

Ministère de l'Enseignement Supérieure et de la Recherche Scientifique

Université SAAD DAHLEB BLIDA

Faculté des Sciences Agro-vétérinaires et Biologiques

Département de Vétérinaire

*Mémoire de fin d'étude en vue de l'obtention du diplôme de
docteur vétérinaire*

THEME:

**Enquête séro-épidémiologique sur les avortements provoqués par la fièvre catarrhale
ovine dans la Région de SIDIBel abbes**

Présenté par :

Mr MOKHTARI mohamed

Soutenu le:12/03/2008 devant le jury composé de:

Président : Mr YAHIMI. Chargé de cours (Blida).

Examinatrice : Mme BAZIZ. Maître assistante (Blida).

Examinatrice : Melle TERZALI. Docteur vétérinaire (Blida).

Promotrice : Mme DECHICHA. Chargée de cours (Blida).

Promotion : 2007

Remerciements

Mes plus vifs remerciements et mon immense gratitude s'adressent à ma promotrice M^{me} DECHICHA AMINA, qui m'a guidé tout au long de ce travail par son dynamisme et son soutien, autant scientifique que moral, ainsi que son immense patience. Qu'elle trouve ici ma reconnaissance.

Mes remerciements vont également aux membres de jury : M. YAHIMI ; Mme BAAZIZ et Melle TARZALI pour m'avoir consacré de leur temps et accepter de juger ce travail.

Ma très grande reconnaissance et remerciements vont au personnel du laboratoire régional de Tlemcen représenté par le directeur M. Boudilmi A., qui nous a aimablement ouvert la porte et M. Dr. Ismail LOKBANI pour la réalisation des analyses.

De même, je tiens à exprimer ma reconnaissance à toutes les personnes qui m'ont aidé et contribué à la réalisation de ce mémoire, notamment :

- *Les éleveurs de la wilaya de Sidi Bel abbes, qui m'ont permis de visiter leurs élevages afin de réaliser mon travail.*
- *M. Dr. BOUKELMOUN M., vétérinaire praticien, remerciements chaleureux.*
- *Les responsables et le personnel des différentes structures administratives concernées, qui ont fait preuve de compréhension et de disponibilité à savoir :*
 - *Les responsables et le personnel du Ministère de l'Agriculture et du Développement rural.*
 - *Le personnel du laboratoire d'analyses de l'hôpital de Telagh.*
 - *Les responsables et le personnel de la DSV de la wilaya de Sidi Bel abbes et de la wilaya de Blida.*

DEDICACES

Je dédie ce modeste travail à :

Mes chères parents, que dieu les protège, à mes sœurs et frères, je souhaite trouveront en ces feuilles, témoignage de mon amour et tous mes affections.

A ma grand-mère Hadja Halima.

A mon oncle et très chère tante Zana.

A toute ma grande famille.

Au Dr gynécologue M^{me} Samira Ghomari .

A tous mes amis de promo, dont je garde un très bon souvenir.

A tous mes amis qui mon connus, le long de ma route...

A mes idées qui mon guidés...

Table des matières

○ Remerciements	
○ Dédicaces	
○ Table des matières	
○ Liste des figures et photos	
○ Liste des tableaux	
○ Liste des abréviations	
○ Résumé en français	
○ Résumé en arabe	
○ Résumé en anglais	
○ Introduction	
○ Première partie : Etude bibliographique	
I-GENERALITE	01
I-1- Définition.....	01
I-2 -Synonyme.....	01
I-3 -Historique.....	02
I-4- Importance économique.....	
II- EPIDEMIOLOGIE	
II-1-REPARTITION GEOGRAPHIQUE :	
II-1- 1- Situation mondiale.....	03
II-1- 2- Situation dans le bassin méditerranéen.....	04
II-1- 3- Situation en Algérie.....	05
II-2-TRANSMISSION	05
II-2-1- Mode de transmission.....	06
• Transmission par piqûre d'insectes :	06
• Transmission transplacentaire :	06
• Transmission par le sperme infecté :	06
II-2-2- Source et voie de contagé	06
II-2-3- Durée de virémie.....	06
III- ETIOLOGIE	
III-1- Agent pathogène.....	07
III-2- Morphologie et composition.....	08
III-3- Résistance	08
III-3-1- Chaleur et froid	09
III-3-2- Résistance au pH	09
III-3-3- Résistance aux produits chimiques.....	09
III-4- Pouvoir pathogène.....	09
III-5- Le vecteur.....	09

III-5-1- Capacité vectorielle	10
III-5-2- Capacité de dispersion.....	10
IV- SYMPTOMOLOGIE	
IV-1- Pathogénie.....	11
IV-2- Symptômes.....	11
IV-2-1- Dans l'espèce ovine.....	11
IV-2-1-a- Forme aiguë.....	11
IV-2-1-b- Complication.....	12
IV-2-1-c- Forme subaiguë.....	12
IV-2-1-d- Observation lésionnelles.....	12
IV-2-2- Chez les bovins et caprins.....	13
IV-2-3- Chez la faune sauvage	13
V- DIAGNOSTIC	
V-1- Diagnostic épidémio-clinique	15
V-2- Diagnostic expérimental.....	15
V-2-1- Modalités, Prélèvements et Choix des réactions.....	15
▪ Diagnostic virologique	15
• De l'animal vivant	15
• Du cadavre frais	15
• Des culicoïdes captures.....	15
▪ Diagnostic sérologique	16
V-3- Diagnostic différentiel.....	16
VI- CONDUITE A TENIR	
VI-1- Traitement.....	19
VI-2-2-a- Les Vaccins atténués.....	19
VI-2- Prophylaxie.....	19
VI-2-1- Prophylaxie sanitaire.....	19
VI-2-1-a- La surveillance entomologique.....	20
VI-2-1-b- La surveillance clinique.....	21
VI-2-1-c- La surveillance sérologique.....	21
VI-2-2- Prophylaxie médicale.....	22
VI-2-2-a- Les Vaccins atténués.....	22
VI-2-2-b- Les vaccins inactivés.....	23
VI-2-2-c- Les vaccins recombinants.....	23
○ Deuxième partie : Etude expérimentale	
PROBLEMATIQUE.....	24

❖ Première partie: Données de la situation de la FCO en Algérie.

Situation de la FCO en Algérie dès son premier signale:

I- Épizootie 2000.....	25
I-1-Origine et evolution.....	25
II- Épizootie 2006.....	27
II-1 Origine et evolution.....	28
III- Symptômes observés durant les deux épizooties.....	31
V- Mesures et dispositifs adoptés pour les deux epizooties.....	31
❖ <u>Deuxième partie</u> : Recherche sérologique de la FCO sur les cas d'avortements constatés dans quatre localités de la wilaya de Sidi-Bel-Abbes.	

II-1- La zone d'étude	33
II-2-Echantillonnage	33
III- Matériel	34
III-1- Questionnaire réalisé au niveau de la ferme.....	34
III-2- Matériel de prélèvement et de récolte du serum.....	35
III-3- Matériel de laboratoire.....	35
IV-Méthodes.....	36
IV-1-Prélevements.....	36
IV-2- Méthode d'analyse au laboratoire.....	36
IV-2-1-Dépôt des échantillons.....	38
IV-2-2- Dépôt du conjugué.....	38
IV-2-3- Lavage.....	38
IV-2-4-Révélation.....	39
IV-2-5-Lecture.....	40
IV-2-6-Critères de validation.....	40
IV-2-7-Interprétation.....	40
RESULTATS ET DISCUSSIONS	

Première partie

I-Données enregistrées au cours des deux epizooties.....	41
I-1 Données rapportées sur la maladie au cours des deux epizooties.....	41
I-2- Morbidité et mortalité.....	41
II- Discussion.....	42

Deuxième partie

I- Réponses du questionnaire adressé aux éleveurs.....	42
1- Type d'élevage.....	42
2- Origine des animaux.....	43
3- Conditions d'hébergement.....	45
4- Sol.....	45
5- Abreuvement.....	45
6- Conditions d'hygiène.....	45
7- Nombre d'avortements enregistrés dans l'élevage.....	46
8- Symptômes accompagnant les avortements observés par l'éleveur.....	46

9et 10 - Nombre de sujets atteints par la maladie et de sujets morts.....	47
11- Déclaration de la maladie par les éleveurs.....	47
I- Résultats de la sérologie réalisée sur les femelles avortantes.....	48
II-1-Lecture des resultants.....	48
II-2-Validation.....	49
II-3- Interprétation.....	49
II-4-Séroprévalence de la FCO chez les brebis avortantes de chaque commune.....	49
II-5-Séroprévalence globale.....	50
Conclusion.....	53
Recommandation.....	54
Références bibliographiques	
Annexes	

Liste des figures et photos

○ Première partie : Etude bibliographique	
Figure 1 : Répartition mondiale de la FCO (CIRAD, 2000).....	03
Figure 2: Circulation du virus (B.T.) dans le bassin méditerranéen (O.I.E., 2007).....	04
Figure 3: Structure du virus de la FCO (Baudoux et coll., 2004).....	07
Figure 4: Schéma Cycle évolutif de <i>Culicoïde</i> (Delécolle et coll., 2000).....	10
Figure 5: Congestion des muqueuses nasales (Gourreau, 2006).....	14
Figure 6: Gros ulcère: hémorragie périphérique (Gourreau, 2006).....	14
Figure 7: œdème de la tête (Gourreau, 2006).	14
Figure 8: Cyanose de la langue (Gourreau, 2006).....	14
Figure 9: Ptyalisme signant la présence de lésions buccales (Gourreau, 2006).....	14
Figure 10: Amaigrissement (Gourreau, 2006).....	14
Figure 11: Lésion podale ancienne (Lefèvre, 2003)	14
Figure 12: Hémorragies pétéchiales sur l'utérus (Gourreau, 2006)	14
Figure 13: Hémorragie en nappe sur le rumen (Gourreau, 2006).....	14
Figure 14: Adénite intestinale (Gourreau, 2006).....	14
Figure 15: Erosion sur le mufle souvent associé (Bouchemal, 2006).....	14
Figure 16: Ulcération des trayons (Bouchemal, 2006).....	14
Figure 17: peste des petits ruminants : hémorragie en nappe de la muqueuse buccale (Lefèvre, 2003).....	18
Figure 18: Clavelée: papules étendues à la face et aux oreilles (Gourreau et coll., 1998)....	18
Figure 19 et 20: Ecthyma contagieux: œdème de l'auge. Présence de croûtes à la commissure des lèvres et ecthyma podal chez une chèvre: lésion papuleuse bourgeonnante et ulcérée. (Salat, 2006).....	18
Figure 21 : Les 2 types de pièges UV à succion utilisés pour la capture des <i>Culicoïdes</i> en France (Coroller, 2006).....	20
Figure 22 : Surveillance générale de la FCO (Coroller, 2006)	21
○ Deuxième partie : Etude expérimentale	
Figure 1: Répartition des foyers de FCO durant l'épizootie 2006 (OIE, 2007).....	29
Photo 1 : Matériel utilisé pour la réaction ELISA.....	35
Photo 2: Prélèvement à partir de la veine jugulaire.....	36
Figure 2 : Plan de dépôt des échantillons sur la plaque ELISA.....	37
Photo 3: Plaque couverte après distribution des échantillons.....	37
Photo 4 : Plaque couverte après dépôt du conjugué dilué.....	38
Photo 5: Coloration de la plaque après 10 min d'incubation à l'abri de la lumière.....	39
Photo 6: plaque, après le dépôt de la solution d'arrêt.....	39
Figure 3 : Nombre de cas et de morts enregistrés par la DSV durant les deux épizooties...	41
Photo 7: Présence de caprins dans les élevages visités.....	42
Figure 4: Introduction de la maladie à partir de la wilaya de Saida (10cm → 50km).....	44

Photo 8 : Eau d'oued stagnante.....	45
Photo 9 : Citerne d'abreuvement.....	45
Photo 10: un avortant	46
Photo 11: Raideur des membres	46
Photo 12: torticolis.....	46
Figure 5 : Résultat des analyses sur feuille de calcul du Photomètre.....	48
Figure 6 : Réponses individuelles des échantillons au test ELISA de compétition.....	49
Figure 7 : Taux de positifs exprimés par chaque commune.....	50
Figure 8 : Séroprévalence globale.....	51

LISTE DES TABLEAUX

TABLEAU I: Répartition des différents sérotypes du virus de la fièvre catarrhale du mouton selon les continents (Lefèvre, 2003).....	05
Tableau II: Protéines du virus de la fièvre catarrhale du mouton (Lefèvre, 2003).....	08
Tableau III: Diagnostic différentiel clinique ovins (FAO, 1994).....	17
Tableau 1: données de la bluetongue pendant l'épizootie 2000 enregistrées par la DSV du ministère de l'agriculture.....	27
Tableau 2: données de la Bluetongue durant l'épizootie de 2006 enregistrées par la DSV du ministère de l'agriculture.....	30
Tableau 3: Résultat de l'étude entomologique menée par l'INMV en juin 2003.....	32
Tableau 4: Répartition des échantillons en fonction de leur origine.....	33
Tableau 5: interprétation des résultats.....	40
Tableau 6: Etendu de la maladie au cours des 2épizooties à l'échelle nationale.....	41
Tableau 7: Morbidité et mortalité au cours des 2 épizooties à l'échelle nationale.....	41
Tableau 8: Nombre de cas malades, de mort, et d'avortements signalé dans les communes d'étude.....	47
Tableau 9: Taux de positivité observé dans chaque commune.....	50
Tableau 10: Séroprévalence globale.....	50

Liste des abréviations

- ARN** : Acide ribonucléique
AAHP : Animal Algerian Health product
AFSSA : Agence Française de sécurité sanitaire des aliments.
BHK21 : Baby hamster kidney (lignée cellulaire).
BTV : Bluetongue virus.
CIRAD : Centre de coopération international de recherche agricole pour le développement.
°C : Degré celsius.
DO : Densité optique.
DSV : Direction des services vétérinaires.
EDTA : Acide éthylène diamine tétra acétique.
EHD : Epizootic hemorrhagic disease.
EHDV : Epizootic hemorrhagic disease virus.
ELISA : Enzyme linked immuno-sorbent assay.
FA : Fièvre aphteuse.
FCO : Fièvre catarrhale ovine.
FAO : Food and agriculture organization.
INMV : Institut national de la médecine vétérinaire.
INPV : Institut national de la protection des végétaux.
ml : Millilitre.
nm : Nanomètre.
NS : Protéine non structurale.
OIE : Office international des épizooties.
OMS : organisation mondiale de la santé.
PPR : Peste des petits ruminants.
PCR : Polymerase chain reaction.
pH : Pouvoir hydrogène.
VP : Protéine virale.
µl : Microlitre.
µm : Micromètre.

Résumé

La fièvre catarrhale du mouton (Bluetongue) est une arbovirose inscrite sur la liste "A" de l'O.I.E. et dont le virus se transmet par des vecteurs appelés "*Culicoïdes*".

Au cours de ces dernières années, la maladie s'est propagée dans le pourtour méditerranéen et progresse de plus en plus vers le nord.

En Algérie, deux épizooties ont été enregistrées durant cette décennie engendrant des pertes économiques considérables par la mortalité et les avortements causés.

Les premiers foyers cliniques ont été déclarés à l'Est du pays en 2000, avec la présence du sérotype 2 du virus. La seconde épizootie plus sévère a été signalée en 2006, déclenchée par un nouveau sérotype cette fois-ci qui est le sérotype 1. Un silence clinique a été marqué entre les deux épizooties.

Dans notre étude, nous avons abordé deux volets :

Etude de la situation de la FCO en Algérie avec comparaison entre les deux épizooties.

Enquête séro-épidémiologique sur huit élevages ayant enregistré des avortements en série situés dans la région de Sidi-Bel Abbès.

Sur les 23 brebis avortant testées à l'ELISA de compétition, nous avons enregistré une séroprévalence de 73.91% de FCO.

Des recommandations et des mesures prophylactiques s'imposent suite à ces résultats.

Mots clés : fièvre catarrhale du mouton, épizootie, avortement, séroprévalence.

ملخص

الحمى النزلية للغنم (أو مرض اللسان الأزرق) هي مرض فيروسي مسجل في القائمة "A" عند المنظمة العالمية للأوبئة، ينتقل عن طريق حشرة البعوض. خلال السنوات الأخيرة انتشر هذا المرض في أرجاء البحر الأبيض المتوسط و هو يزحف أكثر فأكثر نحو الشمال.

عرفت الجزائر وباءين لهذا المرض خلال الفترة الماضية، مما أدى إلى خسائر اقتصادية تجلت في نفوق الحيوانات و الاجهاضات المصاحبة.

أولى الحالات المرضية، سجلت في شرق البلاد عام 2000، مصحوبة بتواجد الصنف 2 لهذا الفيروس. أما الوباء الثاني و الأكثر حدة، سجل عام 2006، هذه المرة، بتحريض صنف آخر جديد هو الصنف 1 للفيروس، مع ملاحظة فتور للحالات المرضية بين الوباءين. في عملنا هذا تطرقنا إلى مجالين :

- دراسة وضعية الحمى النزلية للغنم في الجزائر مع مقارنة بين الوباءين.
- بحث مصلي- وباءي على مستوى ثمانية مراكز تربية، كانوا قد شهدوا سلسلة من الاجهاضات، تقع في نواحي ولاية سيدي بلعباس.

من بين 23 نعجة مجهزة و الخاضعة للتحاليل بالـ ELISA سجلنا تفش مرضي مصلي بنسبة % 73,91 للحمى النزلية للغنم. توصيات وإجراءات وقائية نعرض نفسها بعد هذه النتائج.

المفتاح : الحمى النزلية للغنم؛ وباء، إجهاض، تفش مرضي مصلي.

Summary

The sheep catarrhal fever (Bluetongue) is an arbovirosis registered in the O.I.E. "A" list, and whose virus is transmitted by vectors named "*Culicoids*".

During the last years, this disease spreads in the Mediterranean perimeter and is still progressing more and more to the North.

In Algeria, two epizooties were detected and registered during this decade, causing economic losses due to mortality and provoked abortions.

The first clinical sources were declared in the Eastern country in 2000, with the presence of the virus serotype 2. The second more severe epizooty was signaled in 2006, triggered this time by a new serotype which is the serotype 1. A clinical silence was marked between the two epizooties apparitions.

In our study, we dealt with two shutters:

A study of the FCO in Algeria with a comparison between the two epizooties.

A sero-epidemiological survey upon eight breeding which registered serial abortions in Sidi-Bel Abbas region.

On the 23 ewes having abortion and tested at the ELISA with competition, we registered an FCO seroprevalence rate of 73.91%.

Recommendations and prophylactic measures are dictated due to these results.

Key words : sheep catarrhal fever, epizooty, abortion, seroprevalence.

Les ruminants, en particuliers les ovins, ont un rôle économique important en Algérie, cependant, l'état de santé du cheptel ovin reste toujours menacé par la survenue de certaines maladies infectieuses et contagieuses, notamment les maladies émergentes ou réémergentes, dont la majorité sont à transmission vectorielle, entraînant une large morbidité et parfois une grave mortalité dans les élevages infectés.

La fièvre catarrhale du mouton, sous sa forme abortive, aiguë ou subaiguë, est une pathologie parfois très redoutée en raison des pertes économiques importantes qu'elle engendre.

Maladie nouvelle pour l'Algérie, la FCO est une infection virale, transmissible et non contagieuse, affectant les ruminants et plus particulièrement les ovins dont elle provoque fréquemment la mort.

Le virus causal appartenant au genre *Orbivirus* de la famille des *Réoviridae* dont plus d'une vingtaine de sérotypes viraux distincts ont à ce jour, été décrits et chacun induisant une faible immunité protectrice contre les autres sérotypes.

La biologie du vecteur et son mode de transmission vectorielle confèrent à la maladie un caractère saisonnier et géographiquement délimité aux zones chaudes et humides.

La FCO est devenue en quelques années un problème incontournable pour un grand nombre de pays, cela confirme cependant bien la nécessité de développer des outils adaptés à la surveillance et à la gestion des maladies vectorielles émergentes.

Les deux épizooties qu'a vécu l'Algérie appellent un regard tout particulier du fait d'une part du peu d'expériences existantes pour gérer ce type de maladie et d'autre part du peu d'informations disponibles sur la situation épidémiologique de cette maladie.

Dans cette optique, notre travail décrit initialement dans une synthèse bibliographique les connaissances actuelles sur la bluetongue, sur son virus ainsi que sur l'importance de son vecteur, puis secondairement dans une partie expérimentale une analyse de sa situation en Algérie afin de mieux évaluer la prévalence et les facteurs de risque de cette entité pathologique, et enfin, une enquête sérologique a été réalisée sur quelques sérums de femelles avortantes dans le but de mettre en évidence l'importance de cette maladie.

Première partie

Etude bibliographique

I- GENERALITE

I-1- DEFINITION :

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 (Lefèvre, 2003).

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) (Lefèvre, 2003). Elle est aisément transmissible au mouton dans les conditions expérimentales (Becker, 1971).

Définis comme une M.R.L.C., c'est une maladie à déclaration obligatoire, non transmissible à l'homme. Elle est inscrite sur la liste « A » de l'office international des épizooties (O.I.E.) en raison de sa gravité particulièrement importante pour l'économie nationale ou régionale (Lefèvre et Desoutter, 1988).

I-2- SYNONYMES:

- Français : Fièvre catarrhale du mouton, maladie de la langue bleue.
- Latin : Febris catarrhalis ovium. (Becker, 1971)
- Anglais: Blue tongue; Mouth Sickness; Malarial catarrhal Fever of Sheep

I-3- HISTORIQUE :

L'affection est connue en Afrique depuis la 2^{ème} moitié du XIX^{ème} siècle (Manninger et Mocs, 1959).

C'est Hutcheson qui, le premier, signala la fièvre catarrhale en 1902, en Afrique du sud, sous le nom de « catarrhe enzootique » (Lefèvre, 2003).

Dès cette époque, Preull avait fait des recherches approfondies, jeté des bases à l'immunisation des moutons et soupçonné le rôle des moustiques comme vecteur éventuel de la maladie. En 1906, Theiler montra la filtrabilité de l'agent causal (Becker, 1971).

Pendant les cinquante années qui suivirent, de nombreux auteurs signalèrent la fièvre catarrhale, soit sur des espèces animales autres que les ovins et caprins, soit dans divers pays du continent africain (Lefèvre et Desoutter, 1988).

Par ailleurs, dès 1925, Curasson mentionne son introduction au Soudan Français (actuel Mali) sur des moutons mérinos importés d'Afrique du sud. 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, seul l'Afrique est considérée infectée mais, en 1943, la maladie est découverte à Chypre, puis en Israël en 1951 (Lefèvre, 2003).

En 1957, Placidi signala au Maroc une épizootie sur moutons mérinos alors que la maladie faisait une incursion dans le sud de la péninsule Ibérique (Espagne-Portugal). A la même époque, en 1952, Hardy et Price, reconnaissent pour la première fois l'existence de la fièvre catarrhale aux Etats-Unis en Californie (Lefèvre et Desoutter, 1988).

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 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, expliqua la transmission de la maladie en identifiant culicoides imicola comme l'un des vecteurs biologiques du virus (Lefèvre, 2003).

I-4- IMPORTANCE ECONOMIQUE:

Il est toujours difficile d'évaluer l'impact économique d'une maladie, mais dans le cas de la fièvre catarrhale, la difficulté est encore accrue par le fait qu'elle :

- Passe souvent inaperçue
- Toutes les souches n'ont pas le même pouvoir pathogène
- Toutes les races d'ovins ou de bovins n'ont pas la même sensibilité.

Les pertes occasionnées par la Bluetongue sont, soit directes, par la mortalité et les avortements, soit indirectes, par la longue convalescence, le retard de croissance des jeunes, le déclassement qualitatif de la viande et la mauvaise qualité de la laine.

A ces pertes occasionnées par la maladie elle-même, il faut ajouter celles dues à la prévention (dépistage, vaccination, désinsectisation), ou à la limitation du commerce, notamment des exportations.

Aux Etats-Unis, les pertes occasionnées en 1979, dans le seul état du Mississipi, se seraient élevées à 12 millions de dollars et à l'heure actuelle, les pertes dues aux restrictions des exportations vers les pays indemnes sont estimées à 125 millions de dollars. (Lefèvre, 2003). En réalité, aucune étude approfondie n'a permis d'établir si l'infection, même inapparente, n'entraînerait pas des pertes économiques (Lefèvre et Desoutter, 1988).

Un animal même guéri est sans valeur économique, incapable de produire du lait, de la viande ou des agneaux ; son euthanasie est vivement conseillée pour des raisons économiques et de lutte contre la souffrance animale ; tout soin palliatif sur les animaux malades ou convalescents est totalement anti-économique (Gauthier, 2006).



II- EPIDEMIOLOGIE

II-1- REPARTITION GEOGRAPHIQUE :

II-1-1- Situation mondiale :

Décrite pour la première fois en 1881 en Afrique du sud, la fièvre catarrhale ovine s'est étendue, à partir de 1940, en Afrique centrale pour atteindre ensuite le bassin méditerranéen (Israël, Turquie, Syrie, Oman, Arabie Saoudite) et l'Asie (Chine, Pakistan, Japon, Indonésie, Inde, Malaisie).

A l'heure actuelle, elle est également signalée en Amérique du nord (USA, Canada), en Amérique du sud (Mexique, Chili, Brésil, Guyane), en Australie et en Nouvelle-Zélande.

La distribution mondiale du virus se situe approximativement entre les latitudes 35°sud et 40°nord, même si au nord-ouest de l'Amérique et en Chine, elle peut s'étendre jusqu'à 50° nord (cf. figure 1).

Dans les territoires et les départements d'outre-mer français qui se situent dans ces zones, la Blue Tongue y est enzootique.

Le dernier virus isolé sur l'île de la réunion en 2003 était de sérotype « 3 ».

Dans les Antilles françaises, plusieurs sérotypes, mis en évidence par séroneutralisation, circulent, sans provoquer de symptômes cliniques chez les ovins. (Sailleau et coll., 2006).

Au Japon, la maladie existe mais ce qui est à souligner, c'est qu'elle frappe uniquement les bovins alors que les moutons ne sont pas touchés.

Il est à noter que la fièvre catarrhale ne s'étend jamais au nord du 45^o parallèle, mais aucune explication valable n'a été donnée à ce sujet (Becker, 1971).

En outre, même indemnes, certains pays sont menacés d'une éventuelle introduction en raison de la présence sur leur territoire d'espèces de *Culicoides* potentiellement vectrices (Lefèvre, 2003).

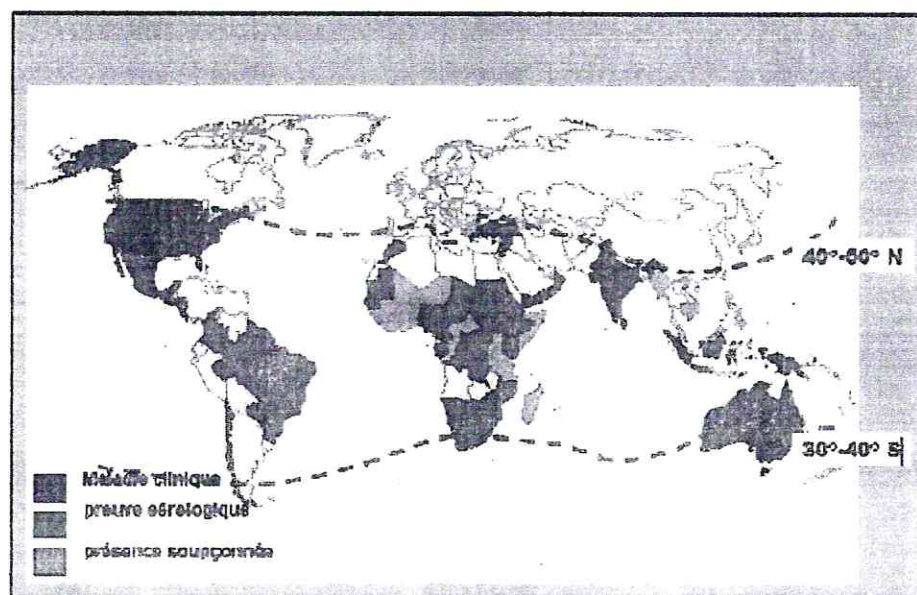


Figure 1 : Répartition mondiale de la FCO (CIRAD, 2000).

II-1-2- Situation dans le bassin méditerranéen:

L'ensemble des pays du bassin méditerranéen a connu, à partir de 1998, une flambée de la fièvre catarrhale du mouton, ayant engendré une dégradation marquée de la situation sanitaire. Des épizooties ont ainsi été enregistrées de façon simultanée en Grèce, en Bulgarie, en Turquie, et en Tunisie en 1999 (Ben Fradj et coll., 2003).

A l'exception de plusieurs incursions au Portugal et en Espagne de 1956 à 1960 et en Grèce en 1979, l'Europe était indemne de fièvre catarrhale depuis vingt ans.

- En 1977 : des cas ont été enregistrés en Grèce, en Bulgarie, en Tunisie et en Turquie. En 2000 en Tunisie, en Algérie, en Italie (Sardaigne, Sicile et Calabre), en Espagne (île Baléares), à nouveau en Grèce et finalement en France sur l'île de la Corse (49 foyers) (Zientara et coll., 2002).
- En 2001: la Blue Tongue était présente en Italie, en Grèce et en Corse (335 foyers).
- En 2003 et en 2004: de nouvelles épizooties impliquant les sérotypes 4 et 16 sont survenues en Italie, en Espagne, en Corse, au Maroc et au Portugal.
- En 2005: des foyers de sérotypes 4 ont été déclarés en Italie et en Espagne. En Corse, bien que la circulation du virus de sérotype 16 ait été démontrée, aucun foyer n'a été déclaré depuis la fin de 2004. Le sérotype 1 s'est répandu dans le Magreb (en Tunisie et Algérie) et a atteint la Sardaigne à la fin de 2006 (Bréard et coll., 2007).

La dernière carte de la circulation du virus établie par l'O.I.E. est présentée ci-après :

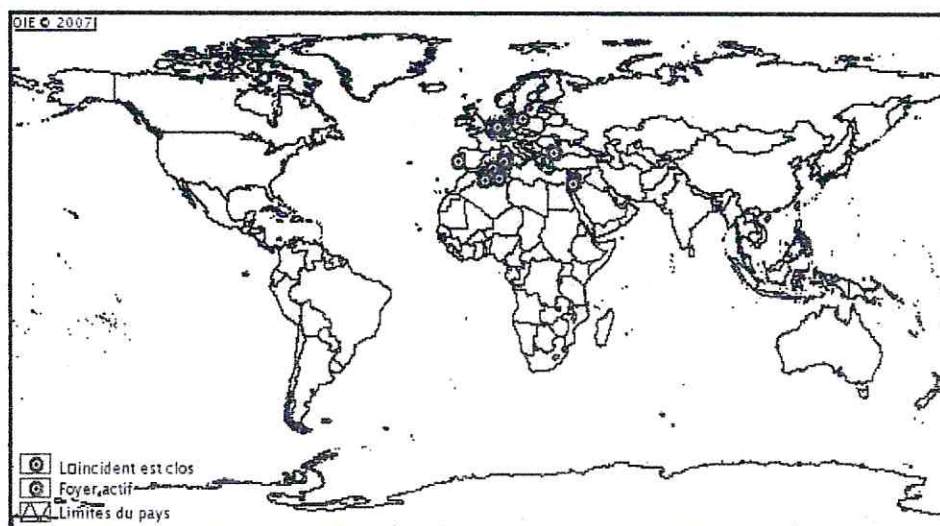


Figure 2: Circulation du virus (B.T.) dans le bassin méditerranéen (O.I.E., 2007).

La répartition des différents sérotypes en fonction des pays est décrite dans le tableau ci-après :



TABLEAU I: Répartition des différents sérotypes du virus de la fièvre catarrhale du mouton selon les continents (Lefèvre, 2003).

Région	Sérotypes
Afrique subsaharienne	1à16 18, 19, 22, 23,24
Maghreb (Tunisie 1999)	2
Moyen-Orient	1, 3, 4, 10, 12,16
Israël	2, 4, 9,10, 13 ,16
Péninsule arabique	6, 14, 17, 19,20,
Inde	3, 9, 16,18
Europe :	
Espagne et Portugal	10
Grèce	4, 9,16
Bulgarie	9
Italie (Sardaigne), France (Corse)	2
Amérique du nord et Mexique	2, 10, 11, 13,17,
Amérique centrale	1, 3, 6,17
Caraïbes	3, 4, 6, 8, 12,17
Amérique du Sud	?????
Australie et Pacifique	1, 3, 9, 15, 16, 20, 21,23

II-1-3- Situation en Algérie:

Le premier cas a été signalé le 16 juillet 2000 dans une localité d'El Taref. Depuis, le virus s'est réparti dans plusieurs foyers, de 24 communes de la Wilaya.

Par la suite, l'épidémie s'est propagée vers 7 wilayas de l'Est et du centre enregistrant des centaines de cas dont voici quelques exemples :

Skikda (1277 cas), Guelma (2871 cas), Souk-Ahras (430 cas), Annaba (500 cas), Oum El Bouagui (05 cas), Tébessa (35 cas), Jijel (18 cas) (Derradji et coll., 2006).

Au cours de cette dernière décennie, l'Algérie a connu deux épizooties, la première en 2000 et la seconde en 2006 (voir partie expérimentale).

II-2-TRANSMISSION

II-2-1- Mode de transmission:

Trois modes de transmission sont retenus selon les auteurs :



- **Transmission par piqûre d'insectes :**

Dans les conditions expérimentales, la maladie est facilement transmise par inoculation de sang infecté au mouton.

Dans les conditions naturelles, il semble que la maladie se transmet entièrement par piqûres d'insectes. Elle apparaît avec l'introduction de moutons sensibles dans une région où l'infection est endémique et elle dépend fortement de la présence des insectes vecteurs hématophages appartenant au genre *Culicoides* (Diptera, Ceratopogonidae) (Lefèvre, 2003).

Elle est saisonnière et se déclare dans des régions chaudes et humides, près d'étangs d'eau stagnante.

Dans les régions tempérées, elle survient surtout en fin d'été ou en début d'hiver ; par contre dans les régions subtropicales, elle survient toute l'année ou, plus souvent, au printemps et en début d'été (Etienne, 2000).

- **Transmission transplacentaire :**

Un autre mode de transmission, moins fréquent, mais d'intérêt épidémiologique considérable est réalisé par voie transplacentaire, le virus pourrait être transmis verticalement in utero d'une vache infectée à son veau de même chez les ovins (Lefèvre et Desoutter, 1988).

- **Transmission par le sperme infecté :**

Pendant la phase virémique, le sperme peut se révéler virulent et la maladie peut être alors transmise par insémination artificielle (Picout, 2001).

II-2-2- Source et voie de contagé :

La principale source de contagé est le sang : la virémie apparaît dans les heures qui suivent l'hyperthermie (Gourreau et Zientara, 2000).

Les voies transcutanées, muqueuses et transplacentaires sont la règle, dans les conditions naturelles, mais expérimentalement, toutes les voies sont possibles : sous-cutanée, intramusculaire et même la voie orale peut être infectante dans certaines conditions (ingestion répétée de quantités importantes du virus) (Lefèvre et Desoutter, 1988).

II-2-3- Durée de virémie :

L'estimation de la virémie est difficile car elle dépend de nombreux 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 variabilité des résultats obtenus.

Chez les moutons cette période est de 8 à 15 jours en moyenne (mais une durée de plus d'un mois est possible) et 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) (Lefèvre, 2003).



III- ETIOLOGIE

III-1- Agent pathogène :

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

La nature du génome permet le réassortiment entre segment lors de co-infection. De plus, le génome viral subit un taux élevé de mutation contribuant à une dérive antigénique. Ces particularités expliquent la variabilité génétique du virus de la FCO (Etienne, 2000).

III-2- Morphologie et composition :

Le virus de la fièvre catarrhale est un virus de petite taille, d'un diamètre compris entre 68 et 70 nm, à symétrie icosaédrique (Lefèvre, 2003).

C'est un virus nu, constitué de deux capsides qui entourent 10 segments d'ARN bicaténaire (ARN bd) codant 11 protéines, sept des protéines sont structurales (VP1 à 7) formant les capsides externe et interne et quatre sont non structurales (NS1, 2,3 et 3a) (cf. figure 3). La capside interne est constituée principalement de VP7 et VP3 et de trois protéines minoritaires (VP1, VP4 et VP6). La capside externe est composée exclusivement des protéines VP2 et VP5 (cf. tableau II).

La protéine VP2 détermine la variabilité antigénique des 24 sérotypes du virus. La protéine VP7, issue du segment 7, est conservée chez tous les sérotypes est comporte des épitopes très antigéniques communs aux 24 sérotypes (Bréad et coll., 2007).

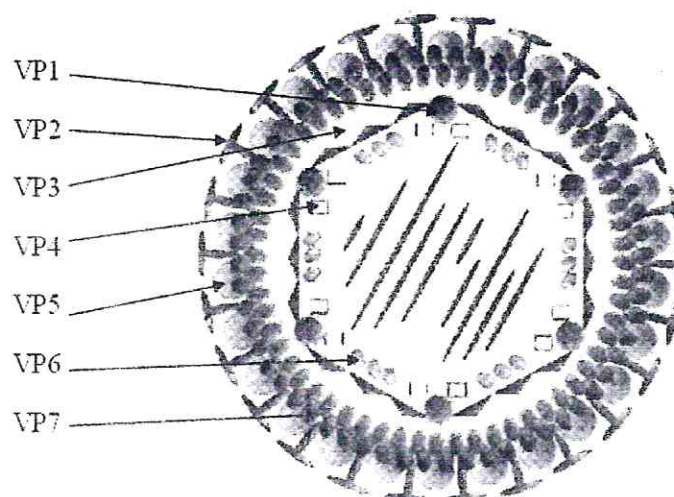


Figure 3: Structure du virus de la FCO (Baudoux et coll., 2004).



Tableau II : Protéines du virus de la fièvre catarrhale du mouton (Lefèvre, 2003).

Fragment ARN	Protéine	Localisation
1	VP1	Nucléocapside
2	VP2	Capside externe
3	VP3	Nucléocapside
4	VP4	Nucléocapside
6	VP5	Capside externe
9	VP6	Nucléocapside
7	VP7	Nucléocapside
5	NS1	Cellule infectée
8	NS2	Cellule infectée
10	NS3	Cellule infectée

III-3- Résistance :**III-3-1- Chaleur et froid**

Le sang infecté par le virus de la bluetongue reste pathogène pendant plusieurs années à températures ambiantes (jusqu'à 25ans), mais la baisse du titre n'est pas précisée.

En revanche, toujours dans le sang, mais conservé à + 4°C, ce titre ne subit aucune modification (Grégory et coll., 2002).

Le virus n'est détruit qu'après un traitement d'une demi-heure à 60°C. A -20°C, la stabilité du virus est moindre qu'à +4°C et, pour le conserver plusieurs années, il faut des températures de l'ordre de -80°C. Malheureusement, c'est à des températures plus basses et donc très favorables que l'on stocke les paillettes de semence destinées à l'insémination artificielle. Comme le virus peut passer dans le sperme, il en résulte un grand danger de dissémination de l'infection.

Il s'agit, par conséquent, d'un virus particulièrement résistant mais cette propriété est relativement secondaire puisqu'il n'est jamais libre dans le milieu extérieur (Lefèvre et Desoutter, 1988).



III-3-2- Résistance au pH

Si les pH alcalins ne sont que faiblement délétères, l'inactivation du virus à pH 7 est très nette. Le virus est inactivé entre les pH extrêmes supérieurs à 9 et inférieur à 6.5 (Gautier, 2006)

III-3-3- Résistance aux produits chimiques

Comme tous les virus nus, il est relativement résistant aux solvants des lipides (éther, chloroforme) et aux détergents comme le desoxycholates.

Par contre, les désinfectants usuels comme la soude, le phénol, l'hypochlorite de sodium, l'iode et le formol l'inactivent (Gauthier, 2006)

III-4- Pouvoir pathogène

Le pouvoir pathogène des virus de la fièvre catarrhale varie en fonction de nombreux facteurs comme les relations hôtes-vecteur, les facteurs environnementaux et la dose inoculée. Toutefois, il semble aussi que tous les sérotypes n'ont pas le même pouvoir pathogène, certains provoquent 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 tels que le 1, le 20 et le 21 ne sont que modérément virulents et n'entraînent que des infections légères voire inapparentes.

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 (Lefèvre, 2003).

III-5- Le vecteur

C'est un petit insecte de l'ordre des Diptères, sous-ordre des nématocères, famille des Cératopogonides, genre *Culicoïdes* (Perie et coll., 2005)

Ce genre compte environ 1400 espèces, la capacité de transmission dans les conditions naturelles, n'a été établie que pour certaines d'entre elles : *C. imicola*, *C. fulvus*, *C. actoni*, *C. variipennis* (Lefèvre, 2003).

Les femelles pondent leurs œufs dans des gîtes larvaires, ils sont accolés en chapelet d'une cinquantaine d'œufs. L'éclosion a lieu 2 à 15 jours plus tard, les larves restent dans le gîte deux mois dans les pays tropicaux à sept mois et même plus dans les pays tempérés. Le stade nymphal dure de 2 à 10 jours avant l'émergence de l'adulte. La longévité de cet adulte est importante; il faut qu'il vive suffisamment longtemps pour pouvoir s'infecter, permettre la multiplication du virus et contaminer de nouveau un hôte indemne (Lefèvre et Desoutter, 1988). La figure ci-dessous montre le cycle évolutif du *Culicoïde*.



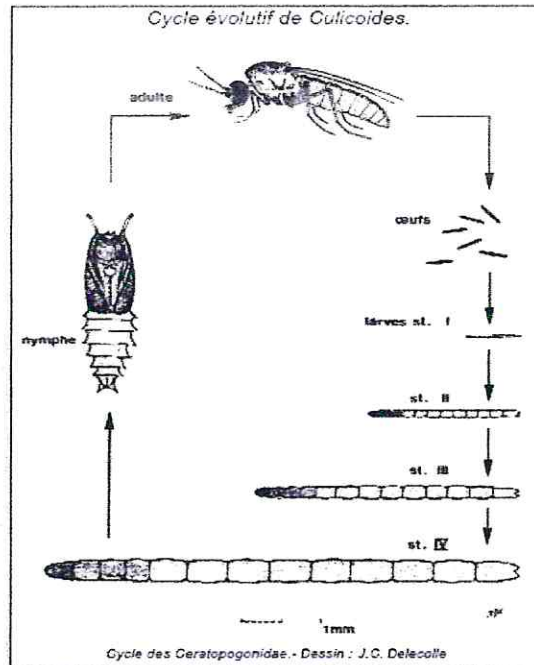


Figure 4: Schéma Cycle évolutif de *Culicoïde* (Delécolle et coll., 2000).

III-5-1- Capacité vectorielle :

Un culicoïde infecté le reste à vie, et une seule de ses piqûres suffit à infecter un hôte sensible. La période de latence déterminée expérimentalement est de moins de 10 jours.

En outre, les capacités vectorielles de *C. imicola* dépendent de facteurs environnementaux, principalement la température :

Les basses températures diminuent le taux d'infection, la virogénèse, la fréquence des repas, et repoussent la date de la première piqûre infectante.

A l'inverse, des températures élevées augmentent ces derniers. La réplication s'arrête en dessous de 15°C (réversible), en outre, des températures élevées pourraient augmenter la capacité vectorielle d'espèces qui ne sont habituellement pas considérées comme vectrices, telles que *C. obsoletus* et *C. pulicaris* (Baudoux et coll., 2000).

Le risque de transmission du virus semble avoir été le plus élevé au cours de période où les températures oscillent de 25°C à 30°C (Perie et coll., 2005).

III-5-2- Capacité de dispersion

La dispersion active du vecteur est très limitée, elle est estimée à quelques centaines de mètres. Par contre la dispersion passive (par le vent) est beaucoup plus importante : quelques dizaines à plusieurs centaines de kilomètres.

Les insectes sont transportés par des vents chauds et humides de basse altitude (< 2000m), de vitesse moyenne (40 km/h) (Baudoux et coll., 2004).



IV- SYMPTOMOLOGIE

IV-1- 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 (Lefèvre, 2003).

Une virémie se produit d'abord, puis des localisations, probablement endothéliales provoquent les lésions caractéristiques. Après une inoculation expérimentale chez le bœuf, il se produit une virémie avec maximum vers le 70^e jour et une réaction positive en immunodiffusion sur gel après le 21^e jour. Les anomalies congénitales du système nerveux que l'on rencontre dans l'infection naturelle et après vaccination par le virus atténué ont été reproduites expérimentalement (Blood et Henderson, 1976).

IV-2- Symptômes

IV-2-1- Dans l'espèce ovine :

La maladie peut être grave chez les ovins. Cependant, pour diverses raisons, tels que des variations du pouvoir pathogène selon les sérotypes ou les souches, les vecteurs impliqués ou la résistance particulière de certaines races ovines, l'infection n'entraîne pas toujours l'apparition de symptômes. Ainsi, tous les intermédiaires entre la forme aiguë et les formes cliniques graves ne sont observés. Les formes cliniques graves ne sont décrites que chez des ovins vivant dans des régions contaminées pour la première fois ou pour des races améliorées. (Sailleau et coll., 2006). Habituellement, les races locales sont plus résistantes à l'infection virale (Etienne, 2000).

IV-2-1-a- Forme aiguë:

Après une incubation de 2 à 18 jours (parfois beaucoup plus), la moyenne étant de 6-7 jours, l'animal présente une forte hyperthermie, de l'ordre de 42°C, qui précède de 24 à 48 heures les premiers symptômes. Ceux-ci sont des phénomènes d'abord congestifs puis œdémateux et hémorragiques. Les processus ulcératifs et nécrotiques n'apparaissent que tardivement, souvent dans les derniers jours avant la mort (Lefèvre et Desoutter, 1988).

En tout premier lieu, on observe :

- Une congestion et des hémorragies punctiformes (Figure 5), qui évoluent vers l'ulcération et la nécrose sur les lèvres et le museau, ainsi que dans la cavité buccale, en particulier sur les gencives et la face interne des lèvres (Figure 6).
- Un œdème des lèvres, de l'aube et de la langue qui peut s'étendre à l'ensemble de la tête (Figure 7), en particulier aux paupières et aux oreilles: c'est la phase d'œdème de la face (Gourreau, 2006).
- Une langue enflée cyanosée dans les cas graves (Petit, 2004) d'où le nom de "bluetongue" mais ce signe clinique est inconstant (Figure 8).
- Un ptyalisme important, consécutif à la présence de lésions buccales. La salive devient vite sanguinolente et nauséabonde en raison des surinfections; (Figure 9).
- Un jetage et un épiphora séromuqueux, puis rapidement mucopurulent abondant, avec formation de croûtes



- Une anorexie suivie d'un amaigrissement important (Figure 10).
- A partir du sixième jour sont observés: des arthrites, ainsi que des lésions congestives puis ulcératives du bourrelet coronaire des onglons (Figure 11), qui entraînent des boiteries prononcées, voire un refus de se déplacer;
- Une myosite dégénérative qui provoque une raideur des membres, une voussure du dos et, surtout, une fonte musculaire spectaculaire de 30 à 40% du poids en quelques jours (Gourreau, 2006).

La torsion du cou et de la tête d'un côté apparaît dans quelques cas, soudainement vers le 12 jour, du à l'action directe du virus sur le tissu musculaire (Bloud et Henderson, 1976).

- Des avortements sont aussi signalés (Lefèvre, 2003).
- Sur tout le corps en rencontre également des lésions érythémateuses qui peuvent entraîner la chute de la laine. Ainsi chez les jeunes, en particulier, une diarrhée intense, souvent hémorragique, se termine en 2 à 8 jours, avec la mort de l'animal (Becker, 1971).

IV-2-1-b- Complication:

Des complications secondaires pulmonaires (toux) ou digestifs (diarrhée sanguinolente) surviennent parfois et entraînent la mort de l'animale, d'autant que certaines maladies intercurrentes aggravent la situation. Entre 10 et 40% des animaux atteints peuvent mourir, généralement dans les 10 jours après le début de la maladie.

Lorsque l'animal résiste, sa convalescence, toujours extrêmement lente, débute vers le 15^e jour, la maladie est débilitante, elle entraîne des retards de croissance, une stérilité et une altération de la qualité de la viande. Il est possible que la morbidité atteigne 80% des individus contaminés (Gourreau et coll., 2006).

Il est donc manifeste que le pronostic ne dépend pas uniquement de la virulence de la souche mais que d'autres facteurs interviennent également : sensibilité individuelle, raciale, état d'immunité, âge des animaux, température extérieure, ensoleillement, épaisseur de la laine, condition de vie des animaux, alimentation maintien en stabulation ou au pâturage (Becker, 1971).

IV-2-1-c- Forme subaiguë:

Les symptômes sont les mêmes que dans la forme précédente mais sont moins intenses: on constate encore les lésions des muqueuses buccale et nasale, la congestion de la peau et la pododermite, accompagnée éventuellement de myasthénie et d'exongulation provoquée par les germes bactériens. L'évolution est cependant ralentie de telle sorte que les animaux périssent en raison de l'amaigrissement et de chute de laine. Dans tels cas, la mort peut survenir un an encore après le début de l'affection. (Becker, 1971)

IV-2-1-d- Observation lésionnelles:

Lors de fièvre catarrhale ovine, des lésions, congestives et hémorragiques, ne sont généralement observées que chez les petits ruminants. Elles incluent :

- un œdème et une hyperémie (pétéchie, hémorragie et ecchymoses) dans la plupart des tissus, en particulier sur les muqueuses de tout le tractus digestif, le tractus uro-génital, les



poumons, le tissu conjonctif sous-cutané et intermusculaire (Figure 12, 13 et 14), Ce dernier est infiltré par un liquide rosé et gélatineux.

- des hémorragies de la paroi artérielle à la base de l'artère pulmonaire. Cette lésion est considérée comme pathognomonique
- une congestion et des pétéchies du bourrelet et de la couronne de l'onglon
- une dégénérescence musculaire nette, les muscles prenant une teinte grisâtre et un aspect marbrer (Gourreau et coll., 2006).

IV-2-2- Chez les bovins et caprins

Dans ces espèces, l'infection, généralement inapparente, se limite à une simple hyperthermie transitoire. Toutefois, dans quelques cas, une forme aigue peut se manifester. Une hyperthermie accompagnée de dyspnée et d'hypersalivation peut être observée. En raison de son passage par voie transplacentaire, le virus provoque des avortements et des mortinatalités. (Sailleau et coll., 2006)

Les bovins ne manifestent en général des signes cliniques que lorsqu'ils sont infectés par le sérotype 8 (Gourrau et coll., 2006). Il s'agit d'un type viral présent ou retrouvé il y a quelques années en Afrique subsaharienne (Maillard, 2006). Lorsqu'ils le sont par l'un des 23 autres sérotypes, ils ne présentent aucun signe clinique de maladie et sont considérés comme de simples réservoirs. La persistance du virus dans leur organisme peut dépasser 3 mois, la résurgence de cette affection après l'hiver peut ainsi être expliquée, bien que la totalité des culicoïdes vecteurs ait été éliminée par le froid.

Les signes cliniques observés sont :

- une hyperthermie fugace (2 jours) atteignant 40°C;
- une anorexie et une chute pondérale;
- un œdème du bourrelet coronaire qui peut s'étendre à tout le membre, d'où l'apparition de boiteries;
- une sialorrhée, une congestion et des lésions ulcéreuses du mufle (Figure 15), des gencives et des parois de la cavité buccale.

Elles s'accompagnent d'un dessèchement et d'un craquèlement de la peau des lèvres et du mufle, ainsi que d'un jetage et d'un épiphora muco-purulent;

- une congestion et une ulcération superficielle et douloureuse de la peau des trayons, qui provoquent une chute de la production lactée (Figure 16).
- des avortement et malformations congénitales chez les veaux infectés in utero; un larmolement séromuqueux

Chez les caprins, une hyperthermie transitoire, de la faiblesse, des avortements et des malformations congénitales peuvent être observés. Des surinfections sont également fréquentes (Gourrau et coll., 2006).

IV-2-3- Chez la faune sauvage

Des études sérologiques ont montré que, dans la faune sauvage africaine, de nombreuses espèces (notamment buffles, grands koudous, impalas et springboks) possédaient des anticorps contre le virus sans aucun signe clinique apparent. En Amérique du nord, les cerfs muets et les wapitis ont été trouvés séropositifs. Le rôle de ces espèces animales dans l'épidémiologie de la maladie n'est pas connu (Bréard et coll., 2007).





Figure 5: Congestion des muqueuses nasales (Gourreau, 2006).



Figure 6: Gros ulcère: hémorragie périphérique (Gourreau, 2006)

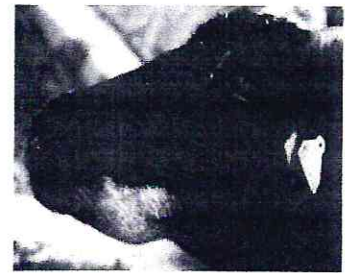


Figure 7: œdème de la tête (Gourreau, 2006).

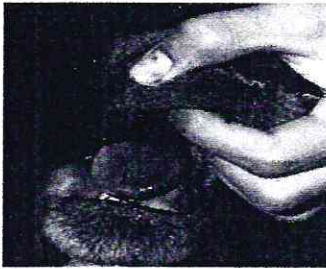


Figure 8: Cyanose de la langue (Gourreau, 2006).



Figure 9: Ptyalisme signant la présence de lésions buccales (Gourreau, 2006).



Figure 10: Amaigrissement (Gourreau, 2006).



Figure 11: Lésion podale ancienne (Lefèvre, 2003)



Figure 12: Hémorragies pétéchiales sur l'utérus (Gourreau, 2006)



Figure 13: Hémorragie en nappe sur le rumen (Gourreau, 2006)



Figure 14: Adénite intestinale (Gourreau, 2006)



Figure 15: Erosion sur le mufle souvent associé (Bouchemal, 2006)



Figure 16: Ulcération des trayons (Bouchemal, 2006)



V- DIAGNOSTIC

La confirmation d'une fièvre catarrhale nécessite aussi bien un diagnostic épidémioclinique qu'un diagnostic expérimental :

V-1- Diagnostic épidémioclinique :

Le diagnostic de la fièvre catarrhale est-il souvent difficile et ce, d'autant plus que l'affection peut évoluer sous différentes formes : abortive, aiguë ou subaiguë (Becker, 1971); les formes frustes ou inapparentes sont de règle chez les races rustiques (Lefèvre et Desoutter, 1988).

Sur le plan épidémiologique, cette maladie ne survient cependant, que durant les périodes chaudes de l'année, en particulier après de fortes pluies qui permettent au vecteur de se multiplier (Sailleau et coll., 2006).

V-2- Diagnostic expérimental:

Le diagnostic de laboratoire est indispensable pour confirmer le diagnostic clinique et surtout pour identifier le sérotype incriminé.

V-2-1- Modalités, Prélèvements et Choix des réactions:

La blue-tongue admet deux possibilités de diagnostic:

- **Diagnostic virologique :**

Il consiste à mettre en évidence le virus (diagnostic conventionnel) ou son génome (diagnostic moléculaire). Les prélèvements peuvent s'effectuer à partir :

- **De l'animal vivant :**

En cas de suspicion, il convient de prélever 5ml de sang sur anticoagulant (EDTA) pendant la phase d'hyperthermie qui correspond à la phase de virémie.

- **Du cadavre frais :**

La rate, le cœur ou les ganglions lymphatiques sont prélevés (Sailleau et coll., 2006).

- **Des culicoïdes capturés :**

Ils doivent être conservés 3 jours entre 18°C et 24°C pour permettre la digestion des hématies par les femelles gorgées. Une fois broyés dans du tampon phosphate additionné d'antibiotiques et de 0,5% d'albumine bovine, les insectes se conservent plusieurs années à +4°C sans baisse du titre du virus qu'ils contiennent (Lefèvre, 2003).

Après acheminements des prélèvements au laboratoire sous le couvert du froid, le virus est isolé par le passage sur des œufs embryonnés de neuf à onze jours, puis sur culture cellulaire. Le typage peut être effectué, après isolement du virus, par



neutralisation virale sur cultures de cellules à l'aide des 24 sérums hyper-immuns spécifiques produits sur ovins ou lapins. Pour ces méthodes dites "conventionnelles", le délai de réponse est de 15 jours au minimum et peut s'étendre jusqu'à un mois selon le nombre de passages réalisé pour isoler le virus (Bréard et coll., 2007).

L'amplification génique (PCR) détecte le génome viral (quantification) dans le sang et est spécifique de type (Collot et coll., 2001).

▪ **Diagnostic sérologique :**

De nombreuses techniques ont été mises au point, mais seules deux d'entre elles sont recommandées par l'office international des épizooties et servent de référence: l'immunodiffusion en gélose et l'Elisa de compétition (OIE, 2004) qui est aujourd'hui la plus utilisée.

Ces deux méthodes permettent un diagnostic de groupe puisqu'elles sont fondées sur la reconnaissance d'antigènes communs aux 24 sérotypes. Les prélèvements de sangs sont effectués sur tube sec (Sailleau, 2006).

La séroneutralisation, elle seule apte à séparer les sérotypes du virus (Bricout et coll., 1974). Cependant, en raison des nombreuses réactions croisées entre les sérotypes, son interprétation est souvent délicate.

V-3- Diagnostic différentiel :

Plusieurs maladies sévissant de façon enzootique peuvent être confondues avec la fièvre catarrhale chez les moutons:

- La peste des petits ruminants : (Figure 17) touche plus sévèrement les caprins que les ovins et dans laquelle, la diarrhée est de règle.
- La clavelée (Figure 18) et l'ecthyma contagieux (Figure 19 et 20) en raison des lésions péribuccales, mais la présence de vésiculopustules et de nodules sur l'ensemble du corps permettent de lever les doutes (Lefèvre, 2003).
- La fièvre aphteuse, en raison des lésions buccales et podales qu'elle provoque, Elles sont cependant beaucoup moins prononcées que lors d'un épisode de fièvre catarrhale et surtout ne sont pas accompagnées d'œdème.
- La nécrobacillose qui provoque des ulcères profonds chez des animaux dénutris ou immunodéprimés.
- Les allergies aux piqûres d'insectes qui se caractérisent par des papules œdémateuses puis par des vésicules et des ulcères superficiels (Sailleau et coll., 2006).

Le tableau III Montre les principaux signes cliniques permettant d'effectuer le diagnostic différentiel clinique de la fco chez les ovins.



Tableau III : Diagnostic différentiel clinique ovins (FAO, 1994).

Maladie Lésions et Symptômes	FCO	Ecthyma contagieux	Nécro- bacillose	Epider- Molyses bulleuses	Photo- Sensibili- sation	FA ovins	PPR	Clavelée	EHD
Hyperthermie	+++	-	+++	-	-	+	+++	+++	+++
Avortement	+	-	-	-	-	+++	-	-	+
œdème de la tête	+++	+	-	-	+	-	-	+	+++
Atteinte buccale, stomatite	+++	+++	+++	+++	++	+	+++	+++	+++
Atteinte de la langue	+	++	+	-	+	+	+	-	+
Ptyalisme	+++	+++	+++	-	-	-	+++	++	++
Jetage Epiphora	++	-	-	-	-	-	+++	++	++
Arthrites	+	-	-	-	-	-	-	-	+
Atteinte podale, boiterie	++	++	+	++	++	+++	-	-	++
Myosite dégénérative	++	-	-	-	-	-	-	-	++
Lésions aux trayons	+	++	++	-	-	+	-	-	+
Autres signes							Diarrhée		
Animaux atteints	Ovins	Surtout les jeunes	Dénutris, immuno- déprimés	Un seul animal, souvent jeune					

- : absence; + : possible; ++ : fréquent / marqué; +++ : extrêmement fréquent / marqué.





Figure18:Clavelée: papules étendues à la face et aux oreilles (Gourreau et coll., 1998)



Figure17: peste des petits ruminants :hémorragie en nappe dela muqueuse buccale (Lefèvre, 2003).

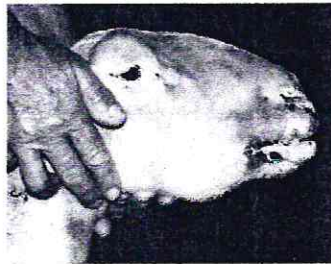


Figure19 et20: Ecthyma contagieux: œdème de l'auge. Présence de croûtes à la commissure des lèvres et ecthyma podal chez une chèvre:lésion papuleuse bourgeonnante et ulcérée. (Salat, 2006)

Chez les bovins, dans la mesure où l'affection est souvent inapparente, le seul diagnostic différentiel à faire est celui qui concerne les autres causes d'avortement et de malformations congénitales.

Ce diagnostic différentiel inclura notamment la fièvre aphteuse, la maladie hémorragique des cervidés, la peste bovine, la stomatite vésiculeuse, la stomatite papuleuse, le coryza gangréneux, la maladie des muqueuses et la rhinotrachéite infectieuse (Baudoux et coll., 2004).



VI- CONDUITE A TENIR

VI-1- Traitement:

A l'heure actuelle, il n'existe aucun traitement spécifique pour la fièvre catarrhale, et tout traitement symptomatique est susceptible d'engendrer la guérison des moutons, qui resteront non seulement sans valeur économique mais aussi des réservoirs du virus (Lefèvre et Desoutter, 1988).

On pourra, néanmoins, pour soutenir l'état général, effectuer des injections de préparations arsenicales ou de sérum qui agit en provoquant un effet désirable. Le meilleur traitement adjuvant symptomatique est encore représenté, aujourd'hui comme autrefois, par une hygiène rigoureuse des locaux et par les petits soins.

On évitera la fatigue des parcours aux pâturages et l'insolation. Le repos et une alimentation peu abondante mais tendre et de bonne qualité accélèrent les processus de guérison (Becker, 1971). Ainsi des irrigations locales avec un désinfectant bénin peuvent apporter quelques secours (Blood et Henderson, 1976).

VI-2- Prophylaxie:

Au vu de l'évolution du code zoosanitaire international de l'OIE, La surveillance épidémiologique des maladies animales s'est inscrite petit à petit comme un élément essentiel pour garantir durablement le niveau sanitaire des pays candidats aux échanges internationaux, le rôle principal du système de surveillance et de détecter et de décrire les changements de statut de maladies définies comme prioritaires au niveau national et/ou international pour permettre la mise en place d'une réaction de lutte adaptée (Coroller, 2006).

Ces systèmes ont démontré leur grande importance pour le contrôle et l'éradication des maladies animales (Roger et coll., 2004).

Pour la lutte contre la FCO, il est nécessaire d'associer une prophylaxie sanitaire et médicale :

VI-2-1- Prophylaxie sanitaire:

Dans une région indemne, les imports d'animaux vivants sont interdits à partir des zones réglementées, ils demeurent possibles entre zones indemnes. Les animaux vivants venant des zones de protection réglementées des pays atteints du même virus peuvent circuler entre zones de protection. Les animaux venant des périmètres interdits peuvent être engraisés en zone de protection, sous certaines conditions (Maillard, 2006).

Même pour les ruminants sauvages et lors d'importation en provenance d'un pays ou d'une partie du territoire d'un pays considéré indemne de fièvre catarrhale du mouton, les administratives vétérinaires tiennent compte de la présentation d'un certificat zoosanitaire international attestant:

- 1- Qu'ils proviennent d'un pays ou d'une partie du territoire d'un pays indemne de FCO; si le pays d'origine à une frontière commune avec un pays qui n'est pas considéré indemne de FCO.
- 2- Qu'ils sont restés pendant 40 jours avant leur chargement en station de quarantaine ou ils ont été soumis avec résultat négatif aux épreuves diagnostiques agréées par l'OIE



- 3- Qu'ils ont été protégés des insectes vecteurs pendant la quarantaine et au cours de leur transport jusqu'au lieu de chargement (OIE, 1986).

L'éradication de la maladie est possible par dépistage sérologique et abattage des animaux réagissants mais uniquement dans les pays limitrophes des zones d'enzootie (Lefèvre, 2003) mais si le coût de l'opération est trop élevé, on peut y associer des campagnes de vaccination. Une telle éradication ne peut être envisagée que si les interventions sont réalisées très rapidement après l'apparition des premiers foyers et dans des régions géographiquement limitées (Lefèvre et Desoutter, 1988).

Les trois principaux éléments devant être surveillés dans le cadre de la FCO sont:

VI-2-1-a- La surveillance entomologique:

Elle permet de réévaluer en permanence les zones à risque de transmission du BTV en fonction de l'évolution de la répartition du vecteur, et de disposer d'informations aidant à la prise de décision lors de détection d'une circulation virale (sérologies positives ou cas cliniques)

En France, dans le cadre de cette surveillance, le choix s'est porté sur un piège lumineux à ultra-violet (UV) pour capturer les *culicoïdes* régulièrement et efficacement, afin d'apprécier leur dynamique saisonnière (voir figure ci-après).

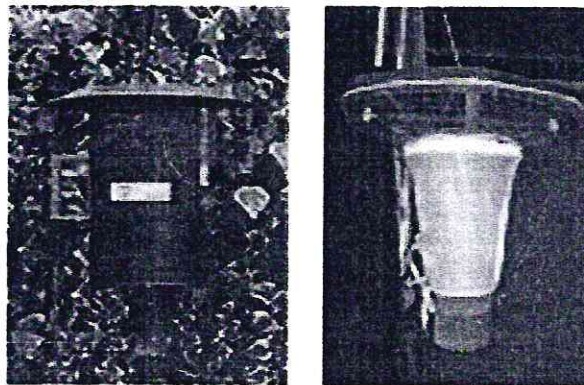


Figure 21 : Les 2 types de pièges UV à suction utilisés pour la capture des *Culicoïdes* en France (Coroller, 2006)

En Australie, des essais de contrôle des populations vecteurs ont été réalisés en utilisant soit des répulsifs soit de l'ivermectine. Avec cette dernière, les taux de mortalité des culicoïdes se nourrissant sur les bovins sont de 99 p.100, dix jours après. Cette solution, combinée à d'autres actions ponctuelles sur les gîtes, pourrait réduire les populations vecteurs et l'impact de la maladie (Lefèvre, 2003).

Par ailleurs, toutes les mesures qui vont empêcher le contact avec les insectes de nuit telles que les pulvérisations de répulsifs, la mise en bergeries la nuit et l'exclusion des zones basses et marécageuses réduisent la contagion et sont très recommandées (Blood et Henderson, 1976).



VI-2-1-b- La surveillance clinique:

Elle vise à détecter les manifestations cliniques de la FCO par un examen minutieux des animaux pouvant exprimer de tels symptômes. Dès lors que ces derniers sont identifiés par un vétérinaire, une déclaration auprès des services vétérinaires doit être faite.

VI-2-1-c- La surveillance sérologique:

Elle permet de détecter la présence d'anticorps spécifiques de la FCO, l'objectif de celle-ci dépend de la zone surveillée :

- Dans une zone ayant un historique récent de circulation virale elle doit permettre de suivre l'évolution de cette circulation et notamment de détecter l'introduction de nouveaux sérotypes.

- En zone considérée à risque, elle est utilisée pour attester que la zone est toujours indemne de la maladie avec un certain niveau de confiance (Coroller, 2006).

La figure ci-après montre les éléments de surveillance de la FCO.

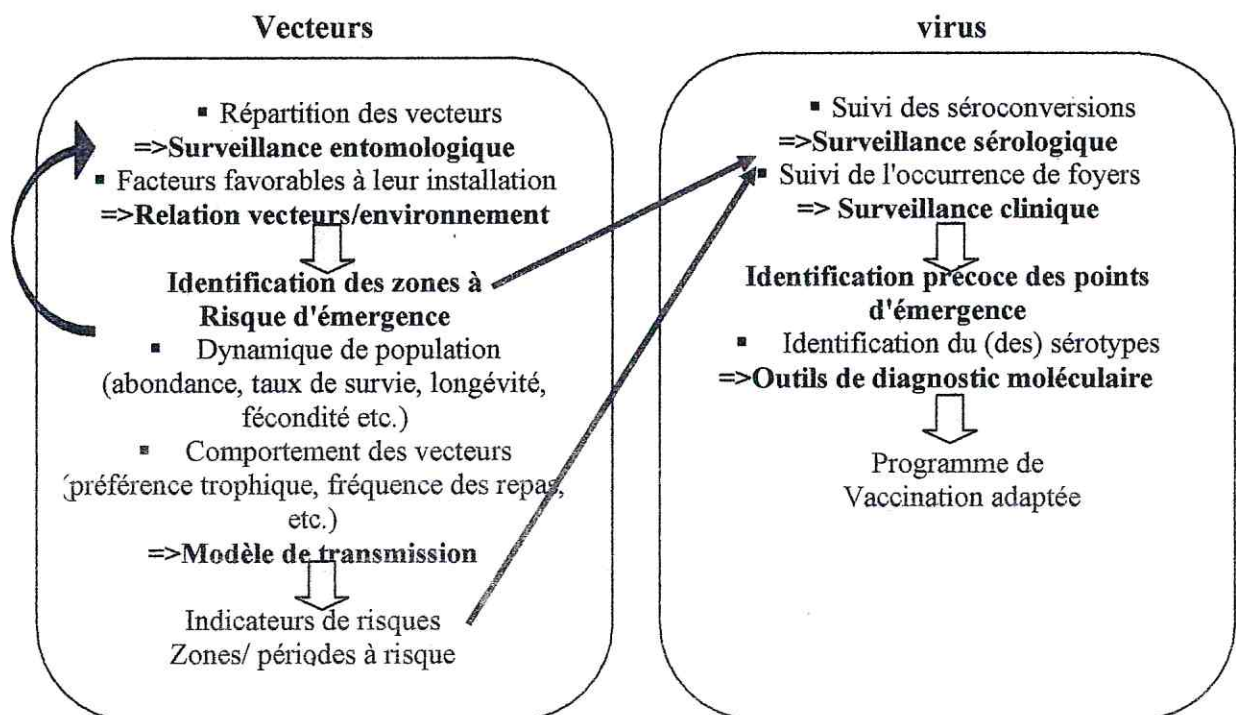


Figure 22 : Surveillance générale de la FCO (Coroller, 2006)



VI-2-2- Prophylaxie médicale:

La vaccination est actuellement le meilleur moyen de lutte contre cette maladie infectieuse.

La revaccination périodique de tous les moutons est maintenant pratiquée, elle n'aboutit peut-être pas à l'éradication, mais elle maintient le taux d'infection suffisamment bas pour que les pertes soient supportables, lorsque l'immunité vis-à-vis de toutes les souches a été obtenue (Blood et Henderson, 1976).

Compte tenu de la pluralité antigénique du virus de la Bluetongue, la vaccination doit être ciblée sur le sérotype impliqué, car la vaccination contre un sérotype n'engendre pas de protection croisée contre les vingt-trois autres sérotypes (Sailleau et coll., 2006).

Parmi les différents types de vaccins disponibles, notamment les vaccins atténués, inactivés ou recombinants, seuls 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 (OIE, 2005).

VI-2-2-a- Les Vaccins atténués:

Ce sont des vaccins vivants atténués (modifiés), mono ou polyvalents, produits à partir des virus isolés d'animaux sensibles infectés.

La virulence de la souche est atténuée par passage sur œufs embryonnés (vaccins à souches avianisées) ou directement sur cellules BHK21 ou cellules de bovin (vaccins à souches modifiées sur cellules) (Zientara, 2003).

Ces vaccins stimulent la réponse immunitaire aussi bien humorale que cellulaire. Ils sont peu onéreux, faciles à produire, ils permettent une inoculation rapide d'une protection continue avec une seule dose par an, ils sont utilisés pour le contrôle des symptômes dans certaines espèces sensibles (ovins) dans des régions d'enzootie. (Lefèvre, 2003).

Cependant, l'utilisation d'un vaccin vivant peut présenter un certain nombre de risques: atténuation insuffisante ou retour à la virulence de la souche vaccinale, effets tératogènes, les animaux gestants ne pouvant être vaccinés, réassortiment génétique avec le virus sauvage. Enfin, en raison d'une virémie chez l'animal, les souches vaccinales sont susceptibles d'être transmises à d'autres animaux par l'intermédiaire des *Culicoïdes*.

Par ailleurs, la manipulation de ces vaccins vivants est délicate sur le terrain et particulièrement, après la remise en suspension du virus atténué lyophilisé dans le diluant (Sailleau et coll., 2006).



VI-2-2-b- Les vaccins inactivés:

Ces vaccins sont produits à partir des particules virales purifiées. L'obtention d'une réponse immune quantitativement et qualitativement adéquate nécessite généralement l'emploi d'un adjuvant ou la répétition de l'injection (Bréard et coll., 2007).

Ils présentent les avantages de pouvoir être inoculés aux femelles gestantes, d'être rapidement préparés dans le cas de l'apparition d'un nouveau sérotype, d'éviter les risques de recombinaison et de retour à la virulence, et de pouvoir être inoculés aux bovins en toute sécurité (Lefèvre et Desoutter, 1988).

VI-2-2-c- Les vaccins recombinants:

Ce sont des vaccins à base de vecteur viraux (vecteur pox : capripox et leporipox... Ets), ils sont encore à l'état expérimental.

Les fragments d'ARN codant les protéines VP2 et VP5, responsables de la production d'anticorps neutralisants, sont insérés dans un virus (le baculovirus, le virus de la vaccine ou le capripoxvirus), qui, lors de sa multiplication, produit les protéines virales en grande quantité. Ces protéines s'assemblent en pseudoparticules virales et constituent le vaccin (Lefèvre, 2003).

Récemment, un vaccin à vecteur canaripox a démontré une efficacité contre le sérotype 17 (Bréard et coll., 2007).



Deuxième partie

Etude expérimentale



Au cours de notre stage de formation dans la wilaya de Sidi Bel abbes durant l'été 2006, nous avons constaté qu'un grand nombre d'éleveurs d'ovins ont été confrontés à des séries d'avortements associées ou non à des naissances avec des malformations.

Cet état des faits coïncidait avec l'épizootie de la fièvre catarrhale des ovins enregistrée dans d'autres régions du pays telles que Mascara, Saida, Relizane, Tissemsilt et Ain Defla à l'ouest ainsi à l'est au niveau des wilayas: Bouira, Bejaia, Jijel, Mila et Biskra, et d'autres wilayas du centre: Alger, Blida, Boumerdes, Médéa et Tizi Ouzou..... , sans pour autant susciter aucun diagnostic ni déclaration de la part des vétérinaires praticiens et des autorités de la région.

Sachant que les avortements chez les petits ruminants entraînent des conséquences dramatiques du point de vue économique pour l'éleveur, il convient de connaître leur origine afin que la meilleure prophylaxie soit mise en œuvre.

Nous avons voulu donc par le biais de la présente étude mener une enquête sur l'origine de ces avortements et voir s'il existe un éventuel lien avec la fièvre catarrhale des ovins sévissant dans d'autres régions du pays.

Nous avons ainsi contacté les différents laboratoires vétérinaires régionaux pour effectuer les analyses sérologiques nécessaires pour diagnostiquer ces avortements.

L'accès à ces laboratoires nous a été interdit, sauf pour le laboratoire régional de Tlemcen qui nous a aimablement ouvert les portes pour effectuer uniquement une sérologie de la fièvre catarrhale des ovins sur un nombre limité d'échantillons faute de réactifs.

La présente étude est constituée de deux parties dont les objectifs sont :

- Première partie :

Récolter les informations disponibles sur la situation de la fièvre catarrhale des ovins en Algérie.

- Deuxième partie :

Effectuer une recherche sérologique de la fièvre catarrhale des ovins sur les cas d'avortements constatés dans la région.



❖ Première partie: Données de la situation de la FCO en Algérie.

Dans le but de récolter les informations nécessaires sur la situation de la FCO en Algérie en général et dans la région de Sidi-Bel-Abbès en particulier, nous avons traité les données recueillies par :

- Les directions des services vétérinaires (DSV) d'Alger, de Blida et de Sidi-Bel-Abbès.
- L'office international des épizooties par le biais de ses bulletins internet.
- Les éleveurs touchés par les séries d'avortements.

Pour les éleveurs, un questionnaire leur a été adressé au cours de nos visites chez eux portant essentiellement sur :

- L'état sanitaire de l'élevage
- Le taux d'avortement (approximatif)
- Les signes cliniques accompagnant l'avortement
- Les mesures d'hygiène et de prophylaxie

Situation de la FCO en Algérie dès son premier signale:

La fièvre catarrhale du mouton est présente sur les cinq continents. Sa répartition étant étroitement dépendante des vecteurs. Les pays du bassin méditerranéen ont connu une progression importante de la maladie depuis 1998.

En 1998 et 1999, c'est la Grèce qui signale la présence de trois types viraux (4, 9, et 16) dans les îles à l'Est du pays. En 1999, la Bulgarie connaît une épizootie avec le type 9 et la Turquie avec le type 4.

D'abord signalée en Tunisie en janvier 2000, l'infection par le virus de type 2 s'est étendue pour la première fois en Algérie en juillet de la même année, à la frontière Est du pays. 5 ans après, en 2006, une nouvelle épizootie s'est déclarée, cette fois-ci avec un autre type de virus.

I- Épizootie 2000:

L'apparition de la fièvre catarrhale au niveau de la région méditerranéenne a obligé les services officiels en Algérie à mettre en place un dispositif de prévention et de surveillance au niveau des postes frontières et des zones frontalières, considérées comme des zones à risque, ceci à travers une surveillance active et prospection au niveau des élevages en zones frontalières avec la Tunisie, pays infecté. Un appel à la vigilance a été lancé aux éleveurs afin qu'ils soient acteurs dans le système de surveillance de la maladie. Cela n'a pas empêché l'apparition de la maladie dans le pays en été 2000, mais a permis sa détection de façon précoce.

I-1-Origine et évolution:

L'introduction de la bluetongue en Algérie, est effectuée à partir de la Tunisie, suite aux vents dominants qu'a connu l'Est du pays pendant les premières semaines du mois



de juillet dans le sens Tunisie-Algérie. Le vent a facilité le transport des vecteurs infectés par le virus, ce qui expliquerait par la suite la concentration de la maladie au début de l'épizootie dans les régions Est du pays.

Selon les services vétérinaires au ministère de l'agriculture et du développement rural, la maladie ne s'est manifestée cliniquement que chez l'espèce ovine. Aucune notification n'a été faite concernant les caprins et les bovins.

Les premiers foyers de bluetongue ont été déclarés dans la wilaya d'El Taref le 16 juillet 2000, au niveau des communes de Bouhadjar et Zitouna, frontalière de la Tunisie.

Le diagnostic clinique de la maladie a été fait suite à une prospection au niveau de la bande Algero-Tunisienne par les services vétérinaires de la wilaya.

D'autres foyers ont été constatés le 17 juillet 2000, dans la wilaya d'El Taref, ainsi qu'à Skikda.

L'OIE a été informée le 18 juillet 2000. Le même jour, des prélèvements ont été transmis au laboratoire de référence mondial de PIRBRIGHT, qui a confirmé la présence du virus sur l'ensemble des prélèvements le 21 juillet 2000.

Ainsi, la maladie s'est propagée à d'autres wilayas de l'Est à savoir: Souk Ahras, Guelma, Oum El Bouagui et de Tébessa.

Selon les informations recueillies sur place, en plus du vent violent qui a soufflé pendant plusieurs jours dans les semaines qui ont précédé les premières déclarations de la maladie, les troupeaux touchés partageaient les mêmes lieux de passage avec les troupeaux Tunisiens

Durant le mois d'août, la maladie s'est répandue à la totalité des wilayas de l'Est: Jijel, Mila, Khenchela, Constantine, Batna, Biskra et Sétif, pour atteindre le 29 août la wilaya de Boumerdes, Bejaia et Bouira. Ainsi alors d'autres foyers ont été recensés au centre et à l'ouest du pays, au cours des quatre mois suivants la déclaration de la maladie à l'Est.

Au mois de septembre, la maladie a fait son apparition à Alger, Tipaza, Tizi Ouzou, Chlef, Blida, Médéa, M'sila, Ain Defla, Tissemsilt et, pour la première fois à l'ouest du pays dans la wilaya de Mostaghanem le 23 septembre.

Le 27 septembre 2000, le sérotype 2 a été identifié comme étant le sérotype en cause par le laboratoire de référence mondial.

Deux autres wilayas ont déclaré la maladie, durant les mois qui ont suivi: Mascara et Relizane, et le dernier foyer a été enregistré le 29 novembre 2000 dans la wilaya de Mascara. (cf. Tableau 1). Depuis, la situation s'est stabilisée et la pathologie est restée isoler au niveau des régions infectées à l'origine.

NB: PIRBRIGHT: ville Britannique, loge l'institut de santé animal (IAH), organisme public de réputation internationale, dont le laboratoire de référence mondial.



Tableau 1: données de la bluetongue pendant l'épizootie 2000 enregistrées par la DSV du ministère de l'agriculture.

wilaya	Nombre de communes touchées	Nombre de foyers	Effectif	Nombre de cas	Nombre d'animaux morts	Nombre d'animaux détruits	Nombre d'animaux abattus
ElTaref	24	799	33078	4072	794	0	0
Skikda	30	493	20337	2015	411	3	5
SoukAhras	20	158	7793	575	98	0	16
Annaba	9	84	5094	625	113	0	1
Guelma	33	830	43848	5059	1127	0	31
OumElBouagui	6	7	2107	20	4	4	15
Tebessa	6	15	1618	51	5	1	1
Jijel	20	72	1750	217	26	1	40
Mila	10	27	1805	148	56	0	72
Khenchela	3	5	172	15	0	7	1
Constantine	2	2	77	3	2	0	0
Setif	9	73	2816	273	0	0	4
Batna	4	9	830	28	6	0	1
Biskra	2	3	127	7	4	0	3
Boumerdes	10	49	1483	241	27	0	1
Bejaia	12	49	954	178	41	0	0
Bouira	11	22	882	70	23	0	0
Tipaza	16	107	2610	265	75	0	7
Alger	12	111	2720	415	86	0	2
Chlef	16	107	4040	433	39	0	0
Tizi Ouzou	21	89	1351	194	41	0	0
Blida	12	43	1066	70	0	0	0
Ain Defla	13	85	2778	299	55	0	0
Médéa	14	50	1559	157	6	10	16
M'sila	8	14	2703	283	33	0	0
Tissemsilt	1	4	149	14	7	0	0
Mostaghanem	7	63	1737	155	49	0	0
Relizane	15	146	7553	753	255	0	0
Mascara	4	8	510	21	5	0	0
TOTALE: 29	350	3524	153538	16656	3388	26	216

II- Épizootie 2006:

Depuis 2000, année où le virus était détecté en Algérie, annuellement toute la région de l'Est était prise en charge pour sa démostication, ainsi, une surveillance clinique, sérologique et entomologique sont menées. En effet, sur une période de 5 années, la surveillance clinique n'a rien révélé, et même si la sérosurveillance a démontré que le virus a circulé à bas bruit au-delà de la zone déclarée infectée, le sondage mené durant



cette période démontré clairement que la circulation virale s'est arrêtée à un moment donné et confirme les informations de surveillance clinique. Par contre, le sondage mené en 2006, a démontré une circulation virale qui pourrait expliquer la réapparition de la maladie.

II-1 Origine et évolution:

L'origine de la maladie en 2006, n'a pas été bien déterminée ni attendue au niveau de la zone ou les premiers foyers sont apparus.

Comme en 2000, le vent pourrait être responsable du transport des vecteurs infectés vers l'Algérie à partir des pays voisins infectés. Des vents ont soufflé dans le sens Maroc-Algerie en été 2006 dans la région Sud-Ouest du pays, selon les informations fournies par les satellites. Donc une introduction de la maladie à partir du Maroc, qui vivait pendant cette période, une épizootie de Bluetongue du même sérotype est probable.

Les échanges commerciaux pourraient être à l'origine de l'introduction de la maladie, notamment à partir des pays de l'Afrique de l'Est.

L'apparition de la maladie au niveau de la zone carrefour d'El Bayed, région très éloignée de la zone à risque, laissent penser que l'origine de l'infection serait l'introduction par des moyens de transport d'insectes porteurs du virus, cas de produits agricoles en provenance d'un des pays du sahel, particulièrement les fruits exotiques qui sont introduits en quantité importante par camion vers la wilaya de Tamanrasset, puis vers la première région infectée.

Des animaux a l'extrême sud du pays, pourraient aussi avoir jouer un rôle dans l'apparition de la maladie, vue à l'existence du troc avec les pays du sahel. Des animaux infectés (ovins, caprins et éventuellement des dromadaires) seraient arrivés en phase de virémie au niveau des wilayas steppiques.

Selon les services vétérinaires au ministère de l'agriculture et du développement rural, la Bluetongue ne s'est manifestée cliniquement que chez les ovins, comme en 2000. Cependant, parallèlement à cette épizootie, des signes cliniques semblables à ceux de la Bluetongue ont été observés chez les bovins au niveau de plusieurs wilayas, dus à l'infection par l'EHDV (Épizootie Hémorragique des cervidés).

Les premiers foyers de la maladie ont été signalés le 12 juillet 2006, au niveau de la commune de Boualem, wilaya d'El Bayed.

Des prélèvements ont été effectués sur les animaux malades et les premières analyses réalisées par le laboratoire central vétérinaire d'Alger ont confirmé la présence du virus de la Bluetongue, le 19 juillet 2006 sur l'ensemble des prélèvements.

Ainsi, durant le mois de juillet, la maladie s'est propagée aux wilayas voisines à El Bayed, à savoir Nâama, Tiaret, Bechar et Laghouat. À partir de cette dernière, et au cours des cinq mois suivants, elle a gagné les autres wilayas telles que Djelfa, M'sila, Bordj Bouariridj, Batna, Médéa puis Blida pour arriver à Boumerdes, Tizi Ouzou, Tipaza et Chlef (cf. Figure 1).



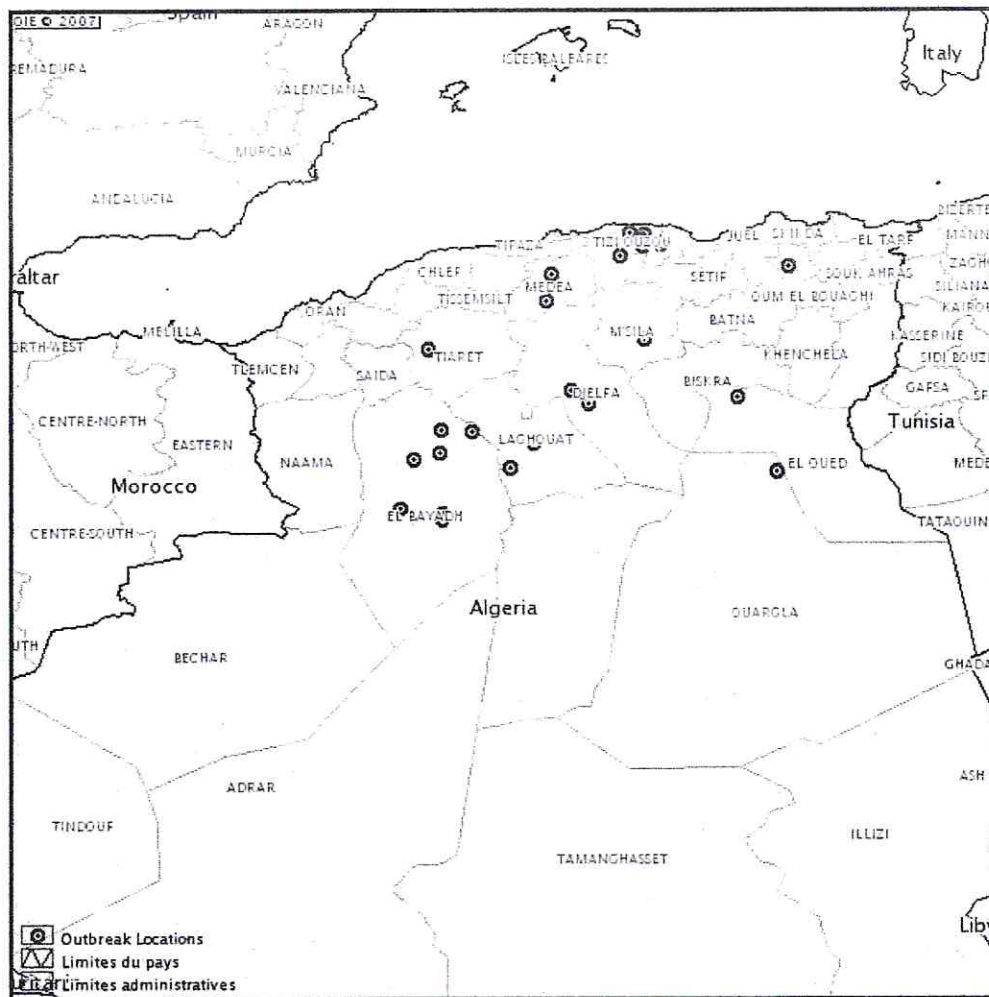


Figure 1: Répartition des foyers de FCO durant l'épizootie 2006 (OIE, 2007).

L'OIE a été informée le 23 juillet 2006, et des prélèvements ont été transmis au laboratoire de référence mondial de PIRBRIGHT et au CIRAD pour confirmer la maladie, et identifier le sérotype en cause.

Au mois d'août, la maladie est apparue plus à l'Est au niveau des wilayas de Bouira, Bejaia, Jijel, Mila, Skikda et Biskra, et d'autres wilayas à l'ouest, Tissemsilt, Sidi Bel Abbès, Ain Defla, Relizane, Saïdz et Mascara.

Durant le mois de septembre, des foyers ont été signalés à Mostaganem, Tlemcen, Alger, Guelma, Annaba et Ghardaïa. Au cours de la même période, le laboratoire de référence mondial a identifié le sérotype 1 comme étant le sérotype en cause.

En octobre, trois autres wilayas ont déclaré la maladie: Oran, Ain Temouchent et El Taref (cf. Tableau 2).

La maladie a persisté dans la majorité des wilayas touchées jusqu'à la fin de l'année et les derniers foyers ont été signalés le 23 décembre 2006 à Annaba.



Tableau 2: données de la Bluetongue durant l'épizootie de 2006 enregistrées par la DSV du ministère de l'agriculture.

wilaya	Nombre de communes touchées	Nombre de foyers	Effectif ovin dans le foyer	Nombre de cas	Nombre d'animaux morts	Nombre d'animaux abattus
El Bayed	23	146	10580	773	206	32
Laghouat	9	26	4457	140	51	0
Djelfa	7	12	4040	162	60	0
Saida	9	39	24145	2304	297	0
Batna	17	47	2399	217	78	11
Médéa	46	118	9637	305	76	11
Naama	9	14	1586	141	50	0
Tieret	14	39	3736	258	94	1
Ain Defla	11	78	1462	265	91	0
Chlef	15	138	3947	394	90	0
Tissemsilet	13	97	415	341	184	43
Blida	4	11	338	25	3	0
M'sila	17	42	2440	287	102	0
Jijel	4	4	65	14	1	0
Bouira	26	168	6399	827	346	3
Tipaza	9	111	2442	208	12	0
Boumerdes	15	34	1068	85	31	0
Tizi Ouzou	23	204	3932	601	261	0
Bejaia	22	159	28854	689	131	0
Biskra	5	1	36	4	0	0
Mila	10	86	3638	293	92	1
Relizane	12	42	4079	117	36	0
Sidi Bel Abbes	16	35	4363	136	62	0
Skikda	19	93	3257	247	57	0
Guelma	8	14	1076	21	2	0
Alger	6	8	237	16	14	0
Ghardaia	2	2	300	12	4	2
Tlemcen	14	13	1352	87	25	11
Mostaganem	8	11	1321	62	24	0
Mascara	8	60	2773	186	61	3
Annaba	4	3	164	20	5	0
Bechar	7	54	3042	351	149	61
Oran	8	20	1734	146	75	45
AinTimouchent	19	56	3888	141	58	83
El Taref	5	6	154	10	0	0
Bourdjbouariridj	5	15	952	25	11	3
TOTAL: 36	449	2006	144308	9910	2839	310



III- Symptômes observés durant les deux épizooties :

Les signes cliniques observés sur le terrain, pendant l'épizootie 2000 et l'épizootie 2006, étaient ceux de la forme aiguë de la fièvre catarrhale. Les ovins atteints ont présenté des symptômes typiques de la maladie à savoir:

- Une atteinte de l'état général avec abattement.
- Fièvre, inflammation de la muqueuse buccale et nécrose des lèvres avec des oedèmes. Une cyanose de la langue pour certains
- Anorexie, jetage, et quelques avortements chez des brebis gestantes.

Les animaux après quelques jours d'évolution ont présenté un amaigrissement spectaculaire, une démarche pénible avec difficultés de se maintenir debout. Des torticolis ont été observés en phase terminale. La mortalité a été surtout remarquée au niveau des élevages mal entretenus.

V- Mesures et dispositifs adoptés pour les deux épizooties:

La prophylaxie appliquée était basée sur des mesures sanitaires, des les premières déclarations de foyers de la maladie, afin de préserver la santé de notre cheptel et réduire les risques liés à l'apparition de cette pathologie qui elle, aussitôt confirmée en 2000, l'Algérie a eu un statut de pays infecté.

Ainsi, le dispositif de lutte contre le vecteur, mis en place chaque année, doit être réactivé précocement, en raison des conditions climatiques qui prévalent en Algérie et qui favorisent l'activité vectorielle.

Des campagnes de désinsectisation ont ciblé les milieux favorables au développement et la reproduction des insectes, concernant toutes les wilayates à l'exception de Tindouf, Illizi, Tamanrasset et Adrar. A ce sujet, l'institut national de la protection des végétaux (INPV), est activé afin de freiner la progression du virus.

Un programme de surveillance est installé dès le début, basé sur la surveillance clinique et sérologique, même quelques études entomologiques ont été aussi menées pour déterminer l'existence du vecteur. Cela a permis de réaliser plusieurs sondages sérologiques, en utilisant la méthode d'ELISA, au niveau des régions Est, Ouest et centre du pays. Le but principal était de :

- préciser les zones où il y a eu circulation virale lors de l'épizootie.
- déterminer le rôle éventuel du bovin dans le maintien de l'infection.
- Voir s'il y a eu persistance de la circulation virale au niveau des zones précédemment infectées et évaluer le risque de la réapparition de la maladie.

Reste à savoir, qu'un sondage, sur des sérums de bovins, a été mené dès le mois de novembre 2000, et a concerné 85 exploitations réparties sur 21 wilayas (cf. annexe le tableau 3). Ainsi qu'un autre a été réalisé durant la période Mars-Avril 2003, soit 28 mois après la fin de l'épizootie, et a concerné 9 wilayas du Nord et Sud-est du pays: 41 exploitations ont été choisies pour cette étude; certaines étaient des exploitations mixtes, les autres étaient soit des exploitations bovines ou ovines. 11 des 41 exploitations soumises à l'étude, avaient connu la Bluetongue en 2000.

Cependant, un troisième sondage a été initié en février 2006, il a concerné 51 exploitations dont 47 bovines, réparties sur 18 wilayas, et 4 exploitations ovines concernant uniquement la wilaya de Ghardaïa (cf. Annexe tableau 4).



Dans le même sens, des études entomologiques ont été menées en juin 2003 par l'INMV (cf. Tableau 3), dans quatre wilayas du pays, à savoir (Tarf, Skikda, Jijel et Tizi Ouzou), afin d'identifier les espèces de *Culicoïdes* circulant, vecteurs potentiels de la Bluetongue et de les dénombrer.

Sur 7 pièges réalisés, 8578 Cératopogonidés ont été capturés, dont 8015 *Culicoïdes*, cette série de piégeage a permis de récolter 22 espèces de ces derniers. 6 espèces sont nouvelles pour la faune Algérienne, il s'agit de : *C. punctatus*, *C. festivipennis*, *C. fascipennis*, *C. kurensis*, *C. corsicus* et *C. paola*.

Tableau 3: Résultat de l'étude entomologique menée par l'INMV en juin 2003.

Espèces	Nombre d'insectes capturés	pourcentage
<i>C.imicola</i>	3939	49.14%
<i>C.circumscriptus</i>	1581	19.72%
<i>C.punctatus</i>	845	10.54%
<i>C.puncticollis</i>	596	7.43%
<i>C.saharensis</i>	388	4.84%
<i>C.odiatus</i>	216	2.69%
<i>C.cataneii</i>	123	1.53%
<i>C.newsteadi</i>	120	1.49%
<i>C.saevus</i>	70	0.87%
<i>C.festivipennis</i>	33	0.41%
<i>C.longipennis</i>	23	0.28%
<i>C.heteroclitus</i>	18	0.22%
<i>C.paroti</i>	11	0.13%
<i>C.fascipennis</i>	11	0.13%
<i>C.kurensis</i>	9	0.11%
<i>C.jumineri</i>	7	0.08%
<i>C.pseudopallidus</i>	6	0.07%
<i>C.corsicus</i>	6	0.07%
<i>C.scoticus</i>	6	0.07%
<i>C.obsoletus</i>	3	0.03%
<i>C.gejgelensis</i>	3	0.03%
<i>C.paola</i>	1	0.01%
Total: 22	8015	100%



❖ Deuxième partie : Recherche sérologique de la FCO sur les cas d'avortements constatés dans quatre localités de la wilaya de Sidi-Bel-Abbes

Dans cette partie de notre étude nous nous sommes adressés aux élevages ayant enregistré des cas d'avortements afin de :

- Mener une enquête sur l'état de l'élevage par le biais d'un questionnaire.
- Effectuer des prélèvements sanguins sur les femelles avortantes dans le but de réaliser une recherche sérologique sur plusieurs agents abortifs parallèlement à celui de la FCO.

Cependant, nous avons été confrontés à la réticence et au refus de la majorité des éleveurs à nous laisser rentrer dans leurs élevages réduisant ainsi notre échantillonnage.

Par ailleurs, notre objectif de recherche sérologique des autres agents abortifs n'a pas pu être concrétisé faute de moyens et de laboratoires réalisant ces recherches.

Nous nous sommes limités donc uniquement à mettre en évidence les anticorps de la FCO sur un nombre limité d'échantillons par le laboratoire régional de Tlemcen.

II-1- La zone d'étude :

Nos échantillons ont été prélevés dans des élevages de quatre localités de la wilaya de Sidi-Bel-Abbès à savoir : Taffessour ; Faydja ; Telagh et Ain Bent Sultane.

Ce sont des zones rurales où l'on pratique essentiellement l'élevage d'ovins à titre traditionnel.

Certains de ces élevages hébergent des bovins ou des caprins mais à un effectif très réduit par rapport à celui des ovins.

Notre choix s'est porté pour ces régions pour les raisons suivantes :

- Nombre élevé de cas d'avortements et de mortalité.
- Suspicion de la FCO au vu des symptômes par les vétérinaires praticiens de la région sans pour autant pouvoir confirmer leur diagnostic.
- Proximité et accessibilité des lieux.

II-2-Echantillonnage :

23 échantillons sanguins ont été prélevés de la veine jugulaire de 23 brebis ayant avorté au cours de l'été 2006, afin de subir une sérologie à l'ELISA.

Ces femelles appartiennent à 8 fermes réparties dans les différentes localités sus-citées comme indiqué dans le tableau suivant (cf. Tableau 4).

Tableau 4 : Répartition des échantillons en fonction de leur origine

Localités	Nombre de fermes	Nombre de Prélèvements
Taffessour	02	07
Faydja	01	05
Telagh	02	06
Ain Bent Sultan	03	05
TOTAL	08	23



III- Matériel :

III-1- Questionnaire réalisé au niveau de la ferme :

Un questionnaire de onze questions portant sur les avortements enregistrés et l'état des lieux a été adressé aux éleveurs :

- 1- Type d'élevage :
 - Ovins seulement
 - Mixte :
 - Bovins
 - Caprins
- 2- Origine des animaux :
 - Provenant de la wilaya
 - Provenant hors wilaya
- 3- Conditions d'hébergement:
 - Bergerie battit
 - Bergerie ouverte (zriba)
- 4- Sol :
 - Cimenté avec évacuation des eaux
 - En terre
- 5- Abreuvement :
 - Abreuvoirs automatiques
 - Eau de réserve (citerne, baignoire)
 - Oued
- 6- Conditions d'hygiène :
 - Bonne
 - Moyenne
 - mauvaise
- 7- Nombre d'avortements enregistrés dans l'élevage
 - Entre 1 et 5
 - Entre 5 et 10
 - > 10 (précisez)
- 8-Symptômes accompagnant les avortements observés par l'éleveur:
 - Lésions buccales
 - Raideurs des membres
 - Boiteries
 - Torticolis
 - Naissance de petits avec malformations
 - Autres (précisez)
- 9- Nombre de sujets atteints par la maladie
- 10- Nombre de sujets morts
- 11- L'éleveur déclare-t-il la maladie



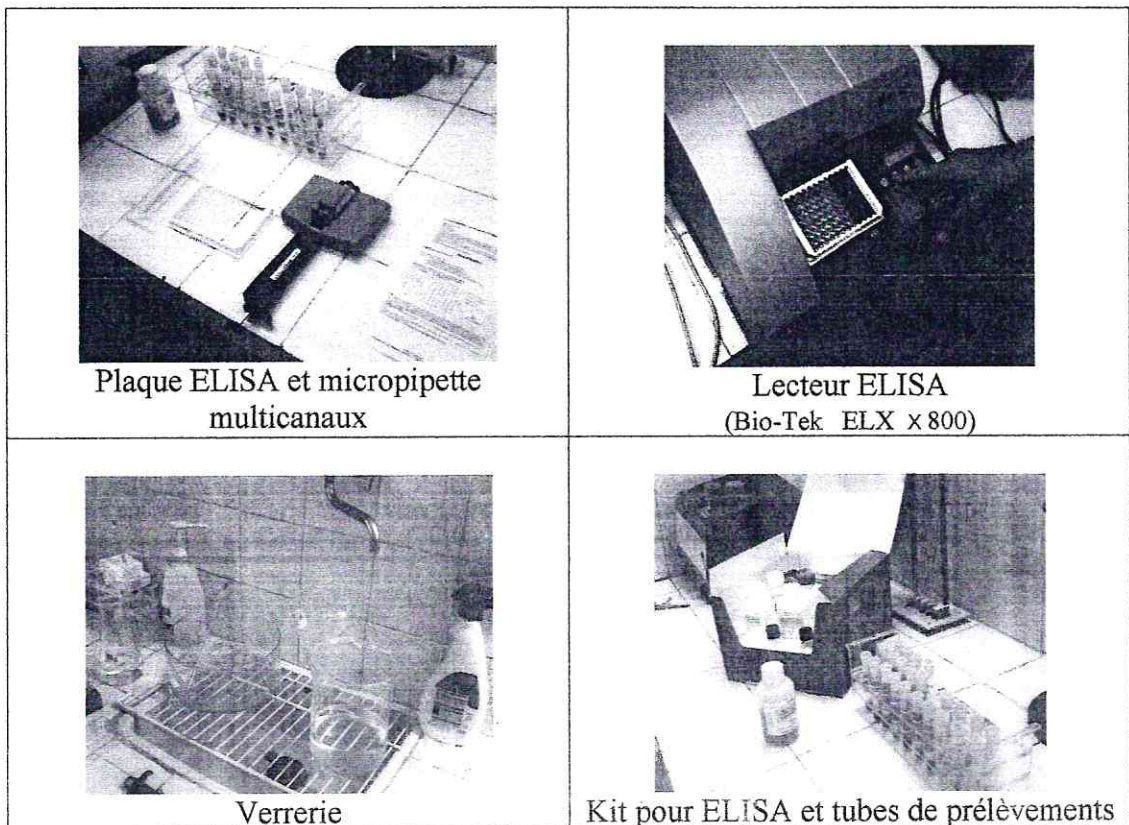
III-2- Matériel de prélèvement et de récolte du sérum :

- Cathéter de prélèvement
- Tubes secs en plastique de 10 ml étiquetés avec bouchons
- Portoirs
- Glacière
- Gants
- Coton et désinfectant
- Micropipette avec embouts à usage unique
- Centrifugeuse

III-3- Matériel de laboratoire (cf. photo 1) :

- Microplaque ELISA
- Vortex
- Système de lavage de plaques permettant la distribution de 300µl par cupule
- Micropipette de précision (multicanaux) avec embouts à usage unique.
- Eau distillée
- Couvrecles pour plaques (aluminium ou adhésifs).
- Lecteur de microplaques.
- Kit du test ELISA compétition (Institut Pourquier. Version: P00450/04 du 30/08/2007)
- verrerie

NB : Le contenu du kit et sa conservation sont en Annexe n° II.



Photos 1 : Matériel utilisé pour la réaction ELISA



IV-Méthodes :

La technique utilisée est l'ELISA de compétition, elle permet la mise en évidence d'anticorps spécifiques dirigés contre la VP7 dans les sérums individuels d'ovins, bovins, caprins et camélins.

IV-1-Prélevements :

Les prélèvements de sang ont été effectués directement après désinfection de la veine jugulaire à l'aide de cathéter relié à un tube de prélèvement que nous avons identifié avec un numéro d'ordre et le nom de l'éleveur (cf. Photo 2).



Photo 2: Prélèvement à partir de la veine jugulaire

La récolte du sérum s'effectue le lendemain au laboratoire après centrifugation ; les sérums recueillis ont été congelés jusqu'à la date de leur analyse.

IV-2- Méthode d'analyse au laboratoire :

IL est recommande de travailler avec la totalité des réactifs ramenés à +21°C ($\pm 5^{\circ}\text{C}$). Pour Cela, il est conseillé de sortir les réactifs de la pièce réfrigérée au moins une heure avant le test (à l'exception du conjugué et des échantillons de contrôle).

IV-2-1-Dépôt des échantillons:

- Chaque échantillon est testé en double
- Les échantillons de contrôle positif et négatif sont également testés en double.
- 06 sérums de bovins suspects ont été analysés en double sur la même plaque (contrôle systématique du laboratoire).

Le dépôt des échantillons se fait selon le plan de plaque indiqué en figure



A	P	P										
B	N	N										
C	N	N						Bv1	Bv1			
D	1	1						Bv2	Bv2			
E	2	2						Bv3	Bv3			
F	3	3						Bv4	Bv4			
G	4	4						Bv5	Bv5			
H						Bv6	Bv6			
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12

Figure 2 : Plan de dépôt des échantillons sur la plaque ELISA.

- P=Echantillon de contrôle positif
- N=Echantillon de contrôle négatif
- 1 = Echantillon à tester n° 1
- 2 = Echantillon à tester n° 2etc.
- Bv1= Sérum du bovin 1testé....etc

La réalisation de la réaction passe par les étapes suivantes :

- Déposer sur la plaque dans l'ordre :
 - 50µl de "Tampon de dilution 2" par puits
 - 50µl d'échantillon de contrôle positif pur en A1
 - 50µl d'échantillon de contrôle négatif pur en B1 et C1
 - 50µl de chaque sérum (une seule cupule par échantillon à tester)
- Homogénéiser le contenu par une légère agitation de la plaque
- Couvrir la plaque (couvercle, papier aluminium ou adhésif) (cf. Photo 3).
- Incuber 15 minutes (± 3 min) à $+21^{\circ}\text{C}$ ($\pm 5^{\circ}\text{C}$)

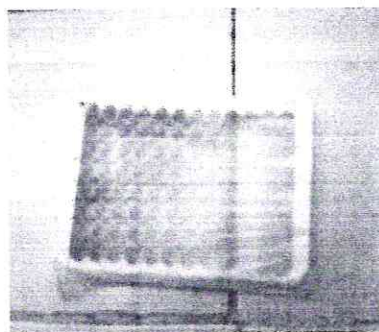


Photo 3: Plaque couverte après distribution des échantillons



NB:

- 1) Le remplissage individuel des 96 puits peut être parfois assez long. Afin de standardiser le temps d'incubation des échantillons, nous préparons les dilutions des échantillons de contrôle et des échantillons à tester dans des plaques à 96 puits à fond en U. il est toutefois indispensable de réaliser les dilutions des échantillons à tester de la même façon que pour les échantillons de contrôle.
- 2) La position des échantillons de contrôle en A₁, B₁ et C₁ est indifférente, ils peuvent être placés n'importe où sur la plaque.

IV-2-2- Dépôt du conjugué:

- Diluer un flacon "solution de lavage concentrée 20X" dans 1900 ml d'eau distillée. Cette solution est désignée par la suite "solution de lavage".
- Cette dilution peut être réalisée avant la disparition des cristaux apparus à +5°C (± 3°C) à condition d'utiliser la totalité des 100 ml du flacon.
- Diluer le conjugué au 1/10 en "solution de lavage"
- Déposer directement (sans avoir vidé ni lavé les puits) 100µl par puit de conjugué dilué
- Couvrir la plaque (couvercle, papier aluminium ou adhésif) et incuber 15 minutes (± 3 min) à + 21°C (± 5°C). (cf. Photo 4)

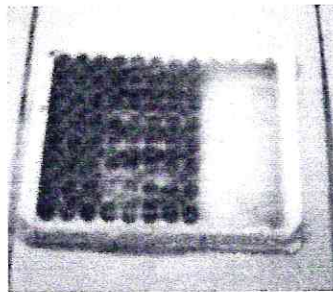


Photo4 : Plaque couverte après dépôt du conjugué dilué.

IV-2-3- Lavage:

- Vider le contenu de la plaque par retournement ou préférentiellement par un dispositif automatique.
- Remplir la totalité des puits de la plaque avec la solution de lavage puis les vider à nouveau.
- Renouveler 2 fois l'opération (soit 3 lavages au total).

NB:

- 1) Le soin apporté au lavage est capital pour la bonne réalisation du test.
- 2) Si le lavage est manuel, il est possible, après le lavage, de tapoter la plaque à l'envers sur un support absorbant afin de vider complètement les puits.

IV-2-4-Révélation:

- Déposer 100µl de la "solution de révélation 2" par puits.



- Incuber 10 minutes à +21°C (±5°C) à l'abri de la lumière (cf. Photo 5).

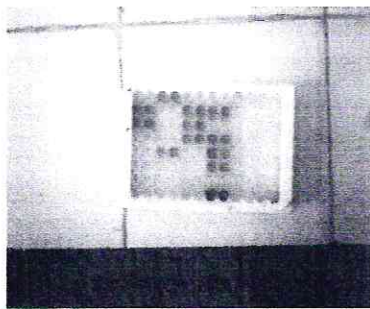


Photo 5: Coloration de la plaque après 10 min d'incubation à l'abri de la lumière

- Déposer 100µl de la "solution d'arrêt" par puits (cf. Photo 6)
- Agiter légèrement jusqu'à homogénéisation de la solution colorée. Essuyer soigneusement le dessous de la plaque.

IV-2-5-Lecture:

- Enregistrer les densités optiques à 450 nm (DO.450). le zéro du photomètre est mesuré à 450 nm sur l'air.
- Calculer pour chaque échantillon à tester le pourcentage E/N par rapport à l'échantillon de contrôle négatif. Cette valeur est obtenue de la façon suivante:

$$\% \text{ de E/N} = (\text{DO.450 de l'échantillon analysé} / \text{DO.450 de l'échantillon de contrôle négatif}) \times 100$$

NB: La lecture peut se faire jusqu'à 01 heure de temps après blocage à condition de conserver les plaques à l'obscurité.

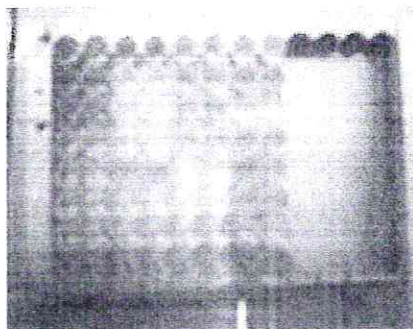


Photo 6: plaque, après le dépôt de la solution d'arrêt.



IV-2-6-Critères de validation:

La réaction est validée dans la mesure où:

- L'échantillon de contrôle négatif a une valeur minimale en DO.450 de: **0,700** et maximale de **3,00**
- Le pourcentage P/N de l'échantillon de contrôle positif est inférieur à **30%**

IV-2-7-Interprétation: (cf. Tableau 5)

- Tout échantillon dont le pourcentage E/N est supérieur ou égal à 60% sera considéré comme issu d'un animal n'étant pas porteur d'anticorps spécifiques du BTV
- Tout échantillon dont le pourcentage E/N est compris entre 50 et 60% sera considéré comme douteux.

- Tout échantillon dont le pourcentage E/N est inférieur ou égal à 50% sera considéré comme issu d'un animal porteur d'anticorps spécifiques du BTV.

Tableau 5 : interprétation des résultats.

Pourcentage E/N	Interprétation
≥ 60%	Négatif
50% – 60%	Douteux
≤ 50%	Positif

NB: il est conseillé, pour les sérums, présentant un pourcentage E/N situé dans la zone douteuse, de confirmer leur statut par un autre prélèvement ou une autre méthode.



❖ Première partie :

I-Données enregistrées au cours des deux épizooties :

I-1 Données rapportées sur la maladie au cours des deux épizooties : (cf. Tableau 6)

Tableau 6 : Etendu de la maladie au cours des 2 épizooties à l'échelle nationale

	Nombre de wilayas touchées	Nombre de communes touchées	Nombre de foyers
Epizootie 2000	29	350	3524
Epizootie 2006	36	449	2006

I-2- Morbidité et mortalité : (cf. Tableau 7)

Tableau 7: Morbidité et mortalité au cours des 2 épizooties à l'échelle nationale

	Nombre de cas enregistrés	Nombre de morts	Morbidité	Mortalité
Epizootie 2000	16650	3388	10,85%	2,2%
Epizootie 2006	9910	2839	6,8%	1,9%

Le tableau 7 est représenté graphiquement dans la figure 3 :

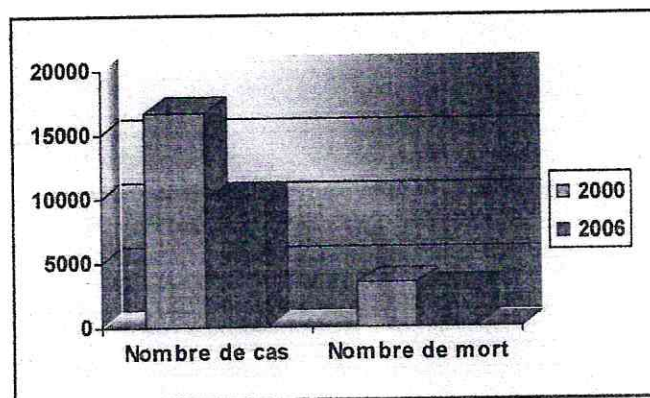


Figure 3 : Nombre de cas et de morts enregistrés par la DSV durant les deux épizooties



II- Discussion :

La figure 3 et le tableau 6 montrent que, l'épizootie de 2000 a été plus sévère que celle de 2006, vu le nombre de cas et de morts enregistrés même si le nombre de wilayas et de communes touchées en 2006 est plus élevé, ceci s'expliquerait peut être, par le fait qu'un grand nombre de pays méditerranéen a été touché en 2000 et que la maladie était épizootique en Tunisie.

Les pâturages communs au niveau de la zone frontalière Est et le vent frappant au court de cette période aurait permis l'extension de la maladie.

Il faut pas oublier également que la zone touchée en début de l'épizootie de 2000, est connue pour être une des zones les plus humides en Algérie avec une concentration de lacs, une couverture végétale importante et une température assez douce pendant toute l'année apportant des conditions idéales à la pullulation des insectes vecteurs, dont les déplacements sont favorisés par le vent.

En revanche, la particularité pour l'épizootie 2006, est que le virus est apparu en dehors des zones humides connues par les agents des DSV mais le manque d'hygiène y est important du fait de l'existence d'eaux usées et stagnantes.

Il est signalé que les analyses des prélèvements faites sur terrain ont déterminé un nouveau sérotype de la Bluetongue circulant en Algérie (sérotype 1), un virus très proche de celui isolé au Cameroun et au Nigeria en 1982, au Soudan en 1987, et celui isolé en Afrique du Sud. Cela peut indiquer que le virus introduit en Algérie en 2006, avait probablement comme origine l'un de ces pays.

❖ Deuxième partie :

I- Réponses du questionnaire adressé aux éleveurs :

1- Type d'élevage :

- 1 d'élevage sur 8 soit 12,5% ont uniquement des ovins
- 7 d'élevages sur 8 soit 87,5% ont un élevage mixte (Ovins, Bovins, Caprins) (cf.Photo 7)

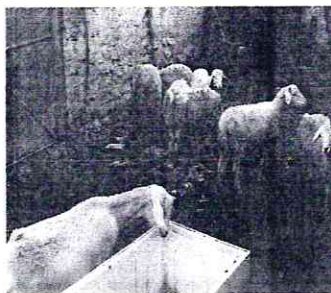


Photo 7: Présence de caprins dans les élevages visités



Selon la DSV de la wilaya, le cheptel global de notre zone d'étude a été estimé en 2006 à 559960 têtes d'ovins, la majorité de ces élevages représentent la seule source de revenu des éleveurs, ces derniers les gèrent de manière traditionnelle mélangeant quelques têtes de caprins et un nombre réduit de bovins dans chaque élevage.

Les bovins et les caprins représentent un facteur encourageant la survie du virus de la bluetongue du fait qu'ils sont réservoirs.

Il est à signaler que le directeur des services vétérinaires au ministère de l'agriculture et du développement rural a déclaré dans une communication à l'occasion du salon de l'agriculture l'atteinte de 41 bovins par la Bluetongue. Les bovins auraient joué donc un rôle non négligeable dans l'épidémiologie de la maladie. 2007

Toutefois, d'après les enquêtes sérologiques menées sur les bovins dans la wilaya de Sidi Bel Abbas par l'institut national de la médecine vétérinaire, aucun cas n'a été enregistré (cf. Annexe tableau 4).

2- Origine des animaux :

- 6 élevages sur 8 soit 75 % acquièrent leurs animaux au niveau de la wilaya de SBA
- 2 élevages sur 8 soit 25 % appartenant à la commune de Tafassour font des échanges (achat-vente) avec la wilaya de Saida (wilaya limitrophe) en raison de l'existence d'un marché à bestiaux entre les deux wilayas (cf. Figure 4).

Selon les services vétérinaires de la wilaya, il est très probable que l'origine de la maladie à SBA proviendrait de la wilaya de Saida qui a enregistré l'atteinte de 9 communes avec 2304 cas signalés contre 16 communes touchées à SBA avec 136 cas déclarés. La mortalité est de 297 et 62 respectivement pour les wilayas de Saida et SBA.



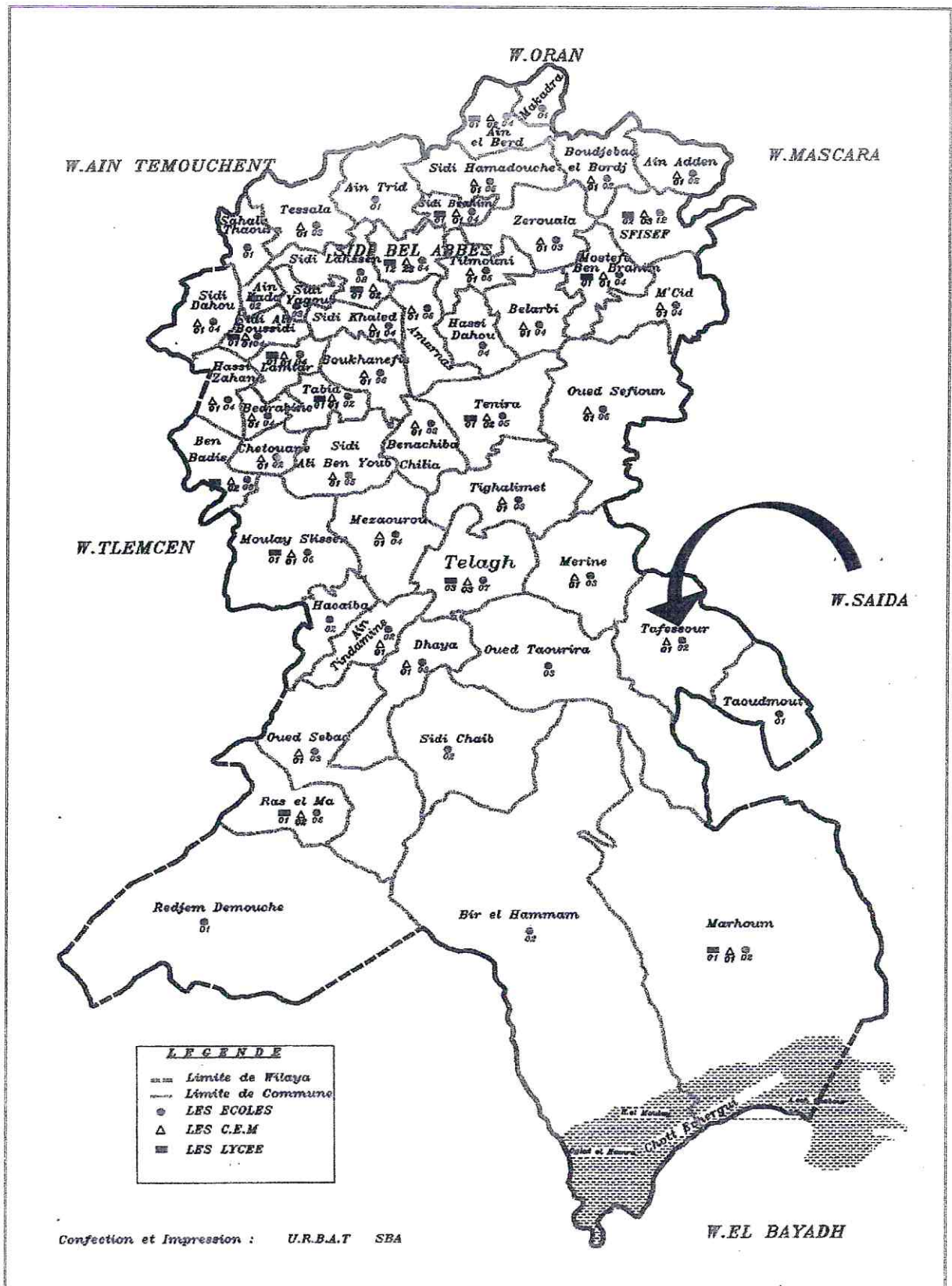


Figure 4: Introduction de la maladie à partir de la wilaya de Saida (10cm → 50km)



3-Conditions d'hébergement:

- 3 élevages sur 8 soit 37,5 % ont une bergerie battit
- 5 élevages sur 8 soit 62,5 % ont une bergerie ouverte (zriba)

4- Sol :

- 0 élevages sur 8 soit 00 % ont un sol cimenté avec évacuation des eaux
- 8 élevages sur 8 soit 100 % ont un sol en terre

5-Abreuvement :

- 0 élevages sur 8 soit 00 % ont des abreuvoirs automatiques
- 2 élevages sur 8 soit 25 % abreuvent d'une eau de réserve (citerne, baignoire)
- 6 élevages sur 8 soit 75 % abreuvent d'un Oued

6-Conditions d'hygiène :

- 0 élevages sur 8 soit 00 % ont une bonne hygiène
- 5 élevages sur 8 soit 50 % ont une hygiène moyenne
- 5 élevages sur 8 soit 50 % ont une mauvaise hygiène

De façon générale, nous avons constaté que les élevages sont très mal entretenus, car la majorité des éleveurs hébergent leur cheptels dans des enclos qui sont dépourvus de la moindre mesure zootechniques (bergerie=zriba), facteur qui facilite le contact des animaux avec le vecteur *Culicoïdes*.

Parailleurs, l'hygiène des locaux et des animaux était très déféctueuse, les sols en terre facilitent la formation de petites mares d'eaux usées et stagnantes de même que les boues sous les abreuvoirs constituent un milieu favorable où pullulent les moustiques.

Ce qui a attiré notre attention aussi, c'est l'existence des oueds dans toutes les communes visitées, les bords des cours d'eau, hébergent un grand nombre de marécages et de gîtes à moucheron. Ainsi, les animaux se mettent face aux piqûres des insectes. Sachant que les oueds sont la source principale de l'abreuvement des animaux.

Aussi, les citernes sont largement utilisées, dont l'eau est stockée durant une longue période qui peut atteindre des mois, ce qui est un facteur favorisant à la biologie des vecteurs (cf. Photo 8 et 9).



Photo 8 : Eau d'oued stagnante

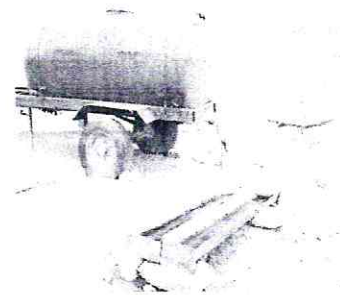


Photo 9 : Citerne d'abreuvement

Il est a noté que dans les régions chaudes, les cycles biologiques des culicoides sont plus courts et il est possible d'observer plusieurs générations en quelques mois (Lefèvre, 2003). La



durée des 4 stades larvaires varie de 4-5 jours à plusieurs semaines selon l'espèce et les conditions du milieu (Mellor et coll., 2000).

Les éleveurs ont signalé avoir du mal à endiguer la maladie, certains n'ayant même pas pris la peine de procéder à la démoustication des étables, vu la cherté des produits et le manque de maîtrise des techniques de désinfection.

Pour se prémunir contre cette maladie, les éleveurs doivent prendre des mesures d'hygiène draconiennes, en procédant à la désinsectisation de leurs étables, la mise en place de moustiquaires au niveau des ouvertures, ainsi que l'isolement des éléments malades du reste du cheptel.

7-Nombre d'avortements enregistrés dans l'élevage

Vu les réponses imprécises des éleveurs, nous n'avons pas pu obtenir un chiffre exacte sur le nombre d'avortements ainsi il a été estimé :

- Entre 6 et 11 dans les élevages de Tafessour, Faydja et Ain Bent Sultan.
- A 20 dans un élevage de la commune de Telagh.

8-Symptômes accompagnant les avortements observés par l'éleveur:

Les avortements constatés (photo 10) sont associés à :

- Des cas de malformations (deux cas dans la commune de Tafessour).
- important écoulement buccal empêchant l'alimentation de l'animal et entraînant la dégradation de la santé.
- Raideur des membres, voussure du dos et fonte musculaire spectaculaire (cf. photo 11).
- Ulcération et œdème du museau, des lèvres et des muqueuses buccales
- Des boiteries, avec inflammation des onglons.
- Des torticolis (cf. photo12).
- La mort de l'animal atteint survient dans les 8 à 10 jours.



Photo 10: un avortant



Photo 11: Raideur des membres

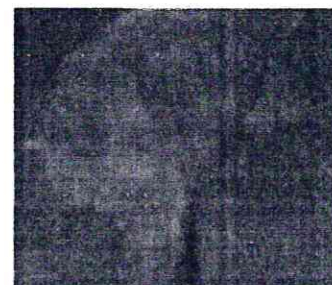


Photo 12: torticolis

Nous avons remarqué que les signes cliniques cités par les éleveurs sont les signes clés de la maladie. Une exception est faite pour la commune de Telagh où il y'avait un nombre important d'avortements en l'absence de la majorité des symptômes citées ci-dessus.



Cela signifie qu'il y'aurait probablement l'intervention d'autres agents abortifs qui méritent d'être recherchés.

9et 10 -Nombre de sujets atteints par la maladie et de sujets morts :

Devant l'imprécision des réponses des éleveurs nous nous sommes adressés aux données de la DSA de Sidi-bel-abbes qui a signalé un taux de mortalité de 9,52% et un taux de morbidité de 15,26 % et nous a fourni le tableau suivant :

Tableau 7: Nombre de cas malades, de mort, et d'avortements signalé dans les communes d'étude

Communes	Nombre de foyer	Nombre d'ovins dans le foyer	Nombre de cas	Nombre de mort	Nombre de cas d'avortement
Tafessour	F1	150	25	15	7
	F2	75	19	10	4
Faydja	F1	120	15	9	11
Telagh	F1	210	-	-	25
	F2	23	-	-	5
Ain Bent Sultan	F1	45	17	12	3
	F2	30	13	8	6
	F3	61	20	14	10
Total	08	714	109	68	71

A partir de ce tableau on constate que les pertes économiques engendrées par la mortalité et les avortements sont très importantes dans la zone d'étude

11- Déclaration de la maladie par les éleveurs

Les éleveurs que nous avons contactés affirment n'avoir fait aucune déclaration et qu'ils se limitaient à informer leur vétérinaire traitant, attitude qui entrave la certitude et la réalité des données.



I- Résultats de la sérologie réalisée sur les femelles avortantes :

II-1-Lecture des résultats :

Les résultats de la lecture sur la feuille de calcul du photomètre sont présentés dans la figure 5.

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
A	0,065 p	0,061 p	1,488 6	1,796 6	0,247 14	0,073 14	0,053 22	0,062 22				
B	2,085 N	1,690 N	0,087 7	0,110 7	1,755 15	2,104 15	1,579 23	1,646 23				
C	1,571 N	2,122 N	0,056 8	0,067 8	1,227 16	1,931 16	0,072 Bv1	0,064 Bv1				
D	0,100 1	0,101 1	0,053 9	0,077 9	1,276 17	1,478 17	1,936 Bv2	1,818 Bv2				
E	0,090 2	0,054 2	1,008 10	1,667 10	0,053 18	0,055 18	2,160 Bv3	1,243 Bv3				
F	0,080 3	0,121 3	0,093 11	0,095 11	0,060 19	0,057 19	1,292 Bv4	1,446 Bv4				
G	0,053 4	0,061 4	0,051 12	0,115 12	0,161 20	0,112 20	0,083 Bv5	0,074 Bv5				
H	0,081 5	0,144 5	0,067 13	0,097 13	0,232 21	0,084 21	2,051 Bv6	1,910 Bv6				

Figure 5 : Résultat des analyses sur feuille de calcul du Photomètre.

La figure suivante (cf. Figure 6) montre la moyenne exprimée par chaque échantillon :



	1	2	3	4
A	P	87,94%	8,56%	3,07%
		6	14	22
B	N	5,27%	103,34%	86,36%
		7	15	23
C	N	3,29%	84,57%	3,64%
		8	16	24
D	5,38%	3,48%	73,75%	100,53%
	1	9	17	25
E	3,85%	71,63%	2,89%	91,13%
	2	10	18	26
F	5,38%	5,03%	3,13%	73,32%
	3	11	19	27
G	1,58%	4,44%	7,31%	4,20%
	4	12	20	28
H	6,02%	4,39%	8,46%	106,08%
	5	13	21	29

Figure 6 : Réponses individuelles des échantillons au test ELISA de compétition

II-2-Validation :

- la moyenne de N est soit : $N = 1,867$ donc, $0,700 < N < 3,000$.
- le pourcentage P/N est : la moyenne de P est soit : $P = 0,063$ donc $P/N = 3,37\%$ donc $P/N < 30\%$.

Ces valeurs montrent que notre test est validé.

II-3- Interprétation :

Il est a rappeler que :

-Tout échantillon dont le pourcentage E/N est **supérieure ou égal à 60%** sera considéré comme issu d'un animal n'étant pas porteur d'anticorps spécifiques du BTV.

-Tout échantillon dont le pourcentage E/N est **compris entre 50 et 60%** sera considéré comme douteux.

-Tout échantillon dont le pourcentage E/N est **inférieur ou égal à 50%** sera considéré comme issu d'un animal porteur d'anticorps spécifiques du BTV.

II-4-Séroprévalence de la FCO chez les brebis avortantes de chaque commune:

Le tableau ci-après, représente la réponse sérologique des échantillons prélevés, avec les taux de positivité relatifs à chaque commune.

Tableau 8 : Taux de positivité observé dans chaque commune



Communes	Nombre de prélèvements	Nombre de positifs	Nombre de négatifs	Nombre de douteux	Taux de positivité
Taffessour	07	06	01	00	85,71%
Faydja	05	04	01	00	80,00%
Telagh	06	02	04	00	33,33%
AinBentSultan	05	05	00	00	100%

On constate à partir de ce tableau que les 4 communes étudiées enregistrent des taux de positivité avec un maximum Ain bent Sultan (100%)

Le tableau 8 est représenté graphiquement dans la figure 7.

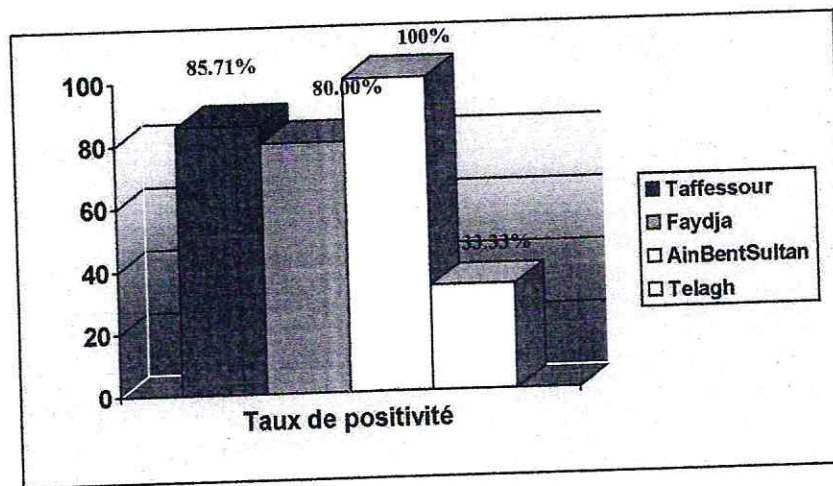


Figure 7 : Taux de positifs exprimés par chaque commune.

II-5-Séroprévalence globale:

Le tableau suivant exprime le résultat global de nos échantillons.

Tableau 9 : Séroprévalence globale

Nombre Total des prélèvements	Nombre de positifs	Nombre de négatifs	Nombre de douteux	Taux De positivité
23	17	06	00	73,91%



A partir de ce tableau on constate que 17 échantillons sur 23 sont séropositifs en BTV, soit un taux de positivité de 73,91% (cf. figure 7), cela voudrait dire que plus des 3/4 des brebies de notre échantillonnage étaient infectées par le virus.

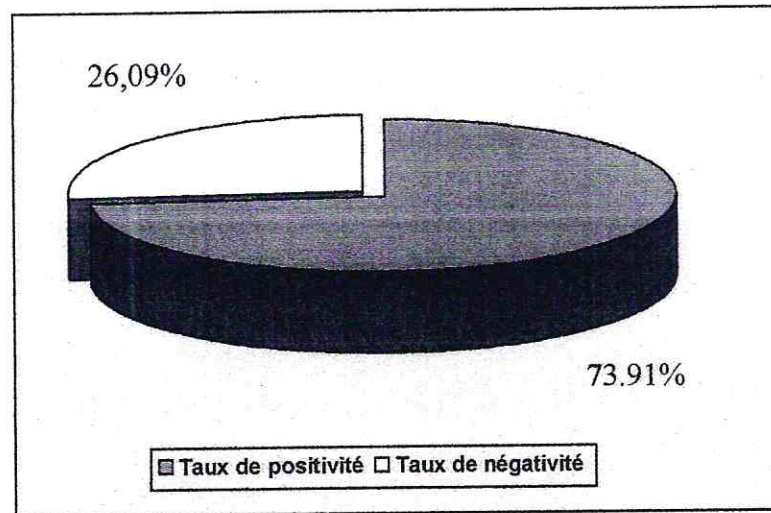


Figure 7 : Séroprévalence globale

A partir de ce taux de positivité :

Ces résultats confirment l'existence et la circulation de la maladie épidémique sur les cheptels ovins de notre zone d'étude. Même si notre échantillonnage est réduit, il est très probable que l'origine des avortements signalés dans notre zone d'étude serait due au virus de la FCO. Ces résultats positifs doivent être vérifiés et confirmés par des examens complémentaires et par la recherche d'autres agents abortifs qui pourraient agir simultanément ou indépendamment (cas des femelles qui ont répondu négativement) du virus de la FCO.

Il faut savoir qu'à l'échelle d'un troupeau, il faut définir une valeur seuil correspondant à un nombre de sérologies positives au-delà de laquelle un élevage pourra être considéré comme infecté. Une seule sérologie positive doit être interprétée avec prudence, d'autant plus que la spécificité d'un test à l'échelle d'un troupeau diminue, avec la taille du troupeau (Stark et coll., 2000).

Dans des pays ayant déjà vécus l'infection, comme la France par exemple, la FCO est une maladie à déclaration obligatoire sous sa forme clinique, cependant toute suspicion déclarée pourrait inquiéter, même si elle se base seulement sur un résultat sérologique. A titre d'exemple dans une étude similaire en France Zientara et coll., (2000) rapportent des taux de 16,1 % en Haute Corse et 38 % en Corse du sud.

L'utilisation du test d'ELISA de compétition est recommandée pour détecter l'éventuelle présence d'anticorps témoignant d'un contact récent ou ancien avec le virus de la BTV, ainsi a



des fins de diagnostic rapide, mais au sein d'un sérogroupe, les virus sont définis à l'aide des tests de séroneutralisation.

L'apparition des anticorps est tardive par rapport au début des symptômes. En effet, l'incubation de la maladie varie de 2 à 18 jours avec une moyenne de 6 à 7 jours (Lefèvre; 2003) la phase symptomatique qui justifie une déclaration officielle auprès des autorités vétérinaires est antérieure à la phase d'apparition des anticorps qui atteint son maximum vers 4 semaines post-infection.

En règle générale, les tests sérologiques utilisés en vue du diagnostic d'une maladie comprennent 2 analyses à 10-15 jours d'intervalle afin de mettre en évidence une éventuelle séroconversion.

Le manuel de l'OIE recommande par exemple 2 analyses à 7 jours d'intervalle au minimum.

Dans notre étude, on estime que les prélèvements ont eu lieu à un moment où les anticorps ont atteint leur plateau (prélèvement 3 à 4 semaines post avortement) permettant ainsi de les détecter par l'ELISA.

La présence des oueds dans notre zone d'étude est un facteur encourageant la survie des culicoïdes et permettant ainsi le maintien du cycle du virus de la FCO.

Il devient donc urgent de réfléchir à la prévention et à la surveillance de cette maladie.



Les résultats de cette enquête ont permis de montrer l'existence et la circulation du virus de la bluetongue à un niveau assez élevé dans les élevages de Sidi-bel-abbes, ce qui est relativement inquiétant du fait que la maladie soit vectorielle et donc on est pas à l'abri d'une nouvelle épizootie.

La FCO en Algérie est une arbovirose que l'on peut qualifier d'arbovirose « modèle » pour étudier les facteurs d'émergence et d'endémisation de maladie vectorielle dans un contexte de changement climatique associé à nos conditions d'élevage. Donc, elle représente un risque sanitaire majeur pour nos cheptels, car elle a provoqué durant les deux épizooties, vécues une atteinte globale de 26566 ovins, dont une perte économique non négligeable.

Cette entité pathologique mérite ainsi toute l'attention des éleveurs et des responsables des élevages ovins, il serait judicieux de la rechercher systématiquement lors de troubles respiratoires et surtout lors d'avortements, en réalisant des prélèvements de sang pour une recherche sérologique.

Cependant, à l'heure actuelle, il ne suffit plus seulement de gérer, avec toutes les difficultés qui se posent, mais également de prévenir et de prédire. Il conviendrait alors de continuer à faire des sondages sérologiques dans le cadre de l'épidémiologie. La technique d'ELISA permet une meilleure appréciation de prévalence.

Par ailleurs, il faut aussi souligner l'importance de l'installation des réseaux de pièges à Culicoïdes, les espèces vectrices étant connues, elles seules peuvent nous informer, au fil des saisons, du niveau de risque de réapparition de la maladie, car nous ne sommes pas à l'abri d'une résurgence prochaine, le sérotype 2 circule toujours en Europe, de plus il est possible que d'autres sérotypes parviennent jusqu'à nos frontières étant donné que le sérotype 4 a déjà circulé au Maroc, et qu'on suspecte la présence des sérotypes 4 et 16 en espace méditerranéen, selon les derniers bulletins de l'OIE.

De même la vaccination contre cette infection n'est pas appliquée dans notre pays, la prophylaxie sanitaire reste ainsi le seul moyen à utiliser pour lutter contre cette pathologie grave, alors que notre pays réunit toutes les conditions favorables au maintien du virus.

En fin, le maintien de l'assurance sanitaire de nos élevages se base en premier lieu sur le respect des conditions d'hygiène, qui doivent être améliorées, et qui relève de la seule conscience de l'éleveur associée à son niveau instructif et à sa volonté de coopération avec les services vétérinaires né au moins par la déclaration des cas cliniques et des avortements.



✚ **Aux autorités compétentes :**

- Mettre en place un plan d'éradication et de surveillance de la fièvre catarrhale ovine, en particulier, et de toutes les maladies vectorielles émergentes basé sur la surveillance clinique, sérologique et entomologique de tous les animaux sensibles.
- Sensibilisation et communication avec les éleveurs pour qu'ils comprennent l'intérêt de ce mode de surveillance.
- Restriction des mouvements d'animaux sensibles dans les régions concernées.

✚ **Aux laboratoires :**

Les laboratoires chargés de la surveillance (laboratoire national et régionaux) doivent être dotés des moyens de diagnostics rapides, d'un personnel motivé et expérimenté, et d'équipement adéquat pour remplir les tâches qui leur ont été confiées.

✚ **Au secteur libéral vétérinaire :**

L'implication des vétérinaires privés dans la surveillance épidémiologique est tributaire de l'existence d'un mandat sanitaire impliquant des droits et des devoirs vis-à-vis de l'état.

✚ **Aux éleveurs :**

- Les éleveurs sont véritablement au cœur du dispositif de déclaration des suspicions. Ce sont eux qui, les premiers observent les signes cliniques révélateurs.
- Respecter les conditions d'hygiène au niveau de leurs élevages.



Bibliographie

1-AFSSA, 2005:Fièvre catarrhale ovine.

Adresse URL : [http://www.afssa.fr/ftp/afssa/basedoc/5-fièvre catarrhale.pdf](http://www.afssa.fr/ftp/afssa/basedoc/5-fièvre%20catarrhale.pdf)

2- Baudoux S., Hartig A.J., Hendrix P., Gregory M., Gourreau J.M., et Roger F., 2004 : la fièvre catarrhale ovine (Bluetongue). CIRAD. Adresse URL : <http://blue-tongue.cirad.fr/vademecum/indexvademecum.Php>

3- Becker C.H., 1971: La fièvre catarrhale du mouton ou bluetongue. Traité des maladies à virus des animaux. Tome III/2 partie spéciale 2. Vigot frères éditeurs.

4- Ben Fredj S., Bréard E., Sailleau C., Zientara S., Zekri S., Boudabous A., Hammami S., 2003: Incursion de la fièvre catarrhale ovine en Tunisie : caractésation moléculaire des isolats viraux .Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux.

5- Blood D.C. et Henderson J.A., 1976 : Médecine vétérinaire. 2^e édition française d'après la 4^e édition anglaise. Vigot frères éditeurs.

6- Bouchemal M., 2006 :

7- Bricout F., Joubert L., Huraux M.J., Maloine S.A., 1974 : Diagnostic séro-immunologique des viroses humaines et animales. Editeur Paris 6^e.

8- Bréard E., Sailleau C., Gorna K., Bounaadja L., Bahuon C., et Zientara S., 2007 : La fièvre catarrhale ovine (ou Bluetongue) dans le nord de l'Europe "Bluetongue in the north of Europe". Bulletin de l'académie vétérinaire de France. Tome 160- N^o2. Publication trimestrielle.

9- CIRAD, 2000 : Situation des différents sérotypes dans le monde.

Adresse URL : [htt://blue-tongue.cirad.fr/Zoom/serotypMed1999_2006.jpg](http://blue-tongue.cirad.fr/Zoom/serotypMed1999_2006.jpg)

10- Collot S., Alain S., Denis S. et Ranger-Roger S., 2001 : Quantification par PCR en temps réel, technologie Taqman et applications en virologie. Virologie 5.

11- Coroller F., 2006 : Surveillance et évaluation de risque de transmission des maladies émergentes apport de la capacité vectorielle. Exemple de la fièvre catarrhale du mouton. Thèse d'Etat. Université de Montpellier II. Sciences et techniques du languedoc.

12- Delécolle J.C., Diallo A., Gregory M., Gaurreau J.M., Libeau G., De la Roque S., Sailleau C., Zientara S., et Hendrikx P., 2000 : La fièvre catarrhale ovine en Corse en 2000. Epidémiologie et santé animale.

13- Derradji A., Derbal H., Loumassine A., Makhfi Y., Messaoudane H., 2006 : Les arboviroses des ruminants. AAHP infos. Numéro spécial. Novembre.

- 14- Etienne Thiry, 2000 :** Maladies virales des ruminants (collection virologie clinique). Edition du point vétérinaire 4eme trimestre.
- 15- Gauthier J.F., 2006 :** La fièvre catarrhale ovine en pratique. Bulletin des GTV.
- 16- FAO, 1994 :** Reconnaître la peste des petites ruminants adresse URL : <http://www.FAO.org//DOCREB/x1037/htm>
- 17- Gourreau M., Zientara S., et Sailleau C., 2006 :** Bluetongue chez les ruminants. Fièvre catarrhale ovine : quand la suspecter ? . Le point vétérinaire / N°269 /Octobre.
- 18- Gourreau M., Gauthey G., Carrard C., Repiquet D., Coton T., et Tison I, 1998 :** Vademecum fièvre aphteuse à l'usage des vétérinaires sanitaires Ed. CNEVA. Alfort.
- 19- Grégory M., Zientara S. et Hendrix P., 2002 :** La fièvre catarrhale du mouton en Corse en 2000 et 2001. Bulletin épidémiologique de l'AFSSA.
- 20- Lefèvre P.C. et Desoutter D., 1988 :** La fièvre catarrhale du mouton (Bluetongue). Etudes et synthèses de L I.E.M.V.T. (27). Institut d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux. Département du centre de coopération internationale en recherche agronomique pour le développement.
- 21- Lefèvre P.C., 2003 :** La fièvre catarrhale du mouton. Principales maladies infectieuses et parasitaires du bétail : Europe et régions chaudes. Tome 1. Lavoisier édition.
- 22- Maillard Renaud, 2006 :** Le point sur la fièvre catarrhale ovine. Bulletin des GTV. Groupements techniques vétérinaires. Revue de formation continue à comité de lecture - N° 36 Octobre.
- 23 OIE, 2007 :** Carte de la fièvre catarrhale du mouton dans le bassin méditerranéen. Adresse URL : http://www.oie.int/wahid-prod/public.php?sta_method=semestrly&selected_start_year=2006&selected_report_period=2&selected_start_month=1&page=disease_status_map&date_submit=OK.
- 24- OIE, 2004 :** Manuel des tests de diagnostic et vaccins pour animaux terrestres. Adresse URL : <http://www.oie.int/fr/normes/manual/A-0032htm>
- 25- OIE, 1986 :** Vaccin contre la fièvre catarrhale. Extrait du code zoo-sanitaire de l'OIE. 5^e édition.
(Annexe 3 : la fièvre catarrhale du mouton. Lefèvre et Desoutter, 1988).
- 26- Petie Sylvie, 2004 :** Guide thérapeutique vétérinaire. Animaux de rente. 2^e édition. Edition du point vétérinaire.
- 27- Perie P., René C., Millemann Y. et Zientara S., 2005 :** Les Culicoïdes, Diptères hématophages vecteurs de la fièvre catarrhale du mouton. Bulletin de l'académie vétérinaire de France, tome 158, N°.

28- Picoux Jeanne Brugère, 2004 : Maladie des mouton. Manuel pratique. 2^e édition. Edition France Agricole.

29- Roger F., Thonnat J., Hendrikx P., et Domenech J., 2004 : Les systèmes de suivi et de surveillance des maladies et le rôle des acteurs de santé animal publique. Revue Scientifique et Technique 23 (1).

30- Salat O., 2006 : la fièvre catarrhale ovine (Bluetongue). CIRAD. Adresse URL : <http://blue-tongue.cirad.fr/vademecum/indexvademecum.Php>

31 Sailleau C., Bréard E., et Zientara S., 2006 : Maladies réputées contagieuses des ruminants: La fièvre catarrhale ovine ou "Bluetongue". Le point vétérinaire / N°262 / Janvier-février.

32 Zientara S., Breard E., Hammouni S., Gourreau JM., Hendrickx P. et Sailleau C., 2002 : La fièvre catarrhale du mouton, *In* : Pathologie ovine et caprine, Maisons- Alfort : Le point vétérinaire : 70, 73.

33 Zientara S., 2003 : Prévention vaccinale de deux maladies émergentes à vecteur, la fièvre catarrhale du mouton et l'infection à virus West Nile. Bulletin de l'académie vétérinaire de France, Vol.156 supplément au N°3.

Annexe I :

Maladie / Signes cliniques	Fièvre catarrhale ovine	Maladie des muqueuses	Rhino trachéite bovine infectieuse	Coryza gangreneux	Fièvre aphteuse	Maladie hémorragiques des cervidés	Peste bovine	Stomatite vésiculeuse
Hyperthermie	+	+++	+++	++	++	+	++	++
Avortement	+	+++	++	+	++	++	+	+
Sialorrhée	+	+	-	+	+++	++	+	+++
Atteinte buccale	+	+	++	++	++	++	++	++
Epiphora	+	+++	++	++	-	++	++	-
Jetage	+	+++	++	-	+++	++	++	++
Atteint podale, boitrie	+	-	-	-	++	+		++
Atteinte mammaire	+	-	-	+	+	+	-	-
Diarrhée	-	++	+	+	+	-	++	+
Divers	Signes cliniques rares			Kératite lymphadénite				

Tableau 1: Diagnostic différentiel clinique de la fièvre catarrhale ovine chez les bovins.

Annexe II :

Tableau 2 : Contenu du kit du test d'ELISA et conservation.

Composant	Quantité	Conservation et remarques
Microplaques sensibilisées monocupules	05	+5°C (±3°C) -Si une microplaque n'est pas utilisée en totalité, elle pourra être utilisée dans les 3 mois si elle a été refermée immédiatement de façon étanche avec le sachet déshydratant et conservée à +5°C (±3°C)
Solution de lavage concentrée 20X	01 flacon de 100 ml	+5°C (±3°C) -Présente des précipités à +5°C (±3°C) qui disparaissent rapidement à +21°C (±5°C), une légère agitation de temps en temps accélère la dissolution des cristaux. -Peut aussi être conservée à + 21°C (±5°C) jusqu'à un mois, les flacons sont refermés de façon étanche, afin d'être immédiatement disponible. -Après dilution, peut être conservée 3 jours à +5°C (±3°C) -Identique pour tout les kits de l'institut POURQUIER et peut donc être utilisée indifféremment dans un kit ou dans un autre.
Tampon de dilution 2 Vert clair (pour échantillons)	01 flacon de 120 ml	+5°C(±3°C) -Agiter avant utilisation.
Echantillon de contrôle positif liquide	01 flacon de 01 ml	+5°C(±3°C)
Echantillon de contrôle négatif liquide	01 flacon de 01 ml	
Conjugué monoclonal anti-VP7-peroxydase	01 flacon de 7,5 ml	+5°C (±3°C) -La solution de conjugué dilué ne peut être conservée.
Solution de révélation 2 prête à l'emploi (TMB)	01 flacon de 60 ml	+5°C (±3°C)
Solution d'arrêt (Solution H ₂ SO ₄ 0,5 M)	01 flacon de 120 ml	+5°C (±3°C) -Peut aussi être conservée à +21°C (±5°C) jusqu'à un mois, les flacons sont refermés de façon étanche, afin d'être immédiatement disponible. -Identique pour tout les kits de l'institut POURQUIER et peu donc être utilisée indifféremment dans un kit ou dans un autre.

Annexe III :**Tableau 3 :** Sondage sérologique de l'année 2000 chez les bovins mené par l'INMV.

Wilaya	Nombre d'exploitation	Nombre de prélèvement analysés	Nombre d'exploitation positive	Nombre de prélèvement positives
Sidi Bel Abbes	24	50	00	00
Tlemcen	03	64	01	08
Ain Temouchent	01	20	01	01
Oran	07	75	07	08
Tizi Ouzou	09	84	06	17
Boumerdes	04	33	02	04
Bouira	01	06	01	01
Tipaza	02	27	02	17
Blida	01	15	01	09
Laghwat	03	152	02	02
Alger	01	76	01	56
Médéa	01	62	01	03
Annaba	05	92	05	92
El tarf	02	47	02	39
Souk Ahras	07	82	06	67
Batna	02	53	02	29
Jijel	01	53	01	34
Mila	05	192	05	114
Skikda	02	179	03	145
El Oued	02	40	02	19
Setif	02	118	02	31
Total:21	85	1520	53	696

Annexe IV :

Tableau 4 : Sondage sérologique mené par l'INMV durant l'année 2006.

Wilaya	Nombre d'exploitations testées	Nombre animaux	Nombre d'exploitations positives	Nombre d'animaux positifs
Alger	03	54	02	02
Tipaza	02	45	00	00
Médéa	02	27	02	08
Ghardaïa	02bv 04ov	13bv17ov	02bv 04ov	08bv 17ov
Constantine	04	70	04	31
Mila	02	20	00	00
Skikda	02	43	02	38
Annaba	01	46	01	18
Ghelma	03	60	03	40
El Tarf	01	17	01	10
SouK Ahras	06	52	02	05
Bejaia	02	38	02	22
Tizi Ouzou	06	106	00	00
Boumedes	01	22	00	00
Tlemcen	03	55	02	02
Sidi Ble Abbas	03	60	00	00
Oran	02	52	01	08
Ain Temouchent	02	40	00	00
Total : 18	47bv 04ov	820bv 17ov	24bv 04ov	192bv 17ov

Annexe V :

Maladie de la liste "A" de l'OIE.

Maladies transmissibles qui ont un grand pouvoir de diffusion et une gravité particulière, susceptibles de s'étendre au delà des frontières nationales, dont les conséquences socio-économiques ou sanitaires sont graves et dont l'incidence sur le commerce international des animaux et des produits d'origine alimentaires est très importante, les rapports concernant ces maladies sont adressés à l'OIE avec une périodicité conforme aux dispositions des articles 1.2.0.2 et 1.2.0.3 du code zoosanitaire international.

- A 010- Fièvre aphteuse.
- A 020- Stomatite vésiculeuse.
- A 030- Maladie vésiculeuse du porc.
- A 040- Peste bovine.
- A 050- Peste des petits ruminants.
- A 060- Péripneumonie contagieuse bovine.
- A 070- Dermatose nodulaire contagieuse.
- A 080- Fièvre de la vallée du Riff.
- A 090- Fièvre catarrhale du mouton.
- A 0100- Clavelée et variole caprine.
- A 0110- Peste équine.
- A 0120- Peste porcine Africaine.
- A 0130- Peste porcine classique.
- A 0150- Influenza aviaire hautement pathogène (Peste aviaire).
- A 0160- Maladie de Newcastle.

Bulletin de l'oie (2). Santé animale mondiale en 1995.

RECHERCHE DES ANTICORPS SPECIFIQUES DE LA PROTEINE VP7 DU VIRUS DE LA BLEUETONGUE PAR METHODE ELISA COMPETITION DANS LES SERUMS

(480 réactions)

Annexe VI :

POURQUIER® ELISA BLEUETONGUE COMPETITION
Version : P00450/04 du 30/08/2006

326 rue de la Galéra - Parc Euromédecine - 34097 Montpellier Cedex 5 - France
Tél 33(0)499 23 24 25 - Fax 33(0)467 04 20 25 - info@institut-pourquier.fr
S.A. au capital de 600 000 € - R.C. 31877 Montpellier - SIRET 470 800 772 00077



INTRODUCTION

La Bleuétongue (BT), ou fièvre chartrable du mouton, est une maladie virale infectieuse et non-contagieuse des moutons, chèvres, bovins et ruminants sauvages, non transmissible à l'homme. Elle fait partie de la liste A de l'OIE. Les bovins et les chèvres présentent rarement les symptômes alors que la mortalité est élevée chez les moutons. La maladie est due au virus Bleuétongue (BTV), du genre *Orbivirus* dans la famille des Reoviridae, transmis par un moucheron hémaphysogène de la maladie se limite aux territoires dans lesquels le vecteur peut survivre, c'est-à-dire une large zone qui s'étend du 40° degré nord au 35° degré sud et qui a tendance à s'agrandir (Corse et Sardaigne touchées depuis 2001).

Les signes cliniques, bien que discrets dans la plus part des cas, traduisent une inflammation intense touchant d'abord l'extrémité céphalique avec fièvre élevée, congestion et œdème de la face et de la langue, ulcérations avec hémorragies des muqueuses. Dans les cas les plus sévères, la langue peut devenir cyanosée (d'où le nom de la maladie) et l'extension au reste du corps entraîne de graves lésions musculaires et une mortalité pouvant atteindre 15%.

Une maladie sévère similaire des ruminants sauvages est causée par le virus de la maladie hémorragique épizootique (EHVD) qui, comme le virus BT, est un membre du genre *Orbivirus* mais est classé dans un séro-groupe différent. L'EHVD peut parfois causer des signes cliniques similaires à la Bleuétongue. Il existe 14 séro-groupe différents dans le genre *Orbivirus* et le séro-groupe BT contient 24 sérotypes qui se distinguent par leur virulence. La plupart des sérogroupes apparaissent immunologiquement distincts mais il y a des réactions croisées entre les sérogroupes BT et EHD.

Les réponses sérologiques chez les ruminants apparaissent 7 à 14 jours après l'infection par le BTV et sont durables.

Des tests comme l'immunodiffusion sur gel ou les ELISA indirects ont été utilisés pour détecter les anticorps spécifiques du séro-groupe BT mais ils ne distinguent pas les anticorps des sérogroupes BT et EHD, contrairement aux ELISA de compétition, maintenant recommandés.

Cette trousse ELISA permet la mise en évidence d'anticorps spécifiques du BTV dans les sérums individuels d'ovins, de caprins et de bovins. Elle est basée sur un principe de compétition entre les anticorps de l'animal et un anticorps monoclonal couplé à la peroxydase ; cet anticorps monoclonal se fixe sur la partie N-terminale de la protéine VP7, une protéine majeure de la capside interne du virus, spécifique du séro-groupe BT.

Ce test ELISA utilise une protéine recombinante VP7 développée par l'AFSSA (Maison-Alfort, France), département Virologie. Cette méthode est de mise en oeuvre rapide, fiable et se prête particulièrement bien à l'analyse d'un grand nombre d'échantillons.

PRINCIPE

Le principe du test proposé est le suivant :

- 1) La protéine recombinante VP7 est fixée sur les parois des puits des microplaques.
- 2) Les sérums à tester sont dilués et mis à incuber dans les puits. S'il existe des anticorps spécifiques dans le sérum, il se forme des complexes antigène-anticorps.
- 3) Après incubation des sérums, un anticorps monoclonal (dirigé contre la protéine VP7) couplé à la peroxydase est mis à incuber. En présence d'anticorps spécifiques du virus BT dans le sérum, la protéine VP7 est masquée et le conjugué ne peut pas se fixer sur l'épitope correspondant. Dans le cas contraire, le conjugué peut se fixer sur la VP7.
- 4) Après lavage, le substrat de l'enzyme (TMB) est mis en présence de l'enzyme qui assure sa transformation en un composé bleu devenant jaune après blocage. L'intensité de la coloration est une mesure de l'inverse du taux en anticorps anti-VP7 dans le sérum.

La limite de positivité est calculée par rapport à un décanillon de contrôle négatif n'induisant aucune extinction et qui doit être introduit sur chaque plaque.

 *Ministère de l'Enseignement Supérieure et de la Recherche Scientifique*

Université SAAD DAHLEB BLIDA
Faculté des Sciences Agro-vétérinaires et Biologiques
Département des sciences Vétérinaires

*Mémoire de fin d'étude en vue de l'obtention du diplôme de
docteur vétérinaire*

THEME:

**Enquête séro-épidémiologique sur les avortements provoqués par la fièvre catarrhale
ovine dans la Région de Sidi Bel-abbes**

Présenté par :

Mr MOKHTARI mohamed

Soutenu le:12/03/2008 devant le jury composé de:

Président : Mr YAHIMI. Chargé de cours (Blida).

Examinatrice : Mme BAAZIZ. Maître assistante (Blida).

Examinatrice : Melle TERZALI. Docteur vétérinaire (Blida).

Promotrice : Mme DECHICHA. Chargée de cours (Blida).

Promotion : 2007