévalence des kératoconjunctivites infectieuses des ovins.

- Nous avons remarqué que la majorité des cas de kératoconjunctivite infectieuse ovine est apparue dans les élevages qui ne séparent pas les animaux de différents âges (69%). La différence statistique est hautement significative entre les deux modes d'élevage (avec et sans séparations) ($p < 0,001$). Cela pourrait être expliqué par :

- ✓ la dominance de ce mode d'élevage par rapport à l'autre dans cette région ;
 - ✓ l'augmentation du taux de contamination dans les élevages en promiscuité.
- Ces mêmes constatations ont été faites par CLERC B, (1997) qui a rapporté que la récurrence des troubles des kératoconjunctivites infectieuses ovines est fréquemment observée à l'intérieur d'un même troupeau à intervalle

irréguliers (quelques semaines à quelques mois). Lors de ces nouveaux épisodes, les animaux guéris ou les jeunes qui ne sont jamais malades sont alors touchés.

Par conséquent, la promiscuité a un effet sur la prévalence des kératoconjunctivites infectieuses ovines.

- Pour le facteur présence ou absence des hautes herbes, nous avons constaté que trois quarts des cas sont observés suite à la présence des hautes herbes, la différence statistique est hautement significative ($p < 0,001$).

Nos résultats sont similaires à ceux rapportés par BROWN J F et ADKINS T H (1972) qui indiquent que le rôle des hautes herbes est important dans le traumatisme de la cornée et l'installation de l'infection de kératoconjunctivite.

Pour le facteur apport vitaminique, nous avons observés que les animaux qui ne reçoivent pas des vitamines dans leur alimentation sont les plus sensibles au kératoconjunctivites infectieuses ovines. Ces résultats peuvent être expliqués par le rôle des vitamines et surtout la vitamine A dans la prévention des affections oculaires par son effet dans l'activation de l'immunité et dans le renforcement des tissus.

Mais le taux élevé des cas constatés (74%) est en relation avec le mode d'alimentation des animaux qui ne reçoivent les vitamines que pendant les périodes d'engraissement (2 à 4 mois avant l'abattage).

La présence des hautes herbes dans le pâturage et l'absence des vitamines dans l'alimentation ont un effet positif sur l'apparition des kératoconjunctivites infectieuses ovines.

- D'après les résultats de la présente étude, nous avons remarqué que les mauvaises conditions d'hygiène jouent un rôle important dans l'apparition des kératoconjunctivites infectieuses ovines où nous avons enregistré un taux de 56% de cas dans les élevages où les conditions d'hygiène sont absentes.

Ces constatations ont été rapportées également par WOOD DR et al (1965) qui constatent que les mauvaises conditions d'hygiène agissent sur le comportement de l'animal qui le rend stressé, par conséquent, il devient moins résistant aux échou-agressions, NICOLET J et BÜTTIKER W (1975) constatent également que

l'augmentation de risque de contamination par le manque d'hygiène favorise la dissémination des agents vecteurs.

- D'après les résultats obtenus et les constatations du terrain nous avons remarqué que la pullulation des mouches durant l'été et l'automne coïncide avec les taux d'infection les plus élevés (64%).

Les mêmes constatations ont été faites par DEGIORGIS M-P et al (1999) et GIACOMETTI et al (2002) qui indiquent que les diptères traumatisent la cornée et favorisent l'installation de la maladie.

- L'analyse statistique des résultats obtenus montre que la différence des prévalences des kératoconjunctivites infectieuses ovines en fonction de la présence ou l'absence des poussières est non significative ($p > 0,05$), ce qui signifie que la présence des poussières n'influence pas sur la prévalence des kératoconjunctivites infectieuses ovines dans cette présente étude.

Mais comparativement aux autres études, ces résultats sont différents par rapport à ceux rapportés par BROWN J F et T H ADKINS (1972) qui indiquent que les poussières préparent le terrain à l'infection par leur rôle abrasif sur la cornée et qui est prépondérant en été et en automne.

- Malgré que le rôle favorisant des infestations parasitaires dans l'apparition des kératoconjunctivites infectieuses ovines a été démontré par PICKETT JP (1999) et ENGLISH RV et NASISSE MP (1996) et justifié par la capacité de ces parasites à endommager la conjonctive et la cornée et favorisé l'implantation de l'infection, les résultats de notre étude montrent que les infestations parasitaires ont été notées seulement dans 15% des cas. Ce taux faible peut être expliqué par le déparasitage systématique des animaux par l'ivermectine surtout pendant les périodes chaudes où la prévalence des kératoconjunctivites infectieuses ovines est à son pic.

Les constatations sur les signes cliniques des kératoconjunctivites infectieuses ovines sont caractérisés par la présence de la conjonctivite dans tous les cas, cela est expliqué vu que celle-ci est le premier symptôme de toute infection oculaire et qui persiste durant tous les stades d'évolution de la maladie.

De même, l'importance observée des signes de la photophobie (80%), de la blépharospasme (69%), de l'épiphora non purulente (69%) et de la néovascularisation sclérale (61%) et cornéenne (47%) est interprétée du fait que ce sont des signes cliniques communs des kératoconjunctivites infectieuses ovines quelque soit l'agent causal.

Par ailleurs, l'ulcère de la cornée est observé dans 15% de cas seulement. Ce taux est élevé comparativement avec les constatations de HOSIE BD (2000) et de JANSEN BD (2006) qui ont rapporté que l'ulcération de la cornée peut rarement se produire dans certains cas de kératoconjunctivite infectieuse ovine à *Mycoplasma conjunctivae* ou à *chlamydochloa pecorum*.

Nos résultats peuvent être justifiés par l'absence du traitement dans les premiers stades d'évolution qui, par conséquent, a augmenté le nombre de cas de complication (cas d'ulcération).

Les résultats obtenue dans notre étude sur la répartition des cas des kératoconjunctivites infectieuses ovines selon la localisation des lésions (unilatérales ou bilatérales) montrent une prédominance des lésions unilatérale avec un taux de 69%, alors que MOORE et WALLACE (1999), ont montrent que *Moraxella ovis* peut causer généralement des lésions bilatérales.

Dans cette étude, différents stades d'évolution lésionnelle des kératoconjunctivites infectieuses ovines ont été notés. Celui de la kératoconjunctivite ou kératite a enregistré le taux le plus élevé (46%), puis vient celui de la conjonctivite (29%) et enfin celui de la complication (25%). Statistiquement, la différence est hautement significative.

Cependant, l'interprétation de ces résultats est en étroite relation avec la gestion de la thérapie des éleveurs puisque le traitement est efficace dans 90% de cas.

Pour cela, le pourcentage de chaque stade d'évolution des lésions exprime le nombre des éleveurs qui s'intéressent ou pas à leurs animaux. C'est-à-dire :

- ✓ 46% des éleveurs traitent leurs animaux quand les lésions atteignent le stade de kératoconjonctivite ou kératite.
- ✓ 29% des éleveurs prennent en considération la maladie et traitent les animaux au début de la maladie (conjonctivite).
- ✓ 25% des éleveurs ne s'intéressent pas à leurs animaux et laissent l'infection arriver à un stade avancé (complication).

Dans cette présente étude, les différentes procédures thérapeutiques appliquées pour traiter les kératoconjonctivites infectieuses ovines sont caractérisées par l'utilisation importante du traitement II (Oxytétracycline LA + Tylosine, collyre). Par contre, un faible usage a été enregistré pour le traitement VI (Oxytétracycline LA, par voie générale) et le traitement V (Oxytétracycline LA, collyre).

Pour justifier ces résultats, deux points essentiels doivent être analysés :

a) *Le choix de l'antibiotique :*

D'après les résultats obtenus, nous avons remarqué qu'il y a deux choix d'antibiotique :

- L'oxytétracycline LA, tous seul ou associée à la tylosine, qui est choisie dans 75% des cas.
- L'amoxicilline avec l'acide clavulanique, qui est choisie dans 25% des cas.

D'après RAMSEY DT (1999²), la plupart des agents pathogènes bactériens des ovins et caprins sont sensibles à la tétracycline, le traitement par l'association d'une tétracycline injectable à longue action et d'une préparation ophtalmique de tétracycline est généralement efficace pour la plupart des infections bactériennes.

b) La voie d'administration du traitement :

Selon nos résultats, nous avons constaté que les vétérinaires appliquent le traitement par voie générale ou par voie locale (collyre ou pommade ophtalmique) et que la voie locale est la plus utilisée (75% des cas), ces résultats sont comparables à ceux de MELANIE et al (2012), qui indiquent que lors des kératoconjunctivites infectieuses ovines l'utilisation de l'antibiothérapie par voie locale est généralement préférée à la voie générale en raison de la concentration de l'antibiotique au niveau des tissus qui est plus élevée lors de l'application locale.

En fait, nous supposons que l'absence de la guérison dans 10% des cas des kératoconjunctivites infectieuses ovines ne semble pas lié au mauvais choix du traitement, ni à la résistance des agents causaux, mais elle semble être expliquée plutôt par l'avancement des stades d'évolution lésionnelle de ces cas.

Les résultats de notre travail montrent que 16% des cas guéris présentent des cicatrices persistantes. En se basant sur nos constatations personnelles, nous avons remarqué que la cicatrice persiste dans les cas avancés qui présentent une kératite ulcéreuse ou hypopion.

L'analyse statistique des résultats obtenus montre que :

a) L'intensité d'apparition des kératoconjunctivites infectieuses ovines dans la région d'AIN BOUCIF est plus importante en été, moindre en automne et faible en hiver et au printemps, avec une différence hautement significative entre les quatre saisons.

b) Il existe une corrélation entre la fréquence de la maladie et la température maximale et que la plus part des cas sont apparus pendant les périodes les plus chaudes de l'année (l'été et le début de l'automne).

c) Il existe une corrélation entre la fréquence des kératoconjunctivites infectieuses des ovins et la pluviométrie, avec une différence hautement significative ($p < 0,001$), et que la prévalence la plus élevée a été enregistré durant les périodes les plus sèches (de mai à septembre).

Nos constatations sont comparables à celles rapportées par:

✓ NICOLET J et FEUNDT EA (1975), qui ont indiqué que la kératoconjonctivite infectieuse ovine apparaît avec une incidence marquée durant les mois chauds et ensoleillés.

✓ EGWU GO et al (1989) qui ont indiqué que le rôle prédisposant et aggravant des irradiations aux ultra-violets dans les kératoconjonctivites infectieuses ovines semble irréfutable.

✓ DEGIORGIS MP et al (1999), qui ont montré que les mouches et les lépidoptères ophtalmiques qui augmentent en été, peuvent favoriser l'installation et la transmission de la maladie.

✓ BROWN J F et T H ADKINS (1972), qui ont démontré que les poussières transportées par le vent qui augmente pendant les périodes sèches, et les tiges des plantes qui persistent pendant l'été et l'automne préparent incontestablement le terrain pour l'implantation des infection des kératoconjonctivites infectieuses ovines par son action irritative sur la cornée.

✓ PICKETT J P (1999), qui a noté que le rôle des larves de l'*Oestrus ovis* qui apparut durant l'été et l'automne dans l'apparition des kératoconjonctivites infectieuses ovines a été discuté et démontré.

✓ GIACOMETTI M et al (2002), qui ont indiqué que l'augmentation de la fréquence de la maladie durant les mois chauds coïncide avec l'apparition des insectes vecteurs qui pullulent à cette période de l'année.

D'après toutes les constatations précédemment citées, nous concluons que la prévalence des kératoconjonctivites infectieuses ovines est plus élevée pendant les périodes sèches et ensoleillées, et cela peut être expliqué par :

1) L'augmentation des facteurs favorisants pendant ces période principalement les irritants environnementaux (surtout les ultra-violets).

2) La pullulation des agents vecteurs (qui augmente le risque de contamination).

Pour confirmer la présence de *Moraxella ovis* dans les yeux des moutons Algériens présentant les signes de kératoconjonctivite infectieuse, une analyse bactériologique a été effectuée sur les prélèvements récoltés.

Cependant, l'identification de *Moraxella ovis* avec les autres *Moraxella* pose beaucoup de problèmes et exige des tests complémentaires avec les systèmes d'identification miniaturisés.

En fait, sur un total de 140 prélèvements (127 congelés et 13 frais) des ovins atteints de kératoconjonctivite infectieuse, 23 prélèvements se sont révélés négatifs.

Les 23 cultures négatives proviennent de 127 échantillons congelés, alors que les 13 prélèvements frais se sont tous révélés positifs. Nos résultats sont confirmés par l'étude faite par QUINN et al (1994) qui ont bien montré l'effet nuisible de la conservation par congélation sur la survie des bactéries.

Par ailleurs, 161 bactéries ont été isolées des prélèvements positifs, parmi ces dernières, 8 souches appartiennent à *Moraxella ovis*, dont 7 de celles-ci ont été isolées à partir de 13 échantillons frais, soit un taux de 54%.

Ces résultats montrent que *Moraxella ovis* est un agent potentiel de la kératoconjonctivite infectieuse des ovins. Ainsi, nous avons pu confirmer que les kératoconjonctivites infectieuses ovines à *Moraxella ovis* existent chez la race locale en Algérie et que le pourcentage d'isolement de ce germe est important. Ce qui renforce le rôle de cette souche bactérienne comme agent déterminant de la maladie.

Ces constatations précédemment citées sont similaires à celles rapportées par ÅKERSTEDT et HOFSHAGEN (2004) qui ont indiqué que sur 43 moutons norvégiens atteints de kératoconjonctivite infectieuse ovine, 12 *Moraxella ovis* ont été isolés, soit une prévalence de 28%.

De même, NAGLIC et ses collaborateurs (2000), en Croatie, ont isolé 27 *Moraxella ovis* sur 67 prélèvements pris à partir des ovins précédemment touchés par la kératoconjonctivite infectieuse ovine, soit un pourcentage de 40%.

En plus, chez d'autres espèces animales, DUBAY et ses collaborateurs (2000) ont isolé 4 *Moraxella ovis* sur 6 cas de kératoconjonctivite infectieuse chez le cerf mullet et l'élan en WYOMING (Etats-Unis).

Par ailleurs, Il faut mettre en considération que cette bactérie peut exister en absence de la maladie, il s'agit d'un portage oculaire asymptomatique. Cela a été prouvé en Norvège par ÅKERSTEDT J et HOFSHAGEN M (2004), qui ont isolés 5 *Moraxella ovis* sur 50 moutons sains, soit un taux de 10%.

Ainsi, NAGLIC T et ses collaborateurs (2000) ont isolé une seule *Moraxella ovis* sur 38 prélèvements (3%) des ovins qui ne sont jamais touchés par cette maladie.

Autrement, après avoir identifié les souches de *Moraxella ovis* incriminés dans cette maladie, nous avons remarqué que toutes les souches identifiées sont β hémolytique ; ce caractère peut jouer le rôle d'un facteur de virulence pour ces souches.

Enfin, Les résultats relatifs à l'interrelation entre les signes cliniques et l'agent causal montrent qu'il ya une relation entre l'isolement des *Moraxella ovis* et certains signes cliniques comme : la bilatéralité des lésions, l'épiphora non purulent, la photophobie et la néovascularisation sclérale et cornéenne.

Des observations identiques ont été rapportées par MOORE et WALLAS (1993).

CONCLUSION

CONCLUSION

La kératoconjonctivite infectieuse ovine est une maladie contagieuse à distribution mondiale responsable de sérieux problèmes économiques dans les élevages ovins.

Cependant, ce travail est la première contribution à l'étude de cette maladie sur des moutons algériens de la race d'Ouled djallal qui a pour but d'évaluer les différents facteurs de risque pouvant influencer sur sa prévalence et d'identifier les souches de *Moraxella* incriminés.

Les résultats obtenus ont permis de montrer que :

Cette maladie dépend de l'intervention d'un ensemble de facteurs de risques qui sont surtout l'exposition aux ultra-violets, la promiscuité, la présence des tiges vulnérantes dans les pâturages et même dans l'alimentation, l'absence des vitamines dans l'alimentation et les mauvaises conditions d'hygiène (surtout la présence des mouches).

De même, l'influence de ces différents facteurs augmente en parallèle avec les périodes les plus sèches et les plus ensoleillées.

Pour le statut bactériologique, *Moraxella ovis* joue un rôle important dans l'apparition des kératoconjonctivites infectieuses chez le mouton algérien où plus de la moitié (54%) des prélèvements oculaires frais nous a permis d'isoler et d'identifier cette espèce. Certains échantillons étaient des cultures pures de *Moraxella ovis*.

Par conséquent, nous avons pu confirmer la présence de la kératoconjonctivite infectieuse des ovins due à *Moraxella ovis*, dans la région centre de l'Algérie.

Par ailleurs, cette étude a bien démontré l'effet néfaste de la congélation à sec sur la survie de *Moraxella ovis* d'où la nécessité de l'isoler dans les brefs délais.

Enfin, cette étude a fourni pour la première fois une meilleure compréhension de cette maladie chez la race locale ovine en Algérie.

RECOMMENDATIONS

RECOMMANDATIONS

A la lumière des résultats obtenus par notre travail, il nous a été permis de constater de grave lacunes au niveau des pratiques d'élevage et de la démarche clinique. Afin de minimiser la prévalence et la gravité de cette pathologie, nous proposons les recommandations suivantes :

A. Sur le plan préventif :

- ✓ Isolement des animaux malades du reste du troupeau pendant au moins 2 semaines ou plus.
- ✓ Dans les quarantaines, les animaux cliniquement atteints et les animaux exposés doivent être traités et étroitement surveillés des signes cliniques de la maladie oculaire.
- ✓ Eviter l'exposition des animaux aux irritants environnementaux comme : les ultra-violets, les mouches, les poussières, le pollen et le vent.
- ✓ Les pâturages doivent être tendus pour éliminer les longues tiges ou les mauvaises herbes et les graminées grossières.
- ✓ L'alimentation doit être équilibrée et en contenant des apports vitaminiques.
- ✓ Eviter la promiscuité des animaux.
- ✓ La litière contaminée doit être enlevée et les abreuvoirs et les mangeoires doivent être nettoyés et désinfectés.

B. Sur le plan thérapeutique :

- ✓ L'association d'une tétracycline à large action injectable et une préparation ophtalmique de tétracycline est généralement efficace pour la plupart des cas de kératoconjonctivite infectieuse du mouton.
- ✓ L'utilisation des pommades ophtalmiques est généralement préférée au collyre.
- ✓ Dans certains cas de kératite ulcéreuse, le volet de la troisième paupière peut être utilisé comme un pansement ophtalmique temporaire.
- ✓ Les pommades à base de sulfate d'atropine sont recommandées en cas de kératite ulcéreuse ouverte ou une uvéite antérieure.
- ✓ En cas d'ulcération de la cornée, les stéroïdes sont contre indiqués.

Recommandation

✓ En cas d'infection suppurée l'enlèvement de la charge oculaire est important pour prévenir la dermatite péri-oculaire, la blépharite, et la formation d'adhérences entre les paupières, et pour améliorer la pénétration et la biodisponibilité des médicaments ophtalmiques.

✓ Les animaux atteints peuvent avoir des déficits visuels et devraient être confinés ou maintenu à proximité des sources facilement accessibles d'aliment et d'eau.

REFERENCES

BIBLIOGRAPHIQUES

Références bibliographiques

- Åkerstedt J., Hofshagen M., 2004.** Bacteriological investigation of infectious keratoconjunctivitis in Norwegian sheep. *Acta vet. scand.*, 45, 19-26.
- Angelos, J. A., Spinks, P. Q., Ball, L. M. & George, L. W., 2007.** *Moraxella bovoculi* sp. nov., isolated from calves with infectious bovine keratoconjunctivitis. *Int J Syst Evol Microbiol* 57, 789–795.
- Audureau, A., 1940.** Etude de genre *Moraxella*. *Ann. Inst. Pasteur* 64 : 126-166.
- Avril, J. L., H. Dabernat, F. Denis, et H. Monteil., 1992.** Bacteriologie clinique 2ième édition. Edition COPYRIGHT. Pages : 95-101.
- Axenfeld T., 1897.** Uber die chronische diplobacillen-conjunctivitis. *Zentrabl bakteriol. Parasitenk Infections kr Hyg Abt I Orig.* 21: 1-9.
- Baas EJ., Trotter SL., Franklin RM., Barile MF., 1977.** Epidemic caprine keratoconjunctivitis: recovery of *Mycoplasma conjunctivae* and its possible role in pathogenesis. *Infect Immun*, 18(3):806-815.
- Bankemper KW., et al., 1990.** Keratoconjunctivitis associated with *Neisseria ovis* infection in a herd of goats, *J Vet Diagn Invest* 2:76.
- Barnet Kc., Palmer A C., Abrams J T., Bridge P S., Spatling FR Et Sharman I M., 1970.** british veterinary journal 126:561.
- Bee DJ., 1993.** Ovine iritis [letter]. *Vet Rec*;132:200.
- Belloy L., et al., 2001.** Detection of specific *Mycoplasma conjunctivae* antibodies in the sera of sheep with infectious keratoconjunctivitis, *Vet Res* 32:155.
- Belloy L., Janovsky M., Vilei EM., Pilo P., Giacometti M., Frey J., 2003¹.** Molecular epidemiology of *Mycoplasma conjunctivae* in Caprinae: transmission across species in natural outbreaks. *Appl Environ Microbiol*, 69(4):1913-1919.
- Belloy L., Vilei EM., Giacometti M., Frey J., 2003².** Characterization of LppS, an adhesin of *Mycoplasma conjunctivae*. *Microbiology*, 149(1):185-193.
- Blood D.C. et Anderson J.A. 1976.** les maladies provoquées par les carences en vitamine : la carence en vitamine A. deuxième édition française..869-875
- Blowey RW., 1993.** Ovine iritis., *Vet Rec*;132:444.

Références bibliographiques

Bøvre K., 1967. Moraxella and neisseria. Transformation, DNA Analysis and taxonomy. PhD thesis. Kaptein W. Wilhemsenog Frues Bakteriologiske Institutt, University of Oslo.

Bøvre K., and S. D. Henriksen., 1967¹. A new *Moraxella* species, *Moraxella osloensis*, and a revised description of *Moraxella nonliquefaciens*. Int. J Syst. Bacteriol. 17: 127-135.

BøvreK., and S. D. Henriksen., 1967².A revised description of *Moraxella polymorpha* Flamm 1957, with a proposal of a new name, *Moraxella phenylpyrouvica*, for this species. Int. J Sys. Bacteriol. 17: 343-360.

Bowman, J. P., J. Cavanagh, J. J. Austin, and K. Sanderson., 1996.novel *Psychrobacter* species from Antracticornithogenic soils. Int. J. Syst. Bacteriol. 46: 841-848.

Brian D., Jansen James R., Heffelfinger Ted H., Noon Paul R., Krausman, and James C. deVos, Jr., 2006.Infectious Keratoconjunctivitis in Bighorn Sheep, Silver Bell Mountains, Arizona, USA. Journal of Wildlife Diseases, 42(2), , pp. 407–411.

Brightman AH., Wachsstock RS., Erskine R., 1991.Lysozyme concentrations in the tears of cattle, goats and sheep, *Am J Vet Res* 52(1):9.

Broadwater JJ, et al., 2007.Ophthalmic examination findings in adult pygmy goats (*Capra hicus*), *Vet Ophthalmol*10:269.

Brown, J. F., AND T. H. Adkins., 1972.Relationship of feeding activity of face fly(*Musca autumnalis De Geer*) to production of keratoconjunctivitis in calves. American Journal of Veterinary Research 33: 2551-2555.

Brugère-Picoux J., 2004.Maladies des moutons, 2ieme édition. édition France agricole, page : 100,101,103.

Brugere-Picoux J., 1979.lakératoconjunctiviteinfectieuse des bovins. *Rec. Med. Vet.* 155(3) : 201-209.

Bulgin MS, Dubose DA., 1982. Pinkeye associated with *Branhamella ovis* infection in dairy goats, *Vet Med Small AnimClin*77:1791.

Catlin B.W., 1964.Reciprocal genetic transformation between *Neisseria catarrhalis* and *Moraxella nonliquefaciens*. J. Gen. Microbiol. 37: 369-379.

Références bibliographiques

Catlin B.W., 1976. Cellular elongation under the influence of antibacterial agents: Way to differentiate coccobacilli from cocci. *J. Clin. Microbiol.* 1: 102-106.

Catlin B.W., 1991. *Branhamaceae* fam. Nov., a new proposed family to accommodate the genera *Branhamella* and *Moraxella*, *Int. J. Syst. Bacteriol.* 41: 320-323.

Catusse M., 1982. –Evolution de la kératoconjonctivite en Ariège. *Bull. mens. Off. Nat. Chasse*, 64,26-34.

Cello RM., 1967. Ocular infections in animals with PLT (Bedsonia) group agents, *Am J Ophthalmol* 63(5):1270.

Clerc B., 1997. Ophthalmologie vétérinaire, 2ième édition. édition du point vétérinaire.

Collard P., 1977. Contribution a l'étude de l'étiologie de la kératoconjonctivite infectieuse bovine : déduction prophylactique et thérapeutique. Thèse de doctorat vétérinaire. Page : 608, 609, 610.

Cottew GS., 1979. Caprine-ovine mycoplasmas. Academic Press, New York.

Dagnall GJR., 1994¹. Use of exfoliative cytology in the diagnosis of ovine keratoconjunctivitis, *Vet Rec* 135:127.

Dagnall GJR., 1994². An investigation of colonization of the conjunctival sac of sheep by bacteria and mycoplasmas, *Epidemiol Infect* 112:561.

Dagnall GJR., 1994. The role of *Branhamella ovis*, *Mycoplasma conjunctivae*, and *Chlamydia psittaci* in conjunctivitis of sheep, *Br Vet J* 150:65.

Degiorgis M.-P., Abdo El-M., Nicolet J., Frey J., Mayer D. et Giacometti M., 2000. Immune responses to infections of *Mycoplasma conjunctivae* in alpine ibex, alpine chamois, and domestic sheep in switzerland. *J. Wildl. Dis.*, 36, 256-271.

Degiorgis M.-P., Frey J., Nicolet J., Abdo El-M., Fatzer R., Schlatter Y., Reist S., Janovsky M. et Giacometti M., 2000.- An outbreak of infectious keraoconjunctivitis in Alpine chamois (*Rupicapra r. rupicapra*) in simmental-gruyères, switzerland. *Schweizer Arch. Tierheilkd.*, 142, 520-527.

Degiorgis M.-P., Obrecht E., Ryser A. and Giacometti M., 1999. –The possible role of eye-frequenting flies in the transmission of *Mycoplasma conjunctivae*. *Mitteil. Schweizer. Entomolog. Gesellsch.*, 72, 189-194.

Références bibliographiques

Dyce KM, Sack WO, Wensing CJG., 1996.The sense organs. In Dyce KM, Sack WO, Wensing CJG, editors: *Textbook of veterinary anatomy*, ed 2, Philadelphia, , WB Saunders.

English RV, Nasisse MP., 1996.Ocular parasites. In Smith BP, editor: *Large animal internal medicine*, ed 2, St Louis, , Mosby.

Egwu GO., 1992.in vitro antibiotic sensitivity of *Mycoplasma conjunctivae* and some bacterial species causing ovine infectious kerato-conjunctivitis, *Small Rumin Res* 7:85.

Egwu GO., Faull WB., Bradbury JM., Clarkson MJ.,1989.Ovine infectious keratoconjunctivitis: a microbiological study of clinically unaffected and affected sheep's eyes with special reference to *Mycoplasma conjunctivae*. *Vet. Rec.*, 125, 253-256.

Elad, D., I. Yeruham, and N. Bernstein., 1988.*Moraxella bovis* in cases of Infectious Bovine Keratoconjunctivitis (IBK) in Israel. *J. Vet. Med.* 35: 431- 434.

Erdogan HM.,1998.An epidemiological study of listeriosis in dairy cattle [PhD thesis]. United Kingdom: University of Bristol.

Erdogan HM.,2010. Listerial Keratoconjunctivitis and Uveitis (Silage Eye). Division of Veterinary Clinical Science, Department of Internal Diseases, Faculty of Veterinary Medicine, University of Kafkas, 36100 Kars, Turkey.

Fairlie G., 1966.The Isolation of a Haemolytic Neisseria from cattle and sheep in the North of Scotland. *Vet. Rec.*, 78, 101-112.

Fatima CTNI., Mutalib AR., Shah Majid MS., 1994.Cross-sectional study of the clinical and microbiological status of eyes of sheep during an infectious keratoconjunctivitis outbreak, *Trop Anim Health Prod* 26:257.

Freney. J, F., Renaud., R. Leclercq., D. Riegel., 2007. Précise de bactériologie clinique. 2ieme édition. *Edition ESKA*, Paris, *Pages* 951-958.

Références bibliographiques

Gauthier D., 1994. – A propos des recherches infructueuses de l'agent étiologique de la kératoconjunctivite infectieuse des ongulés de montagne. *Bull. Info. Pathol. Anim. Sauv.*, 11, 83-99.

Gerhardt ,R.R., J.W. Allen, W.H. Greene, and P.C. Smith., 1983. The role of face flies in an episode of infectious bovine conjunctivitis. *J. Am. Vet. Med. Ass.* 180 : 156-159.

Giacometti M., Janovsky M., Jenny H., Nicolet J., Belloy L., Goldschmidt-Clermont E. et Frey J., 2002. – *Mycoplasma conjunctivae* infection is not maintained in alpine chamois in eastern Switzerland. *J. Wildl. Dis.*, 38 (2) (in press).

Giacometti M., Janovsky M., Belloy L. and Frey J., 2002. – infectieuse keratoconjunctivitis of ibex, chamois and other Caprinae. *Rev. Sci. Tech. Off. Int. Epiz.*, 21(2), 335-345.

Gouws J.J., Coetzer J.A. and Howell P.G., 1995. – A comparative microbiological study of clinically healthy eyes and those affected by ophthalmia in cattle and the association of noctuid eye-frequenting moths. *Tydskr. S. AFR.vet. Ver.*, 66, 160-169.

Hansson NE, Lindqvist Å, Wierup M., 1984. *Moraxella ovis* isolerat videttut brott av keratokonjunktivit i en färbesättning. *Sven.vet. Tidn.*,36, 823-826.

Henriksen, S. D., 1952. *Moraxella* classification and taxonomy. *J. Gen. Microbial.* 6: 318-328.

Henriksen, S. D. and K. Bøvre.,1968. The taxonomy of the genera *Moraxella* and *Neisseria*. *J. Gen. Microbiol.* 51: 387-392.

Hopkins JB, et al., 1973. Conjunctivitis associated with chlamydial polyarthritits in lambs, *J Am Vet Med Assoc*163:1157.

Hosie BD, Greig A., 1995. Role of oxytetracycline dehydrate in the treatment of mycoplasma-associated ovine keratoconjunctivitis in lambs, *Br Vet J* 151:83.

Hosie BD., 2000. Ocular diseases. In Martin WB, Aitken ID, editors: *Diseases of sheep*, ed 3, Oxford, Blackwell Science.

Hosie BO., 1989. Infectious keratoconjunctivitis in sheep and goats, *Vet Ann* 29:93,

Hughes D F et Puch G W.,1970. *Amer. Journ. Vet. Res.* 31 : page 452.

Références bibliographiques

Janovsky M., Frey J., Nicolet J., Belloy L., Goldshmidt-Clermont E. and Giacometti M., 2001. – *mycoplasma conjunctivae* infection is self-maintained in the Swiss domestic sheep population. *Vet. Microbiol.*, 83, 11-22.

Jansen BD., et al., Infectious keratoconjunctivitis in bighorn sheep, Silver Bell Mountains, Arizona, USA, *J Wildl Dis* 42:407, 2006.

Jones GE., 1991. Infectious keratoconjunctivitis. In Martin WB, Aitken ID, editors: *Diseases of sheep*, ed 2, Oxford, Blackwell Scientific.

Jones GE., 1983. Ovine keratoconjunctivitis. In Martin WB, Aitken ID, editors: *Diseases of sheep*, Oxford, , Blackwell Scientific.

Juni, E., & Bøvre, K., 2005. Genus I. *Moraxella* Lwoff 1939, 173, emend. Henriksen and Bøvre 1968, 391VP. In Bergey's Manual of Systematic Bacteriology, 2nd edn, vol. 2B, pp. 417–425. Edited by D. J. Brenner, N. R. Krieg, J. T. Staley & G. M. Garrity. New York: Springer.

König CDW., 1983. Keratoconjunctivitis infectious ovis (KIO), “pink eye” or “zereogjes” (a survey), *Vet Q* 5:127.

Laak E.A., Schreuder B.E.C., Kimman T.G. and Houvers D.J., 1988. – Ovine keratoconjunctivitis experimentally induced by instillation of *Mycoplasma conjunctivae*. *Vet. Q.*, 10, 217-224.

Laven RA., Lawrence KR., 2006. An outbreak of iritis and uveitis in dairy cattle at pasture associated with the supplementary feeding of baleage. *N Z Vet J*;54:151-2.

Lindqvist K., 1960. A *Neisseria* species associated with infectious keratocnjunctivitis of sheep – *Neisseria ovis* nov. spec. *J. infect. Dis.*, 106, 162-165.

Lwoff, A., 1939. Révision et démembrément des haemophilae, le genre *moraxella* nov. *Gen. Ann. Inst. Pasteur* 62 : 168-176.

Références bibliographiques

- Maggs DJ., Miller PE., Ofri R., editors., 2008.***Slatter's Fundamentals of veterinary ophthalmology*, ed 4, St Louis, , Saunders Elsevier.
- Maré C.J. and Loveday R.K., 1994.** – Mycoplasmal pneumonia of bigs. In infectious diseases of livestock (J.A.W. Coetzer, G.R. Thomson and R.C. Tustin, eds). Oxford University Press, New York, 1498-1500.
- Martin CL., Anderson BG., 1991.**Ocular anatomy. In Gelatt KN, editor: *Veterinary ophthalmology*, ed 1, Philadelphia, Lea & Febiger.
- Mayer D., Degiorgis M-P., Meier W., Nicolet J. et Giacomtti M., 1997.**lesions associated with infectieus keratoconjunctivitis in alpine ibex. *J. wild.dis.*, 33, 413-419.
- McCauley EH., Surman PG., Anderson DR.,1971.**Isolation of *Mycoplasma* from goats during an epizootic of keratoconjunctivitis, *Am J Vet Res* 32:861.
- Melanie J., Boileau, Margi A.,Gilmour., 2012.***Sheep and Goat Medicine (Second Edition)*, chapitre 14- diseases of the eye . , *Pages 406-441.*
- Menoueri, N., Y. Richard., J. Brunet., and J. Oudar., 1988.** Flore bactérienne aérobie et aéro-anaérobie des cavités nasals de l'agneau de bergerie. *Ann. Rech. Vet.* 19 : 175-180.
- Mohanty SB., et al., 1972.**Natural infection with infectious bovine rhinotracheitis virus in goats, *J Am Vet Med Assoc*160:879.
- Moore CP., Wallace LM., 1993.**Selected eye diseases of sheep and goats. In Howard JL, editor: *Current veterinary therapy 3: food animal practice*, Philadelphia, , WB Saunders.
- Morax, V.,1896.** Note sur un diplobacille pathogène pour la conjonctive humaine. *Ann. Inst. Pasteur* 10 : 337-345.
- Murray, E. D. G., 1948.**Family XI. *Parvobacteriaceae* rahn, p. 545-546. In: R. S. breed, E. G. D. murray, and A. Parker Hitchens (eds). *The bergey's manual of determinative bacteriology*, sixth edition. The Williams & Wilkins Company, Baltimore.
- Naglic T., Hajsig D., Frey J., Soel B., Busch K. et Lojkic M., 2000.**Epidemiological and microbiological study of an outbreak of infectieuse keratoconjunctivitis in sheep.*Vet. Rec.*, 147,72-75.
- Neitfeld JC., 2001.** Chlamydial infections in small ruminants, *Vet Clin North Am Food AnimPract*17:301.

Références bibliographiques

Nicolet J et büttiker W., 1975. observation sur la kératoconjonctivite du bovin en côte d'ivoire ; étude sur le rôle vecteur des lépidoptères ophtalmotropes. *Rev. Elev. Méd. Vét. Pay. Trop*, 28,125-132.

Nicolet, J. & Feundt, E. A., 1975. Isolations of *Mycoplasma conjunctivae* from chamois and sheep affected with keratoconjunctivitis. *Zentralblattfur Veterinar-Medizin B* 22, 302-307.

Petit, P.1899. Sur une forme particulière d'infection cornéenne à type serpigineux. *Ann. Ocul.* 121 : 166-184.

Pettersson, B., A. Kodjo, M. Ronaghi, M. Ulhen and T. Tonjum., 1998. Classification of the family *Moraxellaceae* by 16s rDNA sequence analysis, with special emphasis on differentiation among the classical moraxellae. *Int. J. Syst. Bacteriol.* 48: 75-89.

Pickett JP.,1999. Selected eye diseases of food and fiber-producing animals. In Howard JL, Smith RA, editors: *Current veterinary therapy: food animal practice*, ed 4, Philadelphia, WB Saunders.

Prince JH., Diesem CD., Eglitis I., Ruskell GL., 1960. *Anatomy and histology of the eye and orbit in domestic animals*, Springfield, Charles C Thomas.

Quinn, P. J., M. E. Carter., B. K. Markey., And G. R. Carter., 1994. Clinical veterinary microbiology. Wolfe Publishing, London, UK, 648 pp.

Ramsey DT., 1999. Surface ocular microbiology in food and fiber-producing animals. In Howard JL, Smith RA, editors: *Current veterinary therapy: food animal practice*, ed 4, Philadelphia, WB Saunders.¹

Ramsey DT., 1999. Ophthalmic therapeutics. In Howard JL, Smith RA, editors: *Current veterinary therapy: food animal practice*, ed 4, Philadelphia, , WB Saunders.²

Ratti P., 1967. –Berichtüber den Verlauf der Gemsblindheitim Jahre 1966 in Graubünden. *Schweizer Arch. Tierheilkd.*, 109, 401-403.

Rosenbusch, R. F., and A. G. Ostle., 1986. *Mycoplasma bovoculi* infection increases ocular colonization by *Moraxella ovis* in calves. *Am. J. Vet. Res.* 47: 1414-1416.

Références bibliographiques

Rossau, R., A. Vanlandschoot, M. Gillis, and J. De Ley., 1991. Taxonomy of *moraxellaceae* fam. Nov., a new bacterial family to accommodate the genera *Moraxella*, *Acinetobacter*, and *psychrobacter* and related organisms. *Int. J. Syst. Bacteriol.* 41: 310-319.

Samuelson DA., 2007. Ophthalmic anatomy. In Gelatt KN, editor: *Veterinary ophthalmology*, ed 4, Ames, Iowa, , Blackwell Publishing.

Sargison N.,1993. Health hazard associated with the feeding of big bale silage. In *Pract*;2:291–7.

Scarlett.,1916. Infection cornéenne à diplobacilles. Notes sur deux diplobacilles non encore décrits (*bacillus duplex nonliquefaciens et bacillus duplex josephi*). *Ann. Ocul.* 153 : 100-111.

Smith MC., Sherman DM.,1994. Ocular system., editors: *Goat medicine*, Philadelphia, , Lea &Febiger.

Spradbrow PB., 1971. Experimental infection of the ovine cornea with *Neisseria ovis*. *Vet. Rec.*, 88, 615-616.

Stackebrandt, E., R. G. E. Murray, and H. G. Trüpper., 1998. *Proteobacteria* class is no a name for the phylogenetic taxon that includes the “purple bacteria and their relatives”. *Int. J. Syst. Bacteriol.* 38: 321-325.

Stärk K.D.C., Keller H. and Eggenberger E., 1998. – Risk factors for the reinfection of specific pathogen free pig breeding herds with enzootic pneumonia. *Vet. Rec.*, 131, 532-535.

Staric J., Krizanec F., Zadnik T.,2008. *Listeria monocytogenes* keratoconjunctivitis and uveitis in dairy cattle. *Bull Vet Inst Pulawy*;52:351–5.

Stephenson EH., Storz J., Hopkins JB.,1974. Properties and frequency of isolation of chlamydiae from eyes of lambs with conjunctivitis and polyarthritis, *Am J Vet Res* 35:177,

Storz J., et al., 1967. Isolation of psittacosis agents from follicular conjunctivitis of sheep, *Proc Soc Exp Biol Med* 125:857.

Thrusfield M., 1995. – *Veterinary epidemiology*, 2nd Ed. Blackwell Science, Oxford, 479pp.

Références bibliographiques

Trotter SL., et al., 1977.Epidemic caprine keratoconjunctivitis: experimentally induced disease with a pure culture of *Mycoplasma conjunctivae*, *Infect Immun*18:816.

Van Kampen KR.,1971.Ophthalmic lesions in locoweed poisoning of cattle, sheep, and horses, *Am J Vet Res* 32:1293.

Vela, A. I., Arroyo, E., Aragon, V., Sanchez-Porro, C., Latre, M. V., Cerdà-Cuellar, M., Ventosa, A., Dominguez, L. & Fernandez- Garayzabal, J. F., 2009.*Moraxella pluranimalium* sp. nov., isolated from animal specimens. *Int J Syst Evol Microbiol* 59, 671–674.

Vela, A. I., Sanchez-Porro, C., Aragon, V., Olvera, A., Dominguez, L., Ventosa, A., & Fernandez- Garayzabal, J. F., 2010.*Moraxella porci* sp. nov., isolated from pigs. *Int J Syst Evol Microbiol* 59, 671–674.

Vilei EM, et al., 2007.Validation and diagnostic efficacy of a TaqMan real-time PCR for the detection of *Mycoplasma conjunctivae* in the eyes of infected caprinae, *J Microbiol Methods* 70:384.

Walker JK, Morgan JH.,1993. Ovine ophthalmitis associated with *Listeria monocytogenes*, *Vet Rec* 132:636.

Watson CL.,1989.Bovine iritis [letter]. *Vet Rec*;124:411.

Welchman DD., Hooton JK., Low JC.,1997.Ocular disease associated with silage feeding and *Listeria monocytogenes* in fallow deer. *Vet Rec*;140:684–5.

Whitley RD., Albert RA.,1984.Clinical uveitis and polyarthritis associated with *Mycoplasma* species in a young goat, *Vet Rec* 115:217.

Wilsmore AJ, Dagnall GJR, Woodland RM.,1990.Experimental conjunctival infection of lambs with a strain of *Chlamydia psittaci* isolated from the eyes of a sheep naturally affected with keratoconjunctivitis, *Vet Rec* 127:229.

Wood DR., Watson WA., Hunter D.,1965.Conjunctivitis in sheep, *Vet Rec* 77:551.

Références bibliographiques

Wyman M., 1983. Eye diseases of sheep and goats, *Vet Clin North Am Large Anim Pract* 5:657.

Xie, C. H. and A. Yokota., 2005. Transfer of the misnamed [*Alysiella*] sp. IAM 14971 (=ATCC 29468) to the genus *Moraxella oblonga* sp. nov. *Int. J. Syst. Microbiol.* 55: 331-334.

ANNEXES

Annexes 1: Questionnaire de l'enquête épidémiologique-clinique.

Questionnaire d'enquête épidémiologique-clinique sur les K.C.I.O

Région : daïra d'AIN BOUCIF wilaya de MEDEA

Numéro du prélèvement :

Date du prélèvement :/...../.....

I. L'animal :

- Age¹ : jeune adulte
- Sexe : mâle femelle

II. Les conditions d'élevage :

1. Exposition au soleil : oui non
2. Promiscuité : oui non
3. L'alimentation :
 - Alimentation : équilibrée non équilibrée
 - Aliment grossier : oui non
 - La présence des hautes herbes dans le pâturage : oui non
 - Apport des vitamines : oui non
4. L'hygiène : bonne moyenne mauvaise
5. La présence des mouches : oui non
6. La présence des poussières : oui non
7. Infestation parasitaire : *Thelaziacaliforniensis* *Oestrus ovis*

III. les signes cliniques :

<input type="checkbox"/> Conjonctivite	<input type="checkbox"/> Photophobie
<input type="checkbox"/> Blépharospasme	<input type="checkbox"/> Néovascularisation cornéenne
<input type="checkbox"/> Epiphora →	<input type="checkbox"/> (purulent) <input type="checkbox"/> non purulent)
<input type="checkbox"/> Néovascularisation sclérale	<input type="checkbox"/> Ulcère de la cornée

IV. Les lésions :

- Unilatérale bilatérale
- Stade d'évolution : stade I stade II stade III

V. Traitement :

.....

.....

.....

VI. Résultat du traitement :

- Bon mauvais
- Si bon : cicatrisation guérison totale

¹ : Age : jeune= 0-12mois ; adulte= plus de 12 mois

² : Stade d'évolution des lésions : stade I= conjonctivite ; Stade II= kérato-conjonctivite ou kératite ; Stade III= complication.

Annexe 2: Milieu de culture, réactifs et solutions.

1. Bouillon trypticase-soja:

Composition:

- Hydrolysate tryptique de caséine.....17g/l
- Peptone de soja.....3g/l
- Chlorure de sodium.....5g/l
- Phosphate de potassium.....2,5g/l
- Glucose.....2,5g/l
- pH= 7,3

Ce bouillon hautement nutritif permet une croissance abondante de la plupart des germes aérobies et anaérobies sans l'adjonction de substances nutritives tel le sérum.

2. Gélose Colombia au sang du mouton :

C'est un milieu riche qui permettant la culture et l'isolement d'une grande variété de micro-organismes et plus particulièrement de germe exigeantes, sans interférer avec leurs réactions d'hémolyse.

Composition et rôle des constituants :

Constituants	Rôle
Peptone (20g)	Source d'azote et d'énergie
Amidon de maïs (1g)	Source de carbone et d'énergie, détoxifiant
Extrait de levure (3g)	Source de vitamine et facteurs de croissance
NaCl (5g)	Source de minéraux / maintien de la pression osmotique
Sang de mouton défibriné (5%)	Mise en évidence du pouvoir hémolytique Source de facteurs de croissance
Agar (13,5g)	Agent gélifiant
Eau qsp 1L	Solvant du milieu
pH=7,3	
incubation 24h à 37°C	

3. Coloration de Gram :

Principe :

Cette méthode de coloration est très importante en bactériologie car toutes les bactéries ne se comportent pas de la même façon. Certaines bactéries colorées par le violet puis traitées par le lugol ne se décolorent pas dans l'alcool-acétone ; elles sont dites Gram(+) ; d'autres, au contraire, se décolorent et sont dites Gram (-). Cette différence de comportement est devenue un critère de classification.

4. Etat frais.

Méthode de BURRI :

C'est une préparation simple, qui se conserve mal et qui permet d'observer des bactéries vivantes et d'apprécier leur mobilité et éventuellement la présence de capsules.

Sur une lame de verre porte-objet propre et dégraissé, déposer à l'aide de l'anse de platine une grosse goutte de culture fournie dans un tube à hémolyse, il est mis à proximité de la goutte, une très fine goutte d'encre de Chine à grain très fin, puis le tout est recouvert par la lamelle puis luter.

L'encre a tendance à diffuser dans la préparation formant ainsi une zone opaque qui présente en réalité un gradient d'intensité, allant du gris très pâle au noir très foncé.

Les particules d'encre de Chine sont destinées à mettre en évidence les éventuelles capsules qui seraient portées par les bactéries.

5. Test de l'oxydase :

Ce terme ne désigne pas une enzyme particulière mais la capacité que possèdent certaines bactéries à oxyder la NN diméthyl-paraphénylène-diamine réduite et incolore en un dérivé semi-quinonique rose violacé.

NN diméthyl-paraphénylène-diamine (incolore) $\xrightarrow{\text{oxydase}}$ dérivé semi-quinonique (rose violacé)

Cette recherche présente un intérêt taxonomique **pour les bactéries Gram(-)**.

Technique :

Sur une lame propre et sèche, déposer dans un angle une goutte d'eau distillée.

A l'aide de pinces flambées, saisir un disque pour la recherche de l'oxydase, le réhydrater dans l'eau et le déposer à l'envers au milieu de la lame. (veiller à ce que le liquide ne déborde pas du disque).

Avec une pipette pasteur, prélever des bactéries sur un milieu solide (de préférence une gélose nutritive) et les déposer sur le disque. Attendre quelques secondes.

Précautions :

- Ne pas utiliser une anse de platine pour prélever les bactéries.
- Ne pas imbiber le disque avec trop d'eau
- Ne pas réaliser les tests à partir d'un milieu glucidique.

Résultats :

- ✓ L'apparition d'une coloration violette au niveau du dépôt : **oxydase (+)**.
- ✓ Pas de coloration au niveau du dépôt : **oxydase (-)**.

6. Gélose viande-foie :

- Base viande-foie30g/l
- Glucose.....2g/l
- Agar.....6g/l
- pH= 7,4 – 7,6.

Ce milieu permet la recherche du mode respiratoire des bactéries ainsi que l'isolement en profondeur des bactéries anaérobies.

7. Galerie API 20NE :

API 20NE est un système standardisé, pour l'identification des bacilles Gram négatif n'appartenant pas à la famille des entérobactéries, mais principalement aux genres suivants : *Pseudomonas, Acinetobacter, Flavobacterium, Moraxella, Vibrio, Aeromonas, etc.*

Principe :

La galerie API 20 NE se compose d'une galerie constituée de 20 microtubes contenant milieux et substrats sous forme déshydratée.

Les tests conventionnels sont inoculés avec une suspension bactérienne saline qui reconstitue les milieux. Les réactions produites durant la période d'incubation se traduisent par des virages colorés spontanés ou révélés par l'addition de réactifs.

Les tests d'assimilation sont inoculés avec un milieu minimum et les bactéries cultivent seulement si elles sont capables d'utiliser le substrat correspondant.

La lecture de ces réactions se fait à l'aide du Tableau de lecture et l'identification est obtenue à l'aide du tableau d'identification.

Technique :

✓ **Préparation de la galerie :**

Réunir fond et couvercle d'une boîte d'incubation et répartir de l'eau dans les alvéoles pour créer une atmosphère humide.

Déposer stérilement la galerie dans la boîte d'incubation.

✓ **Préparation de l'inoculum :**

Faire une suspension bactérienne, dans une ampoule de NaCl 0,85% Medium ou dans un tube d'eau distillée stérile, de turbidité égale à celle de l'étalon 0,5 McFarland.

✓ **Inoculation de la galerie :**

Remplir les tubes (et non les cupules) des tests NO₃ à PNPG avec la suspension précédente. Eviter la formation de bulles.

Transférer 200 µl (4 à 8 gouttes) de la suspension précédente, dans une ampoule AUX Medium. Homogénéiser.

Remplir les tubes et cupules des tests GLU à PAC.

Remplir d'huile de paraffine les cupules des trois tests GLU, ADH, URE.

Incuber 24 heures à 30°C.

Lecture :

Après incubation, la lecture de la galerie doit se faire en se référant au Tableau de Lecture.

Réaliser les tests nécessitant l'addition de réactifs : voir tableau de résultats.

Identification :

✓ **Avec le tableau d'identification :**

Comparer les réactions notées sur la fiche de résultats avec celle du tableau ;

✓ **Avec le catalogue analytique :**

Les tests sont regroupés en groupe de 3, et une valeur (1,2 ou 4) est indiquée pour chacun.

Additionner à l'intérieur de chaque groupe les nombres correspondants aux tests positifs.

On obtient un nombre 7 chiffres qui sert de code d'identification.

✓ **Avec un logiciel d'identification.**

Tests	Substrat	Enzymes/Réactions	Résultats	
			Négatif	Positif
NO ₃	Nitrate de potassium	Réduction des nitrates en nitrites	NIT 1 + NIT 2 / 5 mn	
			Incolore	Rose-rouge
		Réduction des nitrates en azote	ZN / 5 mn	
			Rose	Incolore
TRP	Tryptophane	Formation d'indole	TRP / 3-5 mn	
			Incolore	Goutte rouge
GLU	Glucose	Fermentation	Bleu à vert	Jaune
ADH	Arginine	Arginine dihydrolase	Jaune	Orange/rose/rouge
URE	Urée	Uréase	Jaune	Orange/rose/rouge
ESC	Esculine	Hydrolyse	Jaune	Gris/marron/noir
GEL	Gélatine	Hydrolyse	Pas de diffusion du pigment	Diffusion du pigment noir
PNPG	p-nitro-phényl-βD-galactopyranoside	B-galactosidase	Incolore	Jaune
GLU	Glucose	Assimilation	Transparence	Trouble
ARA	Arabinose			
MNE	Mannose			
MAN	Mannitol			
NAG	N-acétyl-glucosamine			
MAL	Maltose			
GNT	Gluconate			
CAP	Caprate			
ADI	Adipate			
MLT	Malate			
CIT	Citate			
PAC	Phényl-acétate			
Ox	Tetraméthyl-p-phenylène diamine			

8. Gélose à l'ADN :

La gélose à l'acide désoxyribonucléique (ADN) est un milieu solide qui permet la recherche de la désoxyribonucléase des bactéries.

Composition et rôle des constituants :

Constituants	Rôle
Peptones (20g)	Source de carbone, d'azote, de minéraux...
ADN (2g)	Molécule dont on teste l'utilisation
Chlorure de sodium (5g)	Source de minéraux et maintien de la pression osmotique
Agar (12g)	Agent gélifiant
Eau qsp 1l	Solvant du milieu et source d'eau pour les bactéries
pH= 7,3	

Mode d'emploi :

- Faire, à l'anse de platine, une strie médiane à la surface du milieu à partir d'une suspension bactérienne.
- Incuber 24h à 37°C.

Lecture :

Pour la lecture, il faut recouvrir la boîte d'acide chlorhydrique, faisant précipiter l'ADN et rendre le milieu opaque.

→ Opacification du milieu : l'ADN a été précipité par l'HCL, il n'a pas été dégradé par la DNase(**DNase -**).

→ Opacification du milieu avec apparition d'un halo clair autour de la culture : l'ADN a disparu autour de la culture bactérienne (**DNase +**).

9. Bouillon cœur-cervele :

Définition et intérêt :

C'est un milieu nutritif tamponné utilisé pour la culture d'une grande variété de micro-organismes aérobies ou anaérobies. Il est spécialement adapté à la culture des germes exigeants.

Composition et rôle des constituants :

Constituants :	Rôle
Peptone pancréatique de gélatine (10g)	Source d'azote et d'énergie
Infusion de cervelle de veau (12,5g)	Source de carbone, d'azote et de minéraux
Infusion de cœur de bœuf (5g)	Source de carbone, d'azote et de minéraux
Glucose (2g)	Source de carbone et d'énergie
Chlorure de sodium (5g)	Source de minéraux et maintien de la pression osmotique
Hydrogénophosphate de sodium (2,5 g)	Source de minéraux
pH= 7,4 incubation 24-48h à 37°C.	

Dans cette étude nous avons cherché la tolérance des bactéries au NaCl, pour ce la un bouillon cœur-cervele additionné de 5% de NaCl a été préparé par l'ajout de 5g de NaCl pure en poudre pour chaque 100ml de bouillon.

La résistance des au NaCl se traduit par la croissance des bactéries qui mis en évidence par l'apparition d'une turbidité dans le milieu.