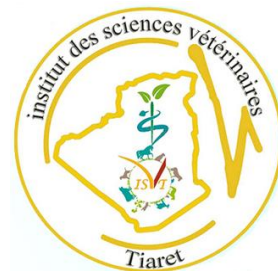


République algérienne démocratique et populaire
Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique

Université ibn Khaldoun de Tiaret
Institut des sciences vétérinaires



THÈSE
En vue de l'obtention du diplôme de
DOCTORAT en sciences vétérinaires

Présenté par :
Mr. SEBAI Ali

THÈME

**Entomo-surveillance et épidémiologie de la fièvre catarrhale ovine
(identification des vecteurs et diagnostic sérologique) région ouest Algérie.**

Devant le jury composé de :

Nom et prénom	Grade	Affiliation	Qualité
AGGAD Hebib	Pr	UNIV- Tiaret	Président
HAMMOUDI Abdelhamid	Pr	UNIV- Tiaret	Directeur de thèse
MEDDAH Boumediene	Pr	UNIV-Mascara	Examineur
MEDDAH Aicha	Pr	UNIV-Mascara	Examinatrice
AYAD Med Amine	MCA	UNIV- Tiaret	Examineur

Année universitaire : 2020 -2021

Remerciements

Tous d'abord je remercie le bon DIEU le tout puissant pour m'avoir donné la force et la patience pour pouvoir réaliser ce travail.

Mes plus vifs remerciements vont tout d'abord

**A mon directeur de thèse Monsieur le professeur
HAMMOUDI Abdelhamid,**

Qui m'a accordé sa confiance en acceptant de remplacer, Madame GHAZI Kheira, dans les moments douloureux, suite au décès de notre enseignante :

« Que Dieu ait pitié d'elle » ; ainsi Pour sa disponibilité, pour ses encouragements, ses directives, remarques et suggestions.

A notre maitres et président de jury

A Mr AGGAD Hebib

Professeur à l'université de Tiaret, qu'il trouve ici l'expression de mon profond respect et qu'il me soit permis de la remercier d'avoir bien voulu présider le jury de cette thèse.

Vos qualités scientifiques, pédagogiques et surtout humaines seront pour nous un exemple à suivre dans l'exercice de notre profession.

Nous vous reconnaissons d'avoir guidé nos premiers pas dans le chemin de la recherche.

A Monsieur le professeur MEDDAH Boumediene

Professeur à l'université de Mascara. Je voudrais qu'il trouve ici mes remerciements les plus vifs et toute ma gratitude pour sa disponibilité et son écoute et d'avoir aimablement accepté d'examiner mon travail et de faire partie du jury.

Veuillez accepter, cher Maître, l'assurance de notre estime et profond respect.

A Madame la professeure MEDDAH Aicha

Professeur à l'université de Mascara. Je voudrais qu'elle trouve ici mes remerciements les plus vifs et toute ma gratitude pour sa disponibilité et son écoute et d'avoir aimablement accepté d'examiner mon travail et de faire partie du jury.

Veillez accepter, cher Maître, l'assurance de notre estime et profond respect.

A Monsieur le professeur assistant, AYAD Med Amine

Maitre de conférences A à l'université de Tiaret. Je voudrais qu'il trouve ici mes remerciements les plus vifs et toute ma gratitude pour sa disponibilité et son écoute et d'avoir aimablement accepté d'examiner mon travail et de faire partie du jury.

Veillez accepter, cher Maître, l'assurance de notre estime et profond respect.

Je tiens à remercier Dr **MELIANI SAMIA**, Nous avons toujours admiré vos qualités humaines et professionnelles ainsi que votre compétence et votre disponibilité chaque fois que vous étiez sollicités.

Je voudrais présenter mes remerciements et ma gratitude à toute l'équipe du laboratoire Vétérinaire Régional de Mostaganem pour son aide afin de réaliser ce travail.

Ma gratitude va également à Monsieur le Docteur **KEBIR Ahmed**, Directeur du Laboratoire Vétérinaire Régional de Mostaganem, pour ses précieux encouragements et pour sa disponibilité. Je voudrais qu'il trouve ici tous mes remerciements les plus vifs.

Je remercie vivement, **Mr BENMOHAMED Mohamed** et **Dr METREF Djamil**, pour leurs aides dans l'analyse de la sérologie virale de FCO.

Je remercie vivement, **Dr BOUZIRI Abdeldjallel**, pour ces compétences, son aide pour la réalisation des cartes sanitaires par le logiciel SIG, qui se trouve ici dans cette thèse.

Je remercie vivement Mademoiselle, **BENYAMINA Khadra** et Madame **BENAMEUR Fatima**, aux qui je ne saurais, à vrai dire, exprimer suffisamment ma reconnaissance tellement elles sont compétente et profondes. Vous m'avez appris à identifier les Culicoides. Sincère gratitude.

Mes vifs remerciements vont également à tout le personnel des services Vétérinaire des wilayas du zoning (Mostaganem, Oran, Mascara, Rélizane, Tiaret, Tissemsilt et Chlef), pour ses services et participations dans le déroulement des enquêtes sérologiques et leurs aides pour la réalisation des piégeages entomologiques à leurs niveaux.

À toutes les personnes qui m'ont accompagnée dans ce travail de recherche, merci à tous les autres que je n'ai pu citer. Je ne vous ai pas oubliés.

Dédicaces

Je tiens vivement, à dédier ce modeste travail en signe de respect et de reconnaissance à :

A ma Mère, Aucune dédicace ne saurait exprimer mon respect, mon amour éternel et ma considération pour les sacrifices que tu as consenti pour mon instruction et mon bien être.

Je vous remercie pour tout le soutien et l'amour que tu me porte depuis mon enfance et j'espère que votre bénédiction m'accompagne toujours.

Puisse Dieu, le Très Haut, vous accorder santé, bonheur et longue vie et faire en sorte que jamais je ne vous déçoive.

A la mémoire de mon père.

A ma femme, ma vie à tes cotés est remplie de belles surprises. Tes sacrifices, ton soutien moral et matériel, ta gentillesse sans égal, ton profond attachement m'ont permis de réussir mes études.

Sans ton aide, tes conseils et tes encouragements ce travail n'aurait vu le jour.

Que dieu réunisse nos chemins pour un long commun serein et que ce travail soit témoignage de ma reconnaissance et de mon amour sincère et fidèle.

A mes cher fils, en témoignage de l'attachement, de l'amour et de l'affection que je porte pour vous.

Je vous dédie ce travail et je vous souhaite une vie pleine de santé et de bonheur.

A mes très cher frères et sœurs, présents dans tous mes moments d'examens par leurs soutiens moraux et leurs belles surprises sucrées.

Je vous souhaite un avenir plein de joie, de bonheur, de réussite et de sérénité.

Je vous exprime à travers ce travail mes sentiments de fraternité et d'amour.

A tout mes amis, tous les gens qui porte à mois une belle connaissance.

LISTE DES TABLEAUX

N° TABLEAUX	INTITULE	PAGE
Tableau 1	Liste de 47 espèces des <i>Culicoides</i> recensées en Algérie.	22
Tableau 2	Protéines de virus de la fièvre catarrhale du mouton.	34
Tableau 3	Les avantages et les inconvénients des différents types de vaccins de FCO.	46
Tableau 4	Résultat globale des espèces de <i>Culicoides</i> récoltées dans la région d'étude.	60
Tableau 5	Résultat global de la richesse spécifique de <i>Culicoides</i> par wilaya.	61
Tableau 6	Répartition des <i>culicoides</i> capturées par wilaya en 2012.	63
Tableau 7	Répartition des <i>culicoides</i> capturées par wilaya en 2013.	65
Tableau 8	Répartition des <i>culicoides</i> capturées par wilaya en 2014.	67
Tableau 9	Répartition des <i>culicoides</i> capturées par wilaya en 2015.	69
Tableau 10	Répartition des <i>culicoides</i> capturées par wilaya en 2016.	70
Tableau 11	Répartition des <i>culicoides</i> capturées par wilaya en 2017.	73
Tableau 12	Répartition des <i>culicoides</i> capturées par wilaya en 2018.	75
Tableau 13	Répartition des <i>culicoides</i> capturées par wilaya en 2019.	76
Tableau 14	Foyers de FCO ovine détectés par l'enquête transversale de 2014.	79
Tableau 15	Foyers de FCO caprine détectés par l'enquête transversale de 2014.	80
Tableau 16	Foyers de FCO bovine détectés par l'enquête transversale de 2014.	82
Tableau 17	Foyers de FCO bovine détectés par l'enquête transversale de 2018.	84
Tableau 18	Foyers de FCO ovine détectés par l'enquête transversale de 2019.	86
Tableau 19	Résultat de capture de <i>culicoides</i> au niveau des fermes ovines 2014.	87
Tableau 20	Résultat de capture de <i>culicoides</i> au niveau des fermes caprines 2014.	88
Tableau 21	Résultat de capture de <i>culicoides</i> au niveau des fermes bovines 2014.	88
Tableau 22	Résultat de capture de <i>culicoides</i> au niveau des fermes bovines 2018.	89
Tableau 23	Résultat de capture de <i>culicoides</i> au niveau des fermes ovines 2019.	89

LISTE DES FIGURES

N° DE FIGURE	INTITULE	PAGE
Figure 1	Classification simplifiée des Ceratopogonidae (Délecolle, 1995)	4
Figure 2	Zones de répartition des principaux vecteurs de la fièvre catarrhale dans le monde (Purse et al., 2005)	5
Figure 3	Schéma de 3 espèces : (a): <i>Culicoides (Avaritia) obsoletus</i> , (b): <i>C(Culicoides) pulicaris</i> , (c): <i>C. (Monoculicoides) nubeculosus</i> (Délecolle, 1995)	6
Figure 4	Morphologie générale du genre <i>Culicoides</i> (Diptera, Ceratopogonidae) (Délecolle, 1985)	6
Figure 5	Schéma d'une tête de <i>Culicoides</i> femelle (Délecolle, 1995)	7
Figure 6	Schéma d'une tête de <i>Culicoides</i> mâle (Délecolle, 1995)	8
Figure 7a	a-Schéma du thorax de <i>Culicoides</i> , vue de profil (Délecolle, 1995)	9
Figure 7b	b-Schéma du thorax de <i>Culicoides</i> , vue dorsale (Délecolle, 1995)	9
Figure 8	Représentation d'une aile de l'espèce <i>Culicoides imicola</i> (Delécolle et al., 2002)	10
Figure 9	Schéma représentant une aile typique d'un <i>Culicoides</i> (Delécolle, 1995)	10
Figure 10	Cycle biologique des <i>Culicoides</i> (Purse <i>et al.</i> , 2005 in Walzer, 2009)	12
Figure 11	Photographie d'un <i>Culicoides</i> se gorge sur l'Anophèle (Yajun Ma <i>et al.</i> , 2013)	13
Figure 12	Transmission vectorielle du BTV (d'après Purse et al. 2005)	21
Figure 13	Distribution de la fièvre catarrhale ovine entre 1996 et 2004	31
Figure 14	Schéma du virus de la Fièvre catarrhale du mouton (Loudon, Liu et Roy 1992)	33
Figure 15	Diagramme des relations antigéniques entre les sérotypes (d'après Erasmus, 1990, reproduit avec l'autorisation d'Elsevier Science)	35
Figure 16	Carte de la zone d'étude montrant les sites des échantillonnages	49
Figure 17	Schéma représentatif des études réalisées	50

Figure 18	a- Aile d'un Culicoides selon Goffredo M. & Meiswinkel R. (2004) b -Aile de <i>Culicoides pictipennis</i> (cliché Kabbout et Sghaier, 2015)	53
Figure 19	Le tri des échantillons à la loupe binoculaire (Leica), (LVR, Mostaganem)	54
Figure 20	Les étapes de l'identification des <i>culicoides</i> à la loupe binoculaire, (LVR, Mostaganem)	55
Figure 21	Abondances relatives des espèces capturées dans la zone d'étude en 2012	62
Figure 22	Richesse spécifique de <i>culicoides</i> par wilaya en 2012	62
Figure 23	Abondances relatives des captures des wilayas de la zone d'étude en 2012	63
Figure 24	Abondances relatives des espèces capturées dans la zone d'étude en 2013	64
Figure 25	Richesse spécifique de <i>culicoides</i> par wilaya en 2013	64
Figure 26	Abondances relatives des captures des wilayas de la zone d'étude en 2013	65
Figure 27	Abondances relatives des espèces capturées dans la zone d'étude en 2014	66
Figure 28	Richesse spécifique de <i>culicoides</i> par wilaya en 2014	66
Figure 29	Abondances relatives des captures des wilayas de la zone d'étude en 2014	67
Figure 30	Abondances relatives des espèces capturées dans la zone d'étude en 2015	68
Figure 31	Richesse spécifique de <i>culicoides</i> par wilaya en 2015	68
Figure 32	Abondances relatives des captures des wilayas de la zone d'étude en 2015	69
Figure 33	Abondances relatives des espèces capturées dans la zone d'étude en 2016	70
Figure 34	Richesse spécifique de <i>culicoides</i> par wilaya en 2016	70
Figure 35	Abondances relatives des captures des wilayas de la zone d'étude en 2016	71
Figure 36	Abondances relatives des espèces capturées dans la zone d'étude en 2017	72
Figure 37	Richesse spécifique de <i>culicoides</i> par wilaya en 2017	72
Figure 38	Abondances relatives des captures des wilayas de la zone d'étude en 2017	73
Figure 39	Abondances relatives des espèces capturées dans la zone d'étude en 2018	74
Figure 40	Richesse spécifique de <i>culicoides</i> par wilaya en 2018	74
Figure 41	Abondances relatives des captures des wilayas de la zone d'étude en 2018	75
Figure 42	Abondances relatives des espèces capturées dans la zone d'étude en 2019	76
Figure 43	Richesse spécifique de <i>culicoides</i> par wilaya en 2019	76
Figure 44	Abondances relatives des captures des wilayas de la zone d'étude en 2019	77
Figure 45	Représentation graphique des séroprévalences ovine en 2014	78
Figure 46	Représentation graphique des séroprévalences caprine en 2014	80
Figure 47	Représentation graphique des séroprévalences bovine en 2014	81

Figure 48	Représentation graphique des séroprévalences bovine en 2018	83
Figure 49	Représentation graphique des séroprévalences ovine en 2019	86
Figure 50	Cartographie des foyers FCO détectés dans la zone d'étude en 2014	90
Figure 51	Cartographie des foyers FCO détectés dans la zone d'étude en 2018	90
Figure 52	Cartographie des foyers FCO détectés dans la zone d'étude en 2019	90
Figure 53	Cartographie de <i>C.imicola</i> capturées dans les foyers de FCO	91
Figure 54	Cartographie de <i>C.cataneii</i> capturée dans un foyer de FCO	92
Figure 55	Cartographie de <i>C.kingi</i> capturées dans les foyers de FCO	92
Figure 56	Cartographie de <i>C.pictipennis</i> capturées dans les foyers de FCO	92
Figure 57	Cartographie de <i>C.circumscriptus</i> capturées dans les foyers de FCO	93
Figure 58	Cartographie de <i>C.newsteadi</i> capturées dans les foyers de FCO	93
Figure 59	Cartographie de <i>C.nubeculosus</i> capturée dans un foyer de FCO	94
Figure 60	Cartographie de <i>C.obsoletus</i> capturées dans les foyers de FCO	94
Figure 61	Cartographie de <i>C.pulicaris</i> capturées dans les foyers de FCO	94
Figure 62	Cartographie de <i>C.puncticolis</i> capturées dans les foyers de FCO	95

LISTE DES ABREVIATIONS

- AR** Abondance relative.
- BT** Blue tongue (la longue bleue)
- BTV** Blue tongue virus (virus de la longue bleue).
- DO** densité optique
- DOcn** densité optique du contrôle négatif
- DOcp** densité optique du contrôle positif
- DSV** Directeur des Services Vétérinaire
- EDTA** Ethylène diamine tétra acétique.
- EHD** Epizootique hémorragique disease (Maladie hémorragique épizootique du cerf).
- ELISA** Enzyme-linked immuno sorbent assay (Méthode immuno-enzymatique).
- FAO** Food agricultural Organisation (Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture.
- FCO** Fièvre catarrhale ovine.
- INPV** Institut National de la Protection des Végétaux
- INRA** Institut National de la Recherche Agronomique
- LVRM** Laboratoire Vétérinaire Régional de Mostaganem.
- MADR** Ministère de l'Agriculture et de Développement Rural
- OIE** Office Internationale des épizooties.
- PCR** Polymerase chain reaction (Réaction de la chaîne de polymérase).
- SIG** Système d'information géographique.
- Sp** Species (espèce non précisée).
- T+** Témoin positif
- T-** Témoin négatif.
- VFC** Virus de la Fièvre Catarrhale.
- VP7** Protein viral 7 (Protéine virale 7).

LISTE DES ANNEXES

N° ANNEXE	INTITULE
ANNEXE 1	Signes cliniques observés chez le mouton atteint de FCO
ANNEXE 2	Matériels nécessaire pour la sérologie
ANNEXE 3	Fiche de renseignements de piégeages
ANNEXE 4	Questionnaire d'enquête de la sérologique de FCO
ANNEXE 5.1	Notice technique du fournisseur ID.Vet, (page 1)
ANNEXE 5.2	Notice technique du fournisseur ID.Vet, (page 2)
ANNEXE 5.3	Notice technique du fournisseur ID.Vet, (page 3)
ANNEXE 5.4	Notice technique du fournisseur ID.Vet, (page 4)
ANNEXE 6	Les étapes de la réalisation de la technique ELISAc
ANNEXE 7	Illustration de certaines espèces de <i>culicoides</i> capturées

ملخص

مرض اللسان الأزرق يسببه فيروس ينتقل عن طريق الحشرات وهي في تنامي الظهور في الجزائر منذ سنة 2000 .

يصيب المجترات خاصتا منها الأغنام والأبقار و الماعز، ينتقل بالعدوى عن طريق نوع من أنواع البعوض اللادغ، من نوع الكوليسويد ذو تأثير اقتصادي اجتماعي على الماشية من نفوق وانخفاض في الإنتاج.

هذه الدراسة العلمية لهذا المرض تم التطرق إليها بشقين السيرولوجي والبحث في الحشرات من نوع الكوليسويد ليكون من شأنها دراسة الوضعية الوبائية لهذا المرض، فيما يخص بعض ولايات منطقة الغرب الجزائري.

من مجموع 975 ماشية من أصل 342 أبقار و 552 أغنام و 81 ماعز تم اخذ عينات دمهم لإجراء التحاليل السيرولوجية و ذلك على أربع مراحل من فترة فصل الخريف خلال سنوات 2014-2017-2018 و 2019 باستعمال تقنية الكشف المناعي الأنزيمي ELISA و قد تم استخلاص و تحديد البؤر الوبائية الموجودة في الماشية جغرافيا باستخدام نظام رقمنة الخرائط.

حيث أن بعض البؤر الوبائية المحددة بالسيرولوجيا تم التطرق فيها إلى البحث في الحشرات من نوع الكوليسويد وذلك قصد الحصول على أنواع أخرى من نوع الكوليسويد لها القدرة على المشاركة في نقل هذا المرض مع المحافظة على استمرار وجوده على الدوام في منطقة الدراسة الوبائية بالإضافة إلى الناقل الرئيسي امكولا *Imicola* وتحديد المناطق ذات خطر.

توجت دراستنا إلى تحديد تواجد بعض الأنواع من الكوليسويد وذلك منذ المراقبة الوبائية للحشرات الى البحث المباشر على مستوى البؤر حيث تم ضبط في بعض بؤر منطقة الدراسة الحشرات التالية، *Imicola, Newsteadii, Circumscriptus, cataneii, Kingi, Obsoletus, Puncticolis, Pictipennis, Pulicaris, nubeculosus*.

وفي النهاية هذه المعلومات الوبائية المتحصل عليها من خلال هذه الدراسة يمكن الاستعانة بها مستقبلا كوسيلة خلال المتابعة الوبائية والوقاية من مرض اللسان الأزرق في الغرب الجزائري ومن الأجدر تعميمها على كافة القطر الجزائري.

الكلمات المفتاحية: مرض اللسان الأزرق، ناقل البعوض اللادغ، سيرولوجي، شمال الغرب الجزائري.

Résumé.

La Fièvre catarrhale ovine (FCO) est une arbovirose émergente en Algérie depuis l'année 2000. Elle affecte principalement les ruminants (ovins, bovins et caprins) par la piqûre de petits moucheron hémaphages, les *Culicoides* (Diptera : Ceratopogonidae). Connu par son impact socioéconomique sur notre cheptel.

La présente étude est abordée par deux approches, entomologique et sérologique, aux fins de répertorier les vecteurs et étudier la situation et la forme épidémiologique de la FCO dans certaines wilayas de nord ouest de l'Algérie.

Au total, nous avons sélectionné 975 animaux (342 bovins, 552 ovins et 81 caprins), pour faire des enquêtes transversales étalées sur quatre phases de prélèvement de sang, en saison d'automne pour les années 2014-2017-2018 et 2019. La sérologie été faite par la méthode ELISA de compétition, et ça nous permet de détecter des foyers bovins, ovins et caprins et faire une répartition géographique des foyers de FCO par le système d'information géographique (SIG) dans la zone d'étude.

Cependant certains foyers détectés par la sérologie, sont prospectés par l'approche entomologique pour la recherche des éventuelles espèces de *culicoides*, leurs présences peuvent être en relation avec le maintien de la pathologie dans la zone d'étude en plus qu'*Imicola* (vecteur principal de la FCO) et répertorier certains zone à risque.

Notre étude, conduit à la description de certaines espèces de *culicoides*, et ce depuis la surveillance entomologique passive jusqu'à la prospection des foyers ; étant capturées dans certains sites des foyers à travers de la zone d'étude : *Imicola*, *Newsteadi*, *Circumscriptus*, *cataneii*, *Kingi*, *Obsoletus*, *Puncticolis*, *Pictipennis*, *Pulicaris* et *nubeculosus*.

Enfin les données épidémiologiques obtenues par cette étude, peuvent servir dans l'avenir comme outils pour la surveillance et la lutte de la FCO dans le nord ouest de l'Algérie, tout on recommande de généraliser ce genre d'étude dans l'ensemble de pays.

Mots clés : fièvre catarrhale ovine, vecteurs *culicoides*, sérologie, nord ouest Algérie.

Abstract.

Bluetongue (BT) is a borne disease virus emerging hazard in Algeria, since year 2000. It predominantly affects ruminant (sheep, cattle and goat), by the bite of small flying blood-sucking, the Culicoides (Diptera : Ceratopogonidae). To be known as to its impact social-economic of our livestock.

The current study was broached on two approaches entomological and serological, for purposes to classify the vector and study the situation and form epidemiological of BT in certains provinces of north-west Algeria.

A total 975 animals (342cattles, 552 sheep's and 81 goats), to make the investigations sectional smeared on four phases of blood collection during season of autumn of years 2014-2017-2018 and 2019. The serology it's doing using the method ELISA of competition, which gives us to detect outbreaks in cattle's, sheep's and goats and doing a geographical distribution of outbreaks of BT by geographic information system (GIS) in the area of study.

However certain outbreaks detecting by the serological, are prospected by approach entomological to find research of possible species of *culicoides*, may be in relation for the maintenance of the pathology in our study area, besides *imicola* (vector principal of BT) and classify certain area of risk.

Our study conduct at a description of certains species of culicoides, and it's since a passive entomological surveillance until prospecting of outbreaks; are captured at some locations the outbreaks across of area study: *Imicola*, *Newsteadii*, *Circumscriptus*, *cataneii*, *Kingi*, *Obsoletus*, *Puncticolis*, *Pictipennis*, *Pulicaris* and *nubeculosus*.

Finally this data epidemiological obtained by this study, can possibly help in the future like tool for survey and battle of BT in North West of Algeria and we recommend to generalized this study as a whole of the country.

Key words: Bluetongue, *culicoides* vectors, serology, north-west Algeria.

SOMMAIRE

Remerciements.....	I
Dédicaces.....	II
Liste des Tableaux.....	III
Liste des Figures.....	IV
Liste des Abréviations.....	V
Liste des Annexes.....	VI
Résumé (Arabe).....	VII
Résumé (Français).....	VIII
Résumé (Anglais).....	IX
INTRODUCTION.....	01

SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre 1 : Etude bibliographique sur les *Culicoides* vecteurs

I. Généralités sur les <i>Culicoides</i>	03
I.1. Le genre <i>Culicoides</i> Latreille 1809	03
I.1.1. Aperçu systématique.....	03
I.2. Répartition géographique des <i>Culicoides</i>	03
I.3. Morphologie générale	05
I.4. Morphologie des stades matures.....	07
a) La tête.....	07
b) Le thorax.....	08
c) Les ailes.....	09
d) Abdomen.....	11
e) Les pattes.....	11
I.5. Bio-écologie des <i>Culicoides</i>	11
I.5.1. Cycle des <i>Culicoides</i>	11
I.5.2. Nutrition.....	13
I.5.3. Dispersion.....	13
I.5.4. Gîtes de repos des adultes et gîtes larvaires.....	14
I.6. Influence des facteurs environnementaux climatiques sur les <i>Culicoides</i>	15
I.6.1. Le vent.....	16
I.6.2. La température.....	16

I.6.3. L'humidité et précipitation.....	17
I.6.4. Le sol.....	17
I.7. Comportement et préférences trophique.....	18
I.7.1. Hôtes : vertébrés sensibles.....	19
I.8. Transmission d'agents pathogènes.....	19
I.8.1. Transmission de virus.....	19
I.8.2. Transmission de parasites.....	19
I.9. Compétence et capacité vectorielle des <i>culicoides</i> vis-à-vis de la FCO.....	20
I.9.1. Compétence vectorielle.....	20
I.9.2. Capacité vectorielle.....	20
I.10. Recensement des <i>Culicoides</i> en Algérie.....	21
<u>Chapitre II</u> : Analyse des risques en phytosanitaire	
II.1. Introduction.....	24
II.2. La lutte par les Insecticides.....	24
II.3. Inconvénients des Insecticides.....	24
II.3.1. Problèmes écologique.....	24
II.3.2. Problème pour la santé.....	24
II.4. Impact des pesticides.....	24
II.4.1. Toxicité des pesticides sur la santé humaine.....	25
II.4.1.1. Toxicité des pesticides sur l'utilisateur.....	25
a) La voie cutanée.....	26
b) La voie respiratoire.....	26
c) La voie digestive.....	26
d) La voie oculaire.....	26
II.4.1.2. Toxicité des pesticides sur le consommateur.....	27
II.5. Législations et réglementations des pesticides en Algérie.....	28
<u>Chapitre III</u> : Etude bibliographique sur la fièvre catarrhale du mouton	
III.1. Introduction.....	29
III.2. Historique.....	29
III.3. Répartition Géographique.....	30
III.4. Importance économique.....	31
III .5. Epidémiologie.....	32
III .5.1. Espèces affectées	32
III .5.1.1. Animaux domestiques.....	32

III .5.1.2. Faune sauvage.....	32
III .5.2. Agent pathogène.....	32
III .5.2.1. Morphologie et taille.....	33
III .5.2.2. Structure et composition chimique.....	33
III .5.2.3. Sérotypes et topotypes.....	35
III .5.2.4. Pouvoir pathogène.....	36
III .5.2.5. Résistance du virus.....	36
III .5.3. Sources et transmission de l'infection.....	36
III .5.4. Durée et titre de la virémie.....	37
III .5.4.1. Chez les ovins.....	37
III .5.4.2. Chez les bovins.....	37
III .5.4.3. Chez les caprins.....	38
III .5.5.Évolution.....	38
III .5.5.1. Diffusion à distance.....	38
III .5.5.2. Morbidité – Mortalité.....	39
III .6. Pathogénie.....	39
III .7. Symptômes	40
III .7.1. Chez les ovins.....	40
a)Forme aiguë.....	40
b) Autres formes.....	41
c)Évolution.....	41
III .7.2. Chez les bovins.....	41
III .7.3. Chez les caprins.....	41
III .8. Réponse immunitaire.....	41
III .8.1. Réponse humorale.....	41
III .8.2. Réponse cellulaire.....	42
III .9.Diagnostic.....	42
III .9.1. Diagnostic clinique, épidémiologique et anatomopathologique.....	42
III .9.2. Diagnostic différentiel.....	42
III .9.3. Diagnostic de laboratoire.....	43
a) Prélèvements Sur l'animal vivant.....	43
b) Sur le cadavre.....	43
c) Chez les vecteurs.....	43

III .9.3.1.Diagnostic sérologique.....	43
a) ELISA de compétition.....	43
III .10.Méthodes de lutte.....	44
III .10.1.Traitement.....	44
III .10.2. Mesures offensives	44
III .10.3.Mesures défensives.....	44
III .10.3.1.Prophylaxie sanitaire.....	44
III .10.3.2. Prophylaxie médicale.....	45
III.11.Epidémiologie descriptive de la FCO en Algérie.....	46
III.11.1. Historique	46
III.11.2. Aperçu systématique.....	46

PARTIE EXPERIMENTALE

I. Rappel sur les objectifs de l'étude.....	48
II. Matériel et méthodes.....	48
1. Région d'étude.....	48
a).Le Littoral	48
b).L'Atlas tellien	48
c).Les hautes plaines	48
2. Matériels nécessaires pour l'étude.....	51
2.1. Etude entomologique.....	51
2.1.1. Matériels utilisés sur le terrain.....	51
2.1.2. Matériels de laboratoire.....	51
2.2. Etude sérologique.....	51
2.2.1. Matériels de prélèvement.....	51
2.2.2. Matériels de laboratoire.....	51
3. Description des Méthodes d'étude.....	52
3.1. Méthode d'échantillonnage des insectes.....	52
3.1.1. Période d'échantillonnage.....	52
3.1.2. Technique de piégeage.....	52
3.1.3. Analyse du laboratoire.....	52
a. <i>Le pré tri et le tri</i>	52
b. <i>L'identification</i>	53

3.1.4. Etude statistique des résultats entomologique.....	56
3.1.4.1. Fréquence centésimale (Abondance relative AR %).....	56
3.1.4.2. Richesse spécifique totale (S).....	56
3.2. Méthode des enquêtes sérologiques.....	56
3.2.1. Animaux concernés par l'échantillonnage.....	56
3.2.2. Périodes des prélèvements.....	56
3.2.3. Méthode d'échantillonnage.....	57
3.2.4. Echantillonnage effectué.....	57
3.2.5. Questionnaire d'enquêtes.....	57
3.2.5. Préparation des échantillons pour analyse.....	57
a. Conditions d'acheminement au laboratoire.....	57
b. Centrifugation, alicotage et congélation.....	58
3.2.6. Choix de la technique d'analyse des prélèvements.....	58
3.2.6.1. Principe de l'ELISA de compétition.....	58
3.2.6.2. Description du kit utilisé pour l'analyse.....	58
3.2.7. Mode opératoire.....	58
3.2.8. Validation des tests.....	58
3.2.9. Interprétation des résultats.....	59
3.2.10. Calcul de la prévalence.....	59
3.2.11. Analyse statistique.....	59
4. Prospection entomologique au niveau des foyers de FCO.....	59
5. Exploitation des résultats par le système d'information géographique (SIG).....	59
I.1. Résultat des enquêtes entomologique des <i>Culicoides</i> de la région d'étude.....	61
I.1.1. Liste des <i>Culicoides</i> répertoriées dans la région d'étude.....	61
I.1.2. Richesse spécifique globale en <i>Culicoides</i> dans la région d'étude.....	62
I.2. Résultats de l'exploitation des données de capture entomologique.....	62
I.2.1. Abondances relatives des espèces capturées de l'année 2012.....	62
I.2.2. Richesse spécifique de <i>culicoides</i> par wilaya de l'année 2012.....	62
I.2.3. Abondances relatives des wilayas de l'année 2012.....	63
I.2.4. Abondances relatives des espèces capturées de l'année 2013.....	64
I.2.5. Richesse spécifique de <i>culicoides</i> par wilaya de l'année 2013.....	64
I.2.6. Abondances relatives des wilayas de l'année 2013.....	65
I.2.7. Abondances relatives des espèces capturées de l'année 2014.....	66

I.2.8. Richesse spécifique de <i>culicoides</i> par wilaya de l'année 2014.....	66
I.2.9. Abondances relatives des wilayas de l'année 2014.....	67
I.2.10. Abondances relatives des espèces capturées de l'année 2015.....	68
I.2.11. Richesse spécifique de <i>culicoides</i> par wilaya de l'année 2015.....	68
I.2.12. Abondances relatives des wilayas de l'année 2015.....	69
I.2.13. Abondances relatives des espèces capturées de l'année 2016.....	69
I.2.14. Richesse spécifique de <i>culicoides</i> par wilaya de l'année 2016.....	70
I.2.15. Abondances relatives des wilayas de l'année 2016.....	71
I.2.16. Abondances relatives des espèces capturées de l'année 2017.....	71
I.2.17. Richesse spécifique de <i>culicoides</i> par wilaya de l'année 2017.....	72
I.2.18. Abondances relatives des wilayas de l'année 2017.....	73
I.2.19. Abondances relatives des espèces capturées de l'année 2018.....	73
I.2.20. Richesse spécifique de <i>culicoides</i> par wilaya de l'année 2018.....	74
I.2.21. Abondances relatives des wilayas de l'année 2018.....	75
I.2.22. Abondances relatives des espèces capturées de l'année 2019.....	75
I.2.23. Richesse spécifique de <i>culicoides</i> par wilaya de l'année 2019.....	76
I.2.24. Abondances relatives des wilayas de l'année 2019.....	77
II. Résultats des enquêtes sérologiques.....	77
II.1. Enquêtes transversales de l'année 2014.....	77
II.1.1. Résultats de la sérologie ovine.....	77
II.1.2. Description des foyers de FCO ovine.....	78
II.1.3. Résultats de la sérologie caprine.....	79
II.1.4. Description des foyers de FCO caprine.....	80
II.1.5. Résultats de la sérologie bovine.....	81
II.1.6. Description des foyers de FCO bovine.....	81
II.2. Enquêtes transversales de l'année 2017.....	82
II.3. Enquêtes transversales de l'année 2018.....	82
II.3.1. Résultats de la sérologie bovine.....	82
II.3.2. Description des foyers de FCO bovine.....	83
II.4. Enquêtes transversales de l'année 2019.....	85
II.4.1. Résultats de la sérologie ovine.....	85
II.4.2. Description des foyers de FCO ovine.....	86
II.5. Résultats de la prospection entomologique des sites de FCO.....	87
II.5.1. <i>Culicoides</i> capturées au niveau des sites de FCO de 2014.....	87

II.5.1.1. Fermes ovine.....	87
II.5.1.2. Fermes caprine.....	87
II.5.1.3. Fermes bovine.....	88
II.5.2. <i>Culicoides</i> capturées dans les sites de FCO de 2018.....	88
II.5.3. <i>Culicoides</i> capturées dans les sites de FCO de 2019.....	89
II.6. Résultat du système d'information géographique (SIG).....	89
II.6.1. Cartes géographiques des foyers.....	89
II.6.2. Cartes géographiques des <i>culicoides</i>	91
Discussion générale.....	95
1-Etude entomologique.....	95
2. Etude sérologique.....	97
2.1. Enquête transversale de 2014.....	98
2.2. Enquête transversale de 2017.....	98
2.3. Enquête transversale de 2018	99
2.4. Enquête transversale de 2019	99
3. Prospection entomologique.....	100
4. Carte géographique.....	102
5. Statut sanitaire de FCO de la zone d'étude.....	102
Conclusion.....	103
Recommandations.....	104
Références bibliographiques.....	105
Annexes	

Introduction :

Dans le monde, les recherches sur les méthodes de gestion de la santé animale, prend un ampleur évolutif dirigé pour trouver des solutions aux problèmes qui touchent la santé animale et menacent la sécurité alimentaire des populations humaines.

L'Algérie, en vertu de sa situation géographique et ses frontières avec les pays du grand Maghreb (Tunisie Maroc, la Lybie et la Mauritanie), la rend vulnérable à plusieurs maladies transfrontalières, notamment la maladie de la Fièvre catarrhale Ovine (FCO) qui s'est répandue ces dernières décennies et exacerbée par le facteur réchauffement climatique qui a contribué à sa propagation.

En effet, la FCO est une maladie vectorielle émergente pour notre pays et peu de travaux réalisés dans ce cadre, elles entraînent des pertes économiques par la diminution de la ressource en cheptels ovins, causé par des mortalités et parfois par les avortements qu'elle entraîne, et entrave le pays à exporter leurs animaux et produit.

La première incursion par cette maladie a été signalée dans l'Est du pays, en 2000 et ce 6 mois après sa déclaration en Tunisie et depuis elle s'est répandue dans le territoire national dont le sérotype 2 a été identifié, (Baccar M.N et al., 2010).

La deuxième incursion en 2006, leurs premiers cas ont été identifiés au mois de juillet (même période que lors de l'épizootie de 2000), dans la région de Laghouat située dans le sud de l'Algérie, la maladie s'est ensuite propagée vers le centre et l'ouest du pays et en l'espace de quelques jours 11 wilayas ont été infectées, durant cette épizootie de FCO, le sérotype 1 a été isolé et identifié. Ce sérotype a été caractérisé par ses faibles taux de morbidité et de mortalité. L'épizootie de FCO par BTV1 a continué de se propager en 2007, ainsi en mai 2008 où 6 foyers ont été enregistrés et fin août 2009, ainsi ces foyers ont été occasionnés par le sérotype 1, (Baccar M.N et al., 2010).

En début 2010, 2 foyers de FCO occasionnés par BTV4, ont été détectés chez des bovins avec l'isolement pour la première fois du sérotype 4, (Baccar M.N et al., 2010).

Après l'épisode de l'an 2000 un réseau algérien de surveillance et de lutte contre la FCO a été mis en place par les services vétérinaires pour la détection précoce de la maladie à travers l'examen clinique et le diagnostic du laboratoire (sérologie et moléculaire) à cela, s'ajoute la surveillance entomologique par des opérations de piégeages de *culicoides*, afin de mieux cibler les opérations de lutte, où l'étude menée par Djerbal et Delecolle ont pu identifier des espèces autres qu'*imicola* dans des régions où des cas de FCO ont été recensés, ces espèces pourraient être à l'origine de l'apparition de la maladie ;47 espèces de *culicoides* ont été identifiées en Algérie, (Djerbal et Delecolle, 2009).

Actuellement, l'expansion de *C.imicola* et l'invasion d'autres espèces susceptibles de transmettre la maladie a fait que la FCO persiste en Algérie, et continue chaque année à sévir dans notre cheptel et causer des pertes à notre économie.

Dans le but d'étudier la situation épidémiologique de la FCO dans certaine wilayas de l'ouest de l'Algérie ou une forte pullulation de *culicoides* a été constatée ; Nous somme basé sur deux approches, une première par l'exploitation des données des enquêtes entomologiques obtenues durant les opérations de piégeages des années 2012-2013-2014-2015-2016-2017-2018 et 2019 et une deuxième par des enquêtes transversales (enquêtes sérologiques) concernant les années 2014-2017-2018 et 2019 ;

Ce présent travail a pour objectifs de :

- Visualiser le statut sanitaire de la zone d'étude vis-à-vis de la FCO, à partir des enquêtes sérologique par la technique ELISA.
- Recensement des espèces de *culicoides* circulants et la comparaison avec la présence de certains foyers de FCO, pour déceler des espèces nouvelles de *culicoides*, peuvent participer dans la transmission de la maladie.
- Déterminer la forme épidémiologique de la FCO dans la zone d'étude.
- Elaboration des cartes épidémiologiques de la zone d'étude montrant les foyers détectés avec la description de certaines espèces de *culicoides* de la FCO.

Chapitre 1.

Etude bibliographique

Sur les culicoides vecteurs

I. Généralités sur les *Culicoides*

I.1. Le genre *Culicoides* Latreille 1809

I.1.1. Aperçu systématique

C'est au début du 19^{ème} siècle, que le genre *Culicoides* fût créé par Latreille 1809. Ce genre divisé en nombreux sous-genres, fait partie des 60 genres qui constituent la sous/famille des *Ceratopogoninae* ; c'est aussi le seul genre de la tribu *Culicoidini* (Kieffer, 1911) qui figure parmi les 125 genres qui constituent la famille des *Ceratopogonidae* (Kremer, 1965). Cette dernière comprend environ 5500 espèces (Mellor et al., 2000). Le genre *Culicoides* comprend 1300 espèces dont 1% d'entre elles sont incriminées dans la transmission de la FCO (Pujols, 2012). Un organigramme sur la position systématique des *Ceratopogonidae* est proposé par Délecolle (1995), (figure1).

Les espèces sont classées dans l'un des 39 sous genre (Borkent et Wirth, 1997) ; elles sont largement réparties sur l'ensemble du globe et leur bio-écologie est encore mal connue (Mellor et al., 2000). Par ailleurs, leur biodiversité diffère selon les régions biogéographiques avec une typologie bien délimitée.

I.2. Répartition géographique des *Culicoides*

Les *Culicoides* peuvent être retrouvés dans la majorité des écosystèmes, d'ailleurs la grande diversité d'espèces explique que certaines sont capable de s'adapter à un environnement particulier (Kettle, 1984 ; Périe et al., 2005; Geoffroy, 2010). Les espèces des *Culicoides* sont fréquentes dans tous les continents de la planète : des zones tropicales jusqu'à la toundra, allant de 35° sud, et 40° nord de latitude, du niveau de la mer à 4000 m d'altitude. Ainsi, la répartition est quasiment mondiale à l'exception de l'antarctique (Périe et al., 2005; Geoffroy, 2010 ; Mellor et al.,2000). Notons que, seules certaines d'entre elles ont une réelle capacité vectorielle (Périe et al., 2005; Geoffroy, 2010).

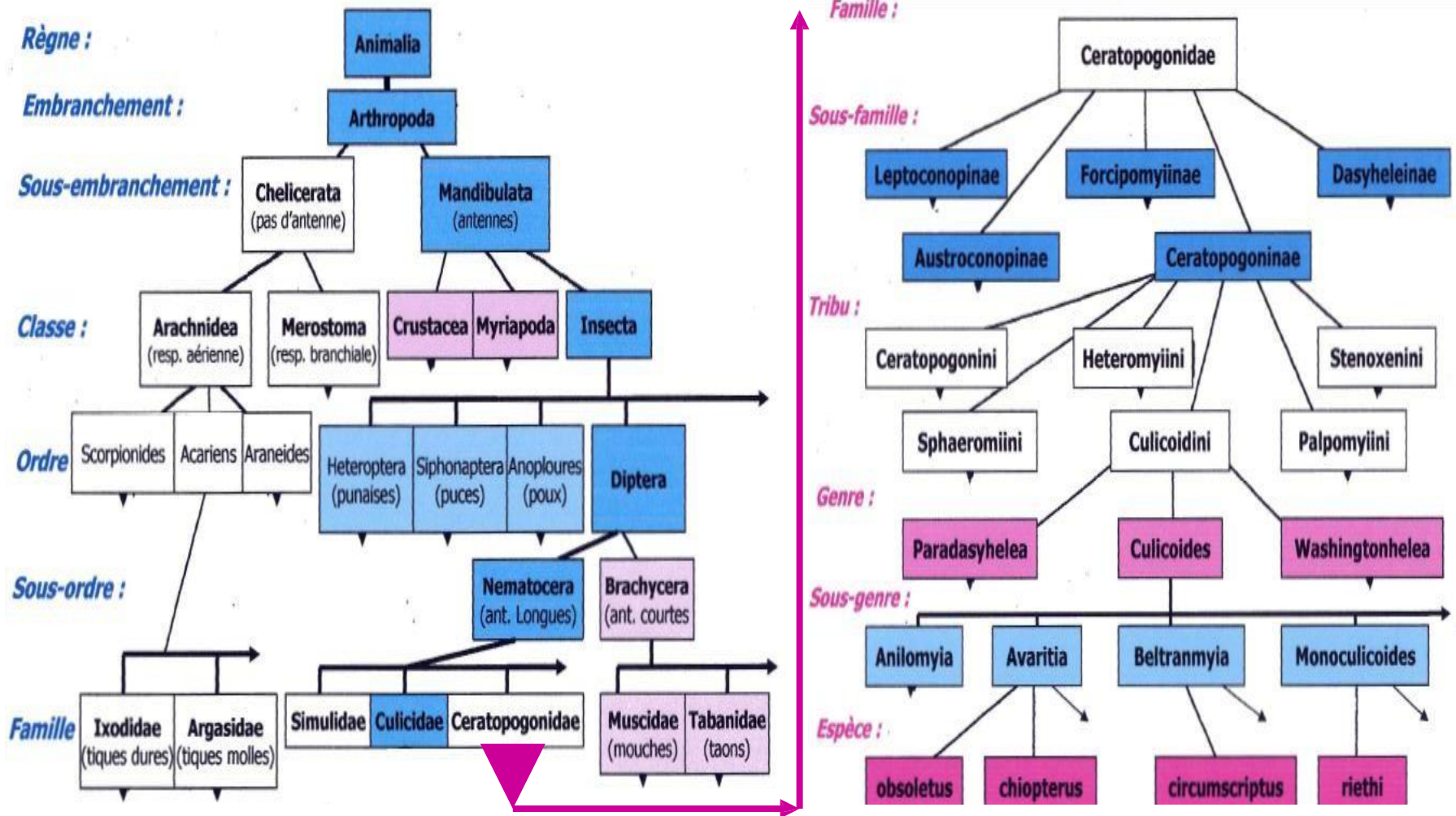


Figure 1 :Classification simplifiée des *Ceratopogonidae* (Délecolle, 1995)

❖ Répartition mondiale

Une synthèse réalisée par (Purse et al., 2005) montre la répartition géographique des principales espèces responsables de la fièvre catarrhale (figure 2).

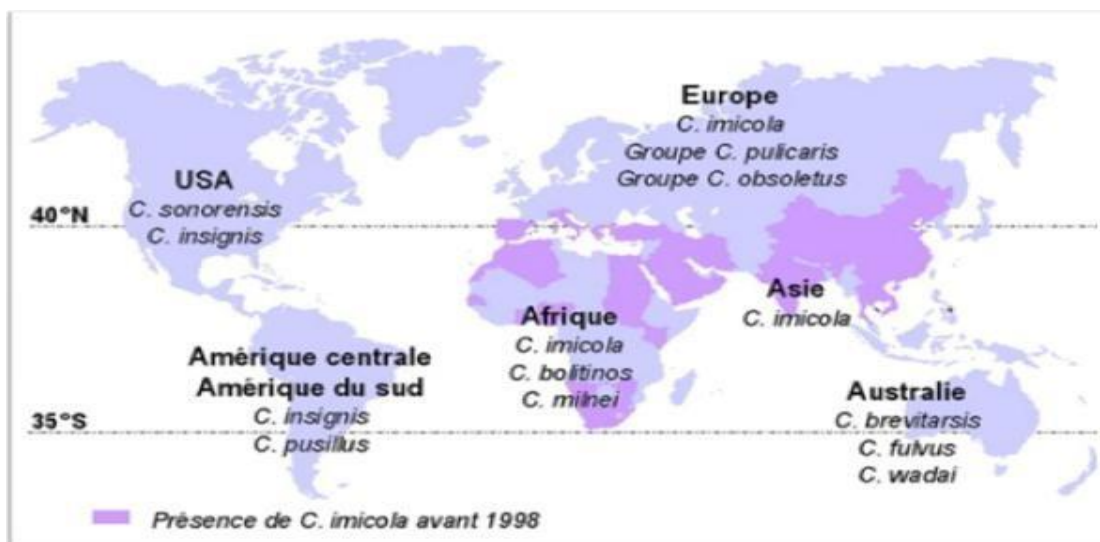


Figure 2 : Zones de répartition des principaux vecteurs de la fièvre catarrhale dans le monde (Purse et al., 2005)

I.3. Morphologie générale (figure 3, 4)

Les *Culicoides* sont des diptères Nématocères dont seules les femelles sont hématophages, les mâles ne nourrissant que de nectar (floricole) (Geoffroy, 2010 ; Périe et al., 2005). Ces diptères présentent un corps élancé, divisé en trois parties distinctes à savoir, la tête, le thorax et l'abdomen. Des ailes velues recouvrent le dos au repos et des antennes longues et filiformes, globuleuses à la base, sont constituées de 12 à 16 articles agencées comme des grains de chapelets. La zone des cellules radiales sur les ailes apparaît condensée (Geoffroy, 2010). Les ailes constituent l'un des critères d'identification pour les insectes du genre *Culicoides*, faciles à identifier par rapport aux autres genres. L'identification par les ailes se fait grâce à des motifs alaires noirs et blancs constitués de pigments compris dans la membrane de l'aile qui ne peuvent pas s'effacer ; par la présence de 2 cellules radiales de même taille, de microtriches parfois abondants et de macrotriches (poils minuscules formés par la cuticule, immobiles).

La nervure médiane est pédiculée avec présence d'une nervure transverse. De plus, un autre critère porte sur la taille d'une épine (empodium) situé sur le dernier segment du tarse : très développé chez le genre *Leptoconops*, mais rudimentaire chez les *Culicoides* (Kremer et al., 1987 ; Geoffroy, 2010). Donc, si la majorité présente des ailes tachetées, la forme et la disposition ou l'absence de ces taches apportent de précieuses informations pour la détermination des espèces ;

Leurs yeux soudés ou séparés, peuvent être pubescents ou nus. Une autre partie importante pour identifier les espèces est la longueur de l'antenne mais aussi le nombre, la forme et la répartition des sensilles antennaires.

Des informations utiles pour l'identification peuvent être apportées par l'ornementation du thorax mais aussi par la coloration et l'ornementation des pattes. La structure génitale mâle et femelle située au niveau des derniers segments de l'abdomen est également utilisée comme critère majeur, lors de l'observation pour la diagnose spécifique (Mathieu, 2011).

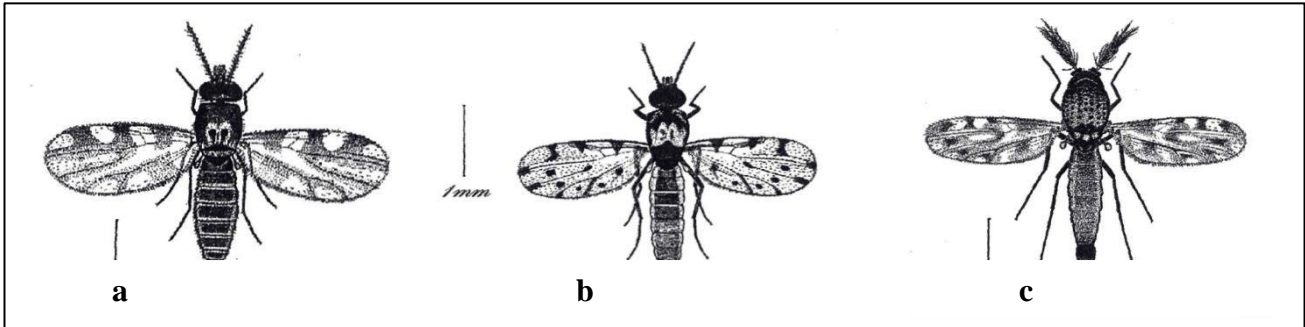


Figure 3 : Schéma de 3 espèces : (a): *Culicoides (Avaritia) obsoletus*, (b): *C. (Culicoides) pulicaris*, (c): *C. (Monoculicoides) nubeculosus* (Délecolle, 1995)

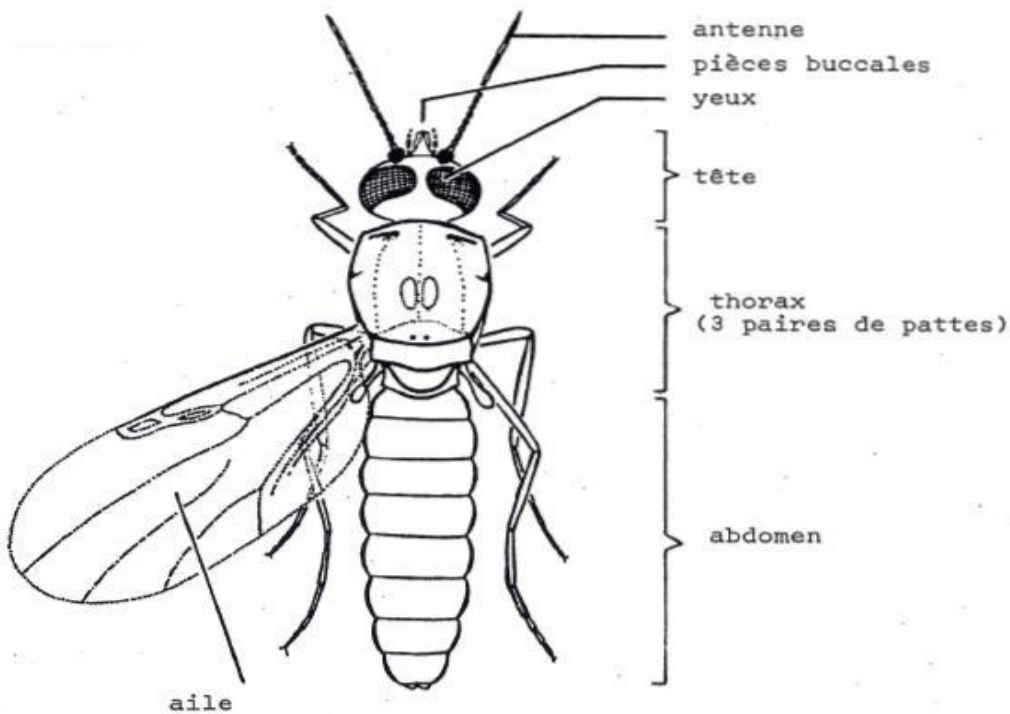


Figure 4 : Morphologie générale du genre *Culicoides* (Diptera, Ceratopogonidae) (Délecolle, 1985)

I.4. Morphologie des stades matures

Les *Culicoides* adultes sont qualifiés de petits moucheron trapus et gibbeux composés de la tête, du thorax et de l'abdomen.

a) La tête (figure 5 et 6)

La tête est arrondie avec un aplatissement léger dans le sens antéro-postérieur. Il n'y a pas d'ocelles mais on note la présence d'yeux composés. Les antennes comprennent en moyenne treize (Perie et al., 2005), ou quinze articles (Delecolle et al., 2003). Cette longueur d'antennes diffère selon le sexe : treize articles pour la femelle contre huit pour le mâle (Euzeby et al., 2005). Les pièces buccales sont de type piqueur avec la présence de petites dents sur les mandibules et les maxilles. Les palpes maxillaires, constitués de cinq articles, présentent des fossettes sensorielles au niveau du troisième article (Delecolle et al., 2003).

Le rapport antennaire, qui correspond au ratio somme des longueurs des cinq derniers articles sur la somme des longueurs des huit premiers articles, peut être utilisé pour différencier un mâle d'une femelle (Perie et al., 2005).

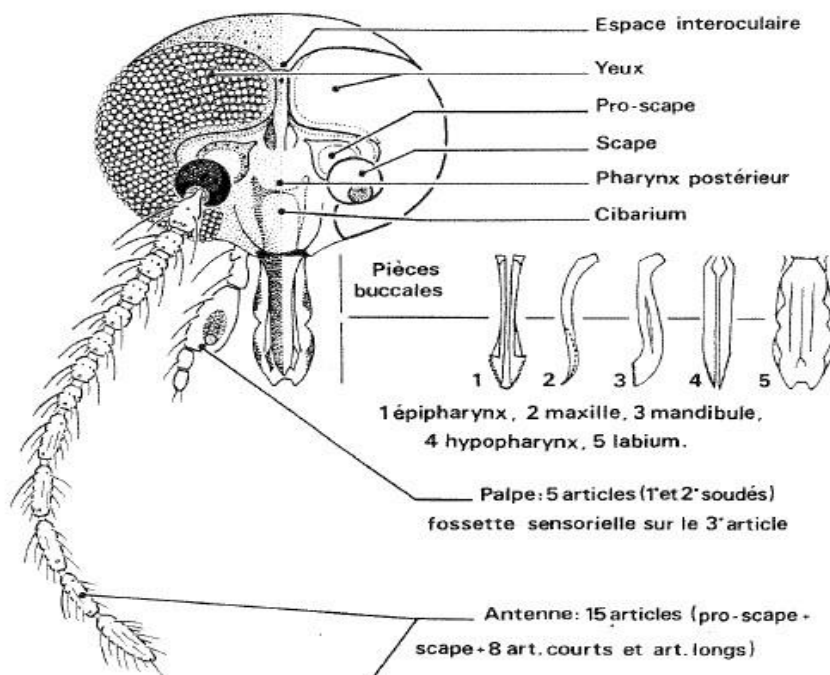


Figure 5 : Schéma d'une tête de *Culicoides* femelle (Délecolle, 1995)

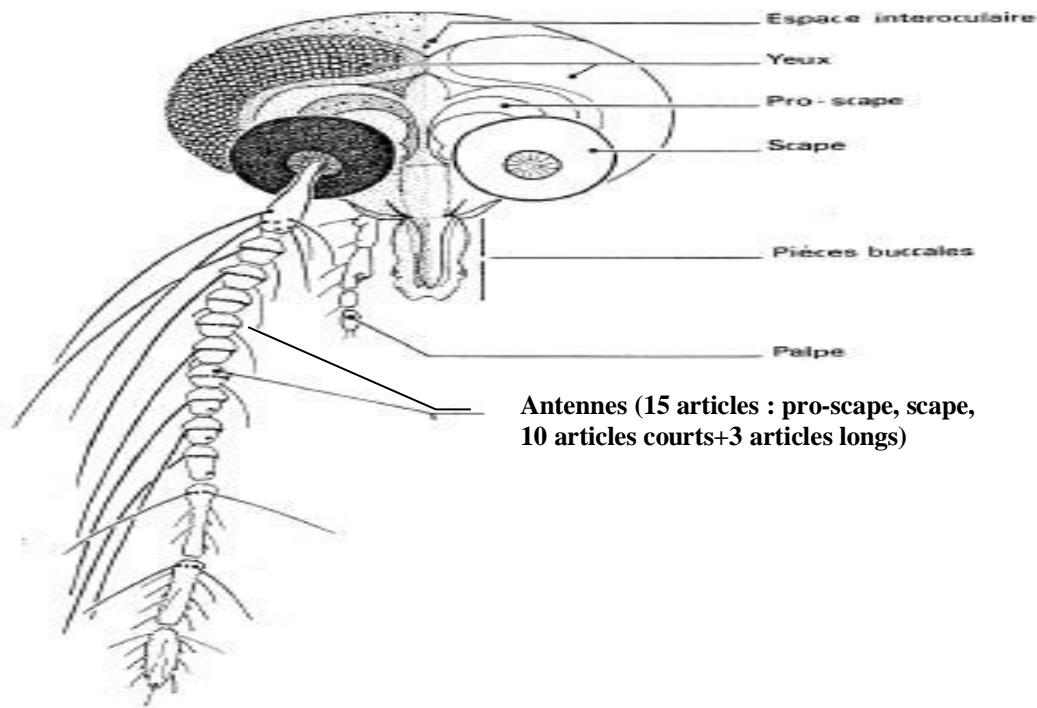


Figure 6 : Schéma d'une tête de *Culicoides* mâle (Délecolle, 1995)

b) Le thorax (figure 7a, 7b)

Le thorax est constitué de 3 segments (prothorax, mésothorax et métathorax) avec des pattes courtes et des ailes qui sont dépourvues d'écaillés et repliées sur le dos au repos. Les adultes ne possèdent en réalité qu'une seule paire d'ailes étroites, membraneuses, la seconde paire est vestigiale et forme des balanciers ou haltères (Gillott et Ismail, 1995 ; Gullon et Cranston, 2005). Ces structures vibrent avec les ailes mais développent une certaine inertie de par leur poids relativement lourd, ce qui provoque pendant une fraction de seconde une poursuite des vibrations dans la même direction alors que les ailes changent de trajectoire. Ces haltères s'attachent à la cuticule et à la base de ces attaches sont présentes des cellules sensorielles qui sont alors stimulées : ceci permet de détecter des changements de direction et de maintenir une trajectoire droite, un niveau de vol ou de juger d'un angle de rotation.

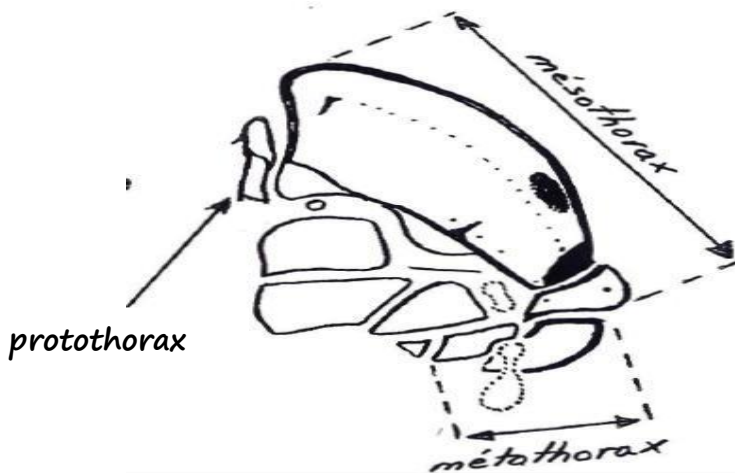


Figure 7a : Schéma du thorax de *Culicoides*, vue de profil (Délecolle, 1995)

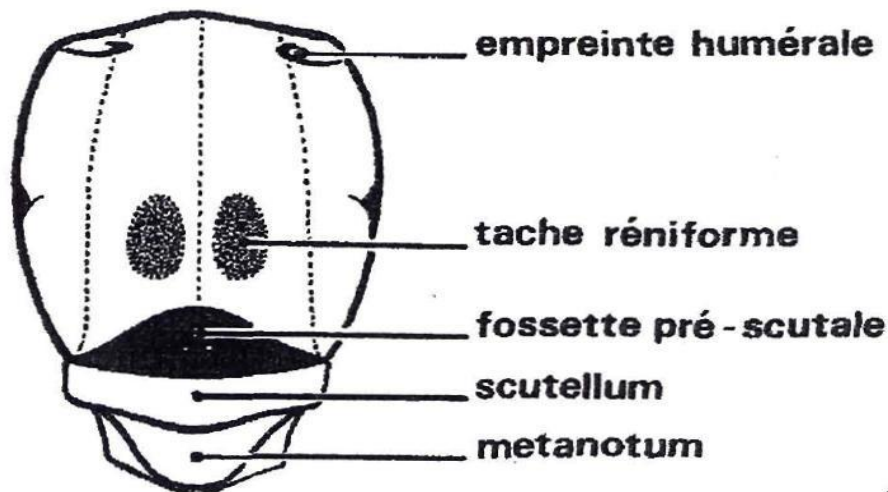


Figure 7b : Schéma du thorax de *Culicoides*, vue dorsale (Délecolle, 1995)

c) Les ailes

Les ailes présentent des structures creuses en forme de tiges appelées veines. Celles-ci vont former des dessins complexes qui vont intervenir dans la classification et la diagnose de l'espèce. On a 6 veines primaires (costa C, subcosta Sc, radius R, média M, cubitus C et anal A). A celles-ci se raccordent des veines transverses qui vont délimiter des zones appelées cellules (Figure 8).

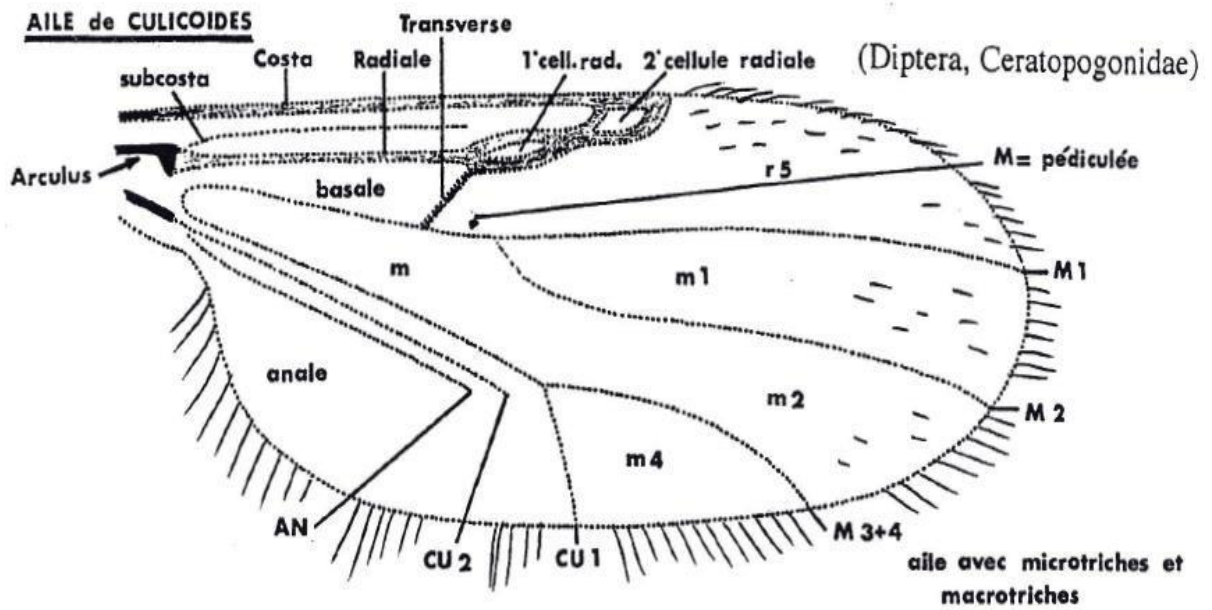


Figure 8 : Schéma représentant une aile typique d'un *Culicoides* (Delécolle, 1995)

Ces ailes sont pourvues de cellules noires et de cellules blanches constituées de pigments. On note en outre la présence de 2 cellules radiales de même taille (R1 et R2), la nervure médiane M2 ne touche pas la M1 et est toujours pédiculée. Les macrotriches (poils attachés au moyen d'un anneau articulaire dans une petite dépression appelée fossette ou alvéole) sont moins abondants chez le mâle alors qu'ils sont souvent visible chez les femelles (Figure 9).

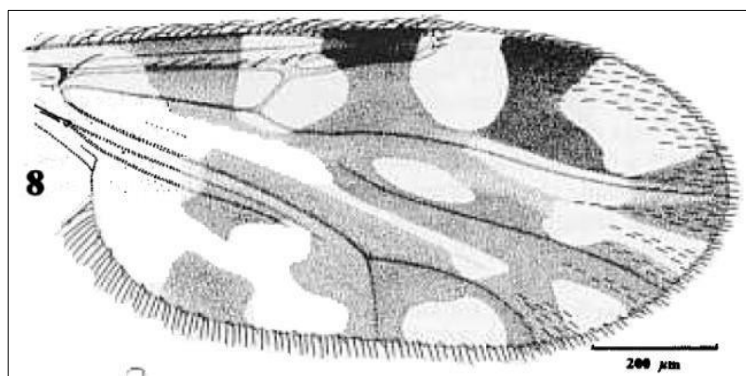


Figure 9 : Représentation d'une aile de l'espèce *Culicoides imicola* (Delécolle et De la roque, 2002)

d) Abdomen

Il est composé de 10 segments, les derniers portent les structures génitales mâle et femelle (Walzer, 2009). Le dernier segment est réduit à des cerques. L'élément principal de diagnose d'espèce est l'hypopygium situé à l'extrémité distale de l'abdomen chez les mâles (Périer et al., 2005 ;Walzer, 2009), et les spermathèques chez les femelles (Périer et al., 2005) .

e) Les pattes

Les pattes, plutôt courtes, sont constituées de 5 segments qui sont : la coxa, le tranchant, le fémur, le tibia, et le tarse (Gillot et al., 1995; Waller et al.,1997 ;Walzer, 2009). Le tarse est constitué de tarsomères dont le dernier porte une paire de griffes. La taille de l'épine (empodium) sur le dernier segment du tarse entre les deux griffes est rudimentaire. Par contre, il est très développé chez le genre *Leptoconops*, ce qui représente un autre caractère pour identifier le genre *Culicoides* (Kremer et al., 1987 ; Périer et al., 2005), La paire de pattes postérieures présente un peigne tibial distal doté de nombreuses épines tibiales (Périer et al., 2005 ; Walzer, 2009).

En conclusion, on peut souligner que l'identification des femelles est basée sur la forme, la taille, le nombre des spermathèques, l'espace interoculaire et le nombre d'arrangement des soies présentes sur les antennes. Des sclérites abdominaux peuvent être visible sur le 8ème segment chez certaines espèces ; ainsi qu'un anneau sclérifié sur le conduit génital commun. Pour les mâles, la forme du génitalia est généralement suffisante pour établir une identification spécifique (Meiswinkel et al., 1994 ; Perrin, 2007).

I.5. Bio-écologie des *Culicoides*

I.5.1. Cycle des *Culicoides*

D'après la littérature, la durée du cycle de vie des *Culicoides* varie suivant les espèces et les conditions climatiques. Ce cycle peut être schématisé (figure 10).

Le cycle des *Culicoides*, comprend plusieurs stades de développement : œuf, 4 stades larvaires, nymphe et adulte. Les adultes survivraient en moyenne 10 à 20 jours, mais certains pourraient survivre jusqu'à 90 jours.

En général, la ponte a lieu 2 jours après le repas de la femelle. Les œufs sont pondus isolément ou en petits lots sur tous les débris dans le site de reproduction. Le stade de l'œuf dure habituellement de trois jours à une semaine (Delécolle et al., 2003) ; Mais Jobling (1953) a constaté que chez certaines espèces le stade des œufs peut durer plus de quatre mois, tandis que le stade larvaire peut durer six mois. En générale, le stade larvaire dure pendant deux semaines à un mois ou deux. Le stade pupal est généralement bref (2 à 3 jours) mais peut durer plusieurs semaines chez certaines espèces.

Tous les stades sont sensibles aux conditions de température et d'humidité, leur durée dépendant des facteurs abiotiques et de la nourriture disponible et variant selon les espèces.

La majorité des espèces hivernent sous forme de larves ; un très petit nombre sous forme d'œufs. Généralement, en milieu tropical ou tempéré, plusieurs générations se succèdent dans l'année (espèces dites multivoltines) (Delécolle et al., 2003). Une diapause hivernale et une hibernation estivale sont possibles. (Guis, 2007).

La majorité des espèces sont univoltines, mais certaines ont plusieurs générations au cours de l'année, en fonction des conditions locales du milieu. Les adultes peuvent vivre pendant une semaine à un mois ou plus et la plupart d'entre eux disparaissent après les premières gelées de l'hiver, mais les captures tout au long des mois d'hiver de Décembre à Février ont montré la présence de *C. obsoletus* dans le sud de l'Angleterre, ce qui suggère qu'ils peuvent parfois survivre à l'hiver (Guis, 2007).

En général, les femelles adultes sont celles qui nécessitent des repas de sang à des intervalles de 3-4 jours, pour l'obtention d'une protéine nécessaire à la maturité des ovaires et la ponte entre 30-450 œufs (Birley et Boorman, 1982).

Cependant, dans certains cas, elles peuvent être autogène ; capables de développer des œufs en utilisant des nutriments retenus à partir de la phase larvaire ou en utilisant des sources alternatives de nourriture tels que les nectars. Les femelles des *Culicoides* posent leur première masse d'œufs, après 5 jours de leur survie seulement, mais pour transmettre le virus elles doivent survivre 10 jours. En général les œufs *Culicoides* éclosent habituellement en 4-5 jours à 25 ° C. Les faibles températures affectent la viabilité des œufs et le temps nécessaire pour l'oviposition.

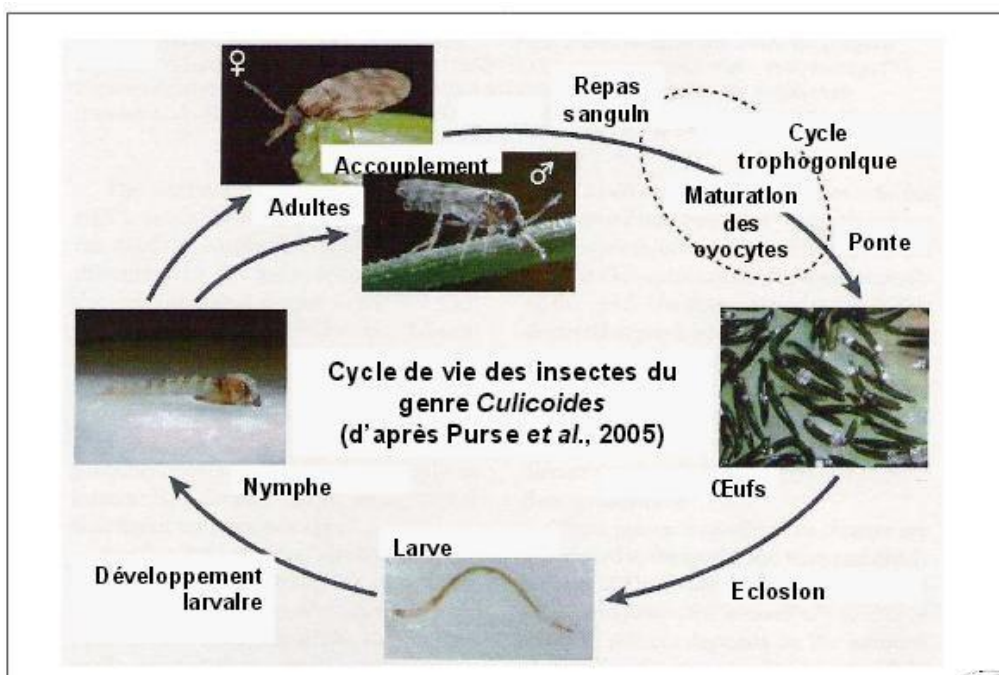


Figure 10: Cycle biologique des *Culicoides* (Purse et al., 2005 ;Walzer, 2009)

I.5.2. Nutrition

Il existe un dimorphisme sexuel important concernant le mode alimentaire. En effet, les mâles se nourrissent de sucres végétaux, alors que les femelles, le plus souvent sont hémato-phages. Certaines espèces parasitent l'hémolymphe d'autres insectes (Diptères, Lépidoptères, Odonates, Coléoptères, Araignées...). D'autres espèces s'attaquent aux vertébrés à savoir l'homme, autres mammifères, oiseaux, batraciens (Nevil, 1971; Délecolle, 1995).

Les cycles de repas sanguins suivent généralement un rythme circadien ; bien que certaines espèces soient de nature diurne en effectuant un repas matinal (Ninio, 2011 ; Geoffroy, 2010 ; Périe *et al.*, 2005). Par ailleurs, l'augmentation de la température ambiante conduit à une augmentation de la fréquence des repas (Wittmann *et al.*, 2000 ; Savelli, 2003). Concernant le parasitisme, il n'est pas rare de l'observer. A ce propos, signalons les travaux (Yajun Ma *et al.*, 2013) qui ont montré le parasitisme des *Culicoides* sur l'Anophèle, (figure 11).

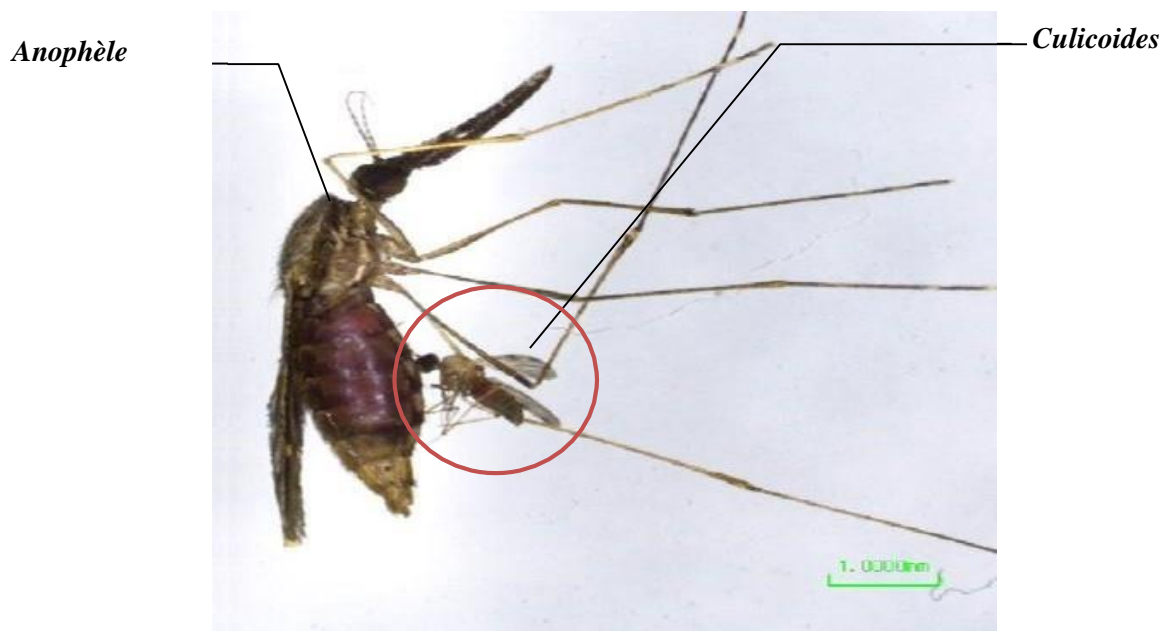


Figure11: Photographie d'un *Culicoides* se gorgeant sur l'Anophèle (YajunMaetal., 2013)

1.5.3. Dispersion

La propagation de la maladie par voie vectorielle est liée à la capacité du vecteur à se disperser ; de manière active ou passive on distingue aussi la dispersion active et passive. La dispersion des *Culicoides* par le vol est considérée comme faible. Il est évident que les femelles hémato-phages se déplacent activement pour chercher un mâle ou un repas de sang ou un gîte de ponte ou de repos (Sellers, 1992 ; Guis, 2007). Par ailleurs, plusieurs facteurs ont une

influence sur la capacité de vol des *Culicoides* tel que l'intensité lumineuse, le cycle lunaire, l'humidité relative... Or, la direction et la force du vent jouent également, un rôle important dans la dispersion passive de *Culicoides*. Ainsi, la dispersion passive par le vent, sous forme de « plancton aérien », peut atteindre plusieurs centaines de km. Cette forme de dispersion fait partie intégrante de la biologie des *Culicoides* (Murray, 1987), possède un effet sur l'épidémiologie de la FCO. En effet, elle peut être la cause de la diffusion de la maladie vers de nombreux pays (Alba et al., 2004; Braverman et Chechik, 1996; Deliberato et al., 2003; Ducheyne et al., 2007; Sellers, 1975; Sellers et al., 1978; Sellers et Maarouf, 1989, 1991; Guis, 2007).

D'autre part, la dispersion peut aussi être assurée à l'état larvaire, par transport sur des animaux, tels les oiseaux migrateurs (transport de boues contenant des larves fixées sur les pattes) (Zimmer et al., 2014).

1.5.4. Gîtes de repos des adultes et gîtes larvaires

Les gîtes de repos sont les lieux où les adultes se trouvent en dehors de la période de recherche d'hôtes et des gîtes de ponte. Ils sont localisés dans le feuillage de la végétation à proximité des lieux de repas et de pontes. Néanmoins, il y a peu d'études portant sur les gîtes de repos des *Culicoides*. Les travaux effectués par Muradov (1965) en Ninio (2011) rapportent que plusieurs espèces de *Culicoides* se trouvent au niveau des étendues d'herbes, des feuillages d'arbustes et au niveau des arbres. Bidlingmayer (1961), signale quant à lui la présence de mâles dans les zones arborées en hauteur de 2,4 m, et dans les marais salants, ils se retrouvent sur le sol ou bien proche de leur gîte larvaire. Par contre, les femelles sont collectées, le plus souvent, sur le sol ou dans la végétation les plus basses contrairement aux mâles (à moins de 2,4m) (Ninio, 2011).

L'identification détaillée des gîtes larvaires n'est pas aisée, elle semble peu spécifique à cause de leurs distribution sur les différents continents. Ainsi, la classification de ces gîtes est faite selon qu'il s'agisse des gîtes larvaires temporaires, comme des flaques, des ornières, des zones temporairement humides ou des gîtes permanents dans lesquels les larves passent l'hiver dans les régions tempérées. Les gîtes possèdent des caractéristiques communes : ce sont des boues humides, partiellement immergées, à teneur plus ou moins forte en matière organique (Jones 1961, Kettle 1977; Ninio, 2011). Ces gîtes ont une localisation éparse, ils sont peu caractéristiques d'une espèce ; en effet, ils abritent souvent plusieurs espèces

différentes qui émergent soit en même temps, soit à des moments différents de l'année (Foxi et Delrio 2010 ; Ninio, 2011).

D'autre part, il s'ajoute à ces boues, des gîtes plus spécifiques d'une espèce ou d'un groupe d'espèces liés à l'élevage, comme les composts de fumier (Jones, 1961), les bouses de vaches (Kettle, 1977), les résidus d'ensilages de maïs (Zimmer et al. 2008). Le substrat qui constitue l'habitat de ces larves est riche en matières organiques, et moins humides que les boues décrites précédemment.

L'étude des gîtes larvaires de *Culicoides* par Zimmer et al., (2008) et Zimmer et al.,(2009), ont permis de mettre en évidence la présence massive de larves au sein des exploitations agricoles. Cette étude, a montré que le développement larvaire s'effectue de préférence au niveau de la couche superficielle des substrats humides, riches en débris organiques divers. De manière générale, les larves se retrouvent dans les 6 premiers centimètres du sol (Rieb, 1982 ; Uslu et Dick, 2006 ; Ninio, 2011).

1.6. Influence des facteurs environnementaux climatiques sur les *Culicoides*

Au niveau planétaire, les changements climatiques ont entraîné l'apparition de zones favorables au développement des insectes vecteurs ; ce phénomène est l'une des raisons de la propagation de la maladie.

Le climat influence l'étendue géographique des maladies (De La Roque, 2008). Les changements de facteurs climatiques ont donc en théorie le potentiel d'affecter la distribution en latitude, en longitude ou en altitude des vecteurs ; le changement climatique est régulièrement incriminé dans l'extension récente de maladies ou des vecteurs. Ainsi, la survie, l'activité et la dispersion de ces insectes vecteurs sont fortement influencées par les variables météorologique telle que la température, l'humidité, l'agitation de l'air, la phase lunaire... La température serait l'élément majeur influençant leur comportement et leur survie (Braverman et Chechik, 1996 in Zimmer et al., 2008 ; Zimmer et al.,2009). Néanmoins, l'humidité aurait un rôle non négligeable dans le développement des stades larvaires, très sensibles à la dessiccation (Murray, 1991; Zimmer et al., 2009; Guis, 2007). On distingue les facteurs de variation suivants :

1.6.1. Le vent

Le vent est considéré comme un inhibiteur ou un facteur limitant de la dispersion active des adultes. Une vitesse de 10 à 45 Km / h sous une température de 12 à 35 C° favorise la dispersion passive sur plusieurs centaines de km (Sellers, 1992 ; Guis, 2007).

C'est un facteur clé qui joue un rôle prépondérant dans la mortalité des insectes en cas de forte puissance, il accélère leur dessiccation et empêche le vol, ainsi que la prise de repas sanguin. Par contre les vents faibles à modérés contribuent à la dispersion de *Culicoides* (Geoffroy, 2010) ; ceci explique l'apparition de nouveaux foyers de la FCO. C'est le cas, en Espagne où *C.imicola* collectés en 1960, pourraient avoir été transportés par des vents venus d'Afrique du nord (Mellor et al., 1985 ; Périe et al, 2005).

1.6.2. La température

Du fait du lien étroit qui existe entre les insectes et leur environnement (Biteau, 2006), Les maladies vectorielles sont au cœur des questionnements soulevées par les changements climatiques (Walzer, 2009).

Le facteur température est d'autant plus important qu'au cours de ce dernier siècle, la planète a subi un réchauffement global de 0,5°C (Jones et Wigley, 1990) et les prévisions envisagent une augmentation de presque 2°C pour le siècle à venir (Périe et al., 2005).

C'est un paramètre clef qui influe sur la biologie du vecteur (répartition, abondance, activité, dispersion, développement, longévité, etc..) et sur le développement de l'agent pathogène (Mathieu et al., 2007 ; Guis,2007). En effet, la chaleur est nécessaire à l'éclosion des œufs et au développement des larves (Ward, 1994a).

Si la température diminue, la durée des stades de développement s'allonge entraînant un arrêt de la réplication virale d'où l'interruption de la transmission (Mullens et al., 1995 ; Guis, 2007). Par ailleurs, dans le cas où les températures sont trop basses, l'insecte devient totalement inactif (Périe et al., 2005), autrement dit, le développement du virus de la FCO s'arrête, car cette basse température agirait sur l'activité d'enzyme virales telle l'ARN transcriptase (Mullens et al.,1995 ; Périe et al., 2005 et Toussaint et al., 2006 ; Savelli, 2003).

Par ailleurs, l'augmentation de la température accélère le cycle de reproduction et l'activité des adultes, mais aussi, le taux d'infection par le virus. Cette augmentation entraîne un raccourcissement de la période d'incubation extrinsèque, conduisant automatiquement à une réduction de la durée de vie des vecteurs et la durée des stades larvaires et nymphales (Hunt et al., 1989 ; Guis, 2007). Il en résulte alors une augmentation importante de la population des vecteurs (Murray, 1987 ; Guis, 2007; Wittmann, 2000 ; Périe et al., 2005, Mullen et al., 2004 ; Guis, 2007). De plus, l'augmentation de l'activité des vecteurs et la fréquence des repas sanguins favorisent la transmission virale (Gerber et al., 2007 in Geoffroy, 2010). Néanmoins, la hausse excessive de la température provoquent la diminution de la fécondité de la femelle adulte et la durée de vie des adultes (les œufs sont moins nombreux, leur taille est plus petite) (Périe et al., 2005 ; Walzer, 2009).

1.6.3. L'humidité et précipitation

C'est l'humidité relative de l'air est nécessaire car elle participe à la formation des sites d'alimentation via les précipitations (Ward, 1994a), sous toutes formes: l'humidité, la présence de rivières, système d'irrigation ou de puits (Ward, 1944a ; Geoffroy, 2010).

Quand elle est trop faible, elle diminue l'activité et la survie des adultes. Par ailleurs, des faible taux de précipitation diminuent le nombre d'habitats disponibles pour les larves semi-aquatiques (Venter et al., 1994 ; Geoffroy, 2010).

L'humidité du sol est une variable déterminante de l'habitat larvaire (Meiswinkel, 1997). Si les précipitations sont trop importantes, l'activité de certains espèces peut être arrêté et les larves et nymphes meurent où leur habitat est inondé ou trop humide (Mellor, 2000 ; Geoffroy, 2010 ; Guis, 2007 ; Périe et al., 2005 ; Savelli, 2003).

1.6.4. Le sol

Ce facteur influence considérablement la distribution des insectes. La présence d'une couverture végétale constitue un microclimat au niveau du sol et peut permettre la survie du vecteur. Au cours des activités agricoles, l'irrigation, peut être à l'origine des sites adéquats pour la reproduction et le développement des stades immatures d'un vecteur. Par exemple, *Culicoides imicola* préfère les endroits humides riches en matières organiques d'origine animale, les sites de leur reproduction.

1.7. Comportement et préférences trophique

Les femelles ont des préférences trophiques variables selon les espèces ; elles sont mamophilles ou ornithophiles rarement animaux à sang froid. La plupart des espèces piquent le matin à l'aube, et le soir avant le coucher du soleil. D'autres espèces préfèrent piquer en plein jour et en plein soleil (Balenghien et al, 2009).

Pour réaliser leur « cycle trophique », les femelles nécessitent dans 90% des cas un repas sanguin. Les variations intra-spécifiques qui ont été élucidées, notamment, le nombre d'œufs, peuvent s'expliquer d'une part, par les difficultés que rencontrent certaines femelles lors de la prise d'un repas sanguin ou sucré complet, et d'autre part, par la taille, l'âge et la fréquence des pontes effectuées par une même femelle (Zenner F, 1977).

On distingue 2 modes préférentiels de nourritures à travers les piqures de ces insectes :

L'endophagie: qui est la capacité des insectes à pénétrer dans les bâtiments pour piquer leurs hôtes. Elle peut être considérée comme une adaptation pour atteindre les hôtes préférentiels. Ce comportement trophique des *Culicoides* a des conséquences importantes pour la prévention et le contrôle des risques de transmission des pathogènes.

L'exophagie: c'est le cas dont les insectes se nourrissent à l'extérieur des bâtiments d'élevage. La relation entre le succès de trouver un hôte par un insecte hématophage, la disponibilité et l'accessibilité de l'hôte est étroitement dépendante. Ce qui oblige les insectes hématophages à localiser leur hôte et faire face à diverses contraintes environnementales (vent, pluie, luminosité...), comportementales (mouvement de défense de l'hôte) ou physique (bâtiments, courant d'air) (Viennet, 2011).

Pour les préférences trophiques, la probabilité de réussite d'un repas sanguin dépend de l'attractivité propre de l'hôte et de son acceptabilité (Borehem et Garret-Jones, 1973 ; Viennet, 2011). En outre, les facteurs d'attraction peuvent être le dégagement de CO₂, l'humidité de la respiration, la chaleur corporelle, l'odeur des hôtes. En revanche, les facteurs visuels comme la taille et la forme de l'hôte, corrélée avec le volume des émanations de CO₂ et des autres odeurs, influencent l'attraction des *Culicoides* (Humphreys et Turner, 1973; Tanner et Turner, 1974; Raiche et al., 1997 ;Viennet, 2011).

I.7.1. Hôtes : vertébrés sensibles

Les vertébrés sensibles sont ceux pour lesquels il y a une expression clinique de la maladie, il s'agit essentiellement des ovins. Chez les bovins et les caprins, l'expression clinique est assez limitée (Abu Elzein, 1985), comme pour les ruminants sauvages (Saegerman et al., 2009 ; Chatry, 2012). Cette maladie n'affecte pas l'homme, ce n'est pas une zoonose (Guis, 2007).

Après l'infection par le virus, les ovins et les caprins l'hébergeront dans le sang, au maximum une cinquantaine de jours ; par contre chez les bovins cela peut dépasser 104 jours. La durée de la virémie est effectivement variable. Selon Bowne et al (1968) la virémie prolongée chez les bovins peut être à l'origine de la persistance de la maladie et pendant cette période, de nouveaux *Culicoides* pourront s'infecter, ceci montre que les bovins constituent «le réservoir du virus ». Ainsi, le cheptel infecté constitue le principal réservoir de virus (Chatry, 2012). D'autres espèces animales autres que les ruminants peuvent être infectés par le virus, c'est le cas de grands carnivores africains ou de population de chiens qui ont été infectés suite à la contamination accidentelle d'un vaccin (Chatry, 2012).

1.8. Transmission d'agents pathogènes

1.8.1. Transmission de virus

Avec la Fièvre catarrhale ovine, une cinquantaine d'arbovirus ont été isolés de *Culicoides* à travers le monde. Parmi les maladies virales qui sont transmises par les *Culicoides* la fièvre d'Oropouche, qui sévit en Amérique du Sud et centrale, est la plus importante chez l'homme. Les arboviroses d'importance vétérinaire sont quant à elles plus nombreuses. Ce sont principalement, la FCO, la maladie hémorragique épizootique des cervidés (epizootic hemorrhagic disease), la peste équine (African Horse sickness), l'encéphalose équine, la maladie d'Akabane, la fièvre bovine éphémère (Ephemeral bovine fever) et les virus de Palyam (Mellor et al. 2000).

1.8.2. Transmission de parasites

Les *Culicoides* sont impliqués dans la transmission de protozoaires sanguins du genre *Haematoproteus*, *Leucocytozoon* et *Hepatocystis*. La plupart de ces espèces ont pour hôtes des oiseaux. Deux espèces en particulier, *Haematoproteus meleagridis* et *Leucocytozoon caulleryi* sont problématiques dans les élevages de volailles (Mullen, 2009).

I.9. Compétence et capacité vectorielle des *culicoides* vis-à-vis de la FCO

I.9.1. Compétence vectorielle

La compétence vectorielle est « l'aptitude d'un arthropode à ingérer un agent pathogène, en assurer la multiplication et/ou le développement et le transmettre à un hôte vertébré ». (Toma et al. 2010).

Dans le cas du BTV, les *Culicoides* s'infectent in natura par ingestion d'un repas de sang infectant sur un hôte vertébré sensible virémique par le BTV. L'existence d'une transmission vénérienne ou verticale, si elles existent, n'ont pu être mise en évidence à ce jour (Mellor et al. 2000, Jones et Foster 1971). Si un *culicoides* est compétent, alors, les virus ingérés lors du repas de sang traversent les cellules intestinales, franchissent la membrane basale et atteignent l'hémocoèle. Ils peuvent ensuite infecter d'autres organes, dont les glandes salivaires où ils se multiplient. Les particules virales générées sont injectées avec la salive lors du repas de sang suivant à l'hôte vertébré.

I.9.2. Capacité vectorielle

La capacité vectorielle est « l'aptitude d'une population de vecteur à transmettre un agent pathogène dans un environnement et à une période donnée ». (Toma et al., 2010). Elle est liée à la compétence vectorielle mais tient compte en plus de paramètres tels que l'agressivité de l'espèce, son abondance, la durée de son cycle gonotrophique, et sa longévité. La différence entre compétence et capacité vectorielle est importante à prendre en compte pour mieux comprendre l'épidémiologie de la maladie. Ainsi, en dépit de la compétence vectorielle plutôt faible de *culicoides brevitarsis*, son importance dans l'épidémiologie du BTV en Australie est avérée, du fait de son abondance dans les zones d'endémie. Au contraire, *C. fulvus*, a une compétence vectorielle supérieure mais sa répartition géographique est limitante, revue de (Mullens et al., 2004).

Ces définitions de compétence et capacité vectorielles s'appuient sur un cycle de transmission vectorielle tel qu'il est représenté sur la figure 12.

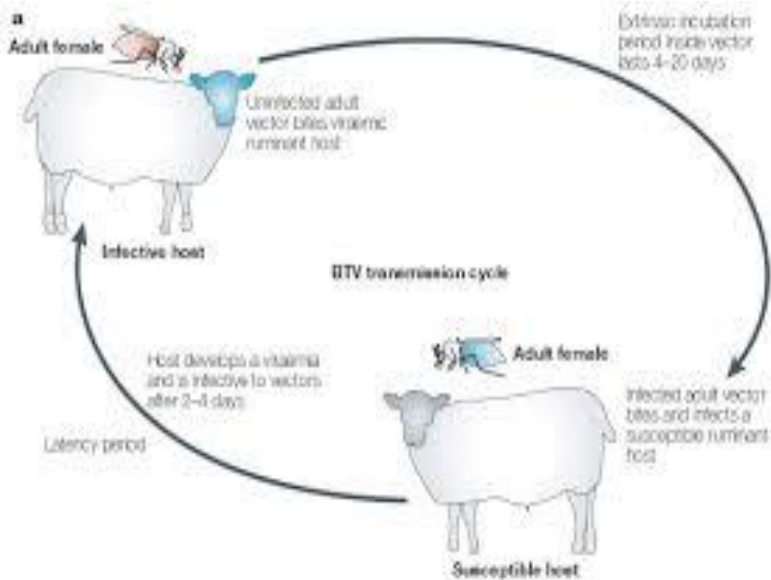


Figure 12: Transmission vectorielle du BTV (d'après Purse et al. 2005)

I.10. Recensement des *Culicoides* en Algérie

Peu d'études de groupe ont été faites sur les *Ceratopogonidae* et plus particulièrement sur l'inventaire faunistique de *culicoides* en l'Algérie. A titre d'exemple, les travaux effectués par (Szadsewski, 1984 ; Djerba et Dellecole, 2009), (équipe Algéro-Européenne). Mise à part ces études, peu de publications l'ont été sur l'épidémiologie de la FCO.

(Madani et al., 2011) indique que la distribution des Orbiviroses est déterminée par la distribution des vecteurs compétents. Les 47 espèces de *culicoides* recensées en Algérie sont reportées dans le tableau 1.

Tableau 1. Liste de 47 espèces des *culicoides* recensées en Algérie, (Djeral et ellecole, 2009).

Espèces
1. <i>Culicoides (Avaritia) imicola</i> Kieffer, 1913
2. <i>Culicoides (Avaritia) obsoletus</i> Meigen, 1818
3. <i>Culicoides (Avaritia) scoticus</i> Downes & Kettle, 1952
4. <i>Culicoides (Avaritia) montanus</i> Shakirzjanova, 1962
5. <i>Culicoides (Culicoides) newsteadi</i> Austen, 1921
6. <i>Culicoides (Culicoides) punctatus</i>
7. <i>Culicoides (Culicoides) fagineus</i> Edwards, 1939
8. <i>Culicoides (Culicoides) pulicaris</i> Linné, 1758
9. <i>Culicoides (Monoculicoides) puncticollis</i> Becker, 1903
10. <i>Culicoides (Monoculicoides) parroti</i> Kieffer, 1922
11. <i>Culicoides (Oecacta) kingi</i> Austen, 1912
12. <i>Culicoides (Pontoculicoides) saevus</i> Kieffer, 1922
13. <i>Culicoides (Pontoculicoides) seifadinei</i> Dzhafarov, 1958
14. <i>Culicoides (Beltranmyia) circumscriptus</i> Kieffer, 1918
15. <i>Culicoides (Synhelea) azerbajdzhanicus</i> Dzhavarov, 1958
16. <i>Culicoides (Synhelea) marleti</i> Callot, Kremer & Basset, 1968
17. <i>Culicoides (Synhelea) semimaculatus</i> Clastrier, 1958
18. <i>Culicoides (Synhelea) corsicus</i>
19. <i>Culicoides algeriensis</i> Clastrier, 1957
20. <i>Culicoides begueti</i> Clastrier, 1957
21. <i>Culicoides cataneii</i> Clastrier, 1957
22. <i>Culicoides clastrieri</i>

23. *Culicoides dzhafarovi* Remm, 1967
24. *Culicoides faghihi* Navai, 1971
25. *Culicoides foleyi* Kieffer, 1922
26. *Culicoides gejgelensis* Dzhafarov, 1964
27. *Culicoides griseidorsum* Kieffer, 1918
28. *Culicoides heteroclitus* Kremer&Callot, 1965
29. *Culicoides jumineri* Callot&Kremer, 1969
30. *Culicoides (Silvaticulicoides) subfascipennis* Kieffer, 1919
31. *Culicoides (Silvaticulicoides) fascipennis*
32. *Culicoides kibunensis* Tokunaga, 1937
33. *Culicoides longipennis* Khalaf, 1957
34. *Culicoides maritimus* Kieffer, 1924
35. *Culicoides nudipennis* Kieffer, 1922
36. *Culicoides odiatus* Austen, 1921
37. *Culicoides pictipennis* Staeger, 1839
38. *Culicoides poperinghensis* Goetghebuer, 1953
39. *Culicoides pseudopallidus* Khalaf, 1961
40. *Culicoides sahariensis* Kieffer, 1923
41. *Culicoides santonicus* Callot, Kremer, Rault&Bach, 1966
42. *Culicoides sergenti* Kieffer, 1921
43. *Culicoides ravus*
44. *Culicoides festivipennis*
45. *Culicoides kurensis*
46. *Culicoides langeroni*
47. *Culicoides paolae*

Chapitre II.

Analyse des risques en phytosanitaire

II.1. Introduction

Parmi les différentes méthodes de lutte contre les *culicoides*, la méthode chimique qui consiste à utiliser des insecticide, reste en réalité la plus utilisée sur le terrain pour stopper l'invasion des insectes, ce qui interfère avec la santé et la propreté de la production agricole et répercute sur la santé publique.

II.2. La lutte par les Insecticides

Ce sont des substances efficaces qui ont la propriété de tuer les insectes, leurs larves et leurs œufs. Les insecticides organiques de synthèse sont des molécules carbonées, synthétisées et se distinguent des insecticides inorganiques ou minéraux. Il existe depuis 1944, il y a beaucoup de molécules qui ont été retirés du marché en raison de sa toxicité élevée, cependant le synthétique, présente une toxicité moindre que les organophosphorés et les carbamates, est utilisé à faibles doses (Lotti M, 2002).

II.3. Inconvénients des Insecticides

II.3.1. Problèmes écologique

Les pesticides sont particulièrement utilisés dans l'agriculture intensive. Afin de limiter les maladies et les champignons et les ravageurs. Malheureusement son utilisation n'est pas sans répercussion sur l'environnement :

- Dans l'eau : D'après la I.F.E., 2011 (Institut Français de l'Environnement) on retrouve des résidus de pesticides dans 96% des eaux superficielles (ruisseau, fleuve, glacier, rivière, étang, lac, ...) et 61% des eaux souterraines (proviennent des infiltrations de l'eau de pluie dans le sol).

- Dans l'air: D'après l'I.N.R.A., France, 2008, 60% des eaux de pluie contiennent des pesticides. La concentration maximale en pesticide dans l'eau de distribution est de $1\mu\text{g/l}$ or quasiment tous les échantillons prélevés dépassait ce seuil.

II.3.2. Problème pour la santé

Avec cette infiltration dans les sols, et donc dans l'eau, l'Homme est menacé. Les pesticides sont accusés de plusieurs maladies, comme l'asthme, la maladie de parkinson, les cancers, Les pesticides sont également accusés d'être trop proche des hormones, menacent le système nerveux et réduis la fertilité. De plus, on les retrouve dans les tissus adipeux dans le cerveau, le sang, le lait maternel, le foie, le sperme et dans le sang du cordon ombilical des êtres humains (Conso et al., 2002).

II.4. Impact des pesticides

Les pesticides contribuent certes dans l'augmentation et la protection des récoltes vis-à-vis des bio-agresseurs, cependant, selon (Calvet et al.,2005), leur emploi s'accompagne par

un certain nombre de risques à l'égard de la composition chimique de l'air des eaux et des sols (trois principaux compartiments de l'environnement), ainsi que sur la biodiversité, qui se traduit par des pollutions dont les conséquences toxicologiques (pour l'homme) et écotoxicologiques (pour les organismes vivants autres que l'homme) peuvent être préjudiciables à la qualité de l'environnement.

II.4.1. Toxicité des pesticides sur la santé humaine

Les problèmes de toxicologie humaine, relatifs aux produits phytosanitaires, concernent à la fois les manipulateurs et les consommateurs.

II.4.1.1. Toxicité des pesticides sur l'utilisateur

Le risque pour l'utilisateur (agriculteur, manipulateur) existe surtout lors de la préparation de la bouillie mais aussi lors de son application sur les cultures et lors des interventions sur le matériel (Van der Werf et Hayo, 1997). Ce risque est d'autant plus grand que l'utilisateur ne porte pas d'équipements de protection.

Par ailleurs, ne sont pas seulement les travailleurs responsables des activités de préparation

et d'application des pesticides qui peuvent être exposés de façon importante, mais aussi tous les travailleurs qui entrent en contact avec des surfaces préalablement traitées avec des pesticides (ex. : les cueilleurs et les travailleurs affectés au désherbage manuel ou au suivi des cultures) qui peuvent parfois être exposés à des quantités de pesticides similaires ou même supérieures à celle des applicateurs. Dans certains cas, ils pourraient même être exposés à des produits encore plus toxiques en raison d'une transformation environnementale du pesticide qui a fait l'objet d'une application. (Samuel et Saint-Laurent, 2001). L'exposition des travailleurs (Worker exposure) qui pénètrent dans une zone traitée se fait essentiellement par voie dermique suite au contact de leur corps avec le feuillage ou avec le sol. La quantité de résidus sur le feuillage dépend de la quantité de matière active pulvérisée à l'hectare, de la rémanence du produit, du type de surface.

De plus, les personnes qui se trouvent accidentellement sur les lieux de traitement peuvent être exposés directement aux pesticides, à travers les particules persistantes dans l'atmosphère, cette exposition se manifeste par le phénomène de dérive au moment des pulvérisations, soit par voie dermique ou par inhalation. Ainsi, le produit phytosanitaire peut pénétrer dans l'organisme par plusieurs voies d'entrée,

pouvant être à l'origine d'intoxication aiguë ou chronique (Conso et al., 2002). Ces voies de contamination sont :

a) La voie cutanée c'est le mode de pénétration le plus fréquent, même en l'absence de lésion, la peau n'étant pas une barrière infranchissable. Voici quelques exemples de situations pouvant mener à une intoxication par la voie cutanée :

- ✓ Mélange à mains nues de la bouillie ;
- ✓ Eclaboussures de produits sur la peau et dans les yeux ;
- ✓ Application sans équipement de protection individuelle (EPI) ;
- ✓ Contact des mains avec la région génitale ;
- ✓ Renversement de liquide sur les vêtements ;
- ✓ Pulvérisation en hauteur ;
- ✓ Application de produits dans un espace confiné et clos.

b) La voie respiratoire

Voie dangereuse, car le produit se trouve être en contact direct avec le sang au niveau des alvéoles pulmonaires, c'est la voie d'intoxication la plus rapide et la plus directe. A titre d'exemple, ce type d'intoxication peut se produire :

Lorsqu'une personne respire des vapeurs lors de la préparation d'une solution avec des pesticides concentrés ;

- ✓ Lors d'une pulvérisation en hauteur ou à contre-vent, sans porter d'équipement de protection respiratoire approprié ;
- ✓ Lorsque les applications sont effectuées dans un endroit confiné et clos où la ventilation est inadéquate.

c) La voie digestive

Mode de pénétration accidentelle où la substance est réabsorbée au niveau de l'estomac. Plusieurs pratiques non recommandées (ou interdites) peuvent favoriser ce type d'exposition :

- ✓ Fumer, boire ou manger lors de l'exécution de travaux avec des pesticides.
- ✓ Souffler ou aspirer dans la tubulure de l'équipement d'application afin de déboucher les tuyaux et les buses ou de siphonner du produit ;
- ✓ Réutilisation des emballages vides pour stocker d'autres produits, des aliments ou des boissons.

d) La voie oculaire

En cas de projection, ce qui provoque en plus de la pénétration dans l'organisme, des phénomènes de toxicité locale (réactions allergiques oculaires).

Quelle que soit la voie de pénétration dans le corps humain, les produits passent dans la circulation sanguine et peuvent donc atteindre plusieurs organes : foie, reins, poumons, cœur,

cerveau, etc. Ainsi, on distingue deux types d'intoxication selon le mode d'exposition : les intoxications aiguës et chroniques.

II.4.1.2. Toxicité des pesticides sur le consommateur

Après application, les pesticides évoluent quantitativement et qualitativement au cours du temps. La quantité de substance active ou de ses produits de transformation, présente dans les denrées végétales à la récolte, constitue le résidu dont l'importance dépend tout d'abord de la nature du produit utilisé mais aussi d'un certain nombre de conditions extérieures comme le climat, les conditions d'utilisation, la dose et plus particulièrement le délai avant récolte (D.A.R.) (Conso et al., 2002). C'est pour cela, et afin de garantir la sécurité du consommateur, il est nécessaire avant de délivrer une Autorisation de Mise sur le Marché (AMM) pour une substance active :

-De proposer une définition du résidu dans les produits végétaux et éventuellement dans les produits animaux et les produits transformés,

-De fixer une Limite Maximale en Résidu (LMR) pour les cultures bénéficiant d'une autorisation d'usage de la substance active, de s'assurer que les LMR proposées sont compatibles avec la santé du consommateur en réalisant une évaluation de risque.

Les LMR de pesticides correspondent aux quantités maximales attendues, établies à partir des Bonnes Pratiques Agricoles (fixées lors de l'autorisation de mise sur le marché du produit phytosanitaire. Elles reflètent l'utilisation des quantités minimales nécessaires pour protéger efficacement les cultures et qui aboutissent à des niveaux de résidus acceptables, c'est-à-dire sans effet sur la santé. Quand les pesticides sont appliqués suivant les Bonnes Pratiques et Agricoles, les LMR ne sont pas en principe dépassées. Mais en revanche, les déviations aux BPA peuvent entraîner la présence de résidus nocifs causant des risques sanitaires (El-Mrabet, 2009). Les LMR pour une substance active et une culture donnée sont établies à partir des études toxicologiques, éco-toxicologiques, agronomiques et biologiques, elles sont exprimées en mg par kg du produit (El-Mrabet, 2009). La limite maximale des résidus est obtenue par la formule suivante : $LMR = (DJA \times P) / C$.

DJA : Dose journalière admissible P : Poids d'un homme en kg.

C : Quantité d'aliments consommé chaque jour (kg/j).

Pour évaluer le risque pour le consommateur il s'agit donc de vérifier que les LMR établis restent dans les limites compatibles avec la santé du consommateur. Pour une substance active, les évaluations ont pour principe de vérifier que les quantités de résidus qu'un individu est susceptible de retrouver quotidiennement dans son alimentation ne

dépassent les normes de références toxicologiques que sont la DJA et la dose de référence aiguë (Conso et al., 2002).

II.5. Législations et réglementations des pesticides en Algérie

Selon le bulletin d'informations phytosanitaires publié par l'INPV en 2012, le contrôle des pesticides n'était pas encore réglementé de 1962 à 1967, par conséquent, aucune autorisation n'était exigée quant à la commercialisation et l'utilisation des pesticides à usage agricole. Ce n'est qu'en 1987 que la loi phytosanitaire n°87-17 du 1er août 1987 a conféré la mission de contrôle des produits phytosanitaires à l'ensemble des aspects liés à la commercialisation et au stockage, élargissant la prise en charge aux inspecteurs phytosanitaires des postes frontaliers.

L'homologation était sous l'égide de la commission nationale des produits phytosanitaires à usage agricole. Dans ce système, l'INPV a joué jusqu'à la fin de l'année 1999 un rôle prépondérant en assurant le secrétariat technique permanent qui est chargé de la gestion, depuis la réception des dossiers jusqu'à l'élaboration des certificats d'homologation et de l'édition de l'Index phytosanitaire. En 2000, avec la création au sein du Ministère de l'Agriculture d'une direction centrale de la protection des végétaux et des contrôles techniques, le décret exécutif n°2000-234 du 14 août 2000, a déchargé l'INPV de cette prérogative de puissance publique, confiée à la DPVCT (Direction de la Protection des Végétaux et des Contrôles Techniques).

Les produits soumis à l'homologation sont depuis, suivis par un comité d'évaluation biologique, composé par des expérimentateurs issus des instituts techniques relevant du MADR dont la principale tâche est de tester ces molécules dans les conditions réelles de terrain. L'homologation a donc pour but d'évaluer par les services concernés, les propriétés, les performances, les dangers et les utilisations envisagées d'un produit afin de s'assurer que son utilisation n'entraîne pas de risque déraisonnable pour la santé et l'environnement. Elle est considérée comme une garantie officielle de l'Etat qui n'est accordée que pour une spécialité donnée, contre les parasites déterminés, selon une dose et un mode d'emploi bien définis (Mokhtari, 2011).

Chapitre III.

Etude bibliographique sur la fièvre catarrhale du mouton

III.1. Introduction

La fièvre catarrhale du mouton est une maladie virulente, non contagieuse, inoculable, cliniquement observable chez les ovins et, très rarement, chez les caprins et les bovins. Les infections subcliniques sont, en revanche, fréquentes chez de nombreuses espèces de ruminants domestiques ou sauvages. Elle est due à un virus de la famille des *Reoviridae*, genre *Orbivirus* comprenant 24 sérotypes et transmis par un arthropode hématophage du genre *Culicoides* (*Diptera*, *Ceratopogonidae*). Elle se traduit, au plan clinique, par un jetage et un ptyalisme abondants, un œdème et des ulcérations de la muqueuse buccale, parfois une cyanose de la langue (d'où son nom anglais de « bluetongue »), des raideurs musculaires ou un torticolis et des boiteries associées à une congestion des extrémités podales.

III.2. Historique

Selon Erasmus (Erasmus BJ, 1985), c'est Hutcheon qui, le premier, signale la fièvre catarrhale en 1902, en Afrique du Sud, sous le nom de « catarrhe enzootique » mais, c'est à Spreull que l'on doit, à la même époque, la description détaillée de la maladie. Peu de temps après, la nature infectieuse de la maladie est mise en évidence par Theiler qui, en 1906, prouve la « filtrabilité » de l'agent pathogène.

Pendant les cinquante années qui suivent, de nombreux auteurs vont préciser la nature de la maladie, notamment lors d'infections subcliniques, chez différentes espèces animales, tandis que d'autres vont signaler sa présence dans diverses régions du continent africain. C'est ainsi que Curasson mentionne son introduction au Soudan français (actuel Mali) en 1925 sur des moutons mérinos importés d'Afrique du Sud (Curasson G, 1925). Quelques années plus tard, il reconnaît qu'il ne s'agit pas d'une réelle introduction mais que la maladie sévit, en fait, de façon inapparente depuis longtemps sur l'ensemble du continent africain. Jusqu'en 1940, seule l'Afrique est considérée infectée mais, en 1943, la maladie est découverte à Chypre, puis en Israël, en 1951. Dès lors, elle est signalée dans plusieurs régions du monde où, vraisemblablement, elle était présente depuis longtemps comme l'a démontré récemment l'épidémiologie moléculaire. C'est le cas pour le continent américain où elle n'est reconnue, aux États-Unis, qu'en 1952, par Hardy et Price (Callis J, 1985). L'étude du virus et la compréhension de l'épidémiologie n'ont fait de réels progrès qu'à partir des années 1940 quand la culture du virus a pu être réalisée, d'abord sur œufs embryonnés puis en cultures de cellules. Ainsi, Howell confirme-t-il par neutralisation virale (Howell P.G, 1960) les résultats de Neitz qui, dès 1948, avait mis en évidence l'existence de plusieurs sérotypes par des tests de protection croisée sur

mouton. C'est Du Toit qui, en 1943, explique la transmission de la maladie en identifiant *Culicoides imicola* comme l'un des vecteurs biologiques du virus (Erasmus BJ, 1985).

III.3. Répartition Géographique

À première vue, la répartition de la fièvre catarrhale du mouton peut paraître simple. Elle est présente dans les pays compris dans une bande dont la limite supérieure oscille entre 40° et 50° de latitude Nord, et la limite inférieure entre 20° et 30° de latitude Sud, soit sous forme enzootique (Afrique subsaharienne ou Amérique du Nord), soit sous forme d'incursions périodiques (Maghreb ou péninsule ibérique, par exemple). Toutefois, la maladie clinique n'est en réalité signalée que dans quelques rares pays notamment les États-Unis, l'Afrique du Sud et Israël où sont élevées des races ovines améliorées. En Afrique, les races locales très rustiques ne présentent aucun symptôme et seule la présence d'anticorps traduit l'infection des animaux (Lefèvre P.C. et Desoutter D, 1988).

En outre, même indemnes, certains pays sont menacés d'une éventuelle introduction en raison de la présence sur leur territoire (ou une partie du territoire) d'espèces de *culicoides* potentiellement vectrices. Les épizooties survenues en Espagne et au Portugal de 1957 à 1960, en Grèce (île de Lesbos, en 1980 et Grèce continentale en 1998) (Papadopoulos O, 1992), en Italie (Sardaigne) et en France (Corse) en 2000 ont démontré que les risques n'étaient pas négligeables pour les pays méditerranéens.

Sur la période 1996-2004, 79 pays et territoires ont rapporté la présence de la maladie. En particulier, 42 pays et territoires ont notifié la présence de la fièvre catarrhale ovine en 1996-1997 (c'est-à-dire avant la propagation de la maladie au sud de l'Europe et en Afrique du Nord) et 71 pays et territoires pour la période 1998-2004 (Figure 13).

Entre 2005 et 2019 (au 20 mars 2019), 43 pays ont signalé la présence ou la suspicion de la fièvre catarrhale ovine au moyen de 178 notifications immédiates. Le nombre le plus élevé de notifications immédiates a été envoyé en 2008 (N = 26) et en 2015 (N = 20). Les années 2007 et 2008 ont connu l'évolution la plus significative du nombre de notifications immédiates transmises, conséquence de la propagation du sérotype 8 en Europe du Nord et de la première apparition du sérotype 1 dans certains pays européens (OIE, 2019 ; Conraths, F. J et al, 2006).

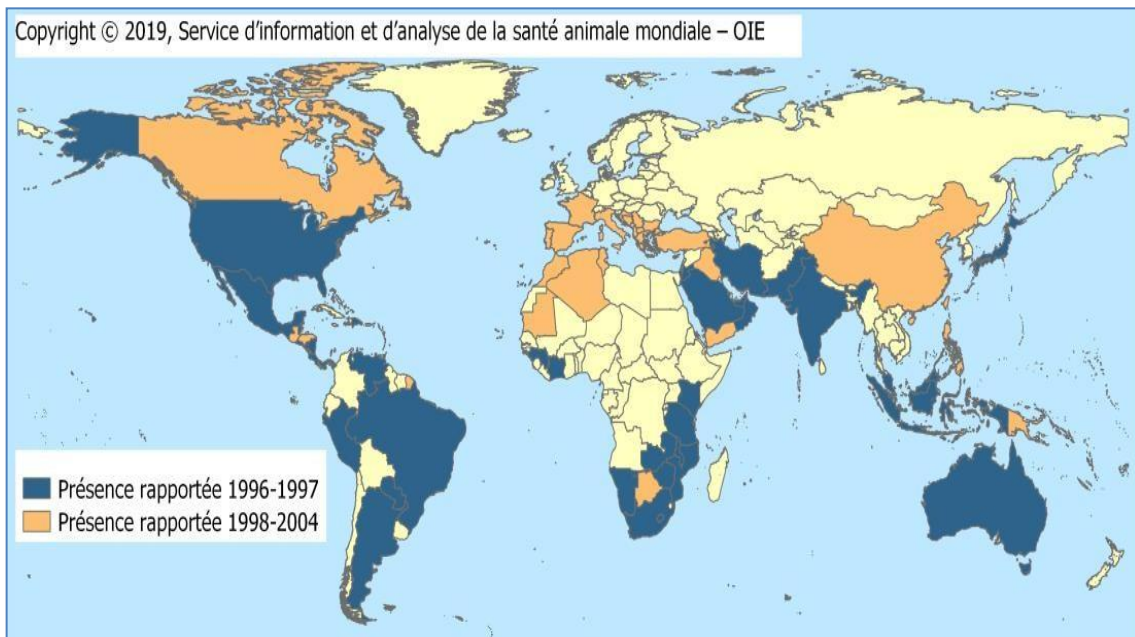


Figure13: Distribution de la fièvre catarrhale ovine entre 1996 et 2004 : les pays ayant rapporté la présence de la maladie en 1996-1997 sont en bleu et ceux ayant signalé la présence de la maladie sur la période 1998-2004 sont en orange (données fondées sur les rapports reçus jusqu'au 20 mars 2019), (OIE, 2019).

III.4. Importance économique

La fièvre catarrhale est économiquement grave dans les pays où l'élevage ovin est de type intensif avec races améliorées. Les pertes sont non seulement directes par mortalité et avortements, mais aussi indirectes par retard de croissance, déclassement des carcasses et mauvaise qualité de la laine. Aux États-Unis, les pertes occasionnées en 1979, dans le seul état du Mississippi, se seraient élevées à 12 millions de dollars américains (Callis J, 1985). Et, à l'heure actuelle, les pertes dues aux restrictions des exportations vers les pays indemnes sont estimées à 125 millions de dollars.

Dans les autres régions du monde, sur des races locales plus résistantes, la fièvre catarrhale apparaît comme secondaire au plan économique ; pourtant, elle fait peser une lourde menace sur les tentatives d'introduction de races étrangères ou d'amélioration des races locales.

III .5. Epidémiologie

III.5.1. Espèces affectées

III .5.1.1. Animaux domestiques

Il convient d'emblée de distinguer la maladie clinique de l'infection, La fièvre catarrhale clinique apparaît essentiellement chez les moutons, et encore n'est-elle décrite que chez des animaux de race améliorée à haute productivité. Les formes inapparentes sont la règle chez les bovins qui constituent le réservoir du virus. Chez ces derniers et les caprins, les manifestations cliniques, quand elles existent, sont discrètes (Hourrigan J.L et Klingsporn A.L, 1975), (Melville L.F et al., 1996). Les dromadaires sont aussi infectés, mais avec peu ou pas de symptômes.

III .5.1.2. Faune sauvage

En Afrique, dans les conditions naturelles, la maladie semble asymptomatique chez les animaux sauvages bien qu'elle ait été reproduite expérimentalement chez des damalisques (*Damaliscus albifrons*), alors que des formes cliniques sont décrites en Amérique du Nord chez le cerf de Virginie (*Odocoileus virginianus*), le pronghorn ou antilope américaine (*Antilocapra americana*) et le mouflon des Rocheuses (*Ovis canadensis*).

En outre, de nombreuses espèces d'animaux sauvages ont été trouvées porteuses d'anticorps :

✓ En Afrique, les buffles (*Syncerus caffer*). Les grands koudous *Tragelapbus strepsiceros*), les springboks (*Antidorcas marsupialis*), les impalas (*Aepyceros melampus*), etc. (Barnard B.J.H,1997). Des carnivores africains ont aussi été retrouvés porteurs d'anticorps, bien qu'ils semblent n'être que des impasses épidémiologiques ;

✓ en Amérique du Nord, les wapitis (*Cervus elapbus*), les cerfs muets (*Odocoileus bemonus*), etc. (Jessup D.A, 1985) ;

✓ sur l'île de la Réunion, les cerfs rusa (*Cervus timorensis rusa*) (Lefèvre P.C et Desoutter D, 1988).

En fait, le rôle joué par la faune sauvage dans l'épidémiologie de la maladie - impasse ou réservoir reste controversé.

III .5.2. Agent pathogène

L'agent pathogène appartient à la famille des *Reoviridae*, genre *Orbivirus* qui comprend 24 sérotypes présentant des relations antigéniques plus ou moins étroites entre eux.

III .5.2.1. Morphologie et taille

Le virus de la fièvre catarrhale (« Bluetongue virus » ou BTV) est un virus de petite taille, d'un diamètre compris entre 68 et 70 nm, à symétrie icosaédrique, non enveloppé. Le génome est logé au sein d'une capside interne composée de 32 capsomères.

L'ensemble formant la nucléocapside elle-même entourée d'une membrane externe. Vu au microscope électronique, les capsomères apparaissent sous la forme d'anneaux, ce qui a valu son nom au genre *Orbis* signifiant anneau en latin (figure 14).

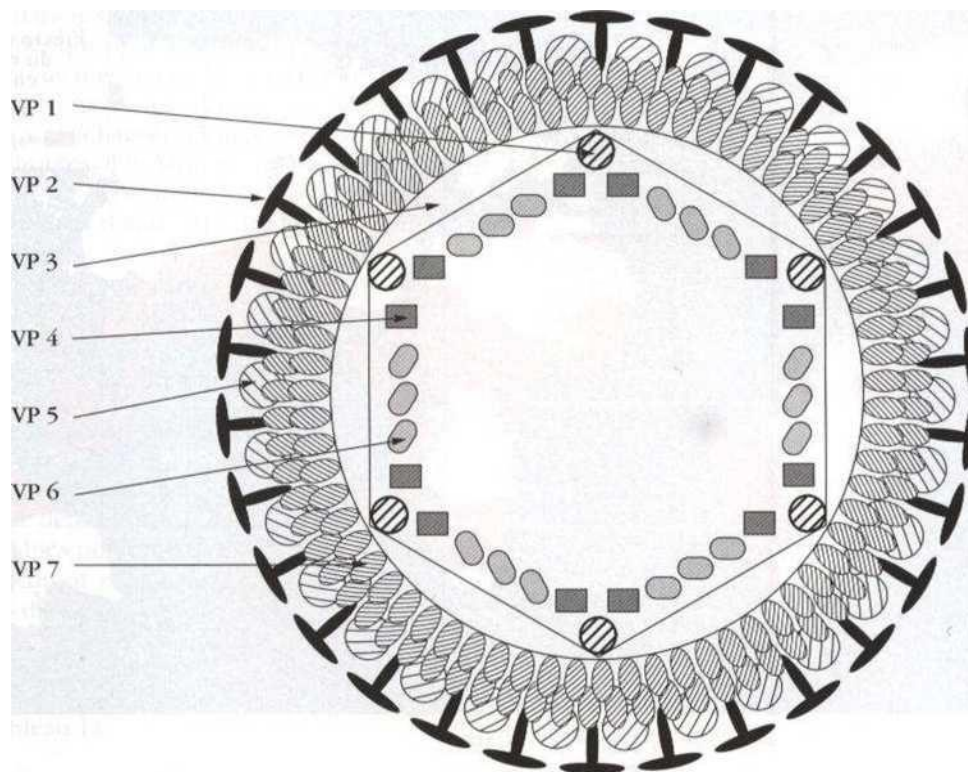


Figure 14 : Schéma du virus de la Fièvre catarrhale du mouton (Loudon, Liu et Roy 1992).

III .5.2.2. Structure et composition chimique

Le génome est composé de dix fragments d'ARN bicaténaire (Verwoerd D.W et al, 1970), chaque fragment codant spécifiquement une protéine (tableau 2).

La fragmentation du génome pourrait expliquer le grand nombre de sérotypes rencontrés. L'apparition de recombinants se ferait par échange d'un segment complet entre deux sérotypes différents et, *in vitro*, ces recombinaisons surviennent avec une fréquence relativement élevée. Elles se produisent également dans la nature comme l'ont montré les travaux de (Sugiyama et

al., 1981) qui prouvent que les sérotypes 10 et 11 sont, en fait, des virus réassociés. De même, aux États-Unis, en analysant les génomes des souches isolées, en arrivent à penser que le sérotype 13 serait un virus réassorti avec le fragment 9 d'une souche vaccinale (Osbumet al., 1996). Toutefois, il est vraisemblable que ces phénomènes de réassortiment soient plutôt rares. En effet, le sérotype 4 a été utilisé comme souche vaccinale en Afrique du Sud pendant 50 ans sans que l'on observe la moindre modification antigénique.

La membrane externe est composée de 2 protéines dites majeures, VP2 et VP5, car elles représentent environ 43 p. 100 de la masse totale des protéines. VP2 et à un moindre degré VP5, sont les antigènes responsables des anticorps neutralisants spécifiques de type (Huisman H et al., 1987). Elles sont, en outre, responsables de l'attachement du virus sur les récepteurs cellulaires.

Tableau 2. Protéines de virus de la fièvre catarrhale du mouton.

Fragment ARN	Protéine	Localisation	Poids (kDa) ^a	%
1	VP1	Nucléocapside	149,5	2
2	VP2	Capside	111,0	22,7
3	VP3	externe	103,3	16,2
4	VP4	Nucléocapside	76,4	0,9
6	VP5	Nucléocapside	59,1	20,1
9	VP6	Capside	35,7	2,8
7	VP7	externe	38,5	34,9
5	N31	Nucléocapside	64,4	-
8	N32	Nucléocapside	40,9	-
10	N33	Cellule infectée	25,6	-
		Cellule infectée		
		Cellule infectée		
		Cellule infectée		

a. Calculé à partir des séquences de nucléotides.

(D'après Peddley et al. 1988, Verwoerd et al. 1970, 1972 et 1994 Roy. 1989).

III .5.2.3. Sérotypes et topotypes

Actuellement 24 sérotypes ont été reconnus dans le monde ayant entre eux des relations antigéniques complexes. Un diagramme a pu être établi précisant l'intensité des relations existant entre les sérotypes (Erasmus B.J, 1990). Les relations fortes sont mises en évidence par neutralisation virale, alors que les relations dites faibles le sont par protection croisée sur mouton. Des relations antigéniques fortes existent entre les sérotypes 4, 20 et 17, entre 5 et 9, entre 8 et 18, entre 6 et 21 et entre 3 et 16. Sur la base de ces réactions croisées entre sérotypes, Erasmus en conclut que le sérotype 4 peut être considéré comme le sérotype ancestral (Erasmus B.Jet al.1990) (figure 15).

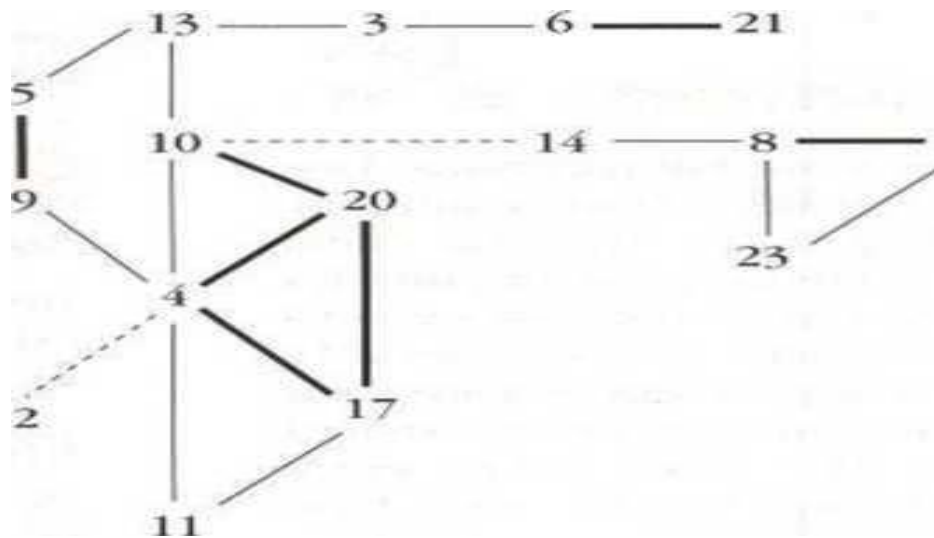


Figure 15 : Diagramme des relations antigéniques entre les sérotypes (d'après Erasmus, 1990, reproduit avec l'autorisation d'Elsevier Science).

Par ailleurs, sur la base du séquençage du gène codant la protéine VP3, des différences ont été observées entre les souches d'un même sérotype selon le continent où elles ont été isolées. Ces topotypes peuvent être utilisés en épidémiologie moléculaire pour retrouver l'origine des foyers, pour autant qu'ils proviennent de continents différents (Gould A.R, 1987).

III .5.2.4. Pouvoir pathogène

Le pouvoir pathogène des virus de la fièvre catarrhale dépend de nombreux facteurs comme les relations hôte-vecteurs, la dose inoculée et les facteurs environnementaux. Toutefois, il semble aussi que tous les sérotypes n'aient pas le même pouvoir pathogène, certains provoquant plus souvent des maladies graves comme c'est le cas, en Australie, pour les sérotypes 3, 9, 15, 16 et 23, alors que d'autres sérotypes 1, 20 et 21 ne sont que modérément virulents et n'entraînent que des infections légères voire inapparentes (Ward M.P, 1994b). De plus, des souches du même sérotype isolées dans des pays différents présentent des variations du pouvoir pathogène. Ainsi, les sérotypes 1 et 3 d'Afrique du Sud sont nettement plus virulents que ceux isolés en Australie (Hooper P.T et al, 1996).

III .5.2.5. Résistance du virus

En raison de la transmission vectorielle, la résistance du virus dans le milieu extérieur n'a pas d'implication épidémiologique. Néanmoins, elle a été bien étudiée, essentiellement dans le but de le distinguer des autres virus de la famille, en particulier du genre *Reovirus*.

Le BTV est relativement résistant à la chaleur. Il se conserve plusieurs années à température ambiante et, à + 4 °C, on ne note aucune baisse de titre. À + 60 °C, il n'est détruit qu'après une demi- heure (Huismans et Els H.J, 1979). Curieusement, il est peu résistant à -20 °C, et il est préférable de conserver les prélèvements soit à + 4 °C soit à - 70 °C.

III .5.3. Sources et transmission de l'infection

La transmission du virus se fait exclusivement par l'intermédiaire de vecteurs hématophages appartenant tous au genre *Culicoides* (*Diptera*, *Ceratopogonidae*). La compréhension de l'épidémiologie de la fièvre catarrhale passe donc par l'étude de la virémie chez l'hôte et de la biologie des vecteurs.

Il existe des voies de transmission directes de la FCO, bien que généralement considérées comme secondaires: du BTV a été mis en évidence dans la semence de taureaux infectés (Bowen et Howard, 1984; Howard et al., 1985), associé à une possibilité de transmission aux vaches sensibles; le BTV peut également atteindre le fœtus via le placenta (Santmanet al., 2010; Saegerman et al., 2011; van der Sluijs et al., 2013); et quelques rares cas de transmission par voie orale après ingestion de lait infecté ont été décrits (Menziés et al., 2008; Backx et al., 2009). L'importance de ces voies dans la propagation et la persistance de la FCO fait encore débat.

III .5.4. Durée et titre de la virémie

L'estimation de la durée de la virémie est difficile car elle dépend de plusieurs facteurs: les variations individuelles au sein d'une même espèce animale, le sérotype ou la souche en cause et le mode de détection qui peut être plus ou moins sensible. Cette difficulté explique la disparité des résultats obtenus. Il est cependant raisonnable de considérer que la virémie chez les moutons est de 8 à 15 jours en moyenne (mais une durée de plus d'un mois est possible) et que, chez les bovins, la virémie n'excède pas deux mois dans la grande majorité des cas (cependant des durées de plus de 100 jours ont été signalées).

Il convient aussi de prendre en compte l'évolution du titre du virus au cours de la virémie, car l'infection du vecteur n'est possible qu'au-dessus d'un certain seuil. Mais, là encore, les résultats sont difficilement comparables car les systèmes de titrage diffèrent (moutons, œufs embryonnés, cultures cellulaires). Les titres sont donc donnés soit en doses infectieuses mouton 50 p. 100 (DI₅₀) soit en doses létales pour œuf embryonné 50 p. 100 (DL₅₀).

III.5.4.1. Chez les ovins

Selon Alexander, la virémie est, en général, de 6 à 8 jours et n'excède jamais 14 jours, alors que (Goldsmid et al., 1975), trouvent une durée maximale de 28 jours et que (Sellers, 1981), quant à lui, rapporte une virémie de 30 jours. Plus récemment, (Katz et al., 1993) concluent à une durée maximale de 40 jours chez le mouton,

Chez les moutons présentant une forme clinique aiguë, le titre maximum, calculé par inoculation au mouton, atteint 10^5 DL₅₀ pour (Verwoerd et Erasmus, 1994), alors que Goldsmid et al, trouvent des titres compris entre $10^{5.5}$ et 10^7 DL50 pour les œufs embryonnés (Goldsmid et al., 1995). Une étude menée par (Poster et al., 1991) a démontré que la virémie débutait vers les 2^e-3^e jour après l'infection pour atteindre deux pics : l'un vers le 6^e jour et l'autre, vers le 10^e jour. Parallèlement, le titre de l'interféron augmente du 5^e au 6-7^e jour pour diminuer et disparaître vers le 10^e jour, au moment du deuxième pic de virémie. Par la suite, le taux en anticorps augmente du 10^e-12^e jour alors que la virémie diminue pour ne plus être détectable à partir des 21^e ou 28^e jour.

III.5.4.2. Chez les bovins

Dans une revue bibliographique, (Hourrigan et Klonspom., 1975) rapportent des durées de virémie estimées entre 21 jours et plus de 100 jours. Des chiffres comparables ont été avancés aux États-Unis : de 50 à 102 jours selon les sérotypes (Luedke A.J et al, 1977). En revanche, en Afrique du Sud, les limites extrêmes observées sont comprises, toujours selon les sérotypes, entre

28 et 81 jours. Il en va de même en Australie où, au cours d'une étude de plusieurs années sur des bovins « sentinelles », il est apparu que 99,5 p. 100 des virémies étaient comprises entre 15 jours et 2 mois (Melville L.F et al, 1996).

Les pics de virémie sont observables aux cours de la deuxième semaine avec des titres qui varient selon les auteurs entre 10^4 et $10^{6,5}$ DL₅₀ pour l'embryon de poulet. La durée de la virémie est particulièrement importante en ce qui concerne les bovins, puisqu'ils constituent le réservoir de virus et que c'est d'elle que dépend, en grande partie, le maintien ou non de l'infection. Parmi les hypothèses avancées pour expliquer cette persistance du virus chez les bovins, la plus vraisemblable repose sur le fait que le BTV, étant adsorbé sur les hématies, est protégé des anticorps circulants et, de ce fait, ne disparaîtrait qu'avec ceux-ci au bout de 130-150 jours (Katz J.B et al., 1993).

III.5.4.3. Chez les caprins

Peu de travaux ont été réalisés sur les chèvres mais il en ressort que la virémie chez ces animaux est relativement peu élevée comparée aux titres observés chez les moutons et ne dépasserait pas trois semaines (Verwoerd D.W et Erasmus B.J,1994).

III.5.5. Évolution

Dans les pays où les saisons sont bien marquées, la fièvre catarrhale évolue sous forme épizootique: les foyers apparaissent, chez les ovins, à la fin de l'été ou au début de l'automne, période de l'année pendant laquelle les vecteurs abondent. En fait, les cas observés à cette période ne sont que les révélateurs d'une circulation du virus à bas bruit chez les bovins dès les premiers jours du printemps. Dans les régions tropicales où l'activité du vecteur est permanente, elle n'en est pas moins variable selon les périodes de l'année. Ainsi, au Nigeria (Dipeolu O.O, 1977), *C. imicola* est-il particulièrement abondant à deux moments de l'année, l'un en février qui correspond à la petite saison des pluies « pluies des mangues », l'autre en octobre lors de la grande saison des pluies.

III.5.5.1. Diffusion à distance

Deux modalités sont possibles :

✓ soit des animaux en phase de virémie sont introduits dans un pays ou une région indemne, et les *culicoides* locaux, pour autant que les espèces réputées vectrices existent, assurent la transmission du virus ;

✓ soit les *culicoides* eux-mêmes sont apportés par les vents dans les régions limitrophes des pays infectés. Des arguments très documentés sont en faveur de cette modalité d'introduction

dans deux occasions au moins: dans l'île de Lesbos à partir des côtes de Turquie et en Israël en provenance de la péninsule arabe, (Braverman Y et Chechick F,1996).

III.5.5.2. Morbidité - Mortalité

Le taux de mortalité chez les moutons est compris entre 2 et 30 p. 100. Toutefois, si les conditions climatiques sont mauvaises (froid, pluie...) comme cela est le cas en automne dans les pays à climat tempéré, le taux peut être nettement plus élevé, (Erasmus B.J,1990).

En Afrique, la maladie est inapparente chez les races ovines rustiques, mais les taux d'anticorps spécifiques sont très élevés. Très logiquement, le pourcentage d'animaux possédant de tels anticorps augmente avec l'âge et peut atteindre 80 p. 100 des ovins adultes dans la zone soudanienne. Le taux d'infection chez les caprins est, en général, plus élevé que chez les ovins, (Lefèvre P.C et Desoutter D, 1988).

III.6. Pathogénie

Après inoculation, le virus est drainé vers les nœuds lymphatiques régionaux où il se multiplie, avant de coloniser le système lymphatique, la rate et les poumons où il se multiplie à nouveau. Au cours de la virémie qui s'en suit, le virus se multiplie aussi dans les monocytes, les macrophages et les cellules de l'endothélium vasculaire. C'est l'atteinte des cellules endothéliales, localisée à certains organes ou tissus, qui entraîne une grande fragilité capillaire avec hémorragies et œdèmes et explique toutes les lésions observées par la suite, (Poster N.M. & Jones R.H,1979). Le virus peut être isolé dans le sang dès les 3^e ou 6^e jour après infection selon la dose inoculée. La virémie est maximale au 7^e-8^e jour, puis elle décline rapidement.

Pour certains, le virus serait associé à la fraction sanguine blanche alors que pour d'autres, il serait adsorbé dans des invaginations des hématies, (Sellers R.F, 1981), (Verwoerd D.W & Erasmus B.J, 1994), ce qui assurerait sa protection vis-à-vis des anticorps circulants et expliquerait les durées de virémie relativement longues que l'on observe, (Nunamaker R.A et al., 1992).

Chez les bovins, l'expression clinique serait la conséquence d'un état d'hypersensibilité dû à des expositions préalables au BTV. En effet, l'apparition des symptômes va de pair avec une élévation du taux d'IgE spécifiques, (Anderson G.A et al., 1987), Cette particularité des bovins expliquerait la rareté des formes cliniques dans cette espèce.

Le rôle des conditions d'élevage est déterminant. En fait, il est connu de longue date que les animaux exposés à la lumière solaire sont généralement plus sévèrement atteints que ceux qui sont protégés des rayons ultra-violets. Selon Erasmus, il semblerait que le virus entraîne chez les

animaux infectés une forme de photosensibilité qui expliquerait une part des symptômes observés, (Erasmus B.J,1990).

Il en est de même pour le stress qui amplifie la gravité des symptômes: longue marche pour l'abreuvement des animaux, transport, etc.

III.7. Symptômes

III.7.1. Chez les ovins

C'est dans l'espèce ovine que la fièvre catarrhale revêt toute sa gravité clinique, notamment chez certaines races et dans des conditions environnementales particulières.

a)Forme aiguë

Après une incubation de 2 à 18 jours, en moyenne 6 à 7 jours, les animaux présentent une forte hyperthermie, pouvant atteindre 42 °C, qui dure 4 à 8 jours, associée de l'anorexie et de l'abattement. Dans les 24 à 48 h qui suivent, des phénomènes congestifs, œdémateux et hémorragiques apparaissent.

En tout premier lieu, on observe une congestion intense des muqueuses buccale et nasale accompagnée d'hypersalivation, de larmolement et d'un jetage séreux abondant d'où le nom français de la maladie. Cette congestion est associée à un œdème des lèvres et de la langue qui peut, à l'occasion, s'étendre à l'ensemble de la tête (oreilles, paupières...).

La cyanose de la langue, qui a donné son nom anglais à la maladie, est fréquente sans être constante. Dans ce cas, l'anorexie est totale. Après 2 à 3 jours, des ulcérations apparaissent ensuite sur les gencives, les lèvres, le museau et, d'une façon générale, sur l'ensemble de la cavité buccale. La salive est striée de sang et nauséabonde, souvent accompagnée d'un jetage purulent. À ce stade, l'animal reste la bouche ouverte avec protrusion de la langue.

Vers le 6^e jour, d'autres symptômes sont notables selon la localisation:

-Des difficultés lors des déplacements et des boiteries dues à une atteinte podale avec congestion du bourrelet (sabots chauds et douloureux) et nécrose du tissu podophylleux. La zone de congestion est visible même après guérison ;

-Des postures anormales de l'animal telles que torticolis, raideur, dos voussé, etc. qui traduisent une atteinte musculaire avec myosite dégénérative ;

-Et, parfois, des atteintes pulmonaire ou digestive dues surtout aux complications microbiennes.

Les signes cliniques observés chez le mouton sont illustrés dans l'annexe 1.

b) Autres formes

-Des formes subaiguës sont observées dans lesquelles seulement certains des symptômes ci-dessus sont notables et, en général, atténués, la forme inapparente est la règle chez les races rustiques d'Afrique ou d'Amérique du Sud, et seule l'élaboration d'anticorps témoigne de l'infection des animaux.

c)Évolution

-Dans les formes aiguës, la mort survient au bout d'une semaine du fait de l'œdème du poumon. Dans les formes subaiguës, l'évolution se fait soit vers la mort comme conséquence des complications bactériennes, soit vers la guérison après une longue période de convalescence. Les animaux qui survivent n'ont plus de valeur économique. En revanche, dans les formes frustes, la guérison est totale et rapide.

III.7.2. Chez les bovins

-La fièvre catarrhale passe en général inaperçue, (Parsonson I.M et al., 1994). Dans certains cas, on peut observer des symptômes correspondant à une réaction d'hypersensibilité : hyperthermie transitoire, accélération du rythme respiratoire, dermatite exsudative, érosions buccales et hypersalivation. La fièvre catarrhale serait aussi responsable, quoique rarement, d'avortements ou de malformations congénitales, ce qui fait du virus de la fièvre catarrhale l'un des virus responsables du syndrome arthrogrypose hydranencéphalie.

III.7.3. Chez les caprins

La fièvre catarrhale provoque des maladies pulmonaires ou des états de faiblesse, impossibles à rapporter à une cause bien définie.

III.8. Réponse immunitaire**III.8.1. Réponse humorale**

Des anticorps neutralisants spécifiques de sérotype dirigés contre la VP2 et nettement moins contre la VP5 (Mecham J.O et Jochim M.M, 1992), sont détectés dès le 10^e-12^e jour. Ils persistent au moins six mois. Expérimentalement, une infection multiple (inoculation de deux sérotypes différents à plus d'un mois d'intervalle, par exemple) induit une réponse hétérotopique nette qui persiste plus de 2 mois après la deuxième inoculation. Ainsi, le sérum d'animaux subissant des infections naturelles répétées par différents sérotypes présente un large spectre d'anticorps neutralisants, le nombre de ces anticorps étant bien supérieur au nombre de sérotypes auxquels les animaux ont effectivement été exposés, (Jeggo M.H et al., 1983).

La corrélation entre la présence d'anticorps neutralisants et l'immunité est bonne, (Luedke A.J et Jochim M.M,1968). L'immunité humorale ne s'exerce pas par l'intermédiaire de cellules cytotoxiques anticorps-dépendantes, dont la présence n'a jamais pu être démontrée mais plutôt directement par neutralisation directe du virus avant sa pénétration dans la cellule. Toutefois, le fait que les transferts d'immunité passive n'assurent qu'une protection partielle, (Jeggo M.H et al., 1984), laissent à penser que la réponse humorale n'est pas seule en cause.

III.8.2. Réponse cellulaire

Des expériences de transfert de lymphocytes du canal thoracique ont permis de démontrer que l'immunité hétérotypique était d'origine cellulaire impliquant les cellules T-cytotoxiques, alors que la réponse homotypique était d'origine humorale, (Jeggo M.H et al., 1984).

Le nœud lymphatique drainant la région d'inoculation joue un rôle essentiel lors de la contamination.

Il est le siège d'une prolifération de lymphocytes B et assure le relargage dans le sang de lymphocytes T - CD8+, ce qui laisse supposer que la dissémination virale précoce serait limitée si le virus n'était adsorbé à la surface des globules rouges.

III.9. Diagnostic

III.9.1. Diagnostic clinique, épidémiologique et anatomopathologique

L'association d'une stomatite ulcéronécrotique et d'une atteinte musculaire chez des ovins de race améliorée doit faire penser à la fièvre catarrhale, notamment dans les régions d'enzootie (ou les régions limitrophes). Toutefois, hormis dans le cas des formes aiguës, le diagnostic clinique ou nécropsique est en général délicat. Chez les autres espèces animales, bovines ou caprines, il est difficile sinon impossible de rapporter les symptômes observés à la fièvre catarrhale.

III.9.2. Diagnostic différentiel

Parmi les maladies du mouton qui sévissent de façon enzootique dans les pays tropicaux, trois peuvent être confondues avec la fièvre catarrhale :

- la peste des petits ruminants qui touche plus sévèrement les caprins que les ovins et dans laquelle, la diarrhée est de règle ;
- la clavelée et l'ecthyma contagieux en raison des lésions péribuccales, mais la présence de vésiculopustules ou de nodules sur l'ensemble du corps permet de lever les doutes.

III.9.3. Diagnostic de laboratoire

✓ Le recours au laboratoire est indispensable dans tous les cas, non seulement pour confirmer le diagnostic clinique mais aussi pour déterminer le sérotype en cause, (OIE,2000).

a) Prélèvements Sur l'animal vivant

Le virus étant adsorbé sur les globules rouges, il convient de prélever 10 ml de sang sur produit anticoagulant (héparine, EDTA...), de préférence pendant la phase d'hyperthermie. Le sang est centrifugé pour éliminer le sérum et les hématies sont lavées deux à trois fois avec un tampon phosphate avant d'être remises en suspension dans un volume équivalent au volume initial. Cette suspension, mélangée à un volume égal d'OPG, peut se conserver plusieurs mois à + 4 °C. L'OPG est un mélange de phénol (0,5 p. 100) et d'oxalate de potassium (0,5 p. 100) dans de l'eau glycinée dont le pH est ajusté à 7,2-7,4 avec du carbonate de sodium.

b) Sur le cadavre

Tout tissu riche en sang ou faisant partie du système hématopoïétique peut être prélevé : moelle osseuse, rate, foie, nœuds lymphatiques... Avant de broyer les fragments, il convient de bien les laver avec un tampon phosphate afin d'éliminer les anticorps qui apparaissent précocement, dès le 9^e jour.

c) Chez les vecteurs

Les *culicoïdes* capturés doivent être conservés 2 jours entre 18 °C et 24 °C pour permettre la digestion des hématies par les femelles gorgées. Après identification de l'espèce, les insectes sont conservés congelés, de préférence à - 70 °C. Une fois broyés dans du tampon phosphate additionné d'antibiotiques et de 0,5 p. 100 d'albumine bovine, les insectes se conservent plusieurs années à + 4 °C sans baisse de titre du virus qu'ils contiennent.

III.9.3.1. Diagnostic sérologique

De nombreuses techniques ont été décrites telles la fixation du complément ou l'hémolyse radiale mais deux seulement sont recommandées, à l'heure actuelle, par l'OIE pour le commerce international : l'immunodiffusion en gélose (IDG) et l'ELISA de compétition.

a) **ELISA de compétition** : la production d'anticorps monoclonaux dirigés contre la VP7, spécifiques de groupe mais sans réaction croisée avec d'autres virus, notamment celui de l'EHD, a permis la mise au point d'un test ELISA de compétition à la fois spécifique et facile d'emploi dont la réalisation est détaillée dans le « Manuel » de l'OIE (OIE, 2000).

III.10. Méthodes de lutte

III.10.1. Traitement

Comme pour beaucoup de maladie virale, il n'existe pas de traitement spécifique de la FCO. L'utilisation d'anti-inflammatoire peut s'avérer utile pour limiter la douleur et l'étendue des lésions de congestion, d'inflammation et d'œdème. L'utilisation d'antibiotique est indispensable en cas de surinfection. Il est recommandé en outre de faciliter l'accès à l'eau et à l'alimentation (veau compris) en raison des lésions podales, buccales et de la mamelle que provoque la maladie, mais aussi de limiter l'exposition au soleil (risque de photosensibilisation).

III.10.2. Mesures offensives

La FCO est une maladie réglementée dans le monde entier, en Algérie fait partie des maladies animales à déclarations obligatoire (MDO) selon un texte réglementaire, (décret, 2006).

Comme elle fait partie des maladies notifiables à l'Office International des Epizooties (OIE).

Les mesures réglementaires visant à contrôler sa diffusion et lorsqu'elle est présente, à limiter la gravité des symptômes et le nombre d'animaux atteints.

III.10.3. Mesures défensives

III.10.3.1. Prophylaxie sanitaire

Dans les régions indemnes où des espèces vectrices du virus de la fièvre catarrhale existent, il importe de contrôler toute introduction d'animaux sur pied en provenance des pays infectés et en tenant compte des durées extrêmes de virémie, à savoir une quarantaine de jours pour les ovins et une centaine de jours pour les bovins. En revanche, l'importation de viandes ou de produits d'origine animale ainsi que de semence et d'embryons ne comporte pas de risque.

L'éradication de la maladie est possible par dépistage sérologique et abattage des animaux réagissant mais uniquement dans les pays limitrophes des zones d'enzootie, comme cela a été le cas en Espagne ou plus récemment en Grèce.

Dans les régions d'enzootie, la lutte par contrôle des vecteurs est illusoire car elle est coûteuse et les résultats en sont temporaires.

En Australie, des essais de contrôle des populations de vecteurs ont été réalisés en utilisant soit des répulsifs soit de l'ivermectine. Avec cette dernière, les taux de mortalité des *culicoides* se nourrissant sur les bovins sont de 99 p. 100, dix jours après traitement des animaux, et de 40

p. 100, dix- huit jours après. Cette solution, combinée à d'autres actions ponctuelles sur les gîtes, pourrait réduire la population des vecteurs et l'impact de la maladie.

III.10.3.2. Prophylaxie médicale

Elle a trois buts

- ✓ lutter contre les pertes économiques en diminuant la prévalence de la maladie ;
- ✓ freiner l'extension géographique en diminuant la prévalence de l'infection ;
- ✓ sécuriser les échanges d'animaux et de produits d'origine animale en provenance des régions infectées.

Etant donné l'absence de protection croisée entre les sérotypes viraux, les vaccins doivent contenir autant de souches vaccinales qu'il y a de sérotype en activité dans le pays: par exemple des vaccins pentavalents en Afrique du Sud (Lefèvre, 2003).

Parmi les différents types de vaccins disponibles (atténués, inactivés ou recombinants), les vaccins atténués sont utilisés dans différents pays. En Afrique du Sud par exemple, ils sont utilisés depuis plus de 40 ans et sont réputés induire une immunité réelle et longue. L'efficacité des vaccins inactivés ayant été étudiée par différents laboratoires certains sont utilisés en Europe depuis 2004. Depuis 2008, en Europe, les pays membres utilisent uniquement des vaccins inactivés à l'exception des italiens qui ont produit et utilisent parfois un vaccin vivant atténué. Les avantages et les inconvénients des différents types de vaccins sont récapitulés dans le Tableau 3, (Murray et Eaton, 1996 ; Lefèvre, 2003).

Tableau 3. Les avantages et les inconvénients des différents types de vaccins de FCO (Murray et Eaton., 1996 ; Lefèvre, 2003).

TYPE DE VACCIN	AVANTAGE	INCONVENIENTS
Vaccin vivant atténué	Pas cher Stimulation de la réponse immunitaire humorale et cellulaire Primo en une seule injection	Avortements, anomalies congénitales ou stérilité temporaire possibles en primo-vaccination Risque de virulence
Vaccin inactivé	Inoffensifs	Plus cher à produire Moins immunogènes Primo en 2 injections au moins
Vaccin recombinant	Inoffensifs	Stade expérimental

III.11. Epidémiologie descriptive de la FCO en Algérie

III.11.1. Historique

Nous assistons depuis une vingtaine d'années à l'émergence, réémergence des maladies à transmission vectorielle, telle la fièvre catarrhale ovine, favorisée par la pullulation des *culicoides* dans notre pays. *C. imicola* est une espèce originaire d'Afrique sub-saharienne ; qui parvient à s'établir dans les pays du bassin méditerranéens. En 1999, le BTV-2 (virus responsable de la FCO) a été signalé dans le Nord et l'Est de la Tunisie, d'où il s'est propagé vers l'Algérie au cours de l'été 2000. Pour la première fois de son histoire, l'Algérie a signalé 28 foyers de FCO entre Juillet et Septembre 2000 dans le Nord-Est du pays, (Hammami S. 2004).

III.11.2. Aperçu systématique

La première incursion de la FCO en Algérie a été rapportée en juillet 2000. Les premiers foyers ont été identifiés dans les régions frontalières avec la Tunisie. Au début, 4 communes frontalières avec la Tunisie ont été touchées. Ensuite, la maladie a été déclarée dans d'autres Wilayas. Au total 28 foyers ont été recensés dans 10 wilayas, les taux de morbidité et de mortalité étaient respectivement de 10% et de 1.4% (FAO, 2009). Le sérotype 2 a été identifié dans l'épizootie qu'ont connue la Tunisie et l'Algérie (Baccar M.N et al., 2010).

Suite à cette première épizootie, la région a connu une accalmie, aucune autre manifestation clinique de la maladie n'a été rapportée. Toutefois, plusieurs enquêtes sérologiques

ont été menées en Algérie chez des bovins, dès l'apparition de la maladie jusqu'au 2007. Ces enquêtes ont montré une forte circulation virale, (Metallaoui A., 2009 ; FAO, 2009).

En 2006, une épizootie de FCO a touché simultanément les trois pays du Maghreb. Au cours de cette épizootie, les premiers cas ont été identifiés au mois de juillet (même période que lors de l'épizootie de 2000), dans la région de Laghouat située dans le sud de l'Algérie, la maladie s'est ensuite propagée vers le centre et l'ouest du pays et en l'espace de quelques jours 11 wilayas ont été infectées (Baccar M.N et al., 2010).

L'épizootie par BTV1 a continué de se propager en 2007. La maladie était présente durant toute l'année jusqu'au mois de novembre, ce sérotype a été caractérisé par ses faibles taux de morbidité et de mortalité.

En 2008, 6 foyers ont été enregistrés, les premiers foyers ont été identifiés fin août. Ces foyers de FCO ont été occasionnés par le même sérotype 1.

Début 2010, 2 foyers de FCO (BTV4) ont été détectés chez des bovins avec l'isolement pour la première fois du sérotype 4.

Au cours de cette décennie la maladie est diagnostiquée pendant quelques mois à partir de juillet de chaque année. Aucun foyer n'a été détecté dès l'arrivée de l'hiver où une diminution sensible ou disparition du vecteur est observée (Baccar M.N et al., 2010).

La présence de la FCO depuis 2000, sa propagation et son évolution sous forme enzootique témoignent d'une incursion réussie. En effet les conditions climatiques semblent favorables à la présence et à la pullulation de *culicoides* (principalement *C. imicola*). Actuellement, l'expansion de *C. imicola* et l'invasion d'autres espèces susceptibles de transmettre la maladie a fait que la FCO persiste dans notre pays (Djrbal et Delecolle, 2009)

A la lumière de la situation épidémiologique dans le bassin méditerranéen où la FCO continue de sévir avec la circulation des sérotypes 4,8, 16 et 9, notre pays n'est pas épargné de l'introduction de ces sérotypes (Baccar M.N et al., 2010).

Partie expérimentale

I. Rappel sur les objectifs de l'étude

L'objectif de la présente étude est de mettre le point sur la situation épidémiologique de la fièvre catarrhale ovine (FCO), au niveau de la zone d'étude à partir de deux volets :

- ✓ Enquêtes sérologique large touchant les ovins, bovins et caprins pour la détection d'une éventuelle circulation virale par la technique ELISA.
- ✓ Enquêtes entomologiques pour l'identification des espèces de *culicoides* existant dans la région d'étude.

Cette étude vise également à établir des cartes épidémiologiques de la zone d'étude montrant les foyers détectés avec la description de certaines espèces de *culicoides* peuvent participer dans la transmission et le maintien de la FCO.

II. Matériel et méthodes

1. Région d'étude

Cette étude s'est déroulée dans la région de nord-ouest de l'Algérie, qui s'étend de littoral de l'Oranie aux hauts plateaux, et qui correspond aux sept wilayas à savoir (Oran, Mostaganem, Mascara, Relizane, Chlef, Tiaret et Tissemsilt), (Figure 16).

Sa géographie est caractérisée par un contraste entre les zones montagneuses et les plaines, qui aboutit à des oueds et des zones marécageuses qui constituent des endroits favorable à la pullulation des insectes, la région d'étude est composée de 3 domaines géomorphologiques

a).Le Littoral s'ouvre sur la mer Méditerranée représenté par (Oran et Mostaganem), bénéficie d'un climat méditerranéen doux tempéré marqué par une sécheresse estivale, des hivers doux, un ciel lumineux et dégagé pendant les mois d'été. En revanche la région est bien arrosée pendant l'hiver, (420 mm de pluie) et leur fréquence (72,9 jours par an).

b).L'Atlas tellien méridional au Nord par les montagnes et les bassins intérieurs, Il se distingue par un important massif forestier, représenté par (Mascara, Relizane et Chlef), leur climat est de type méditerranéen avec une tendance à la semi aridité. Les chutes de pluies sont plus fréquentes à la fin de l'automne et au début du printemps. Le territoire de ces Wilayas est aussi soumis au phénomène de la gelée qui dure en moyenne 22 jours par an.

c).Les hautes plaines représentées par (Tiaret et Tissemsilt), ces wilayas se caractérisent par un climat continental dont l'hiver est rigoureux et l'été est chaud et sec, elle reçoit 300 à 400 mm de pluies en moyenne par an.

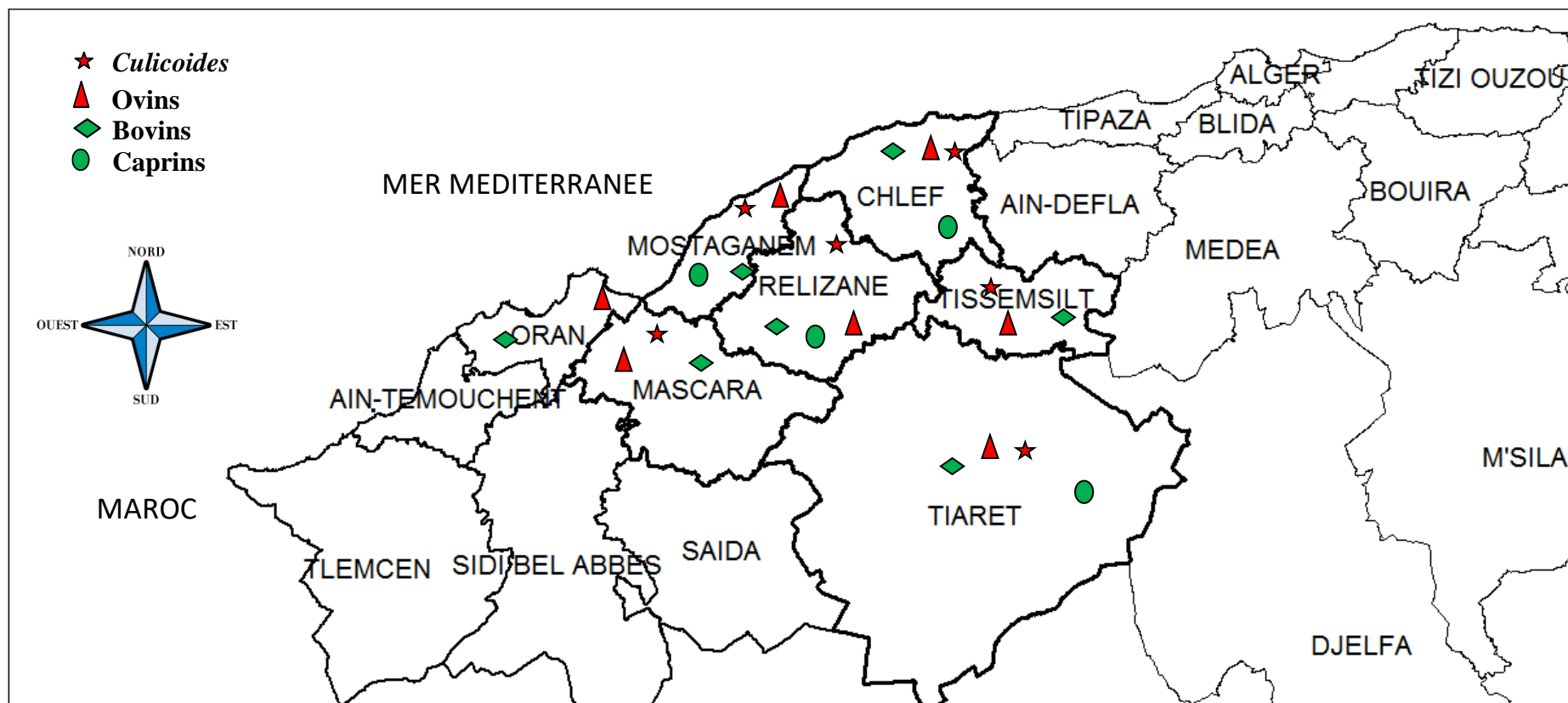


Figure 16 : Carte de la zone d'étude montrant les sites des échantillonnages
 Réf :MapInfo Professional 7,0 (SIG)

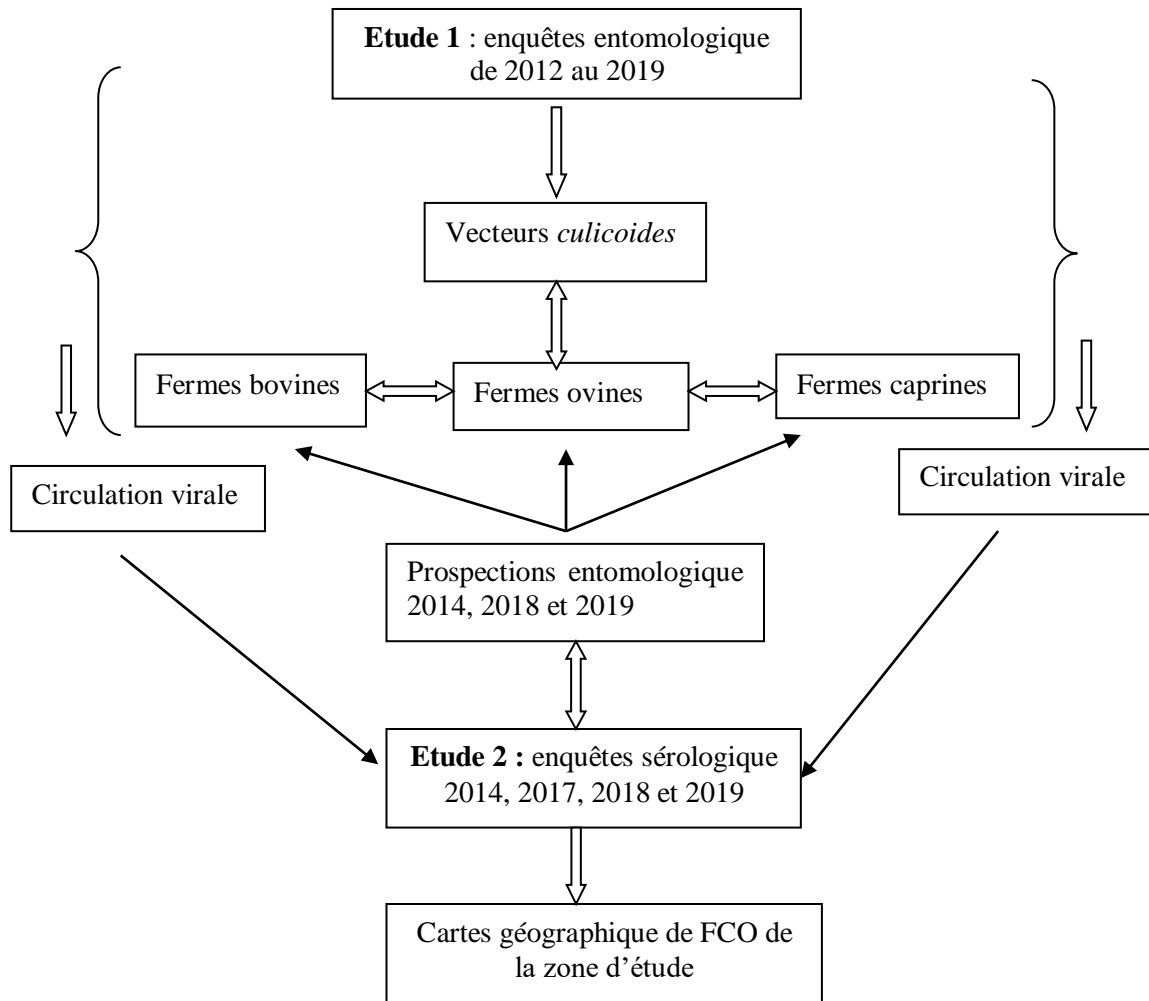


Figure 17 : Schéma représentatif des études réalisées

2. Matériels nécessaires pour l'étude

2.1. Etude entomologique

2.1.1. Matériels utilisés sur le terrain

✓ Des pièges lumineux de type ultraviolet UV. Ces pièges ont la particularité de capturer les insectes qui ont une activité nocturne et crépusculaire.

✓ EDTA ou détergent jouant le rôle d'un agent mouillant qui empêche les insectes de remonter le long des parois.

✓ Les pots pour la récolte des insectes capturés.

✓ L'alcool à 90° pour la conservation des insectes pour une longue durée.

2.1.2. Matériels de laboratoire

✓ La loupe binoculaire pour procéder à l'identification des *culicoides*.

✓ boîtes pétri en verre.

✓ Piptus et pinces.

✓ Clé dichotomique établie par Délecolle pour les espèces de la région paléarctique (Délecolle, 1985).

2.2. Etude sérologique

2.2.1. Matériels de prélèvement

Les prélèvements du sang sont effectués par les vétérinaires des inspections des wilayas du zoning du Laboratoire Vétérinaire Régional de Mostaganem.

Les échantillons de sang ont été prélevés de la veine jugulaire, dont le matériel nécessaire sur le terrain pour la collecte des prélèvements sanguins est le suivant :

✓ Tubes secs de 5 ml en verre, stériles et sous vide ;

✓ Portes tubes ;

✓ Aiguilles de prélèvement (système vacutainer) ;

✓ Des gants.

2.2.2. Matériels de laboratoire

✓ Centrifugeuse ;

✓ Micropipettes ; Ependorfs ;

✓ Agitateurs vortex ;

✓ Kit ELISA de compétition ;

✓ Laveur automatique des plaques ;

✓ Etuve à 21°C ;

✓ Lecteur ELISA.

NB : Les photos des matériels suscités sont illustrées dans l'annexe 2

3. Description des Méthodes d'étude

3.1. Méthode d'échantillonnage des insectes

3.1.1. Période d'échantillonnage

Les prélèvements se sont effectués durant la période de Mars à Novembre depuis 2012 jusqu'au 2019, Pour cela, nous avons organisé des opérations de piégeage par deux pièges et selon un calendrier des dates et par un système de rotation pour réaliser trois phases de piégeage durant l'année pour les six régions de la zone d'étude.

Ces opérations de piégeage ont été effectuées par les vétérinaires des Inspections Vétérinaire des Wilayas de la zone d'étude.

3.1.2. Technique de piégeage

Le piège était posé à hauteur d'homme, dans l'étable, une heure avant le coucher du soleil et relevé vers 8h du matin.

Cependant la pose des pièges lumineux s'est faite en tenant compte les directives du protocole établi par Djerbal et Délecolle, (2009).

- ✓ accrocher le piège à un support d'une hauteur accessible, et d'un 1,50 m de la terre.
- ✓ remplir 1/3 du pot avec de l'eau et mettre 1 à 2 gouttes de savon liquide dans le pot, le détergent jouant le rôle d'un agent mouillant qui empêche les insectes de remonter le long des parois, ou de EDTA qui assure la bonne conservation des spécimens. Le lendemain, les insectes récoltés sont conservés dans l'alcool à 90° à l'abri de la lumière évitant de détériorer les ailes, éléments importants dans la diagnose.
- ✓ L'acheminement des prélèvements au laboratoire avec une Fiche de renseignements de piégeages (annexe 3).

3.1.3. Analyse du laboratoire

Cette étape été prise en charge par le Laboratoire Vétérinaire Régionale de Mostaganem (équipe technique du Service de Parasitologie) et consiste à faire le tri des *Culicoides* et l'identification.

a. Le pré tri et le tri qui sont les premières étapes et qui consistent à séparer les *Culicoides* des autres insectes grâce à leur morphologie générale (notamment la taille inférieure à 5mm et les pièces buccales plus petites que la tête). Par ailleurs, ils sont différenciés des autres *Ceratopogonidae* grâce à la forme générale du corps, la disposition des nervures allaires (notamment la présence de deux cellules radiales ayant approximativement la même taille et la nervure médiane M2 qui ne touche pas la M1), (figure 18).

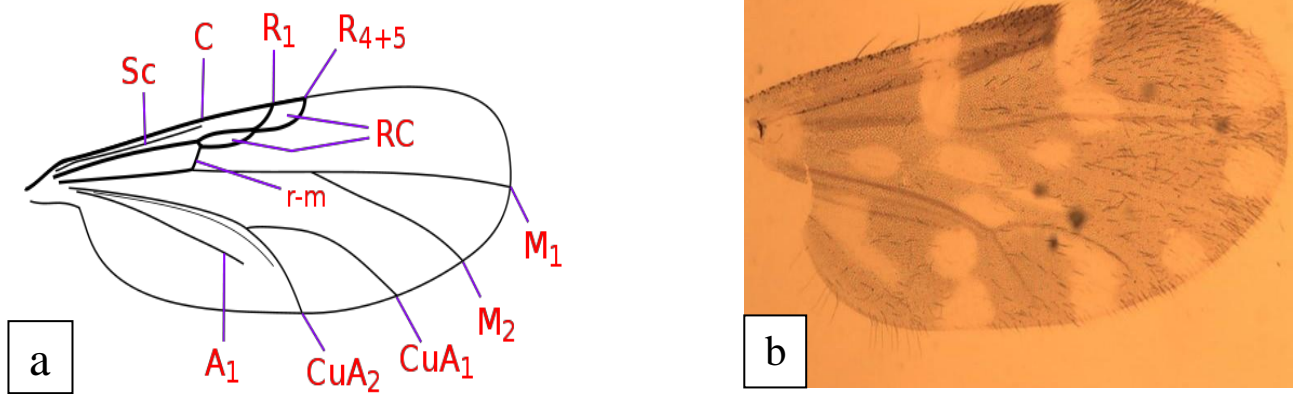


Figure 18 : a- Aile d'un *Culicoides* selon Goffredo M. &Meiswinkel R. (2004)

b -Aile de *Culicoides pictipennis* (cliché Kabbout et Sghaier, 2015).

b. L'identification est la deuxième étape qui consiste à la reconnaissance des différentes espèces. Pour ce faire, les insectes sont examinés à la loupe binoculaire pour procéder à leur identification.

Cette identification est basée sur la Clé dichotomique établie par Délecolle pour les espèces de la région paléarctique, (Délecolle, 1985).

Les étapes de tri et l'identification sont illustrées dans la (figure 19, 20).

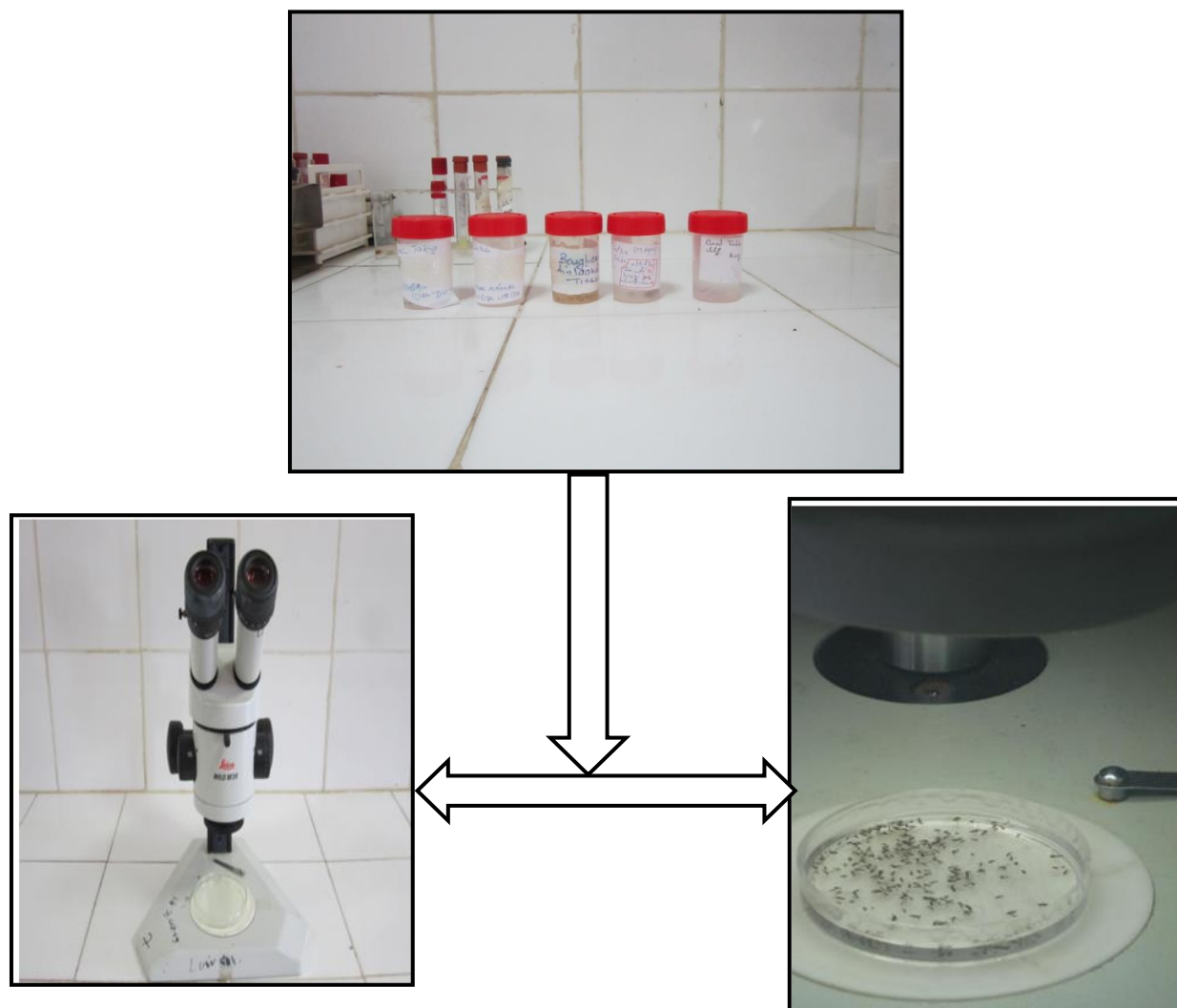


Figure 19 : Le tri des échantillons à la loupe binoculaire (Leica), (LVR, Mostaganem)

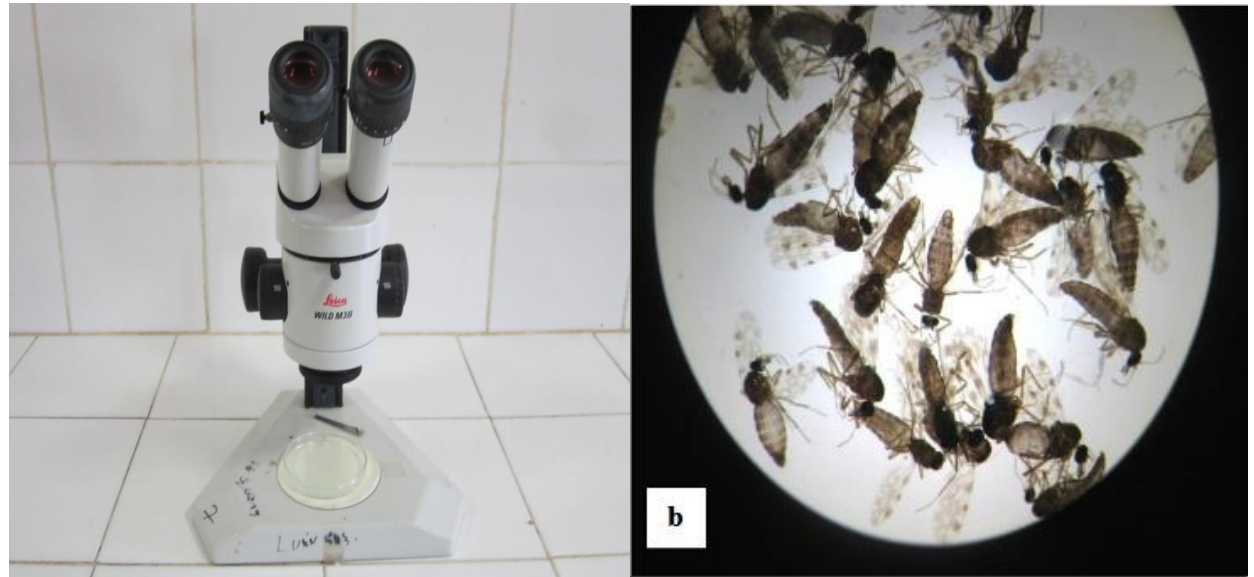
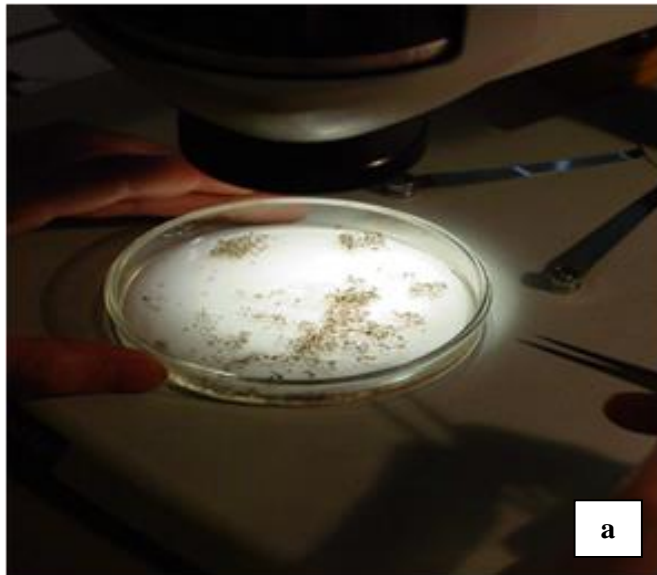


Figure 20 : Les étapes de l'identification des *culicoides* à la loupe binoculaire, (LVR, Mostaganem)



- a- Le tri des spécimens
- b- L'identification morphologique des *Culicoides*
- c- La conservation des espèces identifiées dans l'alcool (90°)

3.1.4. Etude statistique des résultats entomologique

Vu que l'activité des vecteurs est saisonnière et que les conditions environnementales et climatique et même les sites de piégeage sont différents chaque année, les données entomologiques obtenues dans notre région d'étude sont statistiquement analysées par Excel pour chaque année à part, en utilisant les formules suivantes :

3.1.4.1. Fréquence centésimale (Abondance relative AR %)

La fréquence centésimale (%) est le pourcentage des individus de l'espèce (ni) par rapport au total des individus N toutes espèces comptées (Faurie et al., 2003). Elle permet de préciser la place occupée par les effectifs de chaque espèce trouvée dans les biotopes.

Elle s'exprime :

$$AR \% = ni / N \times 100$$

ni : Nombre d'individus d'une espèce i.

N : Nombre total des individus toutes espèces comptées.

3.1.4.2. Richesse spécifique totale (S)

La richesse spécifique totale est le nombre d'espèces contractées au moins une seule fois au terme de N relevés effectués. Elle permet de déterminer l'importance numérique des espèces présentes, (Magurran, 2004).

3.2. Méthode des enquêtes sérologiques

Notre étude est abordée par des enquêtes transversales descriptives, destinée à mettre en évidence l'infection par le virus de la FCO et est déterminée avec une probabilité fixée à un niveau de confiance à 95% (avec un risque d'erreur de 5%)

3.2.1. Animaux concernés par l'échantillonnage

Pour élargir notre recherche épidémiologique, notre étude a porté sur les élevages des ruminants (ovins, bovins et caprins) affectés par la FCO.

3.2.2. Périodes des prélèvements

les opérations de prélèvement de sang ont été réalisées entre la période de septembre à novembre des années 2014, 2017, 2018 et 2019 (période du pic d'activité des vecteurs), qui correspond à la période de chaque année avec laquelle les animaux sentinelles sont exposés suffisamment à plusieurs cycle d'activité des vecteurs, ce qui permet par la suite de dépister le passage virale de la FCO.

3.2.3. Méthode d'échantillonnage

Enquêtes par sondage : Par le tirage au sort des exploitations et d'une manière aléatoire à partir de la liste des éleveurs existants dans chaque wilaya, dont l'unité de sondage cheptel été représentée par l'exploitation,

Au sein des exploitations tirées au sort, l'échantillonnage des animaux à prélever est aléatoire, mais représentatif et dont l'âge de l'animal doit être plus de 06 mois.

3.2.4. Echantillonnage effectué

Au cours de la première enquête de 2014, nous avons pris 430 sérums ovins issus de 43 fermes, 81 sérums caprins cohabitent avec les ovins dans 26 fermes, localisées dans quatre wilayas, (Mostaganem, Chlef, Tiaret et Relizane) et 70 sérums recueillis sur des bovins issus de 14 fermes localisées dans trois wilayas à savoir (Mostaganem, Chlef et Tiaret).

Une deuxième enquête de 2017, 92 sérums prélevés des ovins issus de 30 fermes distribuées sur l'ensemble des wilayas concernées par cette étude.

Une troisième enquête de 2018, 272 sérums prélevés des fermes bovines, distribuées sur l'ensemble des wilayas concernées par cette étude.

Une quatrième enquête de 2019, 163 sérums prélevés des ovins issus de 54 fermes distribuées sur l'ensemble des wilayas concernées par cette étude.

3.2.5. Questionnaire d'enquêtes

Destiné pour la récolte des données jugées utile. Le rôle du questionnaire est de traduire les besoins d'informations à recueillir en question adaptées aux caractéristiques des répondants.

Les besoins d'informations à recueillir selon les objectifs de notre étude descriptive sont détaillés en (annexe 4).

3.2.5. Préparation des échantillons pour analyse

a. Conditions d'acheminement au laboratoire

Au moment de prélèvement, les tubes de sangs recueillis sont gardés à température ambiante pendant au minimum deux heures en position verticale, afin de permettre au sang de se coaguler. Ensuite ils sont introduits dans une glacière portative à 4 °c (avec des accumulateurs de glace) pour éviter d'importants écarts de température qui favoriseraient les risques d'hémolyse lors du transport.

b. Centrifugation, alicotage et congélation

Dès la réception des tubes de sang en laboratoire, ils sont passé tout de suite à la centrifugation pour transvaser des sérums de reste des caillots de sang toute en suivant l'itinéraire suivant :

- ✓ Centrifugation à 2700 tours par minute pendant 5 minutes ;
- ✓ Récolte du sérum dans des tubes Eppendorf stériles identifiés par le même identifiant de chaque tube de sang prélevé ;
- ✓ Homogénéisation des sérums à l'aide d'un agitateur vortex ;
- ✓ Conservation des banques de sérum au congélateur à -20°C en attendant les analyses sérologiques.

3.2.6. Choix de la technique d'analyse des prélèvements

La technique ELISA de compétition a été retenue pour l'analyse des sérums de cette étude, en raison d'un degré élevé d'automatisation et d'une lecture objective. Elle repose sur la détection d'anticorps spécifiques ciblés dans les sérums étudiés.

C'est une technique recommandée par l'OIE dans les enquêtes séroépidémiologique, (OIE, 2000).

3.2.6.1. Principe de l'ELISA de compétition : voir annexe 5.2

3.2.6.2. Description du kit utilisé pour l'analyse

Le kit utilisé dans notre étude pour les analyses ELISA est le kit commercial : bluetongue compétition (cElisa, ID-Screen Blue Tongue kit, ID VET, France), les cupules sont sensibilisées par VP7 recombinante.

3.2.7. Mode opératoire

Avant de commencer les manipulations, il faut ramener tous les réactifs à la température ambiante ($21^{\circ}\text{C} \pm 5^{\circ}\text{C}$) et les homogénéiser par retournement sur agitateur.

Le lancement de cette technique passe par plusieurs étapes en suivant le mode opératoire de l'analyse indiqué dans la notice du fournisseur accompagné avec le kit, (annexe 5.3).

Pour assurer la fiabilité des résultats d'analyses, nous avons suit la norme française pour les méthodes d'analyses en santé animale, (NF U 47-019, 2007 et NF U 47-020, 2001).

3.2.8. Validation des tests

Les tests d'analyse réalisés sont valide selon les critères de validation du kit ;

- ✓ La valeur moyenne de densité optique des contrôles négatifs (DO_{cn}) est supérieure à 0,7.

✓ La valeur moyenne de densité optique de l'échantillon de contrôle positif (DOcp) est inférieure à 30% du (DOcn), (DOcp/ DOcn < 0,3).

3.2.9. Interprétation des résultats

Conformément aux recommandations du fabricant, après l'obtention des valeurs des densités optique des sérums testés, la formule ci-dessous est appliquée pour calculer le pourcentage de compétition (S/N%), (annexe 5.4).

$$S/N\% = DO \text{ échantillon} / DOcn \times 100$$

Les échantillons présentant un S/N% :

- ✓ Strictement inférieur à 40% sont considérés comme positifs
- ✓ Supérieur ou égal à 40% sont considérés comme négatifs.

Les étapes de la réalisation de la technique ELISAc sont illustrées dans l'annexe 6.

3.2.10. Calcul de la prévalence

La prévalence est calculée suivant la formule suivante :

$$\text{Prévalence estimée} = \frac{\text{nombre des animaux touchés par la maladie}}{\text{nombre total des animaux testés}} \times 100$$

3.2.11. Analyse statistique

Le calcul de P value à intervalle de confiance de 95% été calculé par le Chi-square (X^2) grâce à un logiciel EpiCalc 2000, téléchargé à partir du site web de Veterinary Research in Pakistan (vetsciencepk.com, consulté le 01/07/2020).

L'ensemble des résultats des séroprévalences obtenus ont été introduite à l'Excel, pour les exploiter en histogrammes.

4. Prospection entomologique au niveau des foyers de FCO

Des opérations de piégeage sont effectuées aux niveaux des sites des exploitations ou la séropositivité à la FCO été révélée, notamment pour la recherche et l'identification de certains vecteurs de *culicoides*.

5. Exploitation des résultats par le système d'information géographique (SIG)

Les foyers détecté durant chaque enquête, sont introduites dans le logiciel SIG, ce dernier est programmé pour exploiter les données et établir des cartographies de la maladie illustrées par commune, ainsi pour les vecteurs *culicoides* capturées durant la prospection entomologique autours de certains foyers, sont exploité par SIG pour l'établissement des cartographies pour chaque vecteurs.

Résultats

I.1. Résultat des enquêtes entomologique des *Culicoides* de la région d'étude

I.1.1. Liste des *Culicoides* répertoriées dans la région d'étude

les opérations de piégeage durant les années (2012 au 2019), ont permis de récolter des différentes espèces de *culicoides* à travers les six wilayas de la région d'étude (Mostaganem, Mascara, Relizane , Chlef, Tiaret et Tisemsilt), ils sont en nombre de 18 espèces appartenant au genre *Culicoides* dont 14 sont identifiées et déjà signalées en Algérie, 2 nouvelles pour la faune algérienne et 2 autres espèce sont cataloguées comme douteuses, (tableau 4).

Tableau 4. Résultat global des espèces de *Culicoides* récoltées dans la région d'étude.

Famille	Sous/ famille	Genre	Sous/genres	Espèces
Ceratopogonidae	Ceratopogoninae	Culicoides	<i>Avaritia</i>	<i>Culicoides (Avaritia) imicola</i> Kieffer, 1913
			<i>Avaritia</i>	<i>Culicoides (Avaritia) obsoletus</i> (Meigen, 1818)
			<i>Avaritia</i>	<i>Culicoides (Avaritia) clintoni</i> * Boorman, 1984
			<i>Monoculicoides</i>	<i>Culicoides (Monoculicoides) Nubeculosus</i> * Meigen, 1830
			<i>Monoculicoides</i>	<i>Culicoides (Monoculicoides) puncticollis</i> (Becker, 1903)
			<i>Beltranmyia</i>	<i>Culicoides (Beltranmyia) circumscriptus</i> Kieffer, 1918
			<i>Culicoides</i>	<i>Culicoides (Culicoides) newsteadi</i> Austen, 1921
			<i>Culicoides</i>	<i>Culicoides (Culicoides) pulicaris</i> (Linné, 1758)
			<i>Pontoculicoides</i>	<i>Culicoides (Pontoculicoides) saevus</i> Kieffer, 1922
			<i>Oecacta</i>	<i>Culicoides (Oecacta) kingi</i> Austen, 1912
			<i>SA sgp</i>	<i>Culicoides pictipennis</i> (Staeger, 1839)
			<i>SA sgp</i>	<i>C. colluzzii</i> Callot, Kremer & Bailly-Choumara, 1970
			<i>SA sgp</i>	<i>C. sahariensis</i> Kieffer, 1923
			<i>SA sgp</i>	<i>C. paolaeboorman</i> , 1996
			<i>SA sgp</i>	<i>C. longipennis</i> Khalaf, 1957
			<i>SA sgp</i>	<i>C. cataneii</i> Clastrier, 1957
			/	<i>C. sp</i>
			/	<i>C. sp (sans taches)</i>

SA sgp: sans affiliation sous générique précise.

* : espèce nouvelle pour la faune algérienne.

D'après ce tableau, les espèces *imicola*, *obsoletus*, *clintoni*, *Nubeculosus*, *puncticollis*, *circumscriptus*, *newsteadi*, *pulicaris*, *saevus* et *kingi* appartenant à la famille de *Ceratopogonidae*, la sous famille des *Ceratopogoninae*, le genre des *Culicoides*, et font partie de 6 sous-genres: *Avaritia*, *Monoculicoides*, *Beltranmyia*, *Culicoides*, *Pontoculicoides* et *Oecacta*, parmi eux 2 espèces *Clintoni* et *Nubeculosus* sont nouvelles pour l'Algérie.

Cependant les espèces *pictipennis*, *colluzzii*, *sahariensis*, *paolae*, *longipennis* et *cataneii* sont sans aucune affiliation sous générique précise, mais appartenant au genre des *Culicoides*.

I.1.2. Richesse spécifique globale en *Culicoides* dans la région d'étude

Dans l'ensemble les espèces les plus dominantes sont *imicola*, *obsoletus*, *circumscriptus*, *newsteadi*, *pulicaris*, *puncticollis*, *kingi* et *pictipennis* à travers les six wilayas de la zone d'étude, par contre *nubeculosus*, *saevus*, *colluzzii*, *paolae*, *longipennis* et *cataneii*, se trouvent localisée dans une seule wilaya pour chacune de ces espèces, (tableau 5).

Tableau 5. Résultat global de la richesse spécifique de *Culicoides* par wilaya.

Espèces \ Wilaya	Mostaganem	Mascara	Relizane	Chlef	Tiaret	Tissemsilt
<i>C.imicola</i>	+	+	+	+	+	+
<i>C.obsoletus</i>	-	+	+	+	+	+
<i>C.clintoni</i>	-	-	-	-	+	-
<i>C.nubeculosus</i>	-	-	-	-	+	-
<i>C.circumscriptus</i>	+	+	+	+	+	+
<i>C.newsteadi</i>	+	+	+	+	+	+
<i>C.pulicaris</i>	+	+	-	+	+	+
<i>C.puncticollis</i>	-	+	+	+	+	+
<i>C.saevus</i>	-	-	-	-	+	-
<i>C.kingi</i>	-	+	+	+	+	+
<i>C.pictipennis</i>	-	-	+	+	+	+
<i>C.colluzzii</i>	-	-	-	-	-	+
<i>C.sahariensis</i>	-	-	-	-	+	+
<i>C.paolae</i>	-	-	-	-	-	+
<i>C.longipennis</i>	-	-	-	-	+	-
<i>C.cataneii</i>	-	-	-	+	-	-
<i>C.sp</i>	-	-	-	-	+	-
<i>C.sp(sans taches)</i>	-	-	-	+	-	-

NB : + : présence
- : absence

Les six wilayas partagent presque les mêmes espèces, sauf la wilaya de Tiaret qui prédomine par les espèces comme *nubeculosus*, *saevus*, *longipennis* et *C.sp* et classée la première de point de vu richesse en espèce de *culicoides* par 14 espèces, ainsi la wilaya de Tissemsilt prédomine par *colluzzii* et *paolae* et *chlef* par *cataneii* et *C.sp (sans taches)*.

Certaines espèces de *culicoides* capturées sont illustrées dans l'annexe 7.

I.2. Résultats de l'exploitation des données de capture entomologique

I.2.1. Abondances relatives des espèces capturées de l'année 2012

Les espèces les plus abondantes pour cette année sont : *C.imicola* (27,11 %) et *C.kingi* (22,03%), les espèces moyennement abondantes sont : *C.circumscriptus* et *C.newsteadi* (11,86 %), *Puncticolis* (10,16%) et *Pictipennis* (8,47%), les moins abondantes sont : *Pulicaris* (3,38%), *Clintoni*, *Nubeculosus* et *Saevus* (1,69%), (Figure 21).

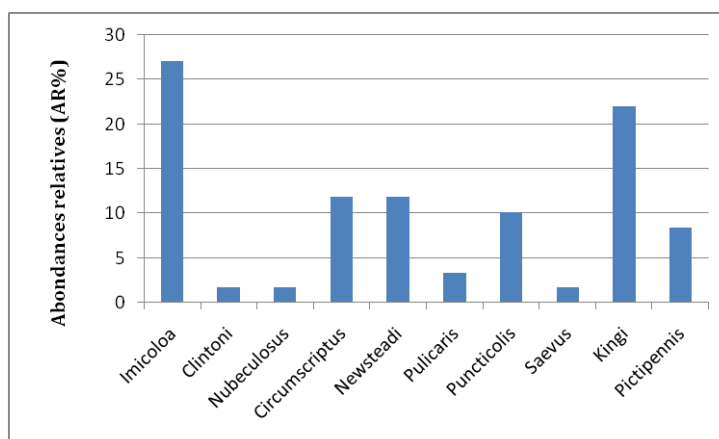


Figure 21 : Abondances relatives des espèces capturées dans la zone d'étude en 2012

I.2.2. Richesse spécifique de *culicoides* par wilaya de l'année 2012

C'est le nombre total d'espèces recensées dans chaque wilaya d'étude en valeur (S), la wilaya de Tiaret affiche une diversité de 10 espèces (S=10), suivie de Chlef par 7 espèces (S=7), puis Tissemsilt (S=4), ensuite Relizane et Mascara par 3 espèces (S=3), cependant la wilaya de Mostaganem compte 2 espèces seulement (S=2), (Figure 22).

Les espèces de *culicoides* capturées dans chaque wilaya de la zone d'étude, sont démontrées dans le tableau 6.

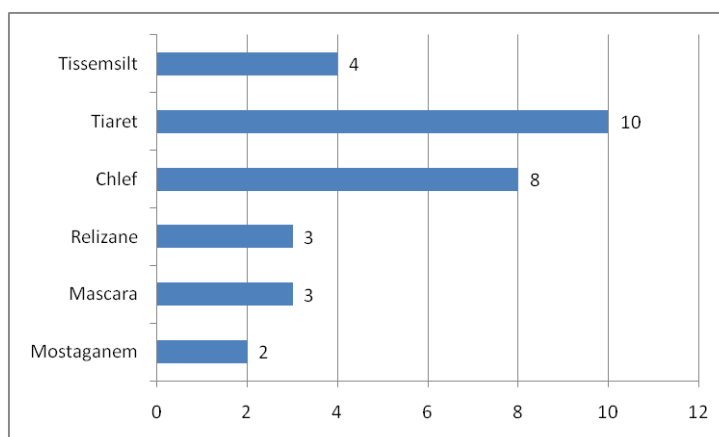


Figure 22 : Richesse spécifique de *culicoides* par wilaya en 2012

Tableau 6. Répartition des *culicoides* capturées par wilaya en 2012.

Espèces \ wilayas	Mostaganem	Mascara	Relizane	Chlef	Tiaret	Tissemsilt
<i>Imicola</i>	1	1	1	1	1	1
<i>Clintoni</i>	0	0	0	0	1	0
<i>Nubeculosus</i>	0	0	0	0	1	0
<i>Circumscriptus</i>	1	1	0	1	1	0
<i>Newsteadi</i>	0	0	1	1	1	0
<i>Pulicaris</i>	0	0	0	1	1	0
<i>Puncticolis</i>	0	0	0	1	1	1
<i>Saevus</i>	0	0	0	0	1	0
<i>Kingi</i>	0	1	1	1	1	1
<i>Pictipennis</i>	0	0	0	1	1	1
<i>C.sp (sans taches)</i>	0	0	0	1	0	0
Richesse spécifiques	2	3	3	8	10	4

NB : 1 : présence
0 : absence

A la lecture des résultats présentés dans le tableau 10, on peut dire que l'espèce *Imicola* est ubiquiste car elle est présente dans toutes les wilayas, mêmes *Kingi*, *Circumscriptus* et *Newsteadi*, par contre les 2 autres espèces *Clintoni* et *nubeculosus* sont capturées que une seule fois dans la wilaya de Tiaret.

I.2.3. Abondances relatives des wilayas de l'année 2012

Les abondances relatives des captures dans les wilayas de la zone d'étude, sont hétérogènes. La wilaya de Tiaret fourni une abondance la plus importantes de capture (33,89%), suivi de Chlef (25,42%), puis Tissemsilt (20,33%), Mascara (8,47%), Relizane (6,77%), cependant Mostaganem (5,08%) c'était la moins abondante, (figure 23).

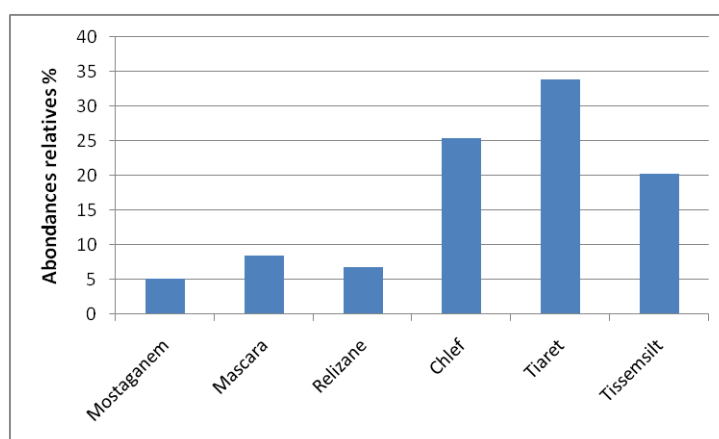


Figure 23 : Abondances relatives des captures des wilayas de la zone d'étude en 2012

I.2.4. Abondances relatives des espèces capturées de l'année 2013

Au cours de cette année les espèces les plus abondantes sont *C.newsteadi* (28,84%), suivi de *C.circumscriptus* (25%), ensuite *C.imicola* (17,30%) et *C. puncticolis* (11,53%), cependant les moins abondantes sont *C.obsoletus* (5,76%), *C.colluzzi* (3,84%), *C.sahariensis*, *C. Paolae* et *C.sp* (1,92%), (figure 24).

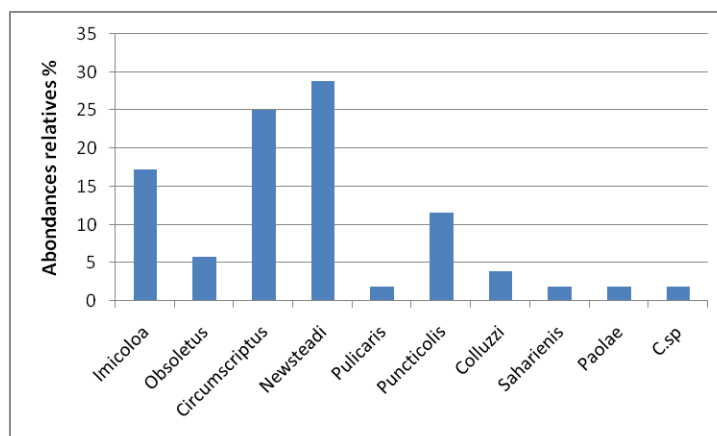


Figure 24 : Abondances relatives des espèces capturées dans la zone d'étude en 2013

I.2.5. Richesse spécifique de *culicoides* par wilaya de l'année 2013

La wilaya de Tissemsilt affiche une diversité de 8 espèces (S=8). Suivie de Tiaret par 7 espèces (S=7), puis Relizane par 4 espèces (S=4), ensuite Mascara et Mostaganem par 3 espèces (S=3), cependant la wilaya de chlef par une seule espèce (S=1), (Figure 25).

Les espèces de *culicoides* affichées par wilaya, sont répertoriées dans le tableau 7.

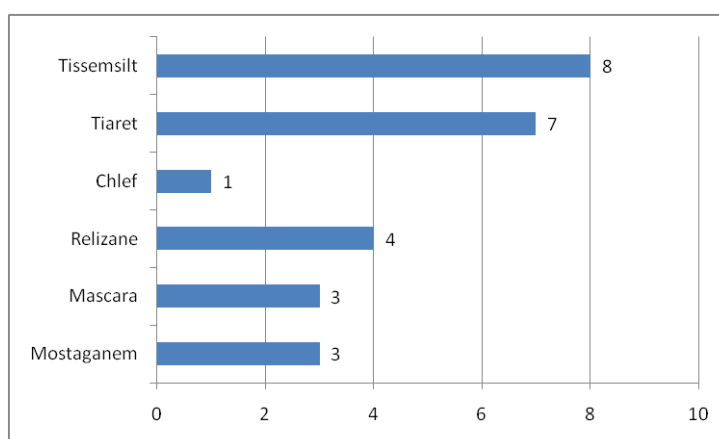


Figure 25 : Richesse spécifique de *culicoides* par wilaya en 2013

Tableau 7. Répartition des *culicoides* capturées par wilaya en 2013.

Espèces \ wilayas	Mostaganem	Mascara	Relizane	Chlef	Tiaret	Tissemsilt
<i>Imicola</i>	1	1	0	1	1	1
<i>Obsoletus</i>	0	0	1	0	1	1
<i>Circumscriptus</i>	1	1	1	0	1	1
<i>Newsteadi</i>	1	1	1	0	1	1
<i>Pulicaris</i>	0	0	0	0	1	0
<i>Puncticolis</i>	0	0	1	0	1	1
<i>Culicoides sp</i>	0	0	0	0	1	0
<i>colluzi</i>	0	0	0	0	0	1
<i>Sahariensis</i>	0	0	0	0	0	1
<i>Paolae</i>	0	0	0	0	0	1
Richesse spécifiques	3	3	4	1	7	8

NB : 1 : présence

0 : absence

Après lecture des résultats des *culicoides* indiquées sur le tableau, on peut conclure que les 3 espèces *Imicola*, *Circumscriptus* et *Newsteadi* sont ubiquistes car elles sont présentes presque dans toute les wilayas, à part la wilaya de Relizane et Chlef, par contre *Culicoides sp*, et les espèces *colluzi*, *Sahariensis* et *Paolae* sont capturées pour la première fois à Tiaret et à Tissemsilt, respectivement.

I.2.6. Abondances relatives des wilayas de l'année 2013

La wilaya de Tiaret (38,46%) fourni l'abondance de capture la plus importante par rapport aux autres wilayas, suivi de Tissemsilt (28,84%) et Relizane (17,30%), cependant Mascara (7,69%), Mostaganem (5,76%) et Chlef (1,92%) sont les moins abondantes en capture, (figure 26).

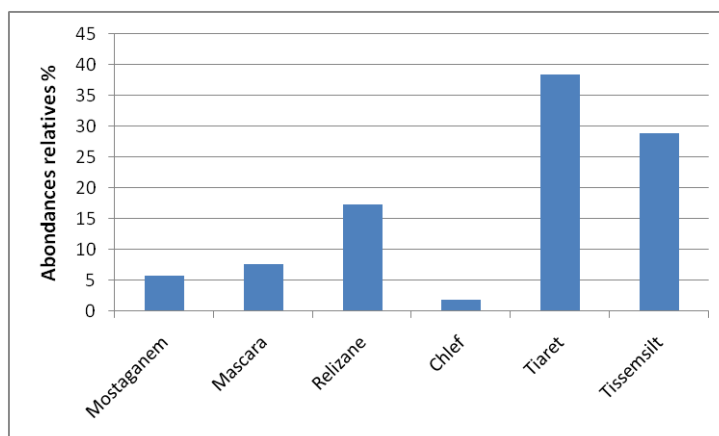


Figure 26 : Abondances relatives des captures des wilayas de la zone d'étude en 2013

I.2.7. Abondances relatives des espèces capturées de l'année 2014

Les espèces les plus abondantes sont : *C.newsteadi* (24,07 %), suivi de *C.circumscriptus* et *C.imicola* (16,66 %), les espèces moyennement abondantes sont : *C.puncticolis* (12,96 %), *C.pulicaris* (9,25%) *C.obsoletus*, et *C.kingi* (7,40%), cependant les moins abondantes sont : *C. pictepennis*, *C.colluzzi*, *C.sahariensis*, *C.paolae*, *C.sp* et *C.longipennis* (1,85 %), (figure 27).

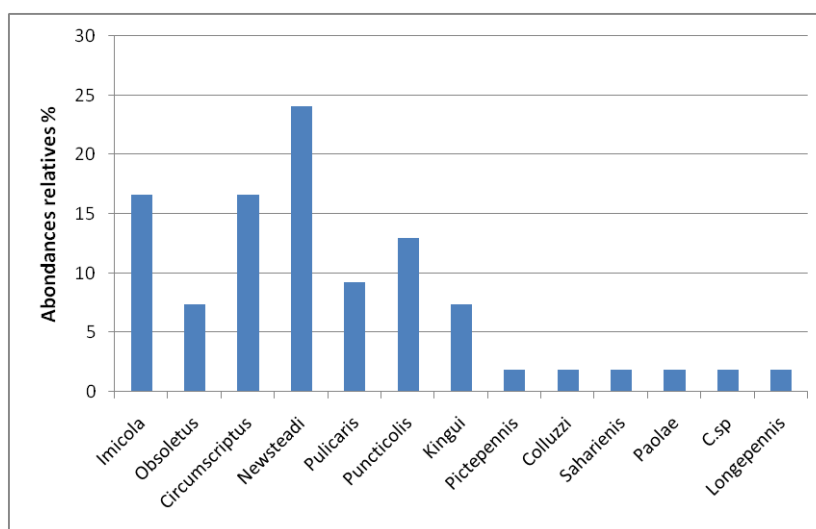


Figure 27 : Abondances relatives des espèces capturées dans la zone d'étude en 2014

I.2.8. Richesse spécifique de *culicoides* par wilaya de l'année 2014

La wilaya de Tiaret affiche une diversité maximale de 9 espèces (S=9), suivi de Mascara par 7 espèces (S=7), puis Relizane et Tissemsilt par 6 espèces (S=6) et seulement une seule espèce (S=1) dans la wilaya de Mostaganem et Chlef, (figure 28).

Le tableau 8 mentionne les différentes espèces de *culicoides* affichées par wilaya.

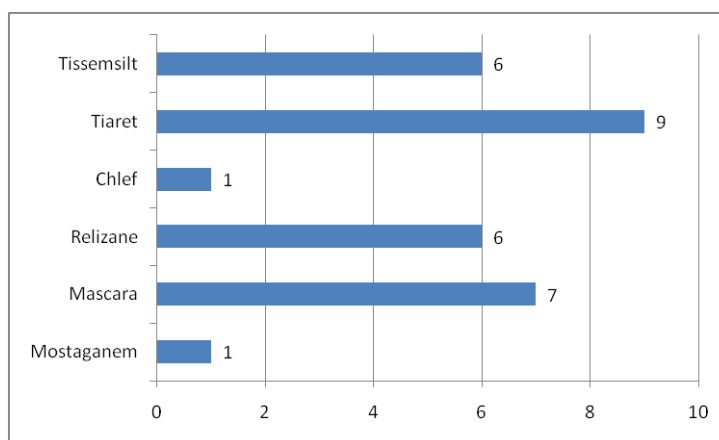


Figure 28 : Richesse spécifique de *culicoides* par wilaya en 2014

Tableau 8. Répartition des *culicoides* capturées par wilaya en 2014.

Espèces \ wilayas	Mostaganem	Mascara	Relizane	Chlef	Tiaret	Tissemsilt
<i>Imicola</i>	1	1	1	0	1	1
<i>Obsoletus</i>	0	1	1	0	1	1
<i>Circumscriptus</i>	0	1	1	0	1	1
<i>Newsteadi</i>	0	1	1	1	1	1
<i>Pulicaris</i>	0	1	0	0	1	1
<i>Puncticolis</i>	0	1	0	0	1	1
<i>Kingi</i>	0	1	1	0	1	0
<i>Pictipennis</i>	0	0	1	0	0	0
<i>Sahariensis</i>	0	0	0	0	1	0
<i>Longipennis</i>	0	0	0	0	1	0
Richesse spécifiques	1	7	6	1	9	6

NB : 1 : présence

0 : absence

Selon les résultats indiqués dans ce tableau, on peut conclure que les espèces *Imicola*, *Obsoletus*, *Circumscriptus*, *Newsteadi*, sont majoritaires et ubiquistes car elles sont localisées presque dans toute les wilayas, ainsi *Pulicaris*, *Puncticolis* et *Kingi* sont capturées dans 3 wilayas, cependant *Sahariensis* et *Longipennis* sont capturées une seule fois à Tiaret.

I.2.9. Abondances relatives des wilayas de l'année 2014

Comme simple comparaison des abondances des wilayas, ressort que la wilaya de Tissemsilt (29,62 %) est abondante par rapport aux autres wilayas suivi de Relizane et Tiaret (25,92%), ensuite Mascara (14,81%), cependant les moins abondantes sont Mostaganem et Chlef (1,85%), (Figure 29).

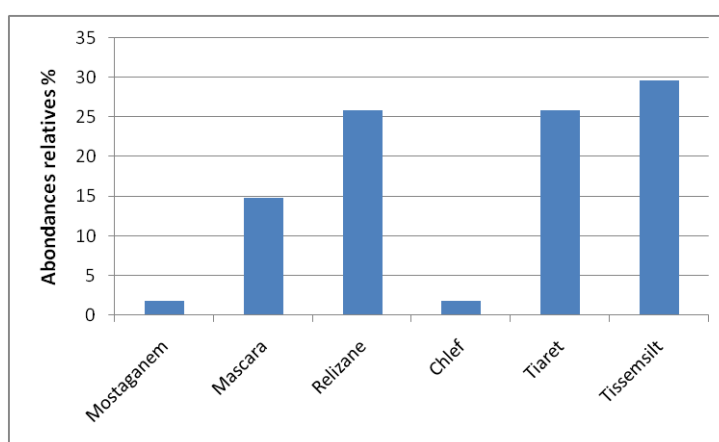


Figure 29 : Abondances relatives des captures des wilayas de la zone d'étude en 2014

I.2.10. Abondances relatives des espèces capturées de l'année 2015

Les résultats de capture de cette année est faibles, par rapport aux années étudiées auparavant, dont les données sont seulement trois espèces capturées, *C.newsteadi* (42,85 %), *C.imicola* (42,85 %) et *C. Pulicaris* (12,96 %), (figure 30).

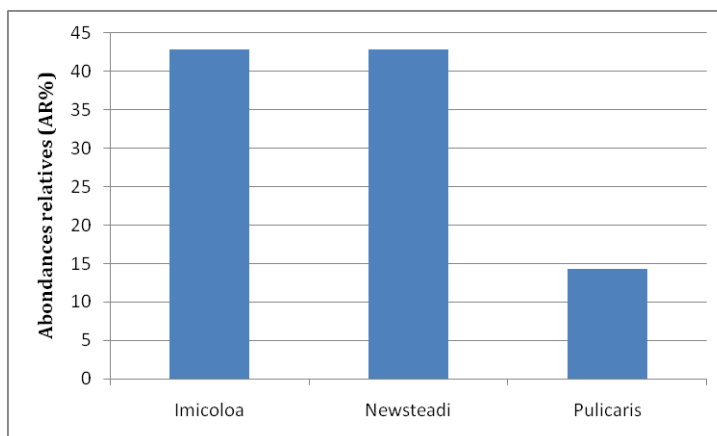


Figure 30 : Abondances relatives des espèces capturées dans la zone d'étude en 2015

I.2.11. Richesse spécifique de *culicoides* par wilaya de l'année 2015

La richesse spécifique (S) est faible puisque les résultats de capture sont faible et seulement dans 3 wilayas à savoir Tiaret, Mostaganem et Chlef, chacune de ces wilayas affiche 2 espèces seulement (S=2), (figure 31).

Les deux espèces de *culicoides* affichées par les 3 wilayas, sont indiquées dans le tableau 9.

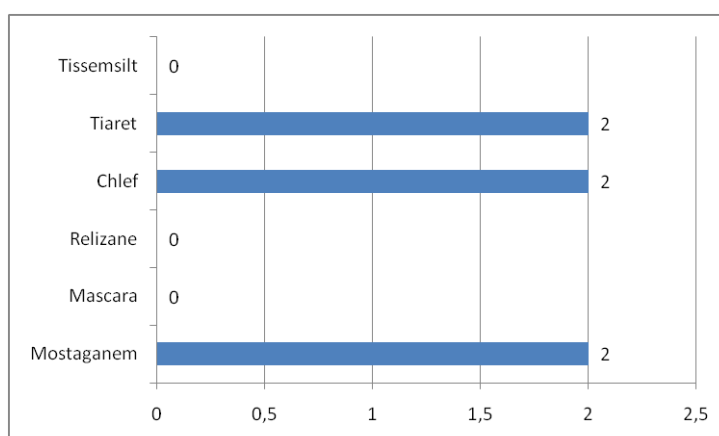


Figure 31: Richesse spécifique de *culicoides* par wilaya en 2015

Tableau 9. Répartition des *culicoides* capturées par wilaya en 2015.

<div style="display: flex; align-items: center;"> <div style="writing-mode: vertical-rl; transform: rotate(180deg);">Especies</div> <div style="margin-left: 10px;">wilayas</div> </div>	Mostaganem	Mascara	Relizane	Chlef	Tiaret	Tissemsilt
<i>Imicola</i>	1	0	0	1	1	0
<i>Newsteadi</i>	0	0	0	1	1	0
<i>Pulicaris</i>	1	0	0	0	0	0
Richesse spécifiques	2	0	0	2	2	0

NB : 1 : présence

0 : absence

La lecture des résultats présentés dans ce tableau, reflète bel et bien une richesse très basse, les 2 espèces *Imicola* et *Newsteadi* capturées cette année dans 2 wilayas seulement, alors auparavant c'étaient ubiquistes, même chose pour l'espèce *Pulicaris*, a déjà fréquentée 3 wilayas en 2014.

I.2.12. Abondances relatives des wilayas de l'année 2015

L'exploitation des abondances de la capture, concerne seulement trois wilayas et on considère que la wilaya de Tiaret (42,85%) est un peu plus abondante en capture par rapport aux Mostaganem et Chlef (28,57%), (figure 32).

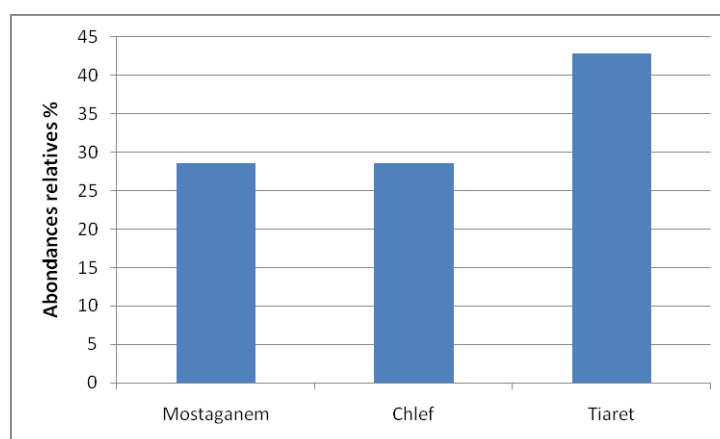


Figure 32 : Abondances relatives des captures des wilayas de la zone d'étude en 2015

I.2.13. Abondances relatives des espèces capturées de l'année 2016

Cette année, a révélé une certaine récolte de *culicoides* par rapport à l'année précédente, représenté par quatre espèces de *culicoides*, par une abondance de *C.newsteadi* (34,61%) par rapport aux autres espèces, *C.imicola* (23,07%), *C.circumscriptus* (23,07%) et *kingi* (19,23%), (figure 33).

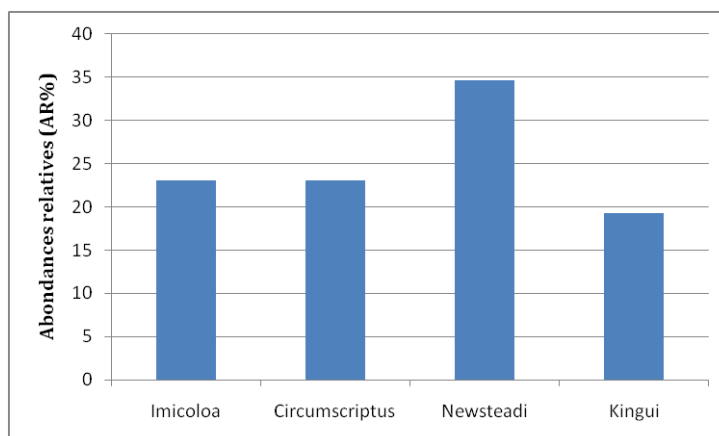


Figure 33: Abondances relatives des espèces capturées dans la zone d'étude en 2016

I.2.14. Richesse spécifique de *culicoides* par wilaya de l'année 2016

L'exploitation des résultats de capture, a révélée l'existence de quatre espèces à Chlef et Tiaret (S=4), trois espèces à Tissemsilt (S=3) et une seule espèce à Mostaganem et Relizane (S=1), cependant aucune espèce n'a été capturée à Mascara, (figure 34).

Les 4 espèces de *culicoides* capturées dans 5 wilayas, sont indiquées dans le tableau 10.

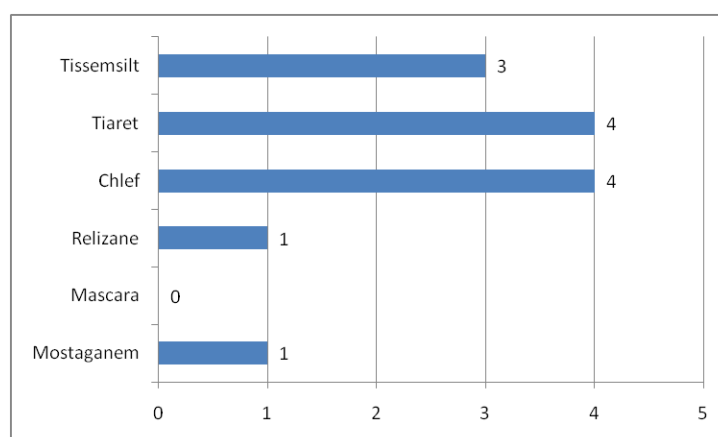


Figure 34: Richesse spécifique de *culicoides* par wilaya en 2016

Tableau 10. Répartition des *culicoides* capturées par wilaya en 2016.

Espèces \ wilayas	Mostaganem	Mascara	Relizane	Chlef	Tiaret	Tissemsilt
<i>Imicola</i>	0	0	0	1	1	1
<i>Circumscriptus</i>	1	0	1	1	1	0
<i>Newsteadi</i>	0	0	0	1	1	1
<i>Kingi</i>	0	0	0	1	1	1
Richesse spécifiques	1	0	1	4	4	3

NB : 1 : présence

0 : absence

L'observation des résultats indiqués sur le tableau, conclure que les 4 espèces *Imicola*, *Circumscriptus*, *Newsteadi* et *Kingi* sont de réputation ubiquistes car elles sont capturées presque dans toute les wilayas, sauf Mostaganem, Mascara et Relizane pour *Imicola* et Mascara et Tissemsilt pour *Circumscriptus* et Mostaganem, Mascara et Relizane pour *Newsteadi* et *kingi*.

I.2.15. Abondances relatives des wilayas de l'année 2016

La comparaison de l'abondance de capture des wilayas, a démontrée que la wilaya de Tiaret (46,15%) est la plus abondante de point de vu capture de *culicoides* par rapport aux autres wilayas, suivi par Chlef et Tissemsilt (23,07%), alors que Mostaganem (3,84%) et Relizane (3,84%) sont nettement moins abondantes, cependant aucune *culicoides* n'a été capturée à Mascara, (figure 35).

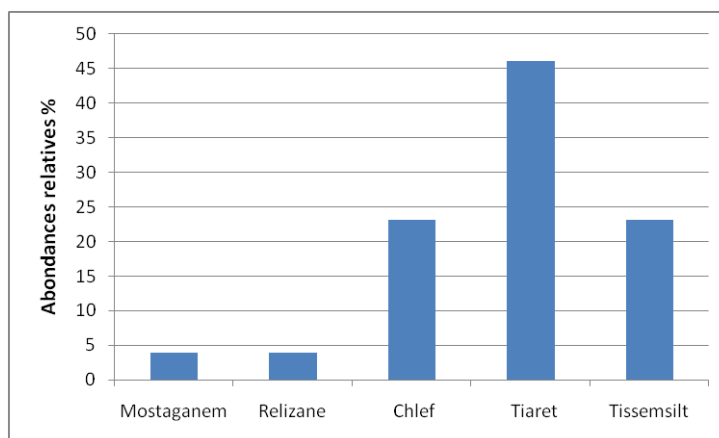


Figure 35: Abondances relatives des captures des wilayas de la zone d'étude en 2016

I.2.16. Abondances relatives des espèces capturées de l'année 2017

L'exploitation des résultats de captures, a démontrée seulement cinq espèces capturées dont *Imicola* et *Circumscriptus* (30%) sont nettement dominante et *Newsteadi* (20%) moyennement abondante, cependant *Obsoletus* et *Kingi* (10%) sont moins abondante, (figure 36).

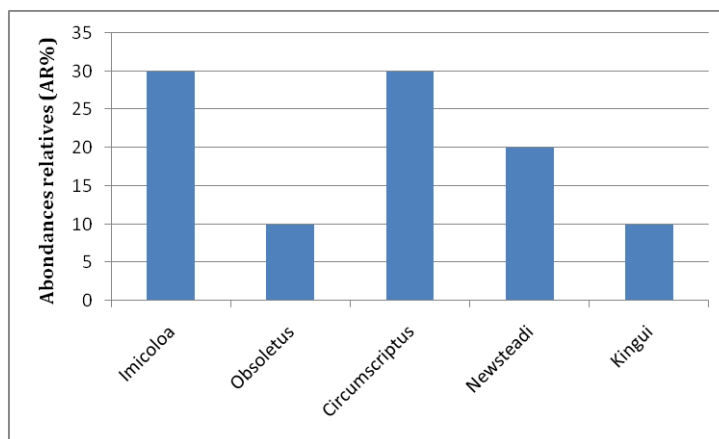


Figure 36: Abondances relatives des espèces capturées dans la zone d'étude en 2017

I.2.17. Richesse spécifique de *culicoides* par wilaya de l'année 2017

L'analyse de la richesse, a démontrée cinq espèces de *culicoides* (S=5) à Chlef, trois espèces (S=3) à Mascara, deux espèces (S=2) à Mostaganem et une seule espèce dans les wilayas de Tiaret et Tissemsilt (S=1), cependant aucune espèce de *culicoides* n'a été constatée à Relizane, (figure 37).

Le tableau 11 démontre les différentes espèces de *culicoides* capturées pour chaque wilaya.

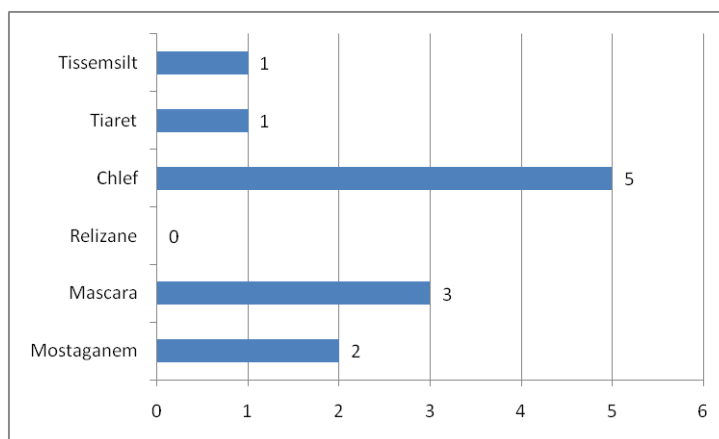


Figure 37: Richesse spécifique de *culicoides* par wilaya en 2017

Tableau 11. Répartition des *culicoides* capturées par wilaya en 2017.

Espèces \ wilayas	Mostaganem	Mascara	Relizane	Chlef	Tiaret	Tissemsilt
<i>Imicola</i>	1	0	0	1	0	0
<i>Obsoletus</i>	0	1	0	1	0	0
<i>Circumscriptus</i>	1	1	0	1	0	1
<i>Newsteadi</i>	0	1	0	1	1	0
<i>Kingi</i>	0	0	0	1	0	0
Richesse spécifiques	2	3	0	5	1	1

NB : 1 : présence

0 : absence

Après lecture des résultats indiqués sur le tableau, on peut dire que malgré la forte diminution de capture de *culicoides*, reste les 3 espèces *Imicola*, *Circumscriptus*, *Newsteadi* comme des espèces ubiquistes car elles sont capturées chaque année à travers les wilayas de la zone d'étude.

I.2.18. Abondances relatives des wilayas de l'année 2017

Les abondances relatives des captures des wilayas est différentes de wilaya à autres et caractérisées par la dominance de la wilaya de Chlef (55 %) par rapport aux autres wilayas, suivi par Mostaganem (20%), ensuite Mascara (15%), cependant Tiaret et Tissemsilt (5%) sont moins abondantes, (figure 38).

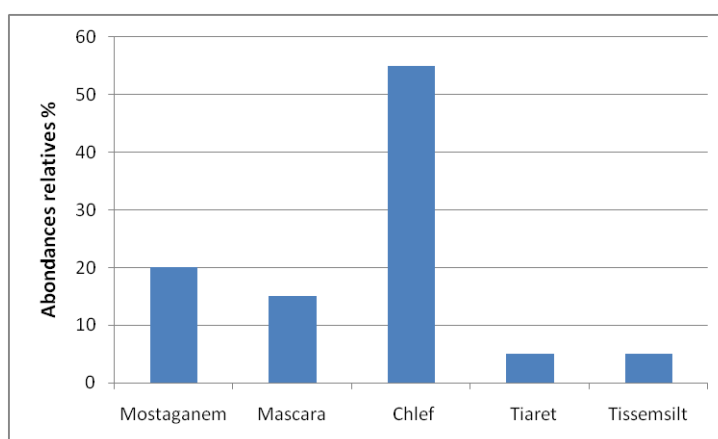


Figure 38: Abondances relatives des captures des wilayas de la zone d'étude en 2017

I.2.19. Abondances relatives des espèces capturées de l'année 2018

L'exploitation des résultats de capture a démontrée seulement cinq espèces, dont *Circumscriptus*, *Obsoletus* et *Newsteadi* sont en même abondance (25%), et *Imicola* et

Cataneii sont moins abondantes (12,5%), avec la constatation de nouvelle espèce *Cataneii* dans notre zone d'étude à Chlef, (figure 39).

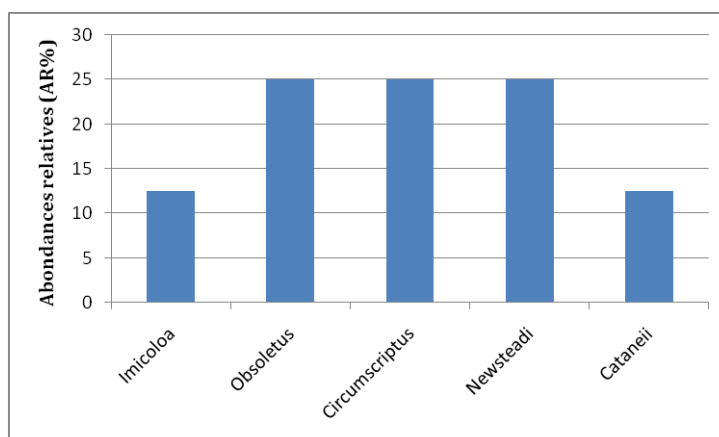


Figure 39: Abondances relatives des espèces capturées dans la zone d'étude en 2018

I.2.20. Richesse spécifique de *culicoides* par wilaya de l'année 2018

Les cinq espèces détectée sont répertoriées dans trois wilayas seulement de la zone d'étude, soit trois espèces (S=3) répertoriée à la wilaya de chlef, deux espèces seulement (S=2) à Tissemsilt et une seule espèce (S=1) à Tiaret, (figure 40).

Le tableau 12 indique sur la distribution des cinq espèces de *culicoides* répertoriées dans les trois wilayas de la zone d'étude.

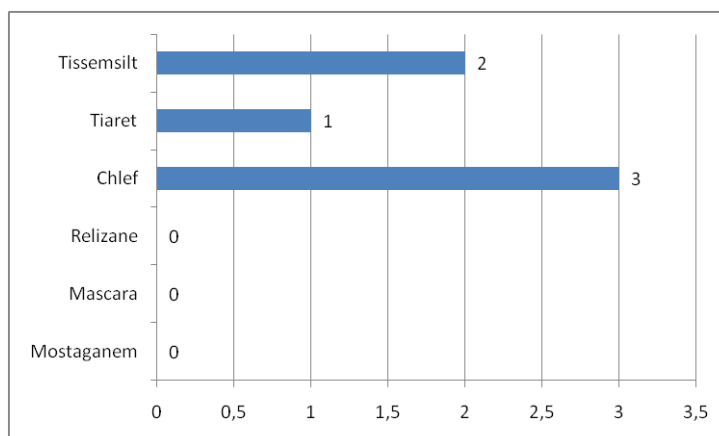


Figure 40: Richesse spécifique de *culicoides* par wilaya en 2018

Tableau12. Répartition des *culicoides* capturées par wilaya en 2018.

Espèces \ wilayas	Mostaganem	Mascara	Relizane	Chlef	Tiaret	Tissemsilt
<i>Imicola</i>	0	0	0	1	0	0
<i>Obsoletus</i>	0	0	0	1	0	0
<i>Circumscriptus</i>	0	0	0	0	1	1
<i>Newsteadi</i>	0	0	0	0	0	1
<i>Cataneii</i>	0	0	0	1	0	0
Richesse spécifiques	0	0	0	3	1	2

NB : 1 : présence

0 : absence

I.2.21. Abondances relatives des wilayas de l'année 2018

La simple comparaison des abondances de capture, démontre que la wilaya de Chlef (50%) est un peu abondante par rapport au Tissemsilt (37,5%) et Tiaret (12,5%) de point de vu capture, (figure 41).

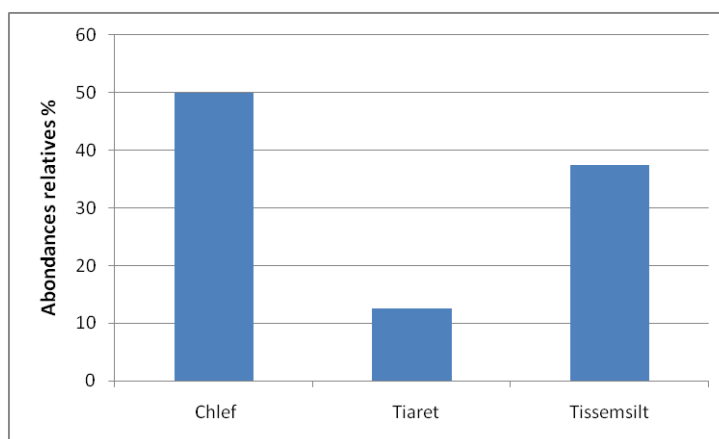


Figure 41: Abondances relatives des captures des wilayas de la zone d'étude en 2018

I.2.22. Abondances relatives des espèces capturées de l'année 2019

L'exploitation des résultats des captures, ont démontrée seulement deux espèces, *Circumscriptus* (10%) et *Newsteadi* (90%), avec la dominance de *Newsteadi*, (figure 42).

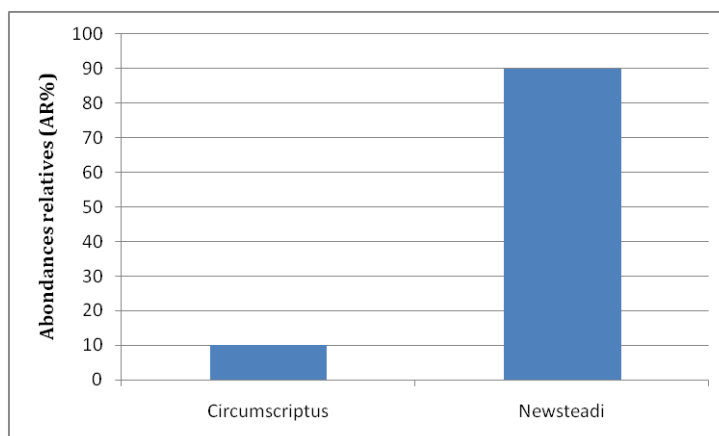


Figure 42: Abondances relatives des espèces capturées dans la zone d'étude en 2019

I.2.23. Richesse spécifique de *culicoides* par wilaya de l'année 2019

Les deux espèces détectées sont répertoriées dans quatre wilayas de la zone d'étude, dont la richesse spécifique est trop faible, soit deux espèces répertoriées à Relizane (S=2), et une seule espèce seulement pour les wilayas de Tiaret, Mascara et Mostaganem par (S=1), (figure 43).

Le tableau 13 indique sur la répartition de ces 2 espèces de *culicoides* capturées par wilaya.

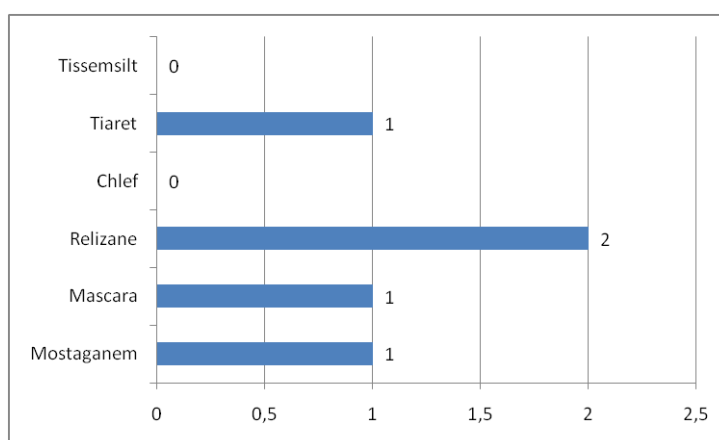


Figure 43: Richesse spécifique de *culicoides* par wilaya en 2019

Tableau 13. Répartition des *culicoides* capturées par wilaya en 2019.

Espèces \ wilayas	Mostaganem	Mascara	Relizane	Chlef	Tiaret	Tissemsilt
<i>Circumscriptus</i>	0	0	1	0	0	0
<i>Newsteadi</i>	1	1	1	0	1	0
Richesse spécifiques	1	1	2	0	1	0

NB : 1 : présence
0 : absence

I.2.24. Abondances relatives des wilayas de l'année 2019

La simple comparaison de l'abondance de capture des quatre wilayas prospectées, a révélé une certaine abondance de la wilaya de Relizane (50%) par rapport au Mostaganem (20%), Mascara (20%) et Tiaret (10%), (figure 44).

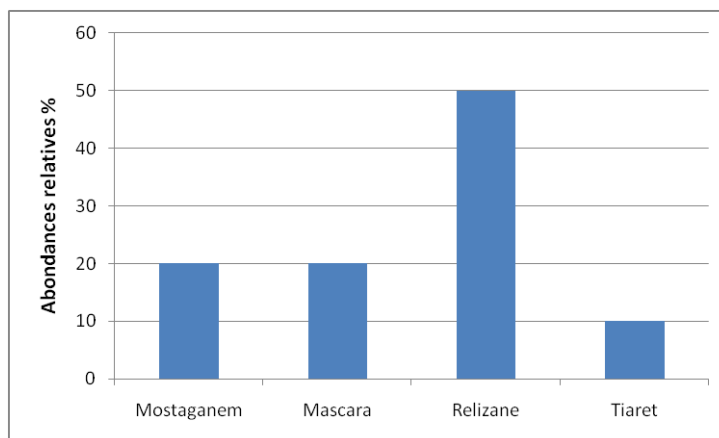


Figure 44 : Abondances relatives des captures des wilayas de la zone d'étude en 2019

II. Résultats des enquêtes sérologiques

L'exploitation des fiches d'enquête et l'analyse sérologique des prélèvements du sondage de la fièvre catarrhale ovine (FCO) pour chaque enquête transversale, ont permis d'aboutir aux résultats suivants :

II.1. Enquêtes transversales de l'année 2014

II.1.1. Résultats de la sérologie ovine

✓ Dans la wilaya de Mostaganem : 11 cas atteints sur 72 prélèvements répartis sur 9 exploitations, soit une séroprévalence de 15,27%, ce qui correspond à 7 exploitations atteintes.

✓ Dans la wilaya de Tiaret : 15 cas atteints sur 73 prélèvements répartis sur 11 exploitations, soit une séroprévalence de 20,54%, ce qui correspond à 8 exploitations atteintes.

✓ Dans la wilaya de Relizane : 12 cas atteints sur 75 prélèvements répartis sur 7 exploitations, soit une séroprévalence de 16%, ce qui correspond à 4 exploitations atteintes.

✓ Dans la wilaya de Chlef : 15 cas atteints sur 77 prélèvements répartis sur 11 exploitations, soit une séroprévalence de 19,48%, ce qui correspond à 7 exploitations atteintes.

La wilaya de Tiaret a enregistré un pourcentage élevé de la séropositivité de 20,54%, suivi par Chlef, Relizane et Mostaganem avec des pourcentages de, 19,48% (CI=11-27), 16%

(CI=8-24) et 15,27% (CI=7-23), respectivement et aucune différence n'a été enregistrée entre les sites étudiés ($p>0,05$), (figure 45).

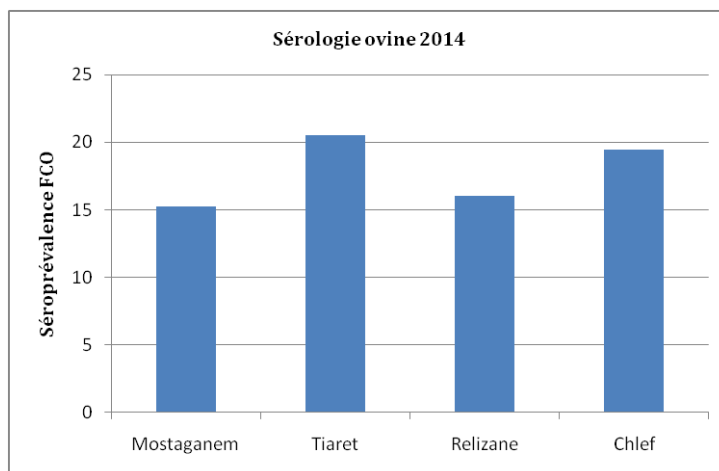


Figure 45: Représentation graphique des séroprévalences ovine en 2014

II.1.2. Description des foyers de FCO ovine

La sérologie a permis de détecter 26 exploitations atteintes de FCO, ces dernières sont considérées comme des foyers, distribués sur 24 communes des 4 régions touchées par cette enquête sérologique (Mostaganem, Tiaret, Relizane, et Chlef), (tableau 14).

Tableau 14. Foyers de FCO ovine détectés par l'enquête transversale de 2014.

Wilaya	Commune	Nombre de foyer de FCO ovine
Mostaganem	Hassi mameche	1
	Sirat	1
	Sidi lakhdar	1
	Hadjadj	1
	Sidi bellatar	1
	Sidi ali	1
	Sayada	1
Total		7/7
Tiaret	Sidi el hosni	1
	Hammadia	1
	Frenda	1
	Rahouia	1
	Mahdia	1
	Oued lili	1
	Tousnina	1
	Souguer	1
Total		8/8
Relizane	Zammoura	1
	El hamadna	3
Total		4/2
Chlef	Chlef	1
	Oued sly	1
	Ouled fares	1
	Sendjes	1
	Harchoun	1
	Chettia	1
	El karimia	1
Total		7/7
Total global		26/24

Les régions de Tiaret, Mostaganem, Chlef, ont connue presque le même nombre de foyer de FCO et avec un foyer pour chaque commune, concernant la région de Relizane, Parmi les 4 foyers détectés, 3 foyers se trouvent en une seule commune d'El hamadna.

II.1.3. Résultats de la sérologie caprine

✓ Dans la wilaya de Mostaganem : 2 cas atteints sur 12 prélèvements répartis sur 4 exploitations, soit une séroprévalence de 16,66%, ce qui correspond à 2 exploitations atteintes.

✓ Dans la wilaya de Tiaret : 3 cas atteints sur 33 prélèvements répartis dans 11 exploitations, soit une séroprévalence de 9,09%, ce qui correspond à 3 exploitations atteintes

✓ Dans la wilaya de Relizane : 4 cas atteints sur 33 prélèvements répartis dans 11 exploitations, soit une séroprévalence 12,12%, ce qui correspond à 4 exploitations atteintes

✓ Dans la wilaya de chlef : 3 cas atteints sur 3 prélèvements répartis dans une même exploitation, ce qui correspond à la même exploitation atteinte.

La wilaya de Mostaganem a enregistré le pourcentage le plus élevé de 16,66% de la séropositivité, suivi par Relizane, Tiaret, avec des pourcentages de 12,12% et 9,09%, respectivement, par une différence non significative ($p>0,05$), ou aucune différence n'a été enregistrée entre les sites étudiés, (figure 46).

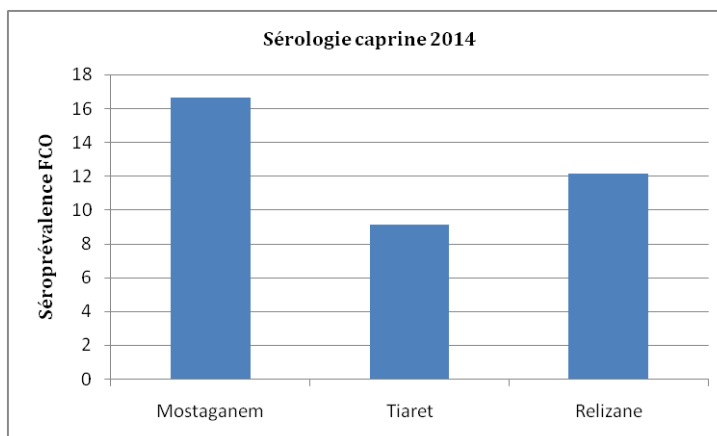


Figure 46: Représentation graphique des séroprévalences caprine en 2014

II.1.4. Description des foyers de FCO caprine

La sérologie a permis de détecter 10 exploitations atteintes de FCO, ces dernières sont considérées comme des foyers, distribués sur 9 communes des 4 régions touchées par cette enquête sérologique (Mostaganem, Relizane, Tiaret et Chlef), (tableau 15).

Tableau 15. Foyers de FCO caprine détectés par l'enquête transversale de 2014.

Wilaya	Commune	Nombre de foyer de FCO caprine
Mostaganem	Sidi bellatar	1
	Sidi ali	1
Total		2/2
Relizane	Mazouna	1
	Zammoura	1
	El hamadna	2
Total		4/3
Tiaret	Hammadia	1
	Frenda	1
	Oued lili	1
Total		3/3
Chlef	El karimia	1
Total		1/1
Total global		10/9

Selon le tableau on trouve, 2 foyers de FCO avec un foyer par commune de la région de Mostaganem, 4 foyers en 3 communes de la région de Relizane avec 2 foyers à El hamadna, 3 foyers avec un foyer par commune de la région de Tiaret et un seul foyer dans la région de Chlef.

II.1.5. Résultats de la sérologie bovine

✓ La wilaya de Mostaganem : les résultats sérologiques ont révélé un seul cas atteint, soit une séroprévalence de 5% des 20 prélèvements, ce qui correspond à une seule exploitation atteinte.

✓ La wilaya de Tiaret : 6 cas atteints sur les 30 prélèvements répartis sur 6 exploitations, soit une séroprévalence de 20%, ce qui correspond à 4 exploitations atteintes.

✓ Dans la wilaya de Chlef : 11 cas atteints sur 20 prélèvements répartis sur 4 exploitations, soit une séroprévalence de 55%, ce qui correspond à 4 exploitations atteintes.

La wilaya de Chlef a présentée une séroprévalence la plus élevée de 55%, suivi par Tiaret et Mostaganem avec des pourcentages de 20% et 5%, respectivement, avec une différence significative entre les sites étudiés ($p < 0,05$), (figure 47).

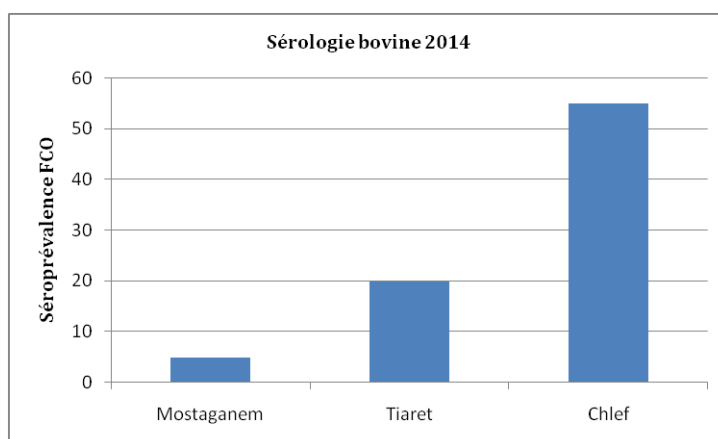


Figure 47: Représentation graphique des séroprévalences bovine en 2014

II.1.6. Description des foyers de FCO bovine

La sérologie a permis de détecter 10 exploitations atteintes de FCO, ces dernières sont considérées comme des foyers, distribués sur 9 communes des 3 régions concernées par cette enquête sérologique (Mostaganem, Tiaret et Chlef), (tableau 16).

Tableau 16. Foyers de FCO bovine détectés par l'enquête transversale de 2014.

Wilaya	Commune	Nombre de foyer de FCO bovine
Mostaganem	Ain nouissy	1
Total		1/1
Tiaret	Frenda	1
	Tousnina	1
	Sidi abderrahmane	1
	Sidi el hosni	1
Total		4/4
Chlef	Chlef	1
	Oued fodda	1
	Ouled abas	1
	Chettia	2
Total		5/4
Total global		10/9

Selon le tableau on trouve, un seul foyer de FCO dans la région de Mostaganem, 4 foyers en 4 communes de la région de Tiaret et 5 foyers en 4 communes de la région de Chlef, avec 2 foyers à Chettia.

II.2. Enquêtes transversales de l'année 2017

L'analyse de 92 sérums des ovins issus de 30 élevages distribués sur l'ensemble des régions concernées par cette étude, n'ont révélé aucune présence d'anticorps au cours de cette enquête sérologique.

II.3. Enquêtes transversales de l'année 2018

II.3.1. Résultats de la sérologie bovine

Sur 272 sérums de bovins testés, 46 sérums ont révélé la présence d'anticorps ce qui donne une prévalence globale de 16,91% (CI=12-20), tous les sept wilayas touchées par ce dépistage présentent des résultats positifs à l'analyse sérologique et par des pourcentages variés :

✓ La wilaya de Tiaret : 4 cas atteints sur les 30 prélèvements répartis sur 30 exploitations, soit une séroprévalence de 13,33%, ce qui correspond à 4 exploitations atteintes.

✓ La wilaya de Tissemsilt : 2 cas atteints sur les 29 prélèvements répartis sur 29 exploitations, soit une séroprévalence de 20%, ce qui correspond à 2 exploitations atteintes.

✓ La wilaya de Chlef : 5 cas atteints sur les 38 prélèvements répartis sur 38 exploitations, soit une séroprévalence de 20%, ce qui correspond à 5 exploitations atteintes.

✓ La wilaya de Relizane : 9 cas atteints sur les 57 prélèvements répartis sur 57 exploitations, soit une séroprévalence de 20%, ce qui correspond à 9 exploitations atteintes.

✓ La wilaya de Mostaganem : 8 cas atteints sur les 41 prélèvements répartis sur 41 exploitations, soit une séroprévalence de 20%, ce qui correspond à 8 exploitations atteintes.

✓ La wilaya de Oran : 11 cas atteints sur les 32 prélèvements répartis sur 32 exploitations, soit une séroprévalence de 20%, ce qui correspond à 11 exploitations atteintes.

✓ La wilaya de Mascara : 7 cas atteints sur les 45 prélèvements répartis sur 45 exploitations, soit une séroprévalence de 20%, ce qui correspond à 7 exploitations atteintes.

En comparant les séroprévalences obtenues, le taux le plus élevé est constaté dans la wilaya d'Oran, suivi par les wilayas de Mostaganem, Relizane, Mascara, Tiaret et Chlef avec les séroprévalences, 34,37%, 19,51%, 15,78%, 15,55%, 13,33% et 13,15%, respectivement, en effet le taux le plus bas est constaté à Tissemsilt par 6,89%, avec une différence non significative entre les régions d'étude ($p>0,05$), (figure 48).

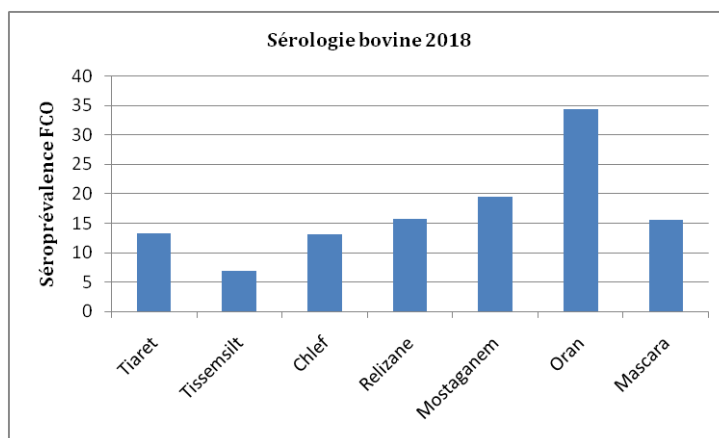


Figure 48: Représentation graphique des séroprévalences bovine en 2018

II.3.2. Description des foyers de FCO bovine

La sérologie a permis de détecter 46 exploitations atteintes de FCO, ces dernières sont considérées comme des foyers, distribués sur 30 communes à travers de la zone d'étude et au cours de cette enquête sérologique, (tableau 17).

Tableau 17.Foyers de FCO bovine détectés par l'enquête transversale de 2018.

Wilaya	Commune	Nombre de foyer de FCO bovine
Tiaret	Tiaret	1
	Medroussa	2
	Mellakou	1
Total		4/3
Tissemsilt	Thniet elhad	1
	Bordj el AEK	1
		2/2
Chlef	Chlef	3
	Boukadir	1
	Beni rached	1
Total		5/3
Relizane	Zemoura	3
	Mazouna	4
	Sidi m'hamed ben Ali	1
	El hmadna	1
Total		9/4
Mostaganem	Ain nouissy	2
	Sayada	2
	Stidia,	1
	Sidi bellatar	1
	Ain boudinar	1
	Khadra	1
Total		8/6
Oran	Boutelelis	4
	Essénia	1
	Elbraya	1
	Hassi bounif	1
	Bethioua	1
	Misserguin	1
	Ben fréha	1
	Ain turk	1
Total		11/8
Mascara	Bouheni	3
	Oued taghia	2
	Guerdjoum	1
	Ras El Ain Amirouche	1
Total		7/4
Total global		46/30

Selon le tableau on trouve, 4 foyers en 3 communes de la région de Tiaret avec 2 foyers à Medroussa, 2 foyers en 2 communes de la région de Tissemsilt, 5 foyers en 3 communes de la région de Chlef avec 3 foyers à la commune de Chlef, 9 foyers en 4 communes de la région de Relizane avec 3 foyers à Zemoura et 4 foyers à Mazouna, 8 foyers en 6 communes de la

région de Mostaganem avec 2 foyers à Ain nouissy et à Sayada, 11 foyers en 8 communes de la région d'Oran avec 4 foyers à Boutelelis et 7 foyers en 4 communes de la région de Mascara avec 3 foyers à Bouheni et 2 foyers à Oued taghia.

II.4. Enquêtes transversales de l'année 2019

II.4.1. Résultats de la sérologie ovine

Sur 163 sérums d'ovins testés à l'échelle des sept wilayas de la zone d'étude, 42 sérums ont révélé la présence d'anticorps, ce qui donne une prévalence globale de 35,76% (CI=28-42), tous les sept wilayas touchées par ce dépistage présentent des résultats positifs à l'analyse sérologique et par des pourcentages variés :

✓ La wilaya de Tiaret : 19 cas atteints sur les 42 prélèvements répartis sur 14 exploitations, soit une séroprévalence de 45,23%, ce qui correspond à 9 exploitations atteintes.

✓ La wilaya de Tissemsilt : 7 cas atteints sur les 31 prélèvements répartis sur 10 exploitations, soit une séroprévalence de 22,58%, ce qui correspond à 3 exploitations atteintes.

✓ La wilaya de chlef : 1 cas atteint sur les 9 prélèvements répartis sur 3 exploitations, soit une séroprévalence de 11,11%, ce qui correspond à une seule exploitation atteinte.

✓ La wilaya de Relizane : 4 cas atteints sur les 13 prélèvements répartis sur 5 exploitations, soit une séroprévalence de 30,76%, ce qui correspond à 2 exploitations atteintes.

✓ La wilaya de Mostaganem : 3 cas atteints sur les 11 prélèvements répartis sur 3 exploitations, soit une séroprévalence de 27,27%, ce qui correspond à 2 exploitations atteintes.

✓ La wilaya d'Oran : 2 cas atteints sur les 9 prélèvements répartis sur 3 exploitations, soit une séroprévalence de 22,22%, ce qui correspond à une seule exploitation atteinte.

✓ La wilaya de Mascara : 6 cas atteints sur les 48 prélèvements répartis sur 16 exploitations, soit une séroprévalence de 12,5%, ce qui correspond à 5 exploitations atteintes.

le taux le plus élevé est constaté dans la wilaya de Tiaret par 45,23%, suivi par les wilayas de Relizane, Mostaganem, Tissemsilt et Oran avec les séroprévalences, 30,76%, 27,27%, 22,58% et 22,22%, respectivement, en effet les taux les plus bas est constaté en Mascara et Chlef par 12,5% et 11,11%, respectivement, avec une différence significative entre les sites d'étude ($p < 0,05$), (figure 49).

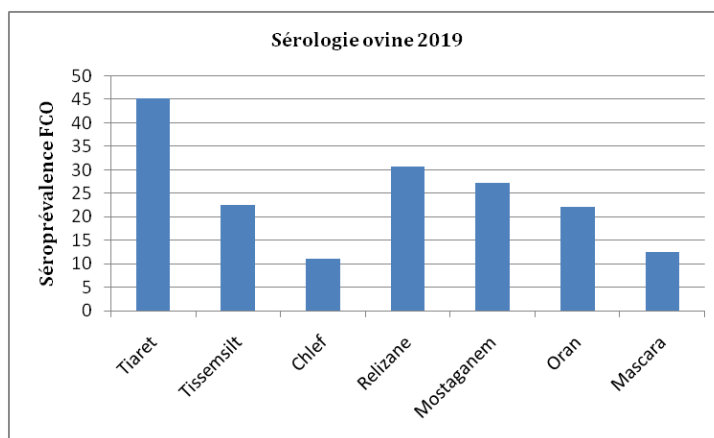


Figure 49: Représentation graphique des séroprévalences ovine en 2019

II.4.2. Description des foyers de FCO ovine

La sérologie a permis de détecter 23 exploitations atteintes de FCO, ces dernières sont considérées comme des foyers, distribués sur 18 communes à travers de la zone d'étude et au cours de cette enquête sérologique, (tableau 18).

Tableau 18. Foyers de FCO ovine détectés par l'enquête transversale de 2019.

Wilaya	Commune	Nombre de foyer de FCO ovine
Tiaret	Machraa sfa	3
	Sougueur	1
	Tagdemt	1
	Frenda	1
	Tousnina	1
	Bougara	1
	Hammadia	1
	Total	9/7
Tissemsilt	Bordj bounaama	1
	Sidi Abed	1
	Ammari	1
	Total	3/3
Chlef	Ouled fares	1
Total	1/1	
Relizane	Bellahssel bouzegra	1
	Zemmoura	1
	Total	2/2
Mostaganem	Fernaka	2
Total	2/1	
Oran	Ben fréha	1
Total	1/1	
Mascara	Oued taghia	3
	Benian	1
	Ghriss	1
	Total	5/3
Total global		23/18

L'observation de tableau, indique à la distribution par commune des foyers détectés dans la zone d'étude et que certaines communes ayant plus d'un foyer, citons la commune de Machraa sfa de la région de Tiaret avec 3 foyers, la commune de Fernaka de la région de Mostaganem avec 2 foyers et la commune de Oued taghia de la région de Mascara avec 3 foyers.

II.5. Résultats de la prospection entomologique des sites de FCO

La prospection entomologique de certains sites des fermes d'élevages ou des foyers de FCO sont détectés au cours des enquêtes sérologiques effectuées, ont montré :

II.5.1. *Culicoides* capturées au niveau des sites de FCO de 2014

II.5.1.1. Fermes ovine

Les espèces de *culicoides* capturées sont, *imicola* dans les sites de foyers à Hassi mamèche de la région de Mostaganem, à Frenda et Sougeur de la région de Tiaret, Sendjas, Chettia de la région de Chlef.

Cependant l'absence d'*imicola* et la présence d'autres espèces de *culicoides* comme *obsoletus*, *circumscriptus* et *puncticolis* dans le foyer de Tousnina de la région de Tiaret et seulement *newsteadi* en foyer de Zemoura de la région de Relizane, (tableau 19).

Tableau 19. Résultat de capture de *culicoides* au niveau des fermes ovines 2014.

Wilaya	Sites de FCO (fermes ovines)	<i>Culicoides</i> capturées	
		<i>C.imicola</i>	Autre <i>culicoides</i>
Mostaganem	Hassi mamèche	+	/
Tiaret	Frenda	+	<i>C.newsteadi</i> - <i>C.puncticolis</i> - <i>C nubeculosus</i> - <i>C.circumscriptus</i>
	Tousnina	-	<i>C.obsoletus</i> - <i>C.circumscriptus</i> - <i>C.puncticolis</i>
	Sougeur	+	<i>C.newsteadi</i> - <i>C.circumscriptus</i> - <i>C.pulicaris</i>
Relizane	Zemoura	-	<i>C.newsteadi</i>
Chlef	Sendjas	+	<i>C.kingui</i> - <i>C.pulicaris</i> - <i>C.pictipennis</i> <i>C.puncticolis</i>
	Chettia	+	<i>C.circumscriptus</i> - <i>C.kingi</i> - <i>C.newsteadi</i> - <i>C.puncticolis</i> - <i>C.pictipennis</i>

II.5.1.2. Fermes caprine

Les caprins sont associés avec les élevages des ovins, donc la prospection entomologique des fermes ovines, est fait pour les deux élevages, (tableau 20).

Tableau 20. Résultat de capture de *culicoides* au niveau des fermes caprines 2014.

Wilaya	<i>Culicoides</i> capturées		
	Sites de FCO (fermes caprines)	<i>C.imicola</i>	Autre <i>culicoides</i>
Tiaret	Frenda	+	<i>C.newsteadi</i> - <i>C.puncticolis</i> - <i>C nubeculosus</i> - <i>C.circumscriptus</i>
Relizane	Zemoura	-	<i>C.newsteadi</i>

II.5.1.3.Fermes bovine

Les captures au niveau des fermes bovines révèlent, la présence d'*imicola* en foyers des communes de, Ain nouissy de la région de Mostaganem, Frenda de la région de Tiaret, Ouled abes et Chettia de la région de Chlef, alors que le foyer de Tousnina de la région de Tiaret révèle la présence seulement de *obsoletus*, *circumscriptus* et *puncticolis*.

Cependant, d'autres espèces de *culicoides* comme, *circumscriptus*, *newsteadi*, *puncticolis*, *nubeculosus*, *kingi* et *pictipennis* sont capturées en plus d'*imicola*, (tableau 21).

Tableau 21. Résultat de capture de *culicoides* au niveau des fermes bovines 2014.

Wilaya	Sites de FCO (fermes bovines)	<i>Culicoides</i> capturées	
		<i>C.imicola</i>	Autre <i>culicoides</i>
Mostaganem	Ain nouissy	+	<i>C.circumscriptus</i> - <i>C.newsteadi</i>
Tiaret	Frenda	+	<i>C.newsteadi</i> - <i>C.puncticolis</i> - <i>C nubeculosus</i> - <i>C.circumscriptus</i>
	Tousnina	-	<i>C.obsoletus</i> - <i>C.circumscriptus</i> - <i>C.puncticolis</i>
Chlef	Ouled abes	+	/
	Chettia	+	<i>C.circumscriptus</i> - <i>C.kingi</i> - <i>C.newsteadi</i> - <i>C.puncticolis</i> - <i>C.pictipennis</i>

II.5.2. *Culicoides* capturées dans les sites de FCO de 2018

Caractérisés par l'absence de vecteur principale de FCO (*imicola*) dans la majorité des foyers prospectés a part un foyer de la commune de chlef, ou *imicola* est capturée avec *C.obsoletus* et *C.cataneii*, dans la plus part des cas l'absence d'*imicola* se trouve remplacée par d'autre espèces tel que, *C.newsteadi*, *C.circumscriptus*, et *C.obsoletus*, (Tableau 22).

Tableau 22. Résultat de capture de *culicoides* au niveau des fermes bovines 2018.

Wilaya	Sites de FCO (fermes bovines)	Culicoides capturées	
		<i>C.imicola</i>	Autre <i>culicoides</i>
Tiaret	Tiaret	-	<i>C.circumscriptus</i>
Tissemsilt	Thniet elhad	-	<i>C.newsteadi</i>
Chlef	Ferme pilote	-	<i>C.obsoletus</i>
	Chlef	+	<i>C.cataneii-C.obsoletus</i>
Relizane	Mazouna	-	<i>C.newsteadi</i>
	Elhamadna	-	<i>C.newsteadi- C.circumscriptus</i>
Mostaganem	Boudinar	-	<i>C.newsteadi</i>
Mascara	Ras Elain amirouche	-	<i>C.newsteadi</i>
	Bouheni	-	<i>C.newsteadi</i>
	Oued Taghia	-	<i>C.newsteadi</i>

II.5.3. Culicoides capturées dans les sites de FCO de 2019

Les captures entomologiques autour des 4 foyers prospectés, ont révélée l’absence de l’espèce *imicola*, et l’apparition de deux espèces seulement comme, *newsteadi* et *circumscriptus*, (tableau 23).

Tableau 23. Résultat de capture de *culicoides* au niveau des fermes ovines 2019.

Wilaya	Sites de FCO (fermes ovines)	Culicoides capturées	
		<i>C.imicola</i>	Autre <i>culicoides</i>
Tiaret	Tagdemt	-	<i>C.newsteadi</i>
Tissemsilt	Sidi abed	-	<i>C.newsteadi- C.circumscriptus</i>
Mostaganem	Fornaka	-	<i>C.newsteadi</i>
Mascara	Oued Taghia	-	<i>C.newsteadi</i>

II.6. Résultat du système d’information géographique (SIG)

II.6.1. Cartes géographiques des foyers

L’exploitation par le logiciel SIG des données concernant les foyers détectés au cours des enquêtes sérologiques des années 2014, 2018 et 2019, a permet d’élaborer des cartes géographiques de la zone d’étude, récapitulant les foyers détectés et donne une vue spatiale de la FCO, (figures 50, 51 et 52).

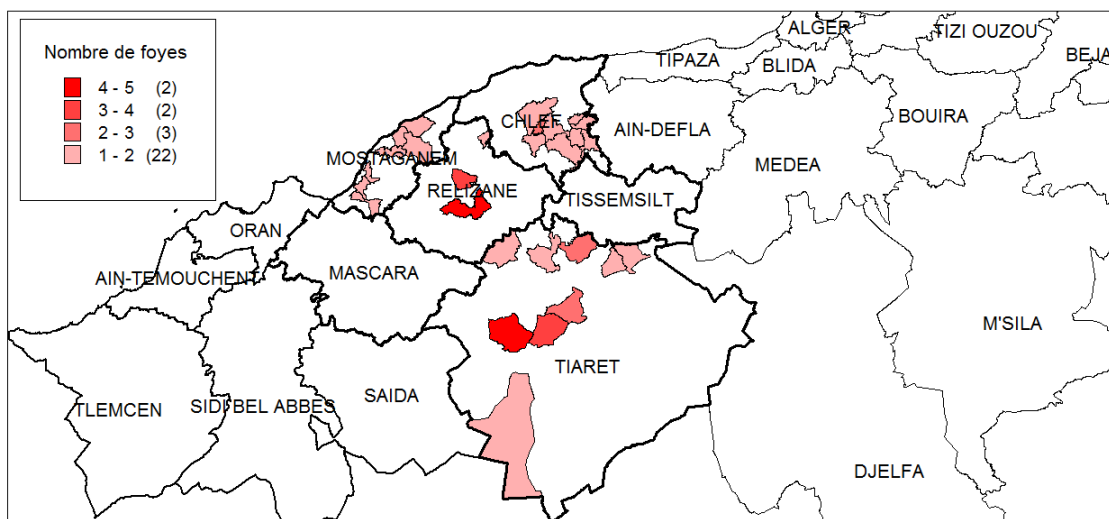


Figure 50: Cartographie des foyers FCO détectés dans la zone d'étude en 2014

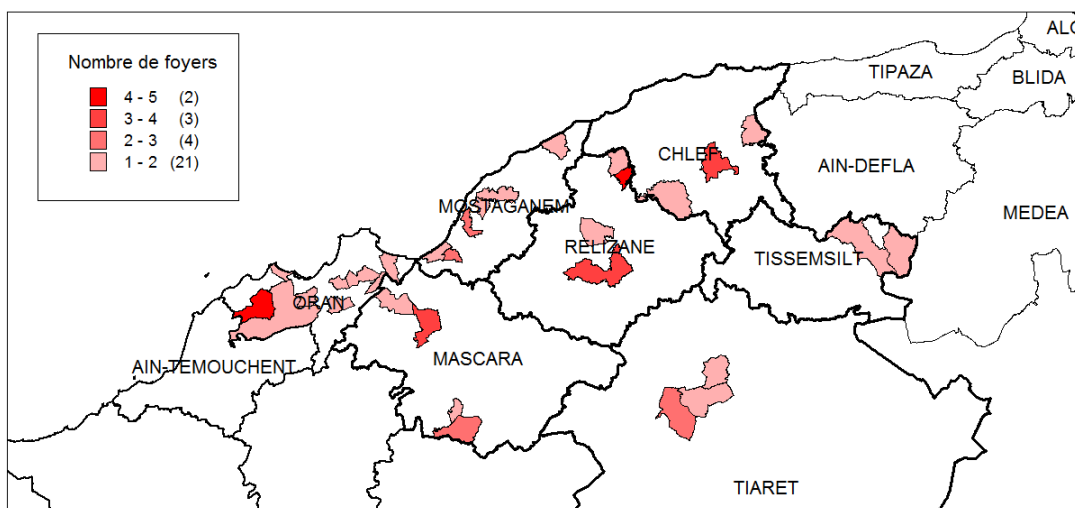


Figure 51: Cartographie des foyers FCO détectés dans la zone d'étude en 2018

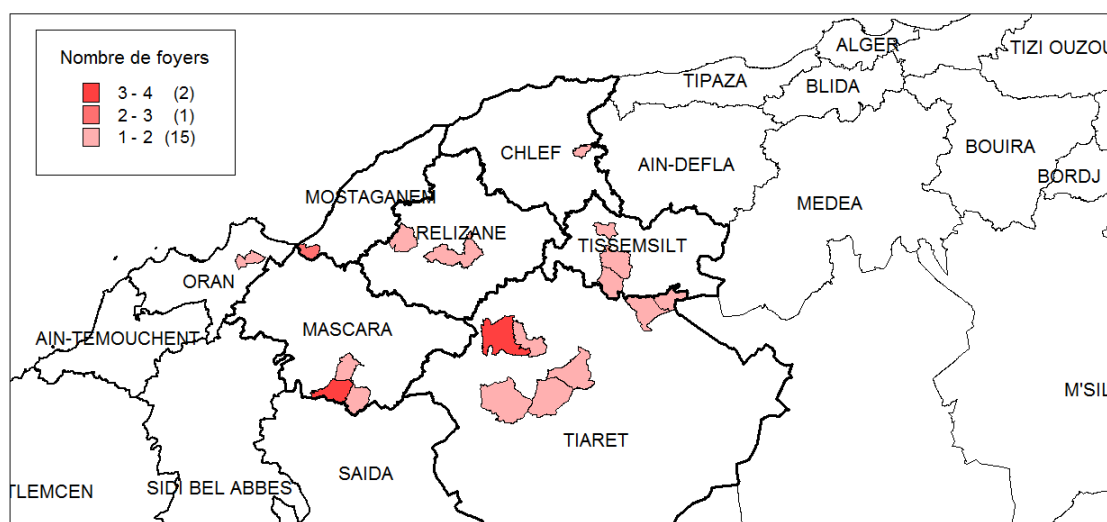


Figure 52: Cartographie des foyers FCO détectés dans la zone d'étude en 2019

Les cartographies des foyers FCO obtenues par SIG, indique bel et bien à la distribution spatiale de FCO dans la zone d'étude, la graduation de la couleur rouge du clair vers le concentré indique au plusieurs foyers détectés par commune.

Cartographie des foyers FCO 2014, les foyers FCO des ovins, caprins et bovins sont distribués à travers les 4 régions étudiées, les foyers sont concentrés en communes de Zemmoura et El hamadna de la région de Relizane et la commune de Frenda de la région Tiaret.

Cartographie des foyers FCO 2018, les foyers bovins sont distribués à travers les 7 régions étudiées avec plusieurs communes, les foyers sont concentrés en communes de Mazouna de la région de Relizane et la commune de Boutelelis de la région d'Oran.

Cartographie des foyers FCO 2019, les foyers ovins sont distribués à travers les 7 régions étudiées, les foyers sont concentrés en communes de Machraa sfa de la région Tiaret et la commune d'Oued taghia de la région Mascara.

II.6.2. Cartes géographiques des *culicoides*

L'exploitation par le logiciel SIG des données obtenues par les prospections entomologique autour des foyers détectés, suite aux enquêtes sérologiques des années 2014, 2018 et 2019, a permet d'élaborer des cartes géographiques de la zone d'étude, montrant chaque espèces de *culicoides* capturée:

C. imicola : capturée dans 3 régions, 4 foyers situés dans la région de Chlef, 2 foyers à Tiaret et 2 foyers dans la région de Mostaganem, (figure 53).

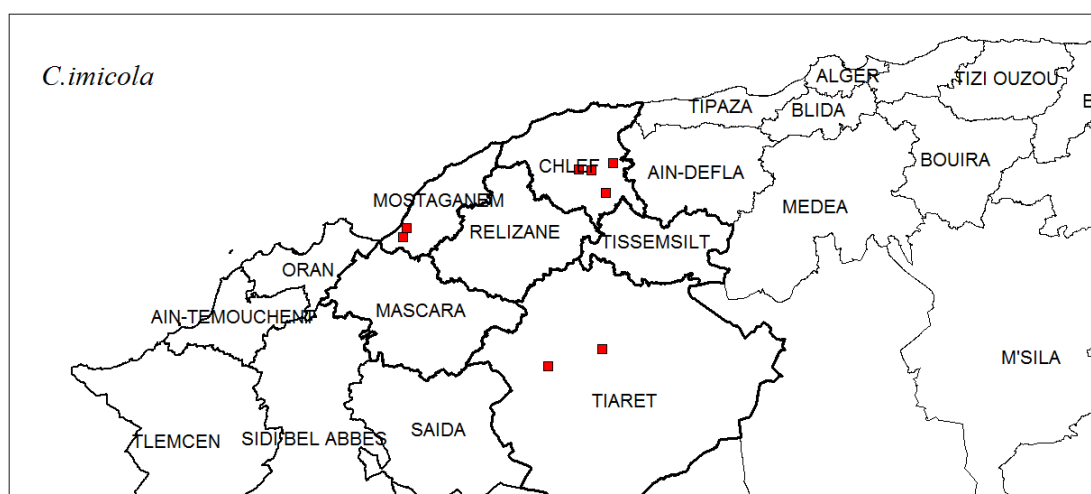


Figure 53: Cartographie de *C. imicola* capturées dans les foyers de FCO

C. cataneii*, *Kingi* et *Pictipennis capturées dans la région de Chlef, dont *cataneii* dans un seul foyer ;*Kingi* dans 2 foyers et *Pictipennis* dans 2 foyers, (figure 54,55 et 56).

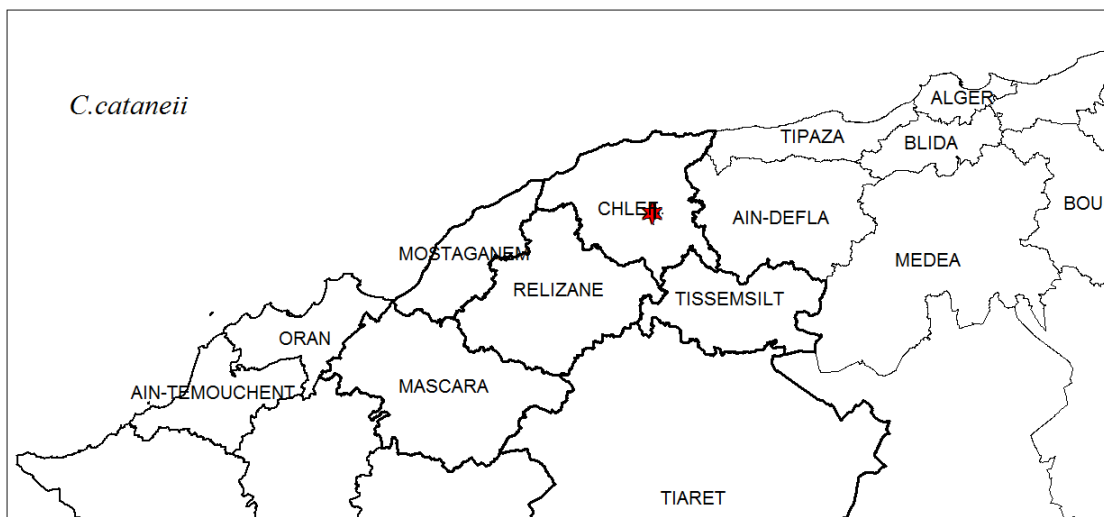


Figure 54: Cartographie de *C. cataneii* capturée dans un foyer de FCO

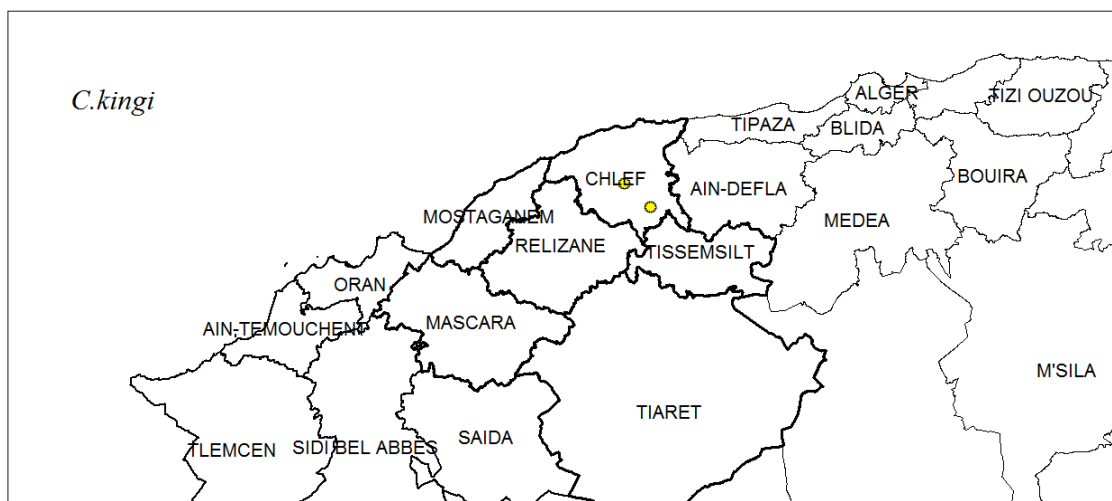


Figure 55: Cartographie de *C. kingi* capturée dans les foyers de FCO

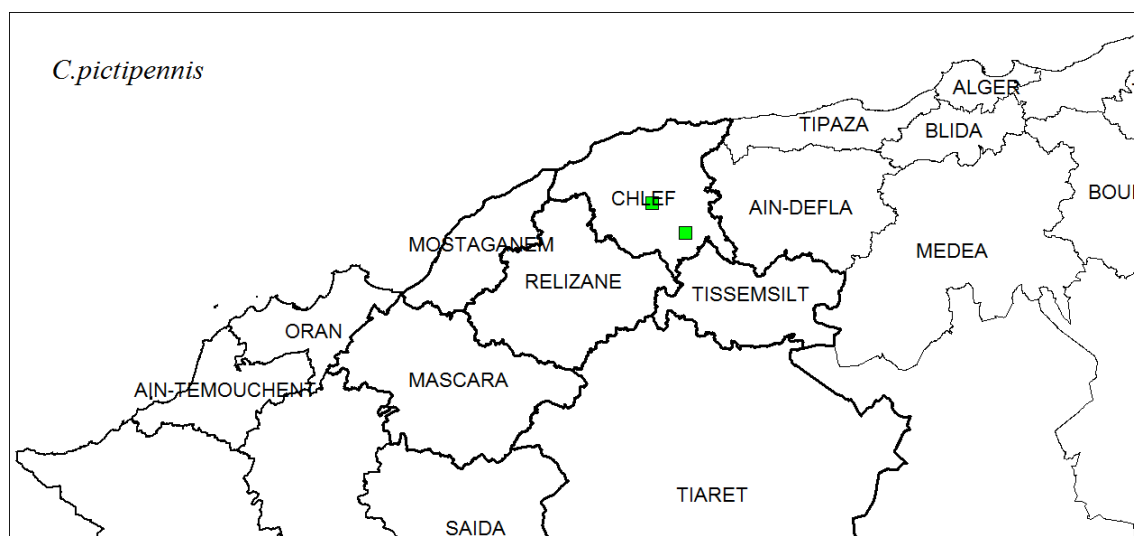


Figure 56: Cartographie de *C. pictipennis* capturée dans les foyers de FCO

C.circumscriptus, capturées en un seul foyer dans les régions de, Tissemsilt, Mostaganem, Relizane et Chlef et en 3 foyers dans la région de Tiaret, (figure 57).

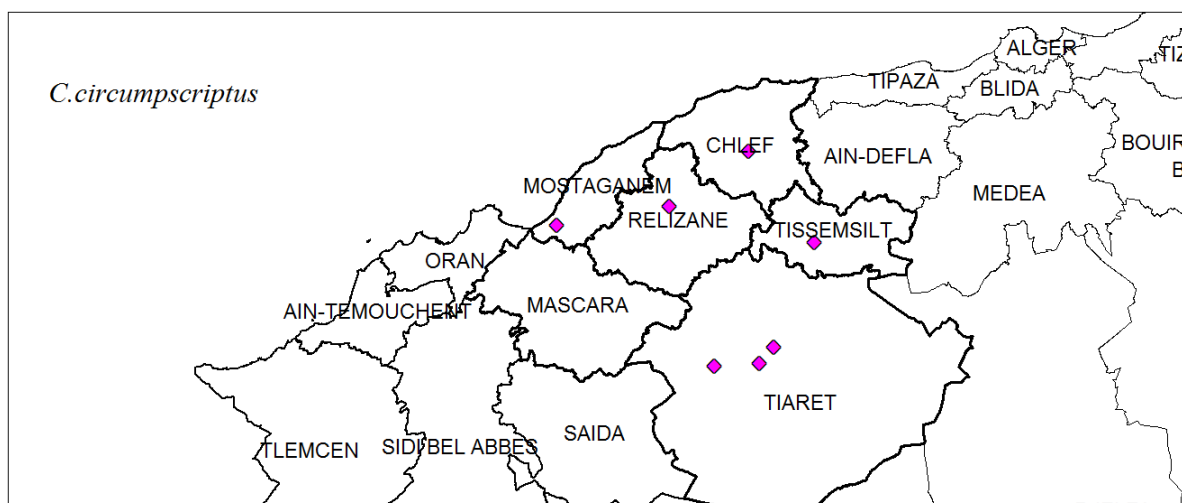


Figure 57: Cartographie de *C.circumscriptus* capturées dans les foyers de FCO

Newsteadi, capturées dans les foyers de toutes les régions prospectées de la zone d'étude, (figure 58).

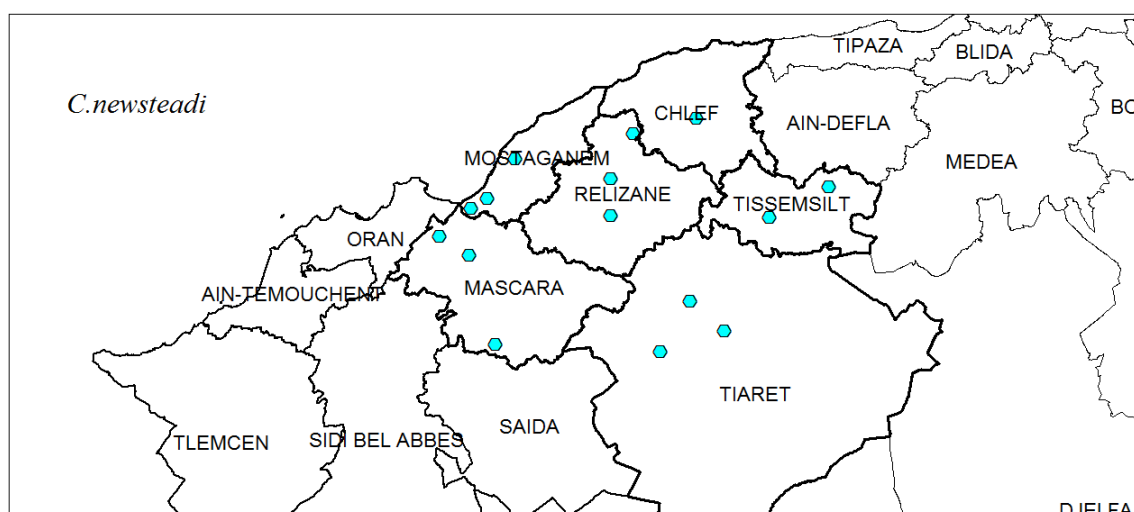


Figure 58: Cartographie de *C.newsteadi* capturées dans les foyers de FCO

Nubeculosus, c'était l'espèce nouvelle qui est capturée seulement dans un foyer à Tiaret, (figure 59).

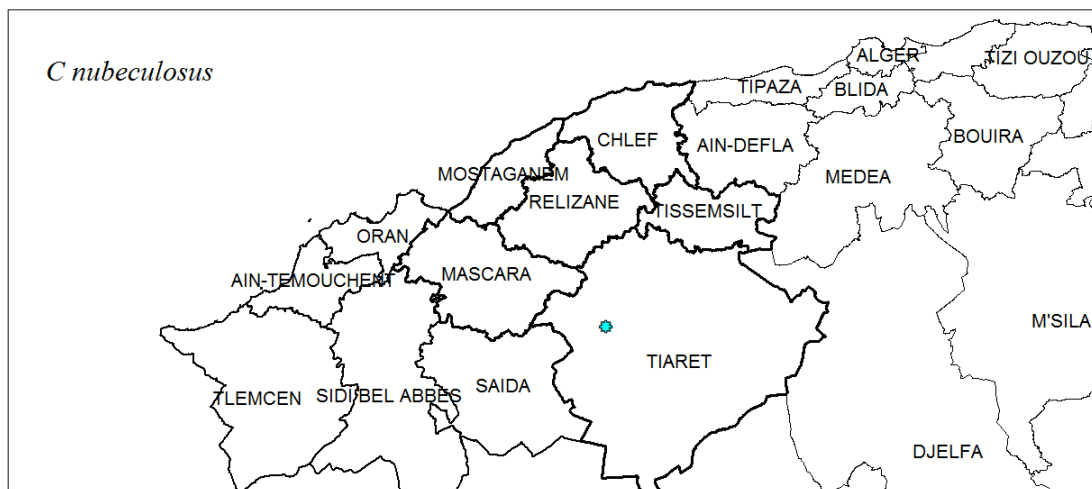


Figure 59: Cartographie de *C.nubeculosus* capturée dans un foyer de FCO *Obsoletus*, capturées dans 2 foyers, un foyer à Chlef et un foyer à Tiaret, (figure 60).

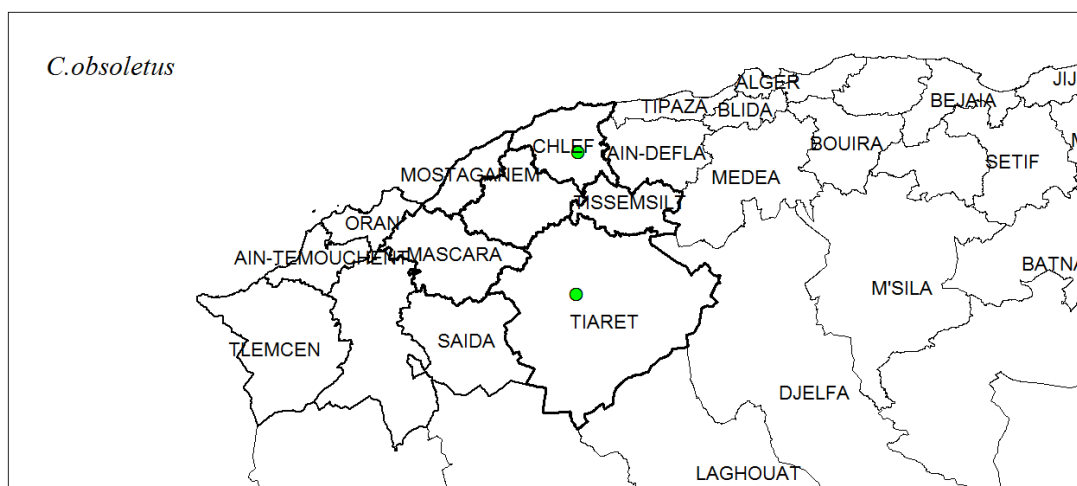


Figure 60: Cartographie de *C.obsoletus* capturées dans les foyers de FCO *Pulicaris*, capturées dans 2 foyers, un foyer à Chlef et un foyer à Tiaret, (figure 61).

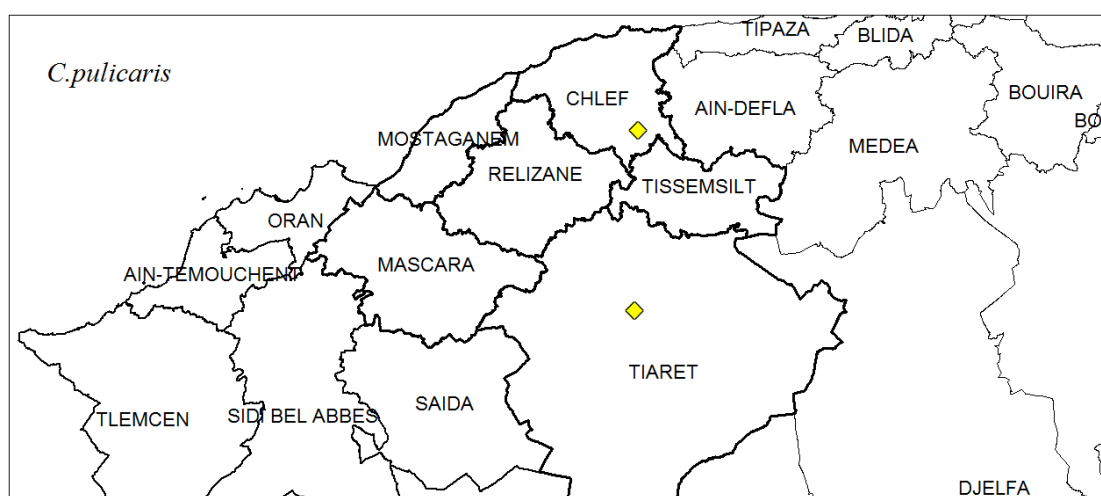


Figure 61 : Cartographie de *C.pulicaris* capturées dans les foyers de FCO

Puncticolis, capturées dans 4 foyers, 2 foyers à Chlef et 2 foyers à Tiaret, (figure 62).

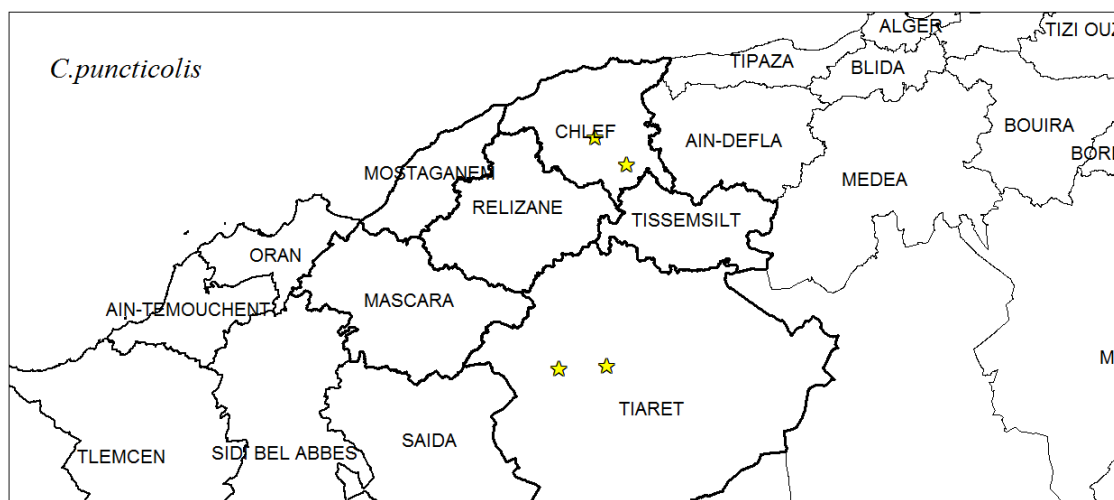


Figure 62 : Cartographie de *C.puncticolis* capturées dans les foyers de FCO

Discussion

Discussion générale

1-Etude entomologique

Les observations sur les résultats de surveillance entomologique, démontre des variations importante, quel que soit dans la distribution, Abondances relatives et la richesse spécifique dans la zone d'étude représentée par les six wilayas (Tiaret, Tissemsilt, Chlef, Relizane, Mascara et Mostaganem), d'où nous avons répertorié globalement 18 espèces de *Culicoides* ; parmi les quelles quatorze (14) espèces ont déjà été signalées, tandis que deux (2) espèces, *Clintoni* et *Nubeculosus* sont nouvellement signalées pour l'Algérie, capturées dans la wilaya de Tiaret. Nos résultats se rapprochent de ceux des enquêtes entomologiques menées en Algérie par la même méthode de piégeage lumineux à ultraviolet de (Djrbal et Dellecole, 2009).

L'analyse de nos résultats montre que les espèces : *imicola*, *obsoletus*, *circumsriptus*, *newsteadi*, *pulicaris*, *puncticollis*, *kingi* et *pictipennis*, sont presque omniprésentes et plus dominantes à travers les six wilayas de la zone d'étude, par contre le reste des espèces *Clintoni*, *nubeculosus*, *saevus*, *colluzzii*, *sahariensis*, *paolae*, *longipennis* et *cataneii* sont récoltées une seule fois ; Nos résultats se rapprochent ainsi de ceux des travaux effectués à l'est de l'Algérie de Belkharouché dans la région d'Oum El bouaghi, ((Belkharouché M, 2014) et celui de Kabbout dans la région de Tébessa et d'Oum El bouaghi, (Kabbout N, 2017).

Parmi les aléas rencontrés, on peut citer la pulvérisation des insecticides souvent coïncidée avec la période de piégeage de Mars à Novembre, d'où l'activité des insectes est sans doute influencée ; Les gîtes larvaires des *culicoides* sont extrêmement variables selon les espèces : ruisseaux, végétation, sable, marécages, trous d'arbre, fumier, ... (Mellor et al., 2000) ; La survie, l'activité et la dispersion des *culicoïdes* sont fortement influencées par les facteurs météorologiques telles que la température, l'humidité, l'agitation de l'air.

Imicola, la surveillance de la positivité des piégeages par rapport à la présence/absence de l'espèce *C. imicola* est un préalable nécessaire à toute étude épidémiologique, vecteur prouvé et principal de la FCO dans le bassin méditerranéen, dans le Nord-africain et en Algérie, (Cetre-Sossah et al., 2004).

Cette espèce marque sa présence dans toutes les wilayas étudiées avec des abondances relatives et des degrés de présences très hétérogènes durant les années de surveillances entomologiques 2012, 2013, 2014, 2015, 2016, 2017 et 2018, on considère qu'elle a bien réussie son installation à notre zone d'étude. Les présents résultats concordent avec Les travaux de Zientara et al., (2000) effectués à l'île de Corse rapportent la présence de *C.imicola*

sur toute la zone prospectée et ceux de Maria Bourquia et al., (2020) qui signalent l'espèce *imicola* en abondance par rapports aux autres *culicoides* capturées dans la région de Rabat de Maroc.

Obsoletus, cette espèce est omniprésente dans toutes les wilayas étudiées, sauf à Mostaganem, mais elle n'est pas de dominance et ne marque pas sa présence chaque année, cependant nos résultats ne reflètent pas leurs véritables prévalences à cause de l'irrégularité temporelle et des endroits des piégeages. Signalons, que c'est une espèce précoce ayant une longue période de vol, son apparition est généralement mi-avril pour disparaître début novembre, (Rieb, 1982).

Également Certains travaux des entomologistes comme celui de Garros C. et Balenghien T, 2017, considèrent l'espèce *obsoletus* comme ubiquiste et intimement liés au biotope de l'élevage et se développe dans les fumiers compostés, les résidus d'ensilage de maïs, Cabanes en bois et litières forestiers.

Circumscriptus, c'est une espèce ubiquiste présente dans toutes les wilayas de la zone d'étude, durant toute les périodes de surveillance, cette résultat confortent ceux de Baldet et al.,(2002) dans le cadre de la surveillance de la FCO en France, menée sur le littoral continental de l'île de Corse (d'avril à novembre 2002), classe *circumscriptus* parmi Les espèces, faiblement représentées.

Newsteadi, ainsi une espèce très répandu avec une abondance élevée dans la zone d'étude, ce qui concorde avec ceux de Baldet et al.,(2002) dans le cadre de la surveillance de la FCO en France, menée sur le littoral continental de l'île de Corse (d'avril à novembre 2002), où *C.newsteadi* est la plus fréquente, par rapport aux autres espèces.

Pulicaris, autre espèce ubiquiste et présente dans toutes les wilayas de la zone d'étude à part Relizane, cependant elle n'été pas tellement fréquente et abondante durant toute les périodes de surveillance entomologique. Au Danemark, l'espèces *C.pulicaris* a émergé d'échantillons provenant d'un champ pâturé humide présentant du fumier (Kirkeby et al., 2009).

Puncticollis, est bien représentée dans la région d'étude à part Mostaganem. Rare en Europe du Nord, mais beaucoup plus fréquente dans son sud, en Afrique du Nord et autour de la Méditerranée au Moyen-Orient. (foxi.C et. Delrio; 2010).

Kingi, espèce malgré omniprésente dans la région d'étude, elle y est très faiblement rencontrée. Rencontrée en Afrique du Nord, à Oman et à Bahreïn, Afrique du littoral Ouest et Afrique de l'Est. Enregistré par Mellor et al., (1984).

Pictipennis, est très faiblement rencontrée par rapport aux autres espèces citées précédemment, Zimmer. Jean-Yves et al (2009) ont suggéré que *C. pictipennis* parmi certaines espèces bien représentées au niveau de la prairie, sont absentes des piégeages de la ferme.

D'après les données de surveillance entomologique, nous avons déterminé des régions à risque de transmission de FCO chaque année, concernant l'année 2012 on cite les régions de Tiaret, Chlef et Tissemsilt ;

L'année 2013, les régions de Tiaret, Relizane et Tissemsilt.

L'année 2014, les régions de Tiaret, Relizane, Tissemsilt et Mascara.

L'année 2015, la région de Tiaret.

L'année 2016, les régions de Tiaret, Chlef et Tissemsilt.

L'année 2017, la région de Chlef.

L'année 2018, les régions de Chlef et Tissemsilt.

L'année 2019, la région de Relizane.

La surveillance entomologique permet de réévaluer en permanence les zones à risque de transmission de FCO, en fonction de l'évolution de la répartition des vecteurs et de disposer d'information aidant à la prise de décision lors de la détection d'une circulation virale.

2. Etude sérologique

C'est une approche complémentaire de l'étude épidémiologique de la maladie, destiné pour détecter une éventuelle circulation virale, sachant que le virus de la FCO induit une réponse immunitaire détectable sérologiquement entre 2 à 4 semaines post-inoculation, (Gibbs et Greiner, 1994).

Les tests sérologiques sont particulièrement adaptés à certaines situations car ils offrent, à moindre coût, une grande capacité de diagnostic. Ils sont particulièrement intéressants lorsque la présence d'un agent pathogène peut difficilement être détectée sur la base des seuls signes cliniques (porteurs sains, circulation à bas bruit avant une épizootie) ; il est préférable dans ce contexte le recours à la technique ELISA de compétition à la fois spécifique et facile d'emploi, dont le principe de détecter les anticorps monoclonaux dirigés contre la VP7, spécifique de groupe mais sans réaction croisée avec d'autres virus, notamment celui de l'EHD, (Afshar A et al., 1989 ; OIE, 2000).

Nous avons initié à faire quatre enquêtes transversales sous forme de sondage, durant les années 2014, 2017, 2018 et l'année 2019 en l'absence des déclarations de la maladie depuis l'épizootie de 2011.

Rappelons que notre démarche est qualitative dont l'unité de sondage cheptel est représentés par l'exploitation et nous désirons simplement détecter l'infection par le virus de FCO ; Les enquêtes transversales fournissent une vue statique de la maladie de la FCO par

une série de clichés, dont la répétition permettant d'apprécier en partie la dynamique de la prévalence de FCO dans le temps et dans l'espace, grâce à la succession d'images semblables à celle d'un film (Toma.B et al., 2001).

2.1. Enquête transversale de 2014

Ce sondage a touché trois espèces ruminants sensible à la maladie, les 3 séroprévalences 25,71% (CI=15-35), 17,84% (CI=12,8-21,2) et 9,23% (CI=5-13) obtenues des bovins, ovins et caprins respectivement sont statistiquement différentes ($p < 0,05$), une différence non significative ($p > 0,05$) obtenu entre l'espèce bovine et ovine et une différence significative ($p < 0,05$) entre l'espèce bovine et caprine et entre l'espèce ovine et caprine.

En ce qui concerne la sérologie ovine, les séroprévalences des régions étudiées sont statistiquement non différente, cependant la comparaison avec les nombres des foyers détectés, démontre que le cheptel ovine de la région de Tiaret est le plus exposé à la maladie de FCO, par contre les séroprévalences bovine des régions étudiées sont statistiquement différente même la comparaison avec les nombres des foyers détectés démontre que le cheptel bovin de la région de Chlef est le plus exposé à la maladie en cette période de l'enquête

Cependant, les taux de prévalence obtenus reflètent sur la représentativité des échantillons analysés et permettent de détecter la maladie de FCO avec une probabilité égale ou supérieure à 95% , dans des populations où les taux de prévalence réel de FCO peut être égal ou supérieur aux valeurs des taux obtenus.

Les résultats de cette enquête sérologique s'approchent avec les résultats des abondances de capture entomologique des wilayas de la même période.

Nos résultats sont en accord avec les travaux de Madani et al.,(2011), qui ont montré que les bovins et caprins pouvaient être des réservoirs pour de FCO en Algérie.

2.2. Enquête transversale de 2017

Ce sondage était initié pour des élevages ovins, après avoir passé une longue période sans aucune information sérologique ni aucune déclaration de FCO, sauf de rares suspicions cliniques isolées, cependant le résultat des analyses sérologiques s'est avéré négatif pour la totalité des sérums analysés.

Or, la zone d'étude a connue des captures de *culicoides* notamment l'espèce *imicola* dans certains sites des régions de Mostaganem et Chlef, au cours de la même période de prélèvement de cette enquête, la situation s'explique que le cheptel ovine dépisté n'était pas exposé au vecteurs infectants circulants durant cette période de l'enquête et supposé éloigné de toute source de contamination par le virus.

Certainement on peut dire que la situation épidémiologique de la zone d'étude en cette période de l'enquête est en dehors de l'épizootie de FCO.

2.3. Enquête transversale de 2018

La comparaison des séroprévalences obtenues des régions étudiées, démontre qu'elles sont statistiquement non différentes, cependant d'après la comparaison avec les nombres des foyers détectés, il semble que le cheptel bovin de la région d'Oran être le plus touché de FCO par 11 foyers sur un total de 46 foyers de la zone d'étude.

Or qu'on ne dispose pas des données entomologiques pour la région d'Oran, on peut dire qu'il existe une certaine relation écologique entre certaine espèces de *culicoides* et les bovins en cette région mais reste à confirmer.

En effet notre échantillonnage est aléatoire et a permis de détecter 46 foyers dans l'ensemble des régions testées de la zone d'étude, ce qui prouve que le virus de la FCO reste en circulation représenté par les réservoirs bovins.

Selon les auteurs, les bovins sont des préférences trophiques et les cibles privilégiées pour les *culicoides* vecteurs et la FCO passe en générale inaperçue chez les bovins, cependant les recherches sur la probabilité de réussite d'un repas sanguin des vecteurs dépend de l'attractivité propre de l'hôte et de son acceptabilité (Clément, 1999).

Nos résultats sont en accord avec les travaux de Madani et al.,(2011) qui ont montré que les bovins pouvaient être des réservoirs de FCO en Algérie.

2.4. Enquête transversale de 2019

La comparaison des séroprévalences obtenues des régions d'étude démontre qu'elles sont statistiquement différentes, en plus la comparaison avec les nombres des foyers détectés a permis d'évaluer la région la plus exposée à la FCO et il semble que le cheptel ovin de la région de Tiaret, être le plus touché par la FCO avec 9 foyers sur un total de 23 foyers de la zone d'étude et ce par rapport aux autres régions étudiées.

Alors, ces résultats coïncident avec les déclarations cliniques de la maladie à travers de toute la zone d'étude dénoncées par les inspections vétérinaires en cette période (automne 2019).

Globalement l'étude sérologique, confirme le maintien du virus de la FCO en circulation malgré l'absence de signes cliniques, ce qui concorde avec les résultats sérologiques trouvés durant les sondages des années (2004,2005, 2006 et 2007), qui touche la région d'Oran en 2004 et 2005 et Mostaganem en 2007,(Metallaoui A., 2009).

Le non enregistrement des foyers durant une longue période, s'explique soit, par la réticence des éleveurs à déclarer les cas constatés, ont été rassurés par le faible taux de

morbidité et de mortalité enregistrés ; soit d'autre part par la confusion de FCO avec d'autre pathologie.

Étant donné que l'Algérie a connue durant ces dernières années, la concomitance de FCO avec la peste des petits ruminants (PPR) et la fièvre aphteuse et que le diagnostic épidémio-clinique différentiel de FCO sur le terrain est difficile en absence de cyanose de la langue, (Benchohra M, 2019).

La détection d'anticorps peut révéler une infection encore plus ancienne, l'animal étudié pouvant avoir éliminé le virus ; c'est la durée de la virémie qui est particulièrement importante en ce qui concerne les bovins, puisqu'ils constituent le réservoir de virus et que c'est d'elle que dépend, en grande partie, le maintien ou non de l'infection, selon les travaux de Madani et al., (2011).

Parmi les hypothèses avancées pour expliquer cette persistance du virus chez les bovins, la plus vraisemblable repose sur le fait que le virus (BTV), étant adsorbé sur les hématies, est protégé des anticorps circulants et ne disparaît qu'au bout de 130-150 jours (Katz J.B et al., 1993) ; Ce qui expliquerait la capacité de persistance du virus dans cette région soumise à un hiver qui normalement tue les populations de vecteur adulte et par conséquent le maintien de la FCO dans la zone étudiée.

3. Prospection entomologique

Nous avons fait des prospections entomologiques au niveau des foyers de FCO détectés, durant les enquêtes transversales de 2014, 2018 et 2019 et nous avons récoltés des différentes espèces de *culicoides*, ces espèces sont déjà connues abondantes, durant les enquêtes entomologiques passives. Les résultats obtenus durant la prospection 2014, confirme qu'il n'y a pas de spécificité des *culicoides* envers des hôtes d'animal bien définie (ovin, bovin et caprin).

C. imicola, espèces capturées dans les foyers détectés par l'enquête transversale de 2014 et seulement une seule fois dans un foyer à chlef en 2018, par contre était absent dans les collections de pièges lumineux réalisés dans les foyers détectés en 2019, ce qui concorde avec l'étude de l'auteur, Venter et Meiswinkel (2014), qui démontre l'absence d'*imicola* dans des sites d'élevage de moutons dans la région du Karoo de l'Afrique du Sud, qui est endémique par la FCO. Cela suggère que d'autres espèces de *Culicoides* associées aux bétails peuvent jouer un rôle dans l'épidémiologie de la maladie.

Toutefois, des études sur la compétence vectorielle des autres *culicoides* sont nécessaires pour déterminer si *C. imicola* est le seul vecteur de BTV dans la zone inventoriée

ou si d'autres vecteurs potentiels jouent un rôle vectoriel supplémentaire, tels que *Newsteadi*, *Circumscriptus*, *Kingi*, *Obsoletus*, *Puncticolis*, *Pictipennis*, et *Pulicaris*, qui marquent une importante présence dans notre zone d'étude ; en Pays-Bas, une étude conduit en 2003 visant à évaluer le risque lié à la FCO (Elbers et al., 2003). Ils ont estimé que le risque d'introduction était faible mais qu'il était nécessaire de travailler sur la compétence des vecteurs autochtones potentiels.

Concernant *newsteadi*, capturées en abondance dans les foyers détectés, notre étude se rapproche de ceux Baldet et al.,(2005) qui rapportent dans leurs étude sur la surveillance entomologique en Corse, que l'espèce *C.newsteadi* est la plus dominante et incriminée dans la transmission de la FCO.

Nos résultats s'approchent également avec les résultats obtenus par Cêtre-Sossah et al., (2004) dans le bassin méditerranéen au cours de la surveillance de l'extension des différentes espèces de *Culicoides* entre avril et novembre 2002, qui prouve la dominance de *C.newsteadi*.

On estime que nos résultats concordent à ceux de Baylis et al., (1997), qui démontrent les espèces fréquemment capturées à côté de *C. imicola*, étaient *C.circumscriptus*, *C.newsteadi*, *C.puncticollis* sur celle des foyers de FCO pendant l'épizootie. (African horse sickness).

Celui de l'espèce *puncticollis*, selon les auteurs, foxi.C et Delrio (2010), en raison de l'association de *puncticollis* avec le bétail, cette espèce est considérée comme vecteur potentiel du virus de la fièvre catarrhale.

Meiswinkel et al. (2008) ont suggéré que *C. obsoletus* est susceptible de suivre le bétail à l'intérieur de l'étable. Cette observation suggère que ces moucheron piqueurs sont susceptibles de compléter leur cycle de vie dans les étables et pourrait donc expliquer la persistance du virus de la FCO d'année en année, malgré des hivers assez rigoureux.

Ainsi parmi les récoltes de notre prospection l'espèce *C.pulicaris*, été récoltés en Tunisie par Hammami et al, (2008), est un vecteur potentiel de FCO.

Notre étude concorde également avec ceux Melhorn et al., (2007), ont réalisé une enquête entomologique en Allemagne d'août 2006 à janvier 2007 dans deux élevages où ils ont détecté des animaux positifs par le sérotype 8. Dont la majorité des *Culicoides* piégés sont *C. obsoletus* (97 %) suivi de *C. pulicaris* puis de façon très marginale *C. nubeculosus*.

4. Carte géographique

Le système d'information géographique simplifie la prise en compte de la dimension spatiale et donne une vue de ciel de la FCO dans la zone d'étude, c'est un appui technique qui facilite l'attache pour les épidémiologistes.

La simple comparaison des cartes de la distribution spatiale des foyers de FCO des années 2014, 2018 et 2019, démontre l'existence de quelque foyers depuis le premier sondage de 2014, dans les régions de Relizane, Tiaret, Mostaganem et chlef, à part les régions, Oran, Mascara et Tissemsilt non incluses dans l'enquête 2014, cependant les deux régions Mascara et Oran ont connue l'existence de certains foyers depuis l'an 2018.

Concernant les vecteurs *culicoides* prospectés, on a visualisé la distribution et la densité de ces espèces à travers la zone d'étude, dont les plus abondants autours des foyers sont surtout *Imicola*, *Newsteadi* et *Circumscriptus*, le reste sont supposés moins abondant.

Globalement, on' estime que les cartes sanitaires de FCO obtenues traduit en quelque sorte les foyers détectés durant les enquêtes sérologiques des élevages ruminants de la zone d'étude ainsi que les vecteurs capturés autours de ces foyers.

Selon Smith et al.,(2004),comprendre la distribution spatio-temporelle du risque d'une maladie transmise par des insectes est une étape très importante pour programmer et développer des mesures de lutte efficaces.

Donc l'intérêt d'avoir recours à un SIG est que cet outil autorise un enrichissement progressif du système en fonction des avancées scientifiques.

5. Statut sanitaire de FCO de la zone d'étude

D'après les observations de la dynamique de la FCO, on peut conclure que la maladie de FCO sévie en forme épizootique chaque année durant la saison d'automne, et on estime qu'elle est marquée par des épisodes, qui correspond à l'introduction de nouvelle sérotype virulent, c'est le cas du dernier épisode de 2009, qui est supposé être occasionnés par le sérotype 4 et depuis les foyers de chaque année semble du au même sérotype (BTV4) et ce jusqu'à l'année 2019, selon la déclaration du DSV-MADR (OIE, 2020).

Comme on peut avoir des cas isolés de FCO déclarés temps en temps, c'est le cas des enzooties et qui correspond au renouvellement de génération des ovins, par conséquent la première exposition des individus à l'infection virale peut amener ces derniers aux manifestations cliniques de la maladie, qui confirme ainsi l'incursion de la FCO dans notre zone d'étude.

Conclusion
&
Recommandations

Conclusion

Par ce travail nous sommes dans la mesure d'évaluer le statut sanitaire de FCO dans la région nord-ouest de l'Algérie par deux importantes approches, entomologique et sérologique.

La surveillance entomologique démontre une fluctuation dans la capture des espèces de *culicoides*, toute en constat la région de Tiaret qui compte un nombre le plus élevé des espèces de *culicoides* et considérée comme zone à risque, suivi par les régions de Tissemsilt, Chlef, Relizane, Mascara et Mostaganem.

Concernant l'étude sérologique, il s'agit d'une enquête longitudinale étalée dans le temps, (2014, 2017, 2018 et 2019) permettant de connaître la dynamique de la circulation virale.

La prospection entomologique a permis de détecter certaines espèces, peuvent être responsables des cas de FCO déclarés chaque année en période d'activité de pic de *culicoides*, citons : *Imicola*, *Newsteadi*, *Circumscriptus*, *cataneii*, *Kingi*, *Obsoletus*, *Puncticolis*, *Pictipennis*, *Pulicaris* et *nubeculosus*.

Selon les observations cliniques et sérologiques cette période coïncide souvent avec la saison d'automne de l'année et que la FCO s'est réusie son incursion dans notre zone d'étude.

L'exploitation des résultats d'étude obtenus, par le logiciel SIG a démontré des distributions géo-spatiales sous forme des cartes sanitaires de FCO établies pour la première fois dans la zone d'étude.

Recommandations

La surveillance des maladies animales et la recherche en épidémiologie sont deux domaines complémentaires qui avancent en parallèle et se nourrissent l'une de l'autre. Afin de concevoir un réseau de surveillance efficace qui réponde aux besoins de plus en plus marqués et d'anticiper un problème sanitaire, il est nécessaire de s'appuyer sur des réalités scientifiquement éprouvées, d'où nous recommandons ce qui suit :

✓ Les données de ce travail, sont un appui scientifique dans l'intérêt d'adopter les mesures de lutte spécifique pour la FCO, comme exemple l'orientation des opérations de désinsectisation.

✓ L'installation d'une base de données de FCO pour suivre dans l'avenir l'évolution de cette maladie dans la région d'étude.

✓ Planification des programmes de formation à la détection et à la notification des événements sanitaires inhabituels, à l'intention des vétérinaires et des éleveurs.

✓ Adopter les nouvelles méthodes de diagnostic : la méthode PCR pour la caractérisation moléculaire des sérotypes et topotypes circulants dans la région d'étude pour retrouver l'origine des foyers, pour autant qu'ils proviennent de continents différents (épidémiologie moléculaire).

✓ La recherche de la compétence vectorielle de certaines espèces de *culicoides* suscitée trouvée et d'autres vecteurs éventuellement capturées dans les sites des foyers répertoriés, ne peut être aboutie que par des études plus approfondies, toute on recommande d'améliorer le matériel et les méthodes de piégeages des vecteurs.

✓ Investir dans d'autres disciplines, telle l'épidémiologie spatiale qui fournit des outils d'analyse pour la surveillance et la description des maladies animales infectieuses et transfrontalière.

✓ Elargir ce genre d'étude pour l'ensemble du territoire nationale, ensemble dans le même intérêt de lutter contre cette pathologie transfrontalière.

Références
Bibliographiques

A

1. **ABU ELZEIN, E.M.E. 1985.** Bluetongue in camels: a serological survey of the one-humped camel (*Camelus dromedarius*) in the Sudan [1985] ;(The Central Veterinary Research Laboratories Al Amarat, Khartoum (Sudan).
2. **AFSHAR A., THOMAS F.C., WRIGHT P.F., SHAPIRO J.L. & ANDERSON J. (1989).** Comparison of competitive ELISA, indirect ELISA and standard AGID tests for detecting bluetongue virus antibodies in cattle and sheep. *Vet. Rec.*, 124, 136-141.
3. **ALBA A, CASAL J, DOMINGO M., (2004).** Possible introduction of bluetongue into the Balearic Islands, Spain, in 2000, via air streams. *Vet Rec* 155, 460-461.
4. **ALEXANDER, D.J. RUSSELL, P.H.; PARSONS, G.; ABOU EL ZEIN, E.M.E.; BALLOUH, M ; KALETA EF., 1985.** Antigenic and biological characterization of avian paramyxovirus type 1 isolates from pigeons. An International Collaborative Study. *Avian Pathol.*, 14 : 365 - 376.
5. **ALLIOUA, Y. ; BISSATI, S. & KHERBOUCHE, O. (2012):** Place des araignées dans l'écosystème palmeraie de la cuvette de Ouargla (Nord-Est algérien).*Revue de bioressources*, 2: 21-32.
6. **ANDERSON G.A., STOTT J.L. & GERSHWIN L.J. (1987).** Identification of bluetongue virus specific immuno- globulins E in cattle.*J. Gen. Virol.*, 68: 2509-2514.

B

7. **BACCAR M.N., BEN HASSINE T., HAMMAMI S.2010.** Epidémiologie descriptive de la FCO au Maghreb, bulletin zoo-sanitaire, janvier 2010.
8. **BACKX, A., HEUTINK, R., VAN ROOIJ, E., VAN RIJN, P., 2009.** Transplacental and oral transmission of wild-type bluetongue virus serotype 8 in cattle after experimental infection. *Vet. Microbiol.* 138, 235–243. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2009.04.003>.
9. **BALDETT., DELECOLLE J C., MATHIEU, B., DE LA ROCQUE, S; ROGER, F., 2004.** Entomological surveillance of bluetongue in France in 2002. *Veterinaria Italiana* 40 (3), 226-231.
10. **BALDET T., DELECOLLE J C.ET AL., 2005.** Emmergence de FCO dans le bassin méditerranéen et la surveillance en France. *Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux.* pp:125.
11. **BALENGHIEN T., DELECOLLE J C., MATHIEU B., SETIER- RIO M L., GARROS C., BALDET T., 2009.** Surveillance de l'activité des *Culicoides* en France. *J.inf.echan. sur la FCO en France.* RFSA, pp.

12. **BARNARD B.J.H. (1997).** Antibodies against some viruses of domestic animals in Southern African wild animals. Onder stepoort J. Vet. Res., 64 : 95-110.
13. **BAYLIS, M., HASNAOUI, H., BOUAYOUNE, H., TOUTI, J., & MELLOR, P. S. (1997).** The spatial and seasonal distribution of African horse sickness and its potential *Culicoides* vectors in Morocco. Medical and veterinary entomology, 11(3), 203-212.
14. **BELKHARCHOUCHE. M, 2014.** Contribution à l'étude de la biodiversité des *culicoides* responsable de la fièvre catarrhale dans la région est-algérien (foyer d'Oum El Bouaghi). Mémoire de Magister. Option : zooparasites et vecteurs favorisant leur transmission. Université d'Oum El Bouaghi.
15. **BENCHOHRA M., 2019.** Présentation comparative entre la peste des petits ruminants (PPR), la fièvre aphteuse (FA) et la fièvre catarrhale ovine (FCO), Conference Paper · February 2019.
16. **BENIA F., 2010.** Étude de la faune entomologique associée au chêne vert (*Quercus ilex* L.) dans la forêt de Tafat (Sétif, Nord-est d'Algérie) et bio-écologie des espèces les plus représentatives. Thèse de Doctorat d'état Es-Sciences Option : Biologie Animale. Université Ferhat Abbas-Faculté Des Sciences- Département de Biologie –Sétif. pp : 229.
17. **BIDLINGMAYER, W.L., 1961.** Field activity studies of adult *Culicoides furens*. Annals of Entomological Society of America, 59: 149 -156.
18. **BIRLEYM H; BOORMAN J P T., 1982.** Estimating the survival and biting rate of haemotophagous insectes, with particular reference to the *Culicoides obsoletus* group (Diptera, Ceratopogonidae) in southern England. Journal of Animal Ecology 51, 135-138.
19. **BITEAU FC., 2006.** Surveillance et évaluation du risque de transmission des maladies vectorielles émergentes: apport de la capacité vectorielle. Exemple de la fièvre catarrhale du mouton. Thèse de Doctorat, Discipline : Épidémiologie Formation Doctorale: Biologie et Santé Ecole Doctorale: Sciences chimiques et biologiques. Université Montpellier II Sciences et Techniques du Languedoc. pp : 238.
20. **BLACKWELL, A. (1997).** Diel flight periodicity of the biting midge *Culicoides impunctatus* and the effects of meteorological conditions. Medical and veterinary entomology, 11(4), 361-367.
21. **BOREHAM, P.F.L. AND C. GARRETT JONES, 1973.** Prevalence of mixed blood meals and double feeding in a malaria vector (*Anopheles sacharovi* Favre). Bulletin of the World Health Organisation, 6: 114.

- 22. BORKENT A., WIRTH W W., 1997.** World species of biting midges (Dip, Cerato). Bull. Ame. Nat. His. Mesuem. Pp: 257.
- 23. BOWEN, R.A., HOWARD, T.H., 1984.** Transmission of bluetongue virus by intrauterine inoculation or insemination of virus-containing bovine semen. Am. J. Vet. Res. 45, 1386–1388.
- 24. BOWNE J-G., LUEDKE A-J., JOCHIM M-M., METCALF H-E. (1968),** Bluetongue disease in cattle, Am. J. Vet. Med. Assoc., 153(6), 662-668.
- 25. BRAVERMAN, I. M., & YEN, A. (1977).** Ultrastructure of the human dermal microcirculation. Journal of Investigative Dermatology, 68(1), 44-52.
- 26. BRAVERMAN, Y. & CHECHIK, F. (1996).** Air tream and the introduction of animal diseases borne on *Culicoides* (Diptera Ceratopogonidae) into Israel. Revue Scientifique et Technique de L'Office International des Epizooties. 15, 1037-1052.

C

- 27. CALLIS J. (1985).**Bluetongue in the United States. In: Bluetongue and related orbiviruses.T.L. Barber & .VI.M. Jochim (Eds), Progress in clinical and biological research, New York, Alan R. Liss, 178 : 37-42.
- 28. CALVET R., BARRIUSO E., BEDOS C., BENOIT P., CHARNAY M. P. ET COQUET Y., 2005.** Les pesticides dans le sol, conséquences agronomiques et environnementales. Edition France Agricole, Paris, 637 p.
- 29. CAPINERA JL. , 2004.** Encyclopedia of entomology . Dordrecht : Springer, 4346 p.
- 30. CETRE-SOUSSAH C., BALDET T., DELECOLLE J C., MATHIEU B., PERRIN A., GRILLET C., ALBINA E., 2004.** Moleccular detection of *Culicoides* spp. And *Culicoides imicola*, the principal vector of blue tongue and AHS in Africa and Europe. Veterinary research. Pp: 220.
- 31. CHATRY A ., 2012.** Epizootie de fièvre catarrhale ovine Sérotype 8 en Europe du nord en 2006 : Points de vue et divergences en France. Thèse pour le doctorat vétérinaire. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort. Faculté de médecine de Créteil. pp : 198.
- 32. CLEMENTS, A.N., 1999.** The biology of mosquitoes. Sensory reception and behaviour. New York: CABI.
- 33. CORNET M., BRUNHES J., 1994.** Révision des espèces de *Culicoides* apparentées a *C. schultzei* (Enderlein, 1908) dans la région afrotropicale (Diptera, Ceratopogonidae) : Bulletin de la Société entomologique de France, 99 (2), 149-164.

34. CONRATHS, F. J., GETHMANN, J. M., STAUBACH, C., METTENLEITER, T. C., BEER, M., & HOFFMANN, B. (2009). Epidemiology of bluetongue virus serotype 8, Germany. *Emerging infectious diseases*, 15(3), 433.
35. CONSO F., CORMIS L., CUGIER J.P., BOUNEB F., DELEMOTTE B., GINGOMARD M. A., GRILLET J. P. ET PAIRON J. C., 2002. Toxicologie : impact des produits phytosanitaires sur la santé humaine. In *Pesticides et protection phytosanitaire dans une agriculture en mouvement*. Edition ACTA, Paris, pp. 659-693.
36. CURASSON G. (1925). Introduction de la bluetongue en Afrique Occidentale. *Bull. Soc. Palb. exot.*, 18 : 215-218.

D

37. DAJOZ, R. (2006): Précis d'écologie. 8e Ed. Dunod, Paris. 631pages.
38. DECRET EXECUTIF, 2006. N° 06-119 du 12 safar 1427/12 Mars 2006 modifiant et complétant le Décret exécutif N° 95-66 du 22 ramadhan 1415/22 février 1995, fixant la liste des maladies animales à déclaration obligatoire et le mesures générales qui leurs sont applicable.
39. DE LA ROQUE S., RIOUX J.A., 2008. Influence des changements climatiques sur l'épidémiologie des maladies transmissibles. Conférences du Centenaire de la SPE. *Bull Soc Pathol Exot* : 213-219.
40. DELECOLLE J.C., 1985. Nouvelle contribution à l'étude systématique et iconographique des espèces du genre *Culicoides* (Diptera: Ceratopogonidae) du Nord-Est de la France. Université Louis Pasteur de Strasbourg, U.F.R des sciences de la vie et de la terre. pp: 238.
41. DELECOLLE J C., 1995. Polycopie entomologique. TP d'entomologie, les Ceratopogonidae (Diptera : Nematocera). Institut de Parasitologie et de Pathologie Tropicale, Faculté de Médecine, Université de Strasbourg. pp : 42.
42. DELECOLLE JC, DE LA ROQUE S., 2002. Contribution à l'étude des *Culicoides* de Corse. Liste des espèces recensées en 2000/2001 et redescription du principal vecteur de la fièvre catarrhale ovine : *C. imicola* Kieffer, 1913 (Diptera, Ceratopogonidae). *Bull Soc Entomol Fr*; 107: 371-379.
43. DELECOLLE J C., SCHAFFNER F. VECTEURS DES ARBOVIROSES. IN LEFEVRE PC ,, BLANCOU J., CHERMETTE R., 2003. Principales maladies infectieuses et parasitaires du bétail : Europe et régions chaudes. Tec & Doc Lavoisier. Paris. pp : 123-128.

44. DE LIBERATO, C., PURSE, B. V., GOFFREDO, M., SCHOLL, F; SCARAMOZZINO, P., 2003. Geographical and seasonal distribution of the bluetongue virus vector, *Culicoides imicola* , in central Italy. Medical and Veterinary Entomology 17 (4). 388-394.
45. DIPEOLU O.O. (1977). Vecteurs potentiels de la bluetongue au Nigeria. Bull. Anim. Health Prod. Afr., 25: 17-24.
46. DJERBAL M., DELECOLLE J C., 2009. Entomological survey in Algeria. Medreonet, Third Annual Meeting, Lisbon 2nd -4th December 2009, journal. Cirad. Fr, 62(2-4), 141-141.
47. DOYLE K.A. (1992) - An overview and perspective on orbivims disease prevalence and occurrence of vectors in Australia and Oceania. In: Bluetongue, African Horse sickness and related Orbiviruses. Walton T.E. & Osbum B.I. (Eds), CRC Press: 44-57.
48. DUCHEYNE E., DE DEKEN R., BECU S., CODINA B., NOMIKOU K, ET AL., 2007. Quantifying the wind dispersal of *Culicoides* species in Greece and Bulgaria. Geospatial Health 2. pp: 177 189.
49. DUSOM M.A., 2012. Identification et écologie des *Culicoides* (Diptera: Ceratopogonidae) vecteurs de la Peste équine et de la Fièvre catarrhale ovine au Sénégal. Thèse de Doctorat en Médecine Vétérinaire. Université Cheikh Anta Diop de Dakar. Ecole inter états des Sciences et Médecine Vétérinaire (e.i.s.m.v.). Faculté de Médecine, de Pharmacie et d'Odontostomatologie de Dakar. pp : 115.
50. DU TOIT, R. M. (1944).The transmission of bluetongue and horse-sickness by *Culicoides*. Onderstepoort Journal of veterinary Science and animal Industry, 19, 7-16.

E

51. ELBERS, A. R. W., VAN RIJN, P. A. & VAN ROOIJ, E. M. (2003). Aanzet tot een Risk Analysis m.b.t. introductie van Bluetongue virus en. West Nile virus in Nederland. CIDC,<http://www.kennisonline.wur.nl/NR/rdonlyres/0208AE87-2AFC-4CFC-B732-67833A5296CE/16417/Bluetongue WNVRisk Analysis pdf>.
52. EL-MRABET K., 2009. Développement d'une méthode d'analyse de résidus de pesticides par dilution isotopique associée à la chromatographie en phase liquide couplée à la spectrométrie de masse en tandem dans les matrices céréalières après extraction en solvant chaud pressurisé. Thèse de Doctorat, Université Pierre et Marie Curie, Paris, 292 p.
53. ERASMUS B.J. (1985)- The history of bluetongue. In :Bluetongue and related orbiviruses.Barber T.L. & Jochim M.M. (Eds). Progress in clinical and biological research, New York, Alan R. Liss, 178: 7-12.

54. ERASMUS B.J. (1990). Bluetongue virus, In: Virus Infections of ruminants. Dinter Z. & Morein B. (Eds). Elsevier Science Publishers (Amsterdam), 227-237.

EUZEBY J, BOURDOISEAU G, CHAUVE CM. Dictionnaire de Parasitologie médicale et vétérinaire. Paris : Lavoisier, 2005, 95 p.

F

55. F A O.2009: PROJET GCP/RAB/002/FRA (FAO) (renforcement de la surveillance et des systèmes d'alerte pour la fièvre catarrhale ovine, la fièvre du Nil Occidental et la rage au Maroc, en Algérie et en Tunisie).

56. FAURIE, C.; FERRA, C. ; MEDORI, P. ; DEVAUX, J. & HEMPTIENNE, J.L. (2003): Écologie, Approche scientifique et pratique. 5^{ème} édition, Ed. Tec & Doc. Paris. 407 pages.

57. FOSTER NM, JONES RH, LUEDKE AJ (1968) Transmission of attenuated and virulent bluetongue virus with *Culicoides variipennis* infected orally via sheep. Am J Vet Res 29: 275–279.

58. FOXI C, DELRIO G., 2010.Larval habitats and seasonal abundance of *Culicoides* biting midges found in association with sheep in northern Sardinia, Italy. Med Vet Entomol; 24(2): 199-209.-Faurie C., Ferra C., Medori P., 1984. Ecologie. Ed. Baillière J. B., Paris, 168 p.

59. FRONTIER, S.; PICHOD-VIALE, D.; LEPRETRE, A. ; DAVOULT, D. & LUCZAK, C. (2008): Ecosystèmes: structure, fonctionnement, évolution. 4^e édition. Dunod, Paris. 558 pages.

G

60. GARROS C., BALENGHIEN T., 2017. Les *culicoïdes* (Diptera : Ceratopogonidae).In: Entomologie médicale et vétérinaire (Ed. DuvalletG., Fontenille D., Robert V). IRD/Quae, Marseille/Versailles, France, 345-365, doi : 10.4000/books.irdeditions.22061.

61. GEOFFROY E.I.D ., 2010.Fièvre catarrhale ovine : Etude épidémiologique de l'épizootie à sérotype 8 dans le nord de l'Europe en 2006. Thèse de Doctorat vétérinaire. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort . Faculté de médecine de Créteil. pp : 125.

62. GERBIER, G., BITEAU-COROLLER, F., GUIZ, H., TRAN, A., ZIANTARA, S., & BALDET, T. (2007). Fièvre catarrhale ovine: le point sur l'épidémiologie en Europe fin 2006. BULLETIN-GTV, 39, 83.

63. GIBBS, E. P. & GREINER, E. C. (1994).The epidemiology of bluetongue. Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases17 (3-4), 207-20.

- 64. GILLOTT, C., & ISMAIL, P. M. (1995).** In vitro synthesis of ecdysteroid by the male accessory reproductive glands, testis and abdominal integument of the adult migratory grasshopper, *Melanoplus sanguinipes*. *Invertebrate reproduction & development*, 27(1), 65-71.
- 65. GOFFREDO, M., CONTE, A., & MEISWINKEL, R. (2004).** Distribution and abundance of *Culicoides imicola*, *Obsoletus* complex and *Pulicaris* complex (Diptera: Ceratopogonidae) in Italy. *Vet Ital*, 40(3), 270-273.
- 66. GOLDSMIT L. BARZILAI E. & TADMOR A. (1975).** The comparative sensitivity of sheep and chick embryos to bluetongue virus and observations on viraemia in experimentally infected sheep. *Aust. Vet.f*, 51: 190-196.
- 67. GOULD A.R. (1987).** The complété nucleotide sequence of bluetongue virus serotype 1 RNA3 and a comparison with the géographie serotypes from Australia, South Africa and the United States of America, and with other orbivirus isolâtes. *Virus Res.*, 7: 169-183.
- 68. GUI S H., 2007.** Géomatique et épidémiologie: Caractérisation des paysages à *Culicoides imicola*, vecteur de la fièvre catarrhale ovine en Corse. Thèse pour docteur de l'Université de France -Comté, spécialité : Sciences de la vie et de la santé, Ecole Doctorale << Homme, Environnement, Santé >>. Université de Franche-Comté Faculté de Médecine et de Pharmacie. pp : 392.
- 69. GULLON PJ; CRANSTON PS., 2005.** *The Insects: an outline of entomology*. 3rded. London: Blackwell publishing, 50.

H

- 70. HAMMAMI, S. (2004).** North Africa: a regional overview of bluetongue virus, vectors, surveillance and unique features. *Vet Ital*, 40(3), 43-46.
- 71. HAMMAMI S., BOUZID M., HAMMOU F., FAKHFAKH E. & DELECOLLE. 2008 j.c.** Occurrence of *culicoides spp.* (diptera: ceratopogonidae) in Tunisia, with emphasis on the bluetongue vector *culicoides imicola*. *Parasite*, 2008, 15, 000-000.
- 72. HENDRIKX P., DE LARQUE S., ALBINA E., DELECOLLE J C., ZIENTARA S., GREGORY M., 2000.** Les maladies émergentes consécutives au réchauffement et à l'extension des zones humides, Les incidences sur la santé animale : l'exemple de la fièvre catarrhale du mouton. *Changement climatique fantasme ou réalité*.
- 73. HOOPER P.T., LUNT R.A. & STANISLAWEK W.L. (1996).** A trial comparing the virulence of some South African and Australian bluetongue viruses. *A us t. Vet. J.*, 73: 36-37.

- 74. HOURRIGAN J.L. & KLINGSPORN A.L. (1975).** Bluetongue: The disease in cattle. Aust. Vet. J., 51 : 203-208.
- 75. HOWARD, T.H., BOWEN, R.A., PICKETT, B.W., 1985.** Isolation of bluetongue virus from bull semen. Prog. Clin. Biol. Res. 178, 127–134.
- 76. HOWELL P.G. (1960).** A preliminary antigenic classification of strains of bluetongue virus. Onderstepoort J. Vet. Res., 28: 357-363.
- 77. HUISMANS H. & ELS H.J. (1979).** Characterization of the tubules associated with the replication of three different orbiviruses. Virology, 92: 397-406.
- 78. HUISMANS H., VAN DER WALT N.T., CLOETE M. & ERASMUS B.J. (1987).** Isolation of a capsid protein of bluetongue virus that induces a protective immune response in sheep. Virology, 157: 172- 179.
- 79. HUMPHREYS, J.G. AND J.E.C. TURNER, 1973.** Blood feeding activity of female *Culicoides* (Diptera: Ceratopogonidae). Journal of Medical Entomology, 10 (1): 79- 83.
- 80. HUNT, E. R., & ROCK, B. N. (1989).** Detection of changes in leaf water content using near-and middle-infrared reflectances. Remote sensing of environment, 30(1), 43-54.

J

- 81. JEGGO M.H., GUMRN I.D. & TAYLOR W.P. (1983).** Clinical and serological response of sheep to serial challenge with different bluetongue virus types. Res. Vet. Sci., 34: 205-211.
- 82. JEGGO M.H., WARDLEY R.C. & BROWNLIE J. (1984).** A study of the role of cell-mediated immunity in bluetongue virus infection in sheep using cellular adoptive transfer techniques. Immunology, 52: 403-410.
- 83. JEGGO M.H., WARDLEY R.C. & TAYLOR W.P. (1984).** Role of neutralizing antibody in passive immunity to bluetongue infection. Res. Vet. Sci., 36: 81-85.
- 84. JESSUP D.A. (1985).** Epidemiology of two arboviruses in California's native wild ruminants: preliminary report. In: Bluetongue and related orbiviruses. T.L. Barber and M.M. Jochim (Eds), Progress in clinical and biological research, New York, Alan R. Liss, 178 : 53-65.
- 85. JOBLING, B. (1953).** On the blood-sucking midge *Culicoides vexans* Stager, including the description of its eggs and the first-stage larva. Parasitology, 43(1-2), 148-159.
- 86. JONES R H., 1961.** Observations on the larval habitats of some North American species of *Culicoides* (Diptera: Ceratopogonidae). Ann Entomol Soc Am; 54 (5): 702-710.

- 87. JONES RH, FOSTER NM., 1971.** Transovarial transmission of bluetongue virus unlikely for *Culicoides variipennis*. Mosq News 1971; 31 (3): 434-437.
- 88. JONES P D, WIGLEY TM., 1990.** Global warming trends, Scientific American, 66-73.

K

- 89. KABBOUT N., 2017.** Contribution A L'étude Bioécologique des Insectes d'intérêt Médical dans le Nord-Est Algérien. Thèse de Doctorat en science. Filière : Biologie animale. Option : Entomologie médicale. Université : d'Oum El Bouaghi, 2017.
- 90. KATZ J.B., GUSTAFSON G.A., ALSTAD A.D., ADLER K.A. & MOSER K.M. (1993).** Colormetric diagnosis of prolonged bluetongue viremia in sheep, using an enzyme-linked oligonucleotide sorbent assay of amplified viral nucleic acids. Am. f. Vet. Res., 54 : 2021-2026.
- 91. KETTLE D S., 1977.** Biology and bionomics of blood sucking ceratopogonids. Ann Rev Entomol; 22: 33-51.
- 92. KETTLE D S., 1984.** Ceratopogonidae in: Medical and Veterinary Entomology, Bristol, Leaper and Gard Ltd, 159p.
- 93. KIRKEBY, C., BØDKER, R., STOCKMARR, A., & ENØE, C. (2009).** Association between land cover and *Culicoides* (Diptera: Ceratopogonidae) breeding sites on four Danish cattle farms. Entomologica Fennica, 20(4), 228-232.
- 94. KREMER M., 1965.** Contribution à l'étude du genre *Culicoides* Latreille particulièrement en France. Encyclopédie Entomologique. pp : 300, 479 fig. Edi.Paul Lechevalier. Paris.
- 95. KREMER M, WALLER J, MESSADEQ N., 1987.** Quelques aspects nouveaux de l'éthologie, l'écologie, la physiologie et la systématique biochimique des *Culicoides*. Bull. séanc.Acad.r. Scien.Outre Mer ; 33 (1987-3) : 391-410.

L

- 96. LEFEVRE P.C. & DESOUTTER D. (1988)-** La fièvre catarrhale du mouton (Bluetongue). Collection Études et Synthèse de l'IEMVT, Maisons-Alfort (France), 117 p.
- 97. LEFEVRE P-C. (2003),** Fièvre catarrhale du mouton. In : LEFEVRE P-C., BLANCOU J., CHERMETTE R., Principales maladies infectieuses et parasitaires du bétail : Europe et régions chaudes, Editions Tec&Doc., 667-685.
- 98. LOSSON B., MIGNON B., PATERNOSTRE J., MADDER M., DE DEKEN R., DE DEKEN G., DEBLAUWE I., FASSOTTE C., CORS R., DEFRANCE T.,**

DELECOLLE J.-C., BALDET T., HAUBRUGE E., FRANCIS F., BORTELS J. & SIMONON G. (2007). Biting midges overwintering in Belgium. *Veterinary Record* 160,p. 451-452.

99. LOUDON P.T., LIU H.M. & ROY P. (1992). Genes to complex structures of bluetongue viruses: Structure-function relationships of bluetongue virus proteins. In: *Bluetongue, African Horse sickness and related Orbiviruses*. Walton T.E. & Osburn B.I. (Eds), CRC Press, 383-389.

100. LOTTI M., 2002. Low-level exposures to organophosphorus esters and peripheral nerve.

101. LUEDKE A.J. & JOCHIM M.M. (1968). Clinical and sérologie responses in vaccinated sheep given challenge inoculation with isolâtes of bluetongue virus. *Am.J. Vet. Res.*, 29: 841-851.

102. LUEDKE A.J., JOCHIM M.M. & JONES R.H. (1977). Bluetongue in cattle: Effects of *Culicoides variipennis* transmitted bluetongue virus on pregnant heifers and their calves. *Am. J. Vet. Res.*, 38: 1687-1695.

M

103. MADANI, H., CASAL, J., ALBA, A., ALLEPUZ, A., CÊTRE-SOSSAH, C., HAFSI, L., KOUNT- CHAREB, H., BOUAYED-CHAOUACH, N., SAADAOU, H. & NAPP S. (2011) Animal diseases caused by orbiviruses, Algeria. *Emerging Infectious Diseases*, 17, 2325-2327.

104. MAGURRAN, A.E. (2004): *Measuring Biological Diversity*. Blackwell Publishing: Oxford, UK. 256 pages.

105. MARIABOURQUIA, CLAIRE GARROS, IGNACE

RAKOTOARIVONY, INTISSAR BOUKHARI, MOAD CHAKRANI, KARINE HUBER, LAËTITIA GARDÈS, WILLIAM WINT, THIERRY BALDET, KHALID KHALLAAYOUNE, THOMAS BALENGHIEN, 2020. Composition and seasonality of *Culicoides* in three host environments in Rabat region (Morocco), *Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux*, 2020, 73 (1) : 37-46.

106. MATHIEU, B., PERRIN, A., BALDET, T., DELECOLLE, J. C., ALBINA, E., & CÊTRE-SOSSAH, C. (2007). Molecular identification of Western European species of *obsoletus* complex (Diptera: Ceratopogonidae) by an internal transcribed spacer-1 rdna multiplex polymerase chain reaction assay. *Journal of Medical Entomology*, 44(6), 1019-1025.

- 107. MATHIEU B., 2011.** Les espèces de *Culicoides* du sous-genre *Avaritia* (Diptera : Ceratopogonidae) dans le monde: Révision systématique et taxonomique des espèces d'intérêt dans la transmission d'Orbivirus. Thèse de doctorat des sciences du vivant. Université de Strasbourg, Ecole doctorale sciences de la vie et de la santé, faculté de médecine .inst. paras. pathol. trop. pp: 259.
- 108. MECHAM J.O. & JOCHIM M.M. (1992).** Comparison of the neutralizing immune responses of sheep and cattle to bluetongue viruses. In: Bluetongue, African Horse sickness and related Orbiviruses. Walton T.E. & Osburn B.I. (Eds), CRC Press, 768-775.
- 109. MEISWINKEL, R. (1997).** Discovery of a *Culicoides imicola*-free zone in South Africa: preliminary notes and potential significance. Onderstepoort Journal of Veterinary Research, 64, 81-86.
- 110. MEISWINKEL, R., L.M. GOMULSKI, J.C. DELECOLLE, M. GOFFREDO ET G. GASPERI., 2004.** The taxonomy of *Culicoides* vector complexes unfinished business. Veterinaria Italiana, 40 (3): 151-159.
- 111. MEISWINKEL R., BALDET T., DE DEKEN R., TAKKEN W., DELÉCOLLE J C., MELLOR P S., 2008.** The 2006 outbreak of perspective. Prev. Vet. Med.
- 112. MELHORN H, WALLDORF V, KLIMPEL S, JAHN B, JAEGER F, ESCHWEILER J and al.2007** First occurrence of *Culicoides obsoletus* transmitted Bluetongue virus epidemic in Central Europe. Parasitol Res, 2007, 101, 219-228.
- 113. MELVILLE L.F., WEIR R., HARMSSEN M., WALSH S. ET AL. (1996).** Characteristics of naturally occurring bluetongue viral infections of cattle. In: Bluetongue disease in Southeast Asia and the Pacific. St- George T.D. & Kegao P. (Eds), Proceedings n° 66, ACLAR (Canberra), 245-250.
- 114. MELLOR, P. S., OSBORNE, R., & JENNINGS, D. M. (1984).** Isolation of bluetongue and related viruses from *Culicoides spp.* In the Sudan. Journal of hygiene, 93(03), 621-628.
- 115. MELLOR, P. S., BOORMAN, J., & BAYLIS, M. (2000).** *Culicoides* biting midges: their role as arbovirus vectors. Annual review of entomology, 45(1), 307-340.
- 116. MENZIES, F.D., MCCULLOUGH, S.J., MCKEOWN, I.M., FORSTER, J.L., JESS, S., BATTEN, C., MURCHIE, A.K., GLOSTER, J., FALLOWS, J.G., PELGRIM, W., MELLOR, P.S., OURA, C. A. L., 2008.** Evidence for transplacental and contact transmission of bluetongue virus in cattle. Vet. Rec. 163, 203–209.

- 117. METALLAOUI A., 2009.** Renforcement de la surveillance et des systèmes d'alerte pour la fièvre Catarrhale ovine, la fièvre du Nil Occidental et la rage au Maroc, en Algérie et en Tunisie. Historique et situation épidémiologique de la FCO en Algérie. Projet GCP/RAB/002/ FRApp: 14.
- 118. MOKHTARI M., 2011.** Recherche de résidus de quelques pesticides par couplage CPG/SM dans quelques fruits et légumes. Thèse de Magister, Ecole Nationale Polytechnique (ENP), Alger, 103 p.
- 119. MULLENS BA., TABACHNIK WJ. HOBROOK FR ET THOMPSON LH., 1995.** Effets of temperature on virogenesis of bluetongue virus serotype 11 in *Culicoides variipennis sonorensis*. Medical and Veterinary Entomology, 71-76.
- 120. MULLENS, B.A., GERRY, A.C., LYSYK, T.J. & SCHMIDTMANN, E.T. (2004).** Environmental effects on vector competence and virogenesis of Bluetongue virus in *Culicoides*: interpreting laboratory data in a field context. Veterinaria Italiana. 40(3), 160 - 166.
- 121. MULLEN GR. BITING MIDGES. 2009.** (Ceratopogonidae) In: Medical and Veterinary Entomology, 2nd edition Dir. Gary R. Mullen, Lance A. Durden Elsevier; 2009: 163-183.
- 122. MURADOV SM.1965.** The biting midges (Diptera, Heleidea) Turkmenia-fauna and ecology. Entomol Rev 1965; 44: 70-74.
- 123. MURRAY, M. D. (1987).** Akabane epizootics in New South Wales: evidence for long distance dispersal of the biting midge *Culicoides brevitarsis*. Australian Veterinary Journal, 64(10), 305-308.
- 124. MURRAY, M. D. (1991).** The seasonal abundance of female biting-midges, *Culicoides brevitarsis* Kieffer (Diptera, Ceratopogonidae), in coastal south-eastern Australia. Australian Journal of Zoology, 39(3), 333-342.
- 125. MURRAY P-K., EATON B-T. (1996),** Vaccines for bluetongue, Aus. Vet. J., 73(6), 207-210.OIE (2000) Manual of standards for diagnosis tests and vaccines. Office international des épizooties, Paris (France).

N

- 126. NEVILL E M., 1971.** Cattle and *Culicoides* biting midges as possible overwintering hosts of bluetongue, article en line.
- 127. NF U 47-019. 2007. NORME FRANCAISE.** Méthode d'analyses en santé animale, Guide de bonne pratique pour la mise en œuvre des techniques ELISA.

128. NF U 47-020. 2001. NORME FRANÇAISE. Méthode d'analyses en santé animale, Guide de bonne pratique de traitement de l'échantillon soumis à des analyses immuno-sérologiques.

129. NINIO C., 2011. Fièvre catarrhale ovine dans les Ardennes: étude de la biologie des *Culicoides* et de leur rôle épidémiologique. Thèse pour obtenir le grade de Docteur de l'Université de Reims Champagne-Ardenne Discipline : Parasitologie. Université de Reims Champagne-Ardenne (UFR) de pharmacie Ecole Doctorale : sciences technologie santé. pp: 255.

130. NINIO C., AUGOT D., DUFOUR B., DEPAQUIT J., 2011. Emergences massives de *Culicoides Obsoletus* (Diptera : Ceratopogonidae) à partir de prélèvements réalisés à l'intérieur d'étables et dans les pâtures, dans le nord de la France. Congrès SFMM, SFP, GPLF. Faculté de Médecine de Strasbourg. pp: 75.

131. NUNAMAKER R.A., ELLIS J.A., WIGINGTON J.G. & MCLACHLAN N.J. (1992), the detection of intracellular bluetongue virus particles within ovine erythrocytes. *Comp. Biochem. Physiol.*, 101 : 471-476.

O

132. OIE, 2000. Manual of standards for diagnosis tests and vaccines. Office international des épizooties, Paris (France).

133. OIE, 2019. Situation actuelle de la santé animale dans le monde : analyse des événements et des tendances, Service d'information et d'analyse de la santé animale mondiale, Montserrat Arroyo Kuribreña, Lina Awada, Lina Mur et Paolo Tizzani, 87^e session générale de l'Assemblée mondiale, Paris, 26-31 mai 2019.

134. OIE, 2020. WAHIS Interface. Summary of immediate notifications and Follow-up-2020.

135. OSBURN B.I., DE MATTOS C.A., DE MATTOS C.C. & MCLACHLAN N.J. (1996), Bluetongue disease and the molecular epidemiology of viruses from the Western United-States. *Comp. Immunol. Microbiol. Inf. Dis.*, 19: 181-190.

P

136. PAPADOPOULOS O. (1992), Bluetongue and epizootic haemorrhagic disease in Europe and the European Community. In: Bluetongue, African Horse sickness and related Orbiviruses. Walton T.E. & Osburn B.I. (Eds), CRC Press, 34-37.

137. PARSONSON I.M., THOMPSON L.H. & WALTON T.E. (1994). Experimentally induced infection with bluetongue virus serotype 11 in cows. *Am.J. Vet. Res.*, 55: 1529-1534.

- 138. PEDLEY S. MOHAMED M.F. & MERTENS P.P.C. (1988).** Analysis of genome segments from six different isolates of bluetongue virus using RNA- RNA hybridization: a generalized coding assignant for bluetongue viruses. *Virus Res.*, 10: 381-390.
- 139. PEET, R.K. (1974):** The measurement of species diversity. *Ann. Rev. Ecol. Syst.*, 5:285-307.
- 140. PERIE P., CHERMETTE R., MILLEMANN Y., ZIENTARA S., 2005.** Les *Culicoides*, Diptères hématophages vecteurs de la fièvre catarrhale du mouton. *Bull. Acad.Vet. France – 2005- Tome 158-N° 3. Mémoire* : 213- 224.
- 141. PERRIN A., 2007.** Contribution au développement de vaccins capripoxviraux recombinants contre la fièvre Catarrhale Ovine. Thèse de Doctorat de l'Université Montpellier II, Discipline : Virologie, formation doctorale : Parasitologie. Université de Montpellier II, Sciences et Techniques du Languedoc. pp: 213.
- 142. POSTER N.M. & JONES R.H. (1979).** Multiplication rate of bluetongue virus in the vector *Culicoides variipennis* (Dipstera, Ceratopogonidae) infected orally./ *Med. Entomol.*, 15 : 302-303.
- 143. POSTER N.M., LUEDKE A.J., PARSONSON L.M. & WALTON T.E. (1991).** Temporal relationships of viremia, interferon activity and antibody responses of sheep infected with several bluetongue virus strains. *Am.f. Vet. Res.*, 52: 192-196.
- 144. PUJOLS M.A., 2012.** Les Conséquences de la Fièvre Catarrhale Ovine (FCO) Sur La Reproduction des Petits Ruminants. Thèse de Doctorat vétérinaire. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort. Faculté de médecine de Créteil. pp : 153.
- 145. PURSE, B. V., MELLOR, P. S., ROGERS, D. J., SAMUEL, A. R., MERTENS, P. P., & BAYLIS, M. (2005).** Climate change and the recent emergence of bluetongue in Europe. *Nature Reviews Microbiology*, 3(2), 171-181.

R

- 146. RAICH, T., M. JACOBSON, F. HOLBROOK, R. BABION, C.BLAIR AND B. BEATY, 1997.** *Culicoides variipennis* (Diptera: Ceratopogonidae) host selection in Colorado. *Journal of Medical Entomology*, 34(2): 247- 249.
- 147. RIEB J P., 1982.** Contribution à la connaissance de l'écologie et de la biologie des Cératopogonidés (Diptera, Nematocera). Thèse 3 cycles: Sciences Naturelles: Strasbourg.
- 148. RIGOT T., GILBERT M., 2012.** Quantifying the spatial dependence of *Culicoides* midge samples collected by Onderstepoort-type blacklight traps: an experimental approach to

infer the range of attraction of light traps. *Biological Control and Spatial ecology (LUBIES)*, Université Libre de Bruxelles, Belgium. June; 26(2): 152- 161.

149. ROY P. (1989). Bluetongue virus genetics and genome structure. *Virus Res.*, 13: 179-206.

S

150. SAEGERMAN C, MELLOR P, BERKVENS D, MOUTOU F (2009). Épidémiologie de la FCO. In : GOURREAU JM. FCO. Guides France Agricole, Paris, p.38-57.

151. SAEGERMAN, C., BOLKAERTS, B., BARICALLA, C., RAES, M., WIGGERS, L., DE LEEUW, I., VANDENBUSSCHE, F., ZIMMER, J.-Y., HAUBRUGE, E., CASSART, D., DE CLERCQ, K., KIRSCHVINK, N., 2011. The impact of naturally-occurring, transplacental bluetongue virus serotype-8 infection on reproductive performance in sheep. *Vet. J. Lond. Engl.* 197 187, 72–80. <https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2009.11.012>.

152. SAMUEL O., ST-LAURENT L., 2001. Guide de prévention pour les utilisateurs de pesticides en agriculture maraîchères. Institut de recherche en santé et en sécurité du travail du Québec. Etude subventionnée par l'IRSST (Institut de Recherche Robert-Sauvé en Santé et en sécurité du Travail), 89 p.

153. SANTMAN-BERENDS, I.M.G.A., VAN WUIJCKHUISE, L., VELLEMA, P., VAN RIJN, P.A., 2010. Vertical transmission of bluetongue virus serotype 8 virus in Dutch dairy herds in 2007. *Vet. Microbiol.* 141, 31–35. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2009.08.010>.

154. SAVELLI A., 2003. Epidémiologie de la fièvre catarrhale maligne en Europe .Thèse d'exercice. Ecole nationale vétérinaire de Toulouse 3-ENTV. pp : 88.

155. SELLERS R F., 1975. Bluetongue in Cyprus. *Australian Veterinary Journal* 51: 198-203.

156. SELLERS, R F., PEDGLEY, D. E; TUCKER, M R., 1978. Possible windborne spread of bluetongue to Portugal, June-July 1956.*journal of Hygiene (London)* 81 (2), 189-96.

157. SELLERS R.F. (1981) - Bluetongue and related diseases. In: *Virus diseases of food animals*. Vol. II: Disease monographs. Gibbs E.P.J. (Ed), Academic Press, 567-584.

158. SELLERS R F; MAAROUF A R., 1989. Trajectory analysis and bluetongue virus serotype 2 in Florida 1982. *Canadian Journal of Veterinary Research* 53: 100-102.

159. SELLERS R F; MAAROUF A R., 1991. Possible introduction of epizootic hemorrhagic disease of Deer virus (serotype 2) and bluetongue virus (serotype 11) into

British Columbia in 1987 and 1988 by infected *Culicoides* carried on the wind. Canadian Journal of Veterinary Research 55: 367-370.

160. SELLERS, R. F. (1992). Weather, *Culicoides*, and the distribution and spread of bluetongue and African horse sickness viruses. Bluetongue, African Horse Sickness, and Related Orbiviruses, 284-290.

161. SMITH, D. L., DUSHOFF, J. & MCKENZIE, F. E. (2004). The Risk of a Mosquito Borne Infection in a Heterogeneous Environment. PLoS Biology2(11), 1957-1964.

162. SZADZIEWSKI R., 1984. Ceratopogonidae (Diptera) from Algeria.VI. *Culicoides Latr.*Bulletin Entomologique de Pologne. Tome 54, 163-182. 30 IV 1984.

163. SUGIYAMA K., BISHOP D.H.L. & ROY P. (1981). Analyses of the genomes of bluetongue viruses recovered in the United States. I: Oligonucleotide fingerprint studies that indicate the existence of naturally occurring reassortant BTV isolates.Virology, 114: 210-217.

T

164. TANNER, G.D.ET J.E.C. TURNER., 1974. Vertical activities and host preferences of several *Culicoides* species in a southwestern Virginia Forest. Mosquito News, 34(1): 66-70.

165. TOMA B, DUFOUR B, SANAA M, BENET JJ, ELLIS P, MOUTOU F, LOUZA A. Epidémiologie appliquée à la lutte collective contre les maladies transmissibles majeures Association pour l'étude de l'épidémiologie des maladies animales 2ème ed: Maisons-Alfort: 2001 (sous presse).

166. TOMA B, DUFOUR B, SANAA M, BENET JJ, ELLIS P, MOUTOU F, LOUZA A. Epidémiologie appliquée à la lutte collective contre les maladies transmissibles majeures Association pour l'étude de l'épidémiologie des maladies animales 3ème ed: Maisons-Alfort: 2010 (sous presse).

167. TOUSSAINT J F., KERKHOFS P., DE CLERCQ K., 2006. Influence des changements climatiques globaux sur la progression des arboviroses, Annales de Médecine Vétérinaire. 150: 56-63.

U

168. USLU, U., & DIK, B. (2006). Vertical distribution of *Culicoides* larvae and pupae. Medical and veterinary entomology, 20(3), 350-352.

V

169. VAN DER SLUIJS, M., SCHROER-JOOSTEN, D.P.H., FID-FOURKOUR, A., VRIJENHOEK, M.P., DEBYSER, I., MOULIN, V., MOORMANN, R.J.M., DE SMIT, A.J., 2013. Transplacental transmission of Bluetongue virus serotype 1 and serotype 8 in

sheep: virological and pathological findings. PloS One 8, e81429.
<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0081429>.

170. VAN DER WERF H., HAYO M. G., 1997. Evaluer l'impact des pesticides sur l'environnement. Courrier de l'environnement de l'INRA n°31, 22 p.

171. VENTER, G. J., & MEISWINKEL, R. (2014). The virtual absence of *Culicoides imicola* (Diptera: Ceratopogonidae) in a light trap survey of the colder, high lying area of the eastern Orange Free State, South Africa, and implications for the transmission of arboviruses. The Onderstepoort journal of veterinary research, 61(4), 327-340.

172. VERWOERD D.W., LOUW H. & OELLERMANN R.A. (1970). Characterization of bluetongue virus ribonucleic acid. / Virol., 5 : 1-7.

173. VERWOERD D.W., DEVILLIERS E. & HUISMANS H. (1972). Structure of the bluetongue virus cap- side./ Virol, 10 : 783-794.

174. VERWOERD D.W. & ERASMUS B.J. (1994). Bluetongue. In: Infectious diseases of livestock with special reference to Southern Africa. Coetzer J.A.W., Thomson G.K. & Tustin R.C. (Eds). Oxford University Press, Capetown (Afrique du Sud), 443-459.

175. VIENNET E., 2011. Insectes et maladies émergentes : Contacts hôte / *Culicoides* en région paléarctique et leurs implications dans la transmission de la fièvre catarrhale ovine. Thèse de doctorat, Université de Montpellier II de Sciences et Techniques du Languedoc. pp : 160.

W

176. WALLER, SHEARER D., 1997. Veterinary entomology. London: Chapman & Hall, 456 p.

177. WALZER B.G.W., 2009. Les insectes du genre *Culicoides* vecteurs de maladies animales. Thèse de Doctorat vétérinaire, Ecole nationale vétérinaire d'Alfort. Faculté de médecine de Créteil. pp : 215.

178. WARD MP. (1994a). Climatic factors associated with the prevalence of bluetongue virus infection of cattle herd in Queensland. Australia, the Veterinary record, pp: 410.

179. WARD M.P. (1994b). The epidemiology of bluetongue virus in Australia. A review, Aust. Vet. J. 71: 3-7.

180. WIRTH W WET HUBERT A., 1960. Ceratopogonidae (Diptera) reared from cacti, with a review of the copiosus group of *Culicoides*. Annals of the Entomological Society of America 53:639-658.

181. WITTMANN, E. J., & BAYLIS, M. (2000). Climate change: effects on *Culicoides* transmitted viruses and implications for the UK. *The Veterinary Journal*, 160(2), 107-117.

Y

182. YAJUN MA , JIANNONG XU , ZHENZHOU YANG, XIAOHUA WANG , ZHONGLING LIN, WEI ZHAO , YAN WANG , XIANGYU LI , HUA SHI., 2013. A video clip of the biting midge *Culicoides anophelis* ingesting blood from an engorged *Anopheles* mosquito in Hainan, China. *Parasites & Vectors* 2013, 6:326. Short Report.

Z

183. ZENNER F. (1977), le cycle trophogonique de *culicoides nubeculosus*. *C. rietbi* et *C. obsoletus*. Contribution à l'étude de sa physiologie et des conséquences écologiques et épidémiologiques. Thèse de doctorat en médecine (Diplôme d'état), ULP, n°4 : 220 page.

184. ZIENTARA, S., DE LA ROCQUE, S., GOURREAU, J. M., GREGORY, M., DIALLO, A., HENDRICKX, P., LIBEAU, G., SAILLEAU, C. & DELECOLLE, J. C. (2000). La fièvre catarrhale ovine en Corse en 2000. *Épidémiologie et santé animale* 38, 133-144.

185. ZIMMER J-Y ., LOSSON B., HAUBRUGE E., 2008. Biologie et écologie des *Culicoides* (Diptera), vecteurs de la fièvre catarrhale ovine. *Entomologie Faunistique-Faunistic Entomology* - 61(1-2), 53-57.

186. ZIMMER J-Y ., HAUBRUGE E., FRANCIS F., BORTELS J., SOMONNON G., LOSSON B., ET AL., 2008a. Breeding sites of bluetongue vectors on Belgium farms. *The veterinary Record*, pp: 131.

187. ZIMMER J-Y ., HAUBRUGE E., FRANCIS F., BORTELS J., SOMONNON G., LOSSON B., ET AL., 2008b. Distribution of potential bluetongue vectors on Belgium farms. *The veterinary Record*, pp: 700.

188. ZIMMER J Y., LOSSON B., SAEGERMAN C., HAUBRUGE E., 2009. Ecologie et distribution des espèces des *Culicoides Latreille* 1809 (Diptera : Ceratopogonidae) à proximité d'une exploitation bovine en Belgique. *Ann.soc.entomol.fr* (n.s.), 45(3) : 393-400.

189. ZIMMER J-Y, ÉRIC HAUBRUGE, FREDERIC FRANCIS. (2014). Synthèse bibliographique : l'écologie larvaire des *culicoïdes* (Diptera : Ceratopogonidae) *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* 2014 18(2), 301-312.

Annexe

Signes cliniques observés chez le mouton atteint de FCO



Congestion des muqueuses et œdème nasal - Foyer corse (cliché J.M.)



Congestion des muqueuses buccales et ulcération du palais (cliché J.M. Gourreau).



Congestion buccale et cyanose de la langue (cliché J.M. Gourreau).



Hémorragies et ulcères gingivaux (cliché J.M. Gourreau).



Lésions podales caractéristiques : stries hémorragiques dans l'épaisseur du sabot 4 semaines après l'infection (cliché A. Shimshony).

2.1. Matériels nécessaire pour l'étude entomologique



Pièges lumineux de type ultraviolet UV



La loupe binoculaire (Leica)

2.2. Matériels nécessaire pour la sérologie



Tubes secs, portes tube et aiguilles de prélèvements (système vacutainer)



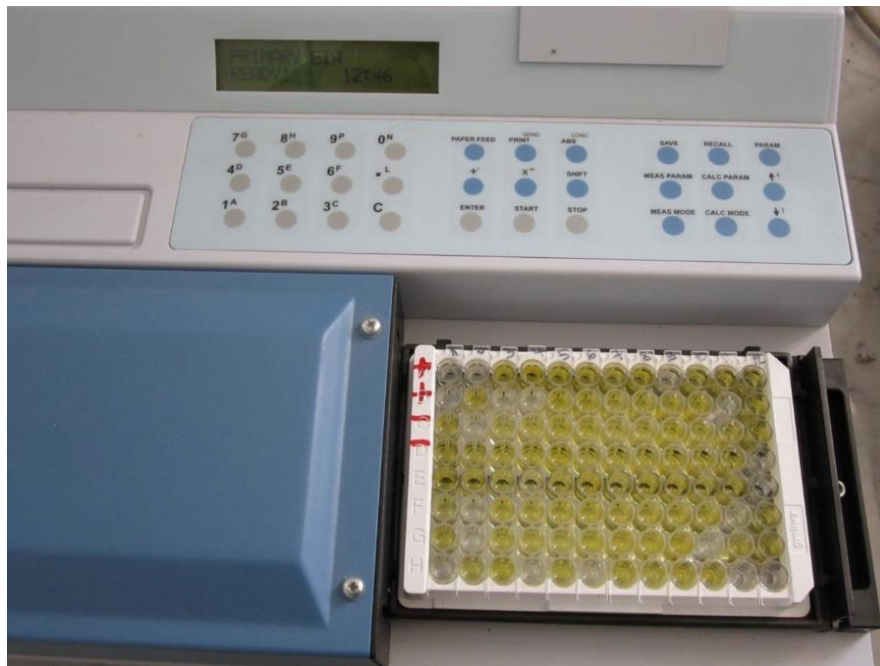
Centrifugeuse



Agitateur des plaques ELISA



Composants du kit ELISA



Lecture ELISA



Etuve pour les incubations



Congélateur à -20°C pour la conservation des sérums en attendant les analyses

3. Fiche de renseignements de piégeages

Entomo-surveillance DZ	Fiche de piégeage / résultats		Culicoides d' Algérie vecteurs FCO	
Wilaya :			Date :	
Piège Lumineux tube n°			Opérateur PL :	
Commune :				
Lieu-dit :			GPS :	Altitude :
Ferme (nom du propriétaire) :			Elevage :	
Environnement du site :				
Heure début de piégeage :		T° :	Météo :	
Heure fin de piégeage :		T° :	Météo :	
Animaux sur le site de piégeage :	oui /non	Obs. compl. :		
Déterminateur/s - Equipe :				
Résultat tri & prédétermination :		Résultat définitif :		

ID.vet
Innovative Diagnostics

Système de
management
certifié



ID Screen[®] Bluetongue Competition



Kit pour la détection des anticorps anti-VP7 par ELISA de compétition.

Usage *in vitro*

BTC ver 0414 FR-HF

IDvet, 310, rue Louis Pasteur – Grabels - FRANCE
Tel: + 33 (0)4 67 41 49 33 - Fax: + 33 (0)4 67 45 36 95
www.id-vet.com - E-mail: info@id-vet.com

Information Générale

Ce kit de diagnostic est destiné à la mise en évidence d'anticorps dirigés contre la protéine VP7 du virus de la Bluetongue.

Il peut être utilisé sur sérum ou plasma d'ovin, bovin, caprin, buffle et cervidae.

Description et Principe

Les cupules sont sensibilisées avec la protéine VP7.

Les échantillons à tester et les contrôles sont distribués dans les cupules. Les anticorps anti-VP7, s'ils sont présents, forment un complexe antigène-anticorps qui masque les épitopes de la VP7.

Un conjugué anti-VP7 marqué à la peroxydase (HRP) est distribué dans les cupules. Il se fixe sur les épitopes de la VP7 restés libres, formant un complexe antigène-conjugué-HRP.

Après élimination du conjugué en excès par lavage, la réaction est révélée par une solution de révélation (TMB).

La coloration qui en résulte est liée à la quantité d'anticorps spécifiques présents dans l'échantillon à tester :

- en l'absence d'anticorps dans l'échantillon, il apparaît une coloration bleue qui devient jaune après blocage.
- en présence d'anticorps dans l'échantillon, il n'apparaît pas de coloration.

La lecture est réalisée à 450 nm.

Composants du kit

Réactifs*
Microplaques sensibilisées avec la VP7
Conjugué - anti-VP7-HRP (10X)
Contrôle Positif
Contrôle Négatif
Tampon de dilution 2
Solution de lavage concentrée (20X)
Solution de révélation
Solution d'arrêt (0,5 M)

* La composition du kit est indiquée sur l'étiquette de dessus de kit.

1. Le conjugué, les contrôles, et la solution de révélation doivent être stockés à 5°C (\pm 3°C)
2. Les autres réactifs peuvent être stockés entre +2°C et +26°C.
3. Les composants portant la même dénomination (*solution de lavage, diluants*) peuvent être utilisés dans l'ensemble de la gamme IDvet.

Matériel nécessaire mais non fourni

1. Pipettes de précision mono ou multi -canaux capables de délivrer des volumes de 10 μ l, 100 μ l, 200 μ l.
2. Embouts de pipette à usage unique.
3. Lecteur de microplaques à 96 puits.
4. Eau distillée ou désionisée.
5. Système de lavage manuel ou automatique.

Remarques et précautions d'emploi

1. Ne pas pipeter à la bouche.
2. La solution de révélation peut être irritante pour la peau.
3. La solution d'arrêt (0,5M) peut être nocive en cas d'ingestion et peut entraîner une sensibilisation par contact avec la peau (R22-43). Eviter le contact avec la peau (S24-37).
4. Ne pas exposer la solution de révélation à une lumière vive ni à des agents oxydants.
5. Décontaminer tous les réactifs avant élimination.

Préparation des échantillons

Pour réduire la différence des temps d'incubation entre les échantillons, il est possible de préparer une microplaque de 96 puits contenant les échantillons à tester et les échantillons de contrôle, puis de les transférer dans la plaque ELISA avec une pipette multicanaux.

Préparation de la Solution de lavage

Si nécessaire, ramener la Solution de lavage concentrée (20X) à température ambiante (21°C ± 5°C) et bien agiter pour assurer la dissolution des cristaux.

Préparer la Solution de lavage (1X) par dilution de la Solution de lavage (20X) dans de l'eau distillée/désionisée.

Mode opératoire

Ramener tous les réactifs à température ambiante (21°C ± 5°C) avant l'emploi et les homogénéiser par retournement ou au Vortex.

1. Distribuer:
 - 50 µl de **Diluant 2** dans toutes les cupules.
 - 50 µl de **Contrôle Positif** dans les cupules A1 et B1.
 - 50 µl de **Contrôle Négatif** dans les cupules C1 et D1.
 - 50 µl de chaque échantillon à tester dans les cupules restantes.
2. Incuber **45 min ± 4 min** à 21°C (± 5°C).
3. Préparer le **Conjugué anti-VP7-HRP 1X** en diluant le **Conjugué anti-VP7-HRP 10X** au 1/10^{ème} en **Tampon de dilution 2**.

SANS VIDER ET SANS LAVER LA PLAQUE

4. Distribuer 100 µl de **Conjugué anti-VP7-HRP 1X** dans chaque cupule.
5. Incuber **30 min ± 3 min** à 21°C (± 5°C).
6. Laver 3 fois chaque cupule avec environ 300 µl de **Solution de lavage**. Eviter le dessèchement des cupules entre les lavages.
7. Distribuer 100 µl de **Solution de révélation** dans chaque cupule.
8. Incuber **15 min ± 2 min** à 21°C (± 5°C) à l'obscurité.
9. Distribuer 100 µl de **Solution d'arrêt** dans chaque cupule pour arrêter la réaction.
10. Mesurer et enregistrer les densités optiques à 450 nm.

Validation

Le test est validé si:

- ✓ la valeur moyenne de densité optique des Contrôles Négatifs (DO_{CN}) est supérieure à 0.7.

$$DO_{CN} > 0.7$$

- ✓ la valeur moyenne de densité optique de l'échantillon de Contrôle Positif (DO_{CP}) est inférieure à 30 % du DO_{CN} .

$$DO_{CP} / DO_{CN} < 0.3$$

Interprétation

Pour chaque échantillon, calculer le pourcentage de compétition (S/N%).

$$S/N\% = \frac{DO_{\text{échantillon}}}{DO_{CN}} \times 100$$

Les échantillons présentant un S/N%:

- strictement inférieur à 40 % sont considérés comme positifs.
- supérieur ou égal à 40 % sont considérés comme négatifs.

Résultat	Statut
S/N % < 40%	POSITIF
S/N % ≥ 40 %	NEGATIF

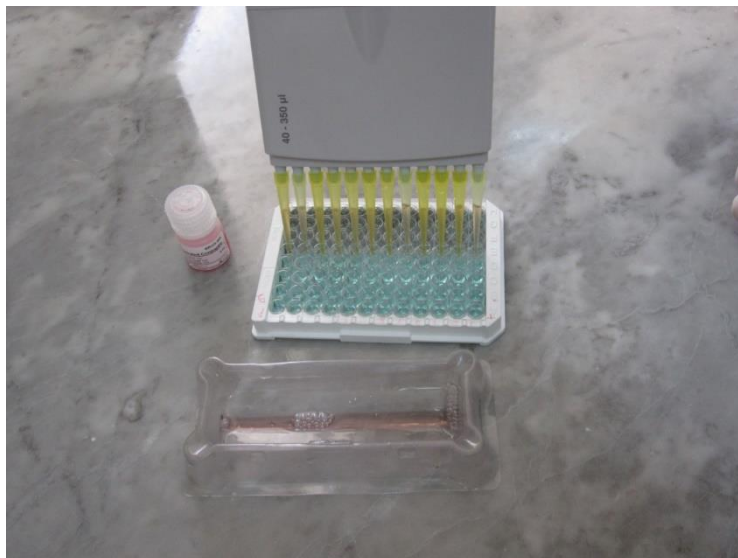
6. Les étapes de la réalisation de la technique ELISAc



Remplissage de chaque cupule avec de diluant 2



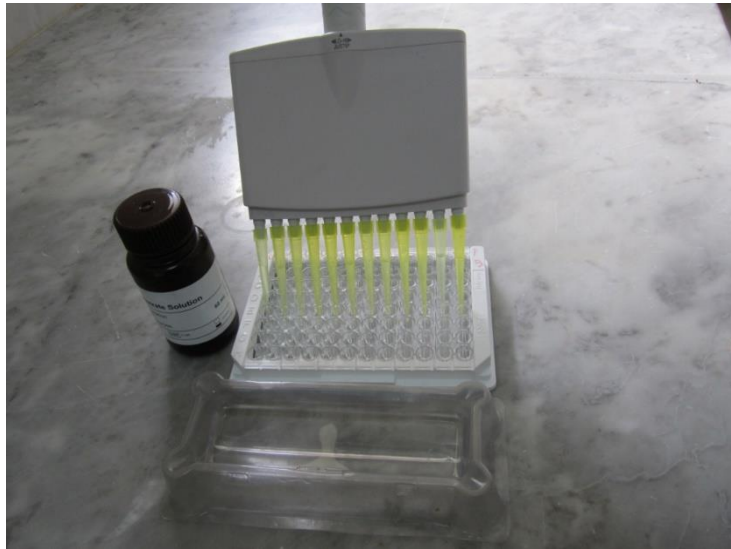
Addition des contrôles positifs et négatifs et les sérums à tester



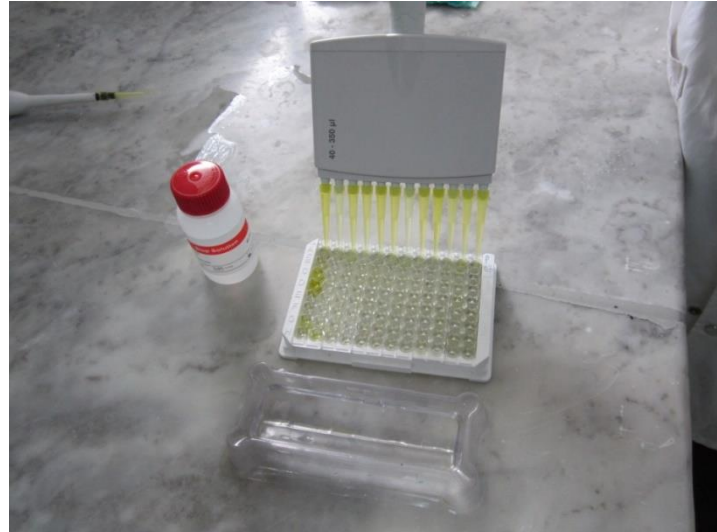
Addition de 100 µl de conjugué dans chaque cupule



Lavage des plaques par un laveur automatique



Addition de 100 μ l de solution de révélation (substrat) dans chaque cupule



Addition de 100 μ l de solution d'arrêt (stop) dans chaque cupule



Impression des résultats de lecture ELISA

MULTISKAN EX PRIMARY EIA V. 2.3

ABSORBANCE MODE
CONTINUOUS MOVEMENT
FILTER 450ABSORBANCES
07. MAR 2018 14:40:29

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
A	0.002	0.002	0.002	0.002	0.003	0.003	0.003	0.002	0.001	0.002	0.000-0.001	
B	0.002	0.002	0.002	0.002	0.003	0.002	0.003	0.002	0.001	0.002	0.000-0.001	
C	0.002	0.003	0.002	0.002	0.003	0.003	0.003	0.002	0.002	0.002	0.000-0.000	
D	0.002	0.002	0.002	0.002	0.003	0.002	0.002	0.002	0.002	0.002	0.000-0.001	
E	0.002	0.002	0.002	0.002	0.003	0.003	0.003	0.002	0.002	0.002	0.000-0.001	
F	0.002	0.003	0.002	0.003	0.003	0.003	0.003	0.002	0.002	0.002	0.001-0.000	
G	0.002	0.003	0.002	0.002	0.003	0.003	0.003	0.002	0.002	0.002	0.000-0.001	
H	0.002	0.003	0.002	0.002	0.003	0.003	0.003	0.002	0.001	0.002	0.000-0.001	

MULTISKAN EX PRIMARY EIA V. 2.3

ABSORBANCE MODE
CONTINUOUS MOVEMENT
FILTER 450ABSORBANCES
07. MAR 2018 14:40:55

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
AT	-1.168	1.213	1.240	1.192	0.905	1.166	1.120	1.066	1.020	1.534	0.995	1.570
BT	-1.217	1.470	1.389	1.425	1.092	1.218	1.102	1.146	1.255	1.612	1.216	1.542
CT	+0.056	1.461	1.258	1.362	1.222	1.246	1.142	1.173	1.119	1.243	1.281	1.592
DT	+0.060	1.360	0.993	1.134	1.091	1.124	1.024	1.234	1.006	1.628	1.151	1.425
E	1.243	1.428	1.388	1.261	1.206	0.806	0.987	1.161	0.843	1.695	1.372	1.620
F	1.248	1.294	1.101	1.253	1.222	1.367	1.321	1.015	0.971	1.476	1.468	1.627
G	1.303	1.414	1.514	1.280	1.318	1.376	1.232	1.154	0.923	1.597	1.172	1.406
H	1.347	1.257	0.891	1.310	1.130	1.548	1.301	0.939	1.020	1.230	1.372	1.110

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
A	0.000	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001	0.002
B	0.000	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001
C	0.000	0.000	0.000	0.000	0.000	0.001	0.000	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001
D	0.000	0.000	0.000	0.000	0.000	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001
E	0.000	0.000	0.000	0.000	0.000	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001
F	0.000	0.001	0.000	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001
G	0.000	0.000	0.000	0.000	0.000	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001
H	0.000	0.000	0.000	0.001	0.000	0.000	0.000	0.000	0.001	0.001	0.001	0.001

MULTISKAN EX PRIMARY EIA V. 2.3

ABSORBANCE MODE
CONTINUOUS MOVEMENT
FILTER 450

ABSORBANCES
12. JAN 2019 13:52:47

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
T-	1.609	1.414	1.319	1.365	1.429	1.518	1.219	1.382	1.430	1.175	1.310	1.519
T-	1.430	1.440	1.447	1.270	1.053	0.978	1.253	1.247	1.241	1.255	0.954	1.180
T+	0.052	0.167	1.484	1.112	1.249	1.278	1.296	1.428	1.226	1.135	1.519	1.151
T+	0.049	1.201	1.550	1.361	1.318	1.045	1.115	1.631	1.030	1.313	1.037	1.058
E	1.518	1.402	1.297	0.738	1.007	1.343	1.366	1.129	1.592	1.237	1.067	1.147
F	1.391	1.373	1.384	1.078	1.298	1.218	1.352	1.428	1.216	1.384	1.483	1.083
G	1.468	1.285	1.324	1.046	1.463	1.475	0.933	1.077	1.516	1.167	1.329	1.559
H	1.458	0.048	1.446	0.050	0.061	1.421	1.329	0.049	1.701	1.214	0.050	1.575

MULTISKAN EX PRIMARY EIA V. 2.3

ABSORBANCE MODE
CONTINUOUS MOVEMENT
FILTER 450

ABSORBANCES
12. JAN 2019 14:51:05

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
T-	0.931	0.507	0.797	0.043	0.065	0.950	0.996	0.846	0.841	0.740	1.186	1.165
T-	0.955	0.705	0.578	0.784	0.042	0.041	0.277	0.817	0.737	0.689	0.991	1.105
T+	0.049	0.918	0.919	0.857	0.049	0.673	0.845	0.554	0.738	0.790	1.125	1.112
T+	0.051	0.735	0.681	0.682	0.930	0.889	0.881	0.673	0.857	0.852	0.965	1.104
E	0.942	0.045	0.213	0.087	0.846	0.826	1.000	0.740	0.716	0.798	0.956	0.857
F	0.798	0.059	0.041	0.615	0.792	0.860	0.834	0.824	0.901	0.881	0.879	0.961
G	0.525	0.834	0.823	0.766	0.948	0.934	0.922	0.782	0.885	1.001	0.805	1.012
H	1.207	0.842	0.849	0.878	0.886	0.316	0.057	0.630	0.918	0.993	0.721	1.073



C.imicola



C.newsteadi



C.circumscriptus



C.puncticolis



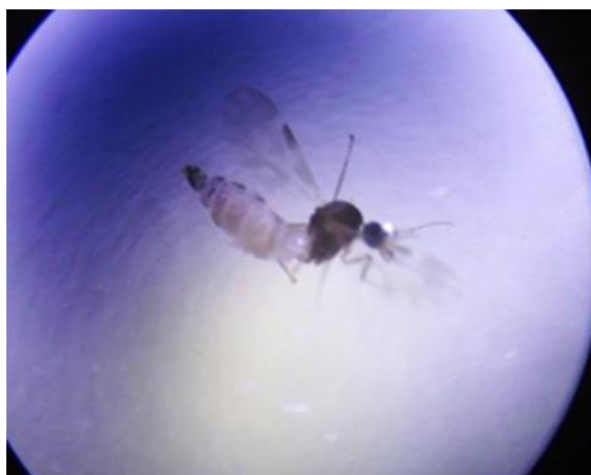
C.obsoletus



C.pulicaris



C.paolae



C.sahariensis



C.colluzii