

# Situation épidémiologique de la fièvre catarrhale du mouton (Blue tongue) au Sénégal

par P. C. LEFEVRE (1) et W. P. TAYLOR (2)

(1) Laboratoire National de l'Elevage et de Recherches Vétérinaires, B.P. 2057, Dakar, République du Sénégal. Adresse actuelle : Institut d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux, 10, rue Pierre Curie, 94704 Maisons-Alfort, France.

(2) Animal Virus Research Institute, Pirbright, Woking, Surrey, Great Britain.

## RÉSUMÉ

Une enquête sérologique réalisée en 1982 au Sénégal a prouvé l'existence de la fièvre catarrhale du mouton dans ce pays. 35 p. 100 des moutons et 48 p. 100 des chèvres sont positifs en immunodiffusion en gélose. Une différence significative apparaît entre ovins et caprins, ces derniers étant plus fréquemment infectés, notamment les animaux de plus de trois ans.

La séroneutralisation a montré que les types 6 et 14 du virus BT ont sévi au Sénégal. L'existence de types non encore répertoriés est aussi probable (sérums positifs en IDG, négatifs en SN) sauf si des réactions croisées avec d'autres orbivirus étaient démontrées.

*Mots Clés* : Epidémiologie — Fièvre catarrhale du mouton — Ovin — Caprin — Sénégal.

LEFEVRE (P. C.), TAYLOR (W. P.). Epidemiology of blue tongue in Senegal. *Rev. Elev. Méd. vét. Pays trop.*, 1983, 36 (3) : 241-245.

**Summary.** — In 1982, a serological survey proved that blue tongue exists in Senegal : 35 p. 100 of the sheep and 48 p. 100 of the goats were found positive in agar gel test. A significant difference appears between sheep and goats, the latter being more frequently infected specially the animals 3 years old and over.

The seroneutralization test showed the presence of type 6 and 14 in Senegal. Other unknown types are also probable (sera positive in AGT — negative in SN) except if cross-reactions between BT virus and other orbiviruses are proved.

*Key words* : Epidemiology — Blue tongue — Sheep — Goats — Senegal.

## INTRODUCTION

La fièvre catarrhale maligne du mouton (F.C.M.) est très largement répandue dans le monde (5) mais son existence est souvent méconnue, notamment dans les pays africains, en raison de la relative résistance des races

locales de moutons et de chèvres. Cette résistance a pour conséquence que la F.C.M. n'est pas, en général, diagnostiquée cliniquement, soit qu'elle évolue sous des formes frustes, soit qu'elle est confondue avec d'autres maladies ou masquée par celles-ci. Dans ces conditions, sa présence ne peut être prouvée que par des

études systématiques : enquêtes sérologiques ou isolements à partir des insectes-vecteurs (*Culicoides*).

Au Sénégal, une enquête sérologique a été réalisée en 1981 et 1982, après que le virus (type 10) eut été isolé, fortuitement, d'une tique en Guinée, à la frontière guinéo-sénégalaise (1).

## MATÉRIEL ET MÉTHODES

1. L'enquête a porté sur 484 sérums de petits ruminants et 18 de bovins en provenance de différentes régions du Sénégal (Tableau n° 1). Le sang a été prélevé par ponction de la jugulaire et récolté dans des tubes bouchés sous vide. Chaque prise de sang était accompagnée des commémoratifs : espèce, sexe, âge. Après centrifugation, les sérums ont été conservés à  $-20^{\circ}\text{C}$ .

TABL. N° I

R é g i o n	Mouton	Chèvre	Total
Région du Fleuve			
Dagana	35	52	87
Bergerie de NDiol	28	-	28
Région de Louga	25	48	73
Ferlo : ranch de Dolli	83	20	103
Région du Siné-Saloum			
Kaolack	53	82	135
Haute-Casamance			
Velingara	23	35	58
T o t a l	247	237	484

— Les 18 sérums de bovins ont été prélevés à la Ferme de Sangalkam — Région du Cap Vert.

2. L'immunodiffusion en gélose, spécifique de groupe, a été employée pour le dépistage des sérums positifs.

— Préparation de l'antigène :

Le virus de la fièvre catarrhale (type 10) est cultivé sur cellules Vero ou BHK<sub>21</sub> et récolté quand l'effet cytopathogène est complet. La suspension cellulaire est centrifugée, le culot

repris dans 10 ml de milieu et soumis aux ultrasons pendant 60 secondes puis mélangé avec le surnageant préalablement obtenu.

Deux techniques ont été utilisées :

- celle de KANITZ (4) :

A la suspension virale, on adjoint une solution à 3 p. 100 de Tween 80, dans du tampon P.B.S. 0,02 M, de façon que la concentration finale de Tween soit de 1 p. 100. On incube à  $37^{\circ}\text{C}$  pendant 2 heures.

Après centrifugation à 2 000 g, pendant 15 minutes, à  $+4^{\circ}\text{C}$ , on ajoute goutte à goutte une solution de sulfate d'ammonium à saturation afin que la concentration finale soit de 33 p. 100. On laisse sur agitateur magnétique 15 minutes à température ambiante.

On centrifuge ensuite à 3 000 g pendant une demi-heure et la crème jaunâtre qui surnage est récoltée à la spatule et remise en suspension dans une solution de E.D.T.A. 0,02 M, NaCl 0,14 M, pH 9,5.

- celle de l'A.V.R.I. — PIRBRIGHT (2) :

La suspension cellulaire est centrifugée à 80 000 g pendant 1 heure pour éliminer toute particule virale. L'antigène soluble est précipité par l'addition d'un volume égal d'une solution de sulfate d'ammonium à saturation, pH 7,4, puis laissé à  $4^{\circ}\text{C}$  pendant 1 heure. Le tout est centrifugé à 2 000 g pendant 15 minutes et le culot remis en suspension dans 1/50 du volume initial de P.B.S.

— Réaction d'immunodiffusion :

On prépare une solution à 1 p. 100 d'agarose dans du tampon borate, pH 8,4-8,8 (0,9 p. 100 d'acide borique et 0,2 p. 100 d'hydroxyde de sodium dans de l'eau distillée stérile). A l'aide d'une seringue en plastique, on verse 2 ml de gélose sur des lames de microscope ou 10 ml dans des boîtes de Petri (90 mm de diamètre). Des puits de 5 mm de diamètre sont creusés. La distance entre les 6 puits périphériques et le puit central est de 7 mm de centre à centre.

Les sérums à examiner sont encadrés par des sérums positifs de référence. Les lames ou les boîtes sont mises à  $+4^{\circ}\text{C}$  et la lecture se fait au bout de 3 à 4 jours.

3. La micro-séroneutralisation décrite par HERNIMAN et collab. (3) a permis la recherche des types de virus sur un échantillonnage de sérums positifs.

TABL. N°II-Pourcentages des sérums positifs selon l'espèce et la région

Région	Moutons		Chèvres		Total	
	n	p.100	n	p. 100	n	p. 100
Fleuve	63	59 ± 15	52	50 ± 14	115	55 ± 9
Louga	25	28 ± 20	48	64 ± 14	73	52 ± 11
Ferlo	83	30 ± 10	20	40 ± 22	103	32 ± 9
Siné-Saloum	53	15 ± 10	82	38 ± 10	135	29 ± 8
Haute-Casamance	23	39 ± 20	35	52 ± 17	58	46 ± 13
	247	35 ± 6	237	48 ± 6	484	41 ± 4

## RÉSULTATS

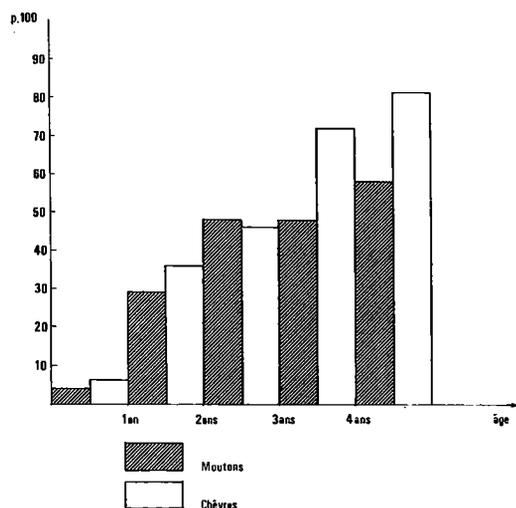
Sur les 18 sérums de bovins, 17 sont positifs et un seul négatif.

Pour les sérums de moutons et de chèvres, les résultats sont présentés dans les tableaux n° II, III et le graphique.

TABL. N°III-Répartition par régions des animaux de moins de 3 ans

	n	-	+	Pourcentage
Siné-Saloum/Ferlo	152	131	21	14 ± 5
Casamance/Louga/Fleuve	127	79	48	39 ± 5

GRAPHIQUE : POURCENTAGES D'ANIMAUX POSITIFS PAR ESPÈCES ET CLASSES D'ÂGE



## DISCUSSION

1. Le tableau II prouve que la fièvre catarrhale existe bien au Sénégal et semble relativement importante puisque 40 p. 100 des petits ruminants ont été infectés.

Pour un risque d'erreur de 5 p. 100, les limites de confiance sont :

- pour les moutons 29 et 41 p. 100,
- pour les chèvres : 42 et 54 p. 100.

D'ores et déjà, une différence apparaît nettement entre les moutons et les chèvres, ces dernières étant beaucoup plus lourdement infectées.

2. Une étude plus fine du tableau montre qu'il y a, pour les moutons et pour un risque d'erreur de 5 p. 100, une différence significative entre les taux d'infection dans la Région du Fleuve et ceux des autres régions. Cette différence ne se voit pas pour les chèvres.

En d'autres termes, cela signifie que la fièvre catarrhale est également répartie chez les chèvres, quelle que soit la région, alors que les moutons le long du fleuve Sénégal (secteur de Dagana) sont plus infectés que dans les autres régions.

Ces différences peuvent s'expliquer par des conditions écologiques plus favorables à la reproduction des vecteurs (*Culicoides*) dans la région du Fleuve : pérennité des points d'eau et des mares, casiers rizicoles, plantations de canne à sucre qui permettent aux larves de *Culicoides* de trouver les matières organiques (essentiellement végétales) en décomposition, nécessaires à leur développement. Dans les autres régions, la présence d'une saison sèche,

plus ou moins longue, n'autorise qu'une pullulation saisonnière des vecteurs.

D'autre part, il est possible que les *Culicoides* se nourrissent préférentiellement sur les chèvres.

3. La différence, déjà indiquée, entre les moutons et les chèvres est mise en évidence dans le tableau n° III. L'infection est particulièrement importante sur les chèvres, notamment pour les classes d'âge supérieures à 3 ans.

Il existe une différence hautement significative entre les moutons et les chèvres de 3-4 ans et 4 ans et plus.

4. Les taux d'infection observés dans cette étude sont nettement plus élevés que ceux d'Afrique centrale :

— TAYLOR ET Mc CAUSLAND (8) obtiennent des pourcentages de 28 à 29 p. 100 pour les ovins et les caprins au Nigeria. De même, PROVOST (7) au Tchad, note des pourcentages de 29 et 30 p. 100.

En revanche, le Soudan est, semble-t-il, encore plus massivement contaminé, avec 73 p. 100 des moutons et 86 p. 100 des chèvres positifs (2).

5. La séroneutralisation effectuée sur 10 sérums positifs (2 de bovins, 8 de moutons et de chèvres) permet de tirer les conclusions suivantes :

— apparemment, les types 6 et 14 du virus de la fièvre catarrhale du mouton, existent au Sénégal.

— paradoxalement, les sérums ne présentent pas d'anticorps contre le type 10 qui a pourtant été isolé à la frontière guinéenne.

— trois sérums positifs en immunodiffusion en gélose se révèlent négatifs en séroneutralisation.

Il est fort possible qu'il s'agisse d'un ou de plusieurs nouveaux types, comme cela est apparu dans d'autres pays.

6. L'incidence économique par rapport aux autres maladies du mouton reste à préciser.

## CONCLUSION

Bien que non observée cliniquement au Sénégal, la fièvre catarrhale du mouton (blue tongue) existe dans ce pays comme vraisemblablement dans tous les pays d'Afrique de l'Ouest. Les taux d'infection notés sont élevés, notamment sur les chèvres de plus de 3 ans, sans qu'une explication épidémiologique puisse être avancée (prédilection du vecteur pour l'espèce caprine ?).

Deux sérotypes au moins existent au Sénégal : les types 6 et 14, mais il est très probable que des types non encore répertoriés sévissent aussi.

## REMERCIEMENTS

Cet article est publié avec l'autorisation du Docteur S. M. TOURE, Chef du Département de Recherches Vétérinaires et Zootechniques I.S.R.A. — Sénégal.

Nos plus vifs remerciements vont à :

— Mademoiselle M. O. KUNTZ pour sa collaboration lors des prises de sang et son aide au laboratoire,

— Monsieur I. GUMM pour la réalisation des micro-séroneutralisations,

— et au Docteur D. PLANCHENAULT pour ses conseils statistiques.

LEFEVRE (P. C.), TAYLOR (W. P.). Epidemiologia de la lengua azul (Blue tongue) en Senegal. *Rev. Elev. Méd. vét. Pays trop.*, 1983, **36** (3) : 241-245.

**Resumen.** — Se realizó una encuesta serologica en Senegal en 1982 que demostró la presencia de la lengua azul (Blue tongue) en el país : 35 p. 100 de los ovinos y 48 p. 100 de los caprinos se revelaron positivos en inmunodifusion (I.D.).

Una diferencia significativa aparece entre los corderos y las cabras que son más frecuentemente infectadas, especialmente los animales de 3 años de edad y más.

La sueroneutralización (SR) mostró que los tipos 6 y 14 del virus BT existen en Senegal. La presencia de nuevos tipos desconocidos está probable (sueros positivos en ID — negativos en SN) excepto si reacciones cruzadas entre el virus BT y otros orbiviruses son descubiertas.

*Palabras claves :* Epidemiologia — Lengua azul — Ganado ovino — Ganado cabrio. Senegal. ...

## BIBLIOGRAPHIE

1. DIGOUTTE (P.) Communication personnelle.
2. EISA (M.), Mc GRANE (J. J.), TAYLOR (W. P.), BALLOUH (A.). Survey of precipitating antibodies to blue tongue virus in domestic animals of the Sudan. (non publié).
3. HERNIMAN (K. A. J.), BOORMAN (J. P. T.), TAYLOR (W. P.). Blue tongue virus in a Nigerian dairy cattle herd. I. — Serological studies and correlation of virus activity to vector population. *J. Hyg. Camb.*, 1983. (sous presse)
4. KANITZ (Cl.). Immuno-diffusion tests for blue tongue and epizootic hemorrhagic disease : a rapid, simple method for preparing soluble antigens. *In* : Proc. 20<sup>th</sup> a Meet. am. Ass. Vet. Lab. Diag., 1977, p. 291-302.
5. LEFÈVRE (P. C.). Situation épidémiologique actuelle de la fièvre catarrhale maligne du mouton (blue tongue) et risques d'implantation en Europe. *Rec. Méd. vét. Alfort*, 1982, **158** (6) : 537-542.
6. MOORE (D. L.), KEMP (G. E.). Blue tongue and related viruses in Ibadan, Nigeria : serologic studies of domesticated and wild animals. *Am. J. vet. Res.*, 1974, **35** : 1115.
7. PROVOST (A.). *In* : Rapport annuel du laboratoire de Farcha, Tchad, 1974, p. 15-18.
8. TAYLOR (W. P.), Mc CAUSLAND (A.). Studies with blue tongue virus in Nigeria. *Trop. anim. Hlth Prod.*, 1976, **8** : 169-173.