

Œstrose du mouton et de la chèvre (*Oestrus ovis* Linné 1761) en Afrique : résultats d'une enquête sur 3 204 sérums provenant de neuf pays

° Ph. DORCHIES, ° F. PRÉVOT, ° C. DURANTON, ° J.P. BERGEAUD, °° J. AKAKPO, °° L.J. PANGUI, °° A. MISSOHO, °° P. DECONINCK, °°° L. OUATARA, °°°° F. ROGER, °°°°° L. ACHI-YABA, °°°°° M. DIA et ° Ph. JACQUIET

* École Nationale Vétérinaire, Parasitologie et Maladies parasitaires, 23 Chemin des Capelles, F-31076 Toulouse Cédex 3

°° École Inter Etats des Sciences et Médecine vétérinaires de Dakar, B.P. 5077, Dakar, Sénégal

°°° CIRDES, 01 B.P. 454, Bobo Dioulasso, Burkina Faso

°°°° CIRAD/EMVT, B.P. 5035, F-34032 Montpellier Cedex 1

°°°°° Laboratoire régional de pathologie animale B.P. 32, Korhogo, Côte d'Ivoire

°°°°°° CNERV, Nouackchott, Mauritanie

RÉSUMÉ

Une enquête sérologique par ELISA a été réalisée sur 2266 sérums de moutons et 938 sérums de chèvres prélevés dans neuf pays africains. Les échantillons d'ovins provenaient du Bénin (21 sérums), du Burkina Faso (421), de Djibouti (303), d'Éthiopie (95), de Côte d'Ivoire (62), du Niger (120), du Sénégal (753), du Togo (280) et du Gabon (211). Les pourcentages d'animaux positifs ont été respectivement : Bénin 14 %, Burkina Faso 86,4 %, Djibouti 97,2 %, Éthiopie 54,7 %, Côte d'Ivoire 68 %, Niger 98,3 %, Sénégal 90,1 %, Togo 88,6 % et Gabon 75,2 %. Les titres d'anticorps moyens étaient élevés : 84,16 %; le regroupement des résultats selon le climat montre que la prévalence et les titres d'anticorps sont plus élevés dans les pays sahéliens que dans les régions plus humides ou que sur les hauts plateaux éthiopiens.

Les prélèvements d'origine caprine provenaient de Djibouti (176), d'Éthiopie (182) et du Sénégal (335) et du Gabon (245). Les pourcentages d'échantillons positifs ont été respectivement à Djibouti 99,4 %, en Éthiopie 90,6 % et au Sénégal 90,7 %. Les titres d'anticorps étaient plus élevés que chez le mouton et atteignaient 105,5 %. Ces observations confirment ce qui est connu pour la chèvre chez laquelle la prévalence et les taux d'anticorps sont toujours plus élevés que chez le mouton.

MOTS-CLÉS : *Oestrus ovis* - Afrique - prévalence - mouton - chèvre.

SUMMARY

Seroprevalence of ovine and caprine Oestrosis (*Oestrus ovis* Linné 1761) : survey on 3204 sera from nine african countries. By Ph. DORCHIES, F. PRÉVOT, C. DURANTON, J.P. BERGEAUD, J. AKAKPO, L.J. PANGUI, A. MISSOHO, P. DECONINCK, L. OUATARA, F. ROGER, L. ACHI-YABA, M. DIA and Ph. JACQUIET.

An ELISA survey has been done with random samples from sheep of Benin (21 sera), Burkina Faso (421), Djibouti (303), Ethiopia (95), Ivory Coast (62), Niger (120), Senegal (753), Togo (280) and from Gabon (211). The percentage of infected animals were respectively : Benin 14 %, Burkina Faso 86.4 %, Djibouti 97.2 %, Ethiopia 54.7 %, Ivory Coast 68 %, Niger 98.3 %, Senegal 90.1 %, Togo 88.6 % and Gabon 75.2 %. From goats the numbers of samples were : Djibouti (176), Ethiopia (182), Senegal (335). The percentages of infected animals were respectively : Djibouti 99.4 %, Ethiopia 90.6 %, Senegal 90.7 %. It is imperative to consider that this parasite is a severe threat for small ruminant breeding in many countries, mainly where the climate is hot and dry with an overall prevalence was 92.7 % for sheep and 93.7 % for goats.

KEY-WORDS : *Oestrus ovis* - Africa - prevalence - sheep - goats.

Introduction

Lors du Congrès de la World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (WAAVP) de Yokohama (1995), le Docteur Hanssen de la FAO a souligné que parmi les maladies touchant le bétail, certaines affections considérées comme secondaires ne devaient pas être négligées [10]. En Afrique, en particulier, à côté des infections comme la peste bovine et les trypanosomiasés qui sont d'une grande importance économique, de nombreuses parasitoses sont méconnues. C'est le cas des strongyloses comme cela a été rappelé récemment par ZINSTAG et col (1998) [18], de la

toxoplasmose et de l'œstrose des petits ruminants [8]. Cette dernière est une myiase des cavités respiratoires supérieures du mouton et de la chèvre, bien connue des éleveurs qui, dans de nombreux pays, ont un nom vernaculaire pour la désigner. Les manifestations cliniques de rhinite et de sinusite sont accompagnées d'un jetage muco-purulent qui agglutine les poussières et contribue à une obstruction plus ou moins complète des narines. Cette gêne respiratoire peut entraîner la mort. Cette parasitose est souvent compliquée par une pasteurellose ou tout simplement confondue avec d'autres infections respiratoires. Le foyer infectieux naso-sinusal [1] induit des lésions pulmonaires secondaires [4].

Un certain nombre d'enquêtes ont été réalisées en Afrique dans les abattoirs. Ces résultats sont ponctuels car la recherche des parasites dans les cavités nasales demande une très grande attention et ne doit pas s'arrêter à la mise en évidence des larves de troisième stade facilement observables. Il est nécessaire d'apporter un soin tout particulier au dépistage des larves de premier stade qui sont petites et souvent masquées par du mucus.

L'objectif du travail qui est rapporté ici est de faire un bilan des résultats obtenus au cours d'une enquête sérologique destinée à sensibiliser les vétérinaires à l'existence d'*Oestrus ovis* et donc à son rôle pathogène. Un traitement systématique de cette infestation permet une amélioration notable de l'état sanitaire du cheptel : les animaux respirent mieux, leur capacité de réponse immunitaire est améliorée. Par ailleurs, l'infestation oculaire humaine qui est aussi très banale dans de nombreux pays [5] peut ainsi être indirectement prévenue.

Matériel et méthodes

1) PRÉLÈVEMENTS DE SANG

Les prélèvements de sang ont été réalisés soit par ponction veineuse d'animaux vivants, soit par récolte à l'abattoir au moment de la saignée. Le sang a été conservé en tube sec puis les sérums ont été séparés et congelés à moins vingt degrés jusqu'à leur utilisation. Dans les régions où la chaîne du froid ne pouvait être respectée, les prélèvements ont été réalisés sur papier buvard, séchés et conservés à température ambiante. Pour leur exploitation, la remise en solution a été faite selon la technique décrite par GILBERT et col [9]. Une vérification préalable de la concordance des résultats entre les prélèvements de sérum ou après conservation sur papier a cependant été faite et a montré qu'il n'y avait pas de différences notables pour un même échantillon conservé selon l'une ou l'autre modalité.

Le tableau I donne la répartition des prélèvements effectués sur mouton ou sur chèvre selon le pays d'origine. Dans la mesure du possible, les prélèvements ont été effectués dans plusieurs régions où l'élevage des petits ruminants était concentré.

2) MÉTHODE SÉROLOGIQUE : TEST ELISA

La méthode mise au point par Boulard [3] pour l'hypodermose et modifiée par YILMA [17] pour l'Oestrose ovine a été appliquée. Spécifique et sensible, elle utilise un antigène brut extrait de la larve du 2^e âge d'*Oestrus ovis*. Ce stade larvaire est celui qui a été choisi par tous les auteurs ayant travaillé sur le diagnostic sérologique de l'Oestrose [11, 12, 13]. L'extrait antigénique brut a été préparé à partir des larves de stade L2 homogénéisées dans une solution de tampon phosphate (PBS 150 mM) à pH 7,2, en utilisant un broyeur (Ultra Turax, type TP 18-10) à 4° C. Le broyat a été ensuite centrifugé à 10.000 g, pendant 30 minutes à 4° C. Les protéines du surnageant ont été dosées par la méthode modifiée de LOWRY et coll. [14], sur microplaque NUNC ELISA, utilisant de l'albumine bovine (B.C.A. Protéine Assay Reagent, Pierce-Rockford, USA) comme protéine de référence. L'extrait antigénique brut est conservé congelé à -70°C jusqu'à son utilisation.

100 µl d'antigène à 2 µg de protéines/ml ont été déposés dans chaque puits des microplaques Nunc à 96 puits. Les sérums ont été testés après dilution au 1/200^{ème} dans du PBS, pour chaque échantillon trois répétitions ont été effectuées. La fixation des anticorps a été révélée par un sérum anti-IgG ovin conjugué à la peroxydase. L'intensité de la réaction a été lue au spectrophotomètre et appréciée par rapport à un pool de sérums positifs provenant de sujets européens très infestés et de sérums négatifs issus d'agneaux entretenus à l'intérieur et maintenus à l'abri de toute infestation parasitaire. Les résultats pour chaque sérum testé sont exprimés par le pourcentage d'absorption par rapport aux sérums de référence suivant la formule suivante :

Zone climatique	Pays	Moutons			Chèvres		
		Nombre	Prévalence %	Ac *%	Nombre	Prévalence	Ac* %
Sahel	Sénégal	753	90,17	91,89	335	90,74	87,72
	Niger	120	98,33	123,48			
	Djibouti	303	97,2	130,82	176	99,43	141,5
	Moyenne		92,81	104,6		93,73	
Sub humide	Burkina Faso	421	86,46	84,66			
Humide	Gabon	211	75,23	78,59	245	96,32	96,88
	Bénin	21	14	40			
	Togo	280	88,58	79,73			
	Côte d'Ivoire	62	68	65			
	Moyenne		78,31	76,26			
Hauts plateaux	Ethiopie	95	54,7	63,3	182	90,65	96,06
	Moyennes pondérées**		86,36	92		93,81	101,82

* Ac = Taux d'anticorps

** Les moyennes pondérées ont été calculées en tenant compte du nombre d'animaux examinés dans chaque pays par rapport au nombre global.

TABLEAU I. — Origine des prélèvements et résultats des tests ELISA

$$\% \text{ de Densité optique (DO) du sérum X} = \frac{\text{DO du sérum X} - \text{DO du standard négatif}}{\text{DO du standard positif} - \text{DO du standard négatif}} \times 100$$

Un sérum est considéré positif si comparé à la D.O du témoin positif pris comme 100%, son pourcentage est égal ou supérieur à 20%.

3) ANALYSE STATISTIQUE

Pour faciliter l'exploitation des résultats, les pays ont été regroupés selon leur dominante climatique. Quatre zones ont été individualisées : zone sahélienne avec le Sénégal, le Niger et Djibouti ; la zone sub-humide, le Burkina Faso ; la zone humide avec le Gabon, le Bénin, le Togo et la Côte d'Ivoire ; enfin l'Ethiopie constitue la zone des hauts plateaux. Ces quatre valeurs regroupées ont été comparées par un test de Chi 2 (quatre). Ensuite deux à deux elles ont été comparées par un Chi 2 (normal).

Résultats et discussion

Le tableau I récapitule les résultats obtenus dans les différents pays. Il indique, en même temps que la prévalence de l'infestation, les taux d'anticorps permettant d'apprécier l'importance de la pression parasitaire [6]. Il apparaît que, globalement, 86,4 % des moutons et 93,81 % des chèvres sont infestés. On retrouve les pourcentages qui sont habituellement signalés par les expérimentateurs ayant pratiqué des

autopsies : 92,4 % au Burkina Faso [2], 95 % au Sénégal [15], 80% en Ethiopie [16] pour le mouton ; 90,9 % au Burkina Faso [2] et 77 % en Ethiopie [16] pour la chèvre. Ces résultats sont aussi en bonne corrélation avec les observations de terrain qui ont révélé la présence très habituelle de jetage et d'éternuements dans les troupeaux prélevés ou sur les sujets présentés dans les abattoirs.

Les titres d'anticorps sont élevés : 84,16 et 105,53 % respectivement pour les moutons et les chèvres. Ceci démontre que la pression parasitaire est forte. Il faut remarquer que sur le terrain les chèvres présentent des manifestations cliniques beaucoup moins accusées que les moutons et cependant, la prévalence et les taux d'anticorps sont plus élevés que chez le mouton.

Le regroupement des pays selon la dominante de leur climat apporte des informations intéressantes qui apparaissent à la figure 1. Il existe un effet région car le test du Chi 2 est significatif à $p < 0,001$. Les prévalences et les taux d'anticorps sont statistiquement plus élevés dans les régions sahéliennes que dans les régions plus humides. Cela peut s'expliquer par les exigences de survie des pupes dans le milieu extérieur où l'humidité peut favoriser des contaminations bactériennes ou fongiques défavorables à l'évolution ou à la conservation des parasites comme c'est le cas pour les pupes de glossines. La comparaison des régions deux à deux révèle des différences significatives des résultats des pays sahéliens par rapport aux autres. Seule la séparation entre humide et sub-humide n'a pas de signification.

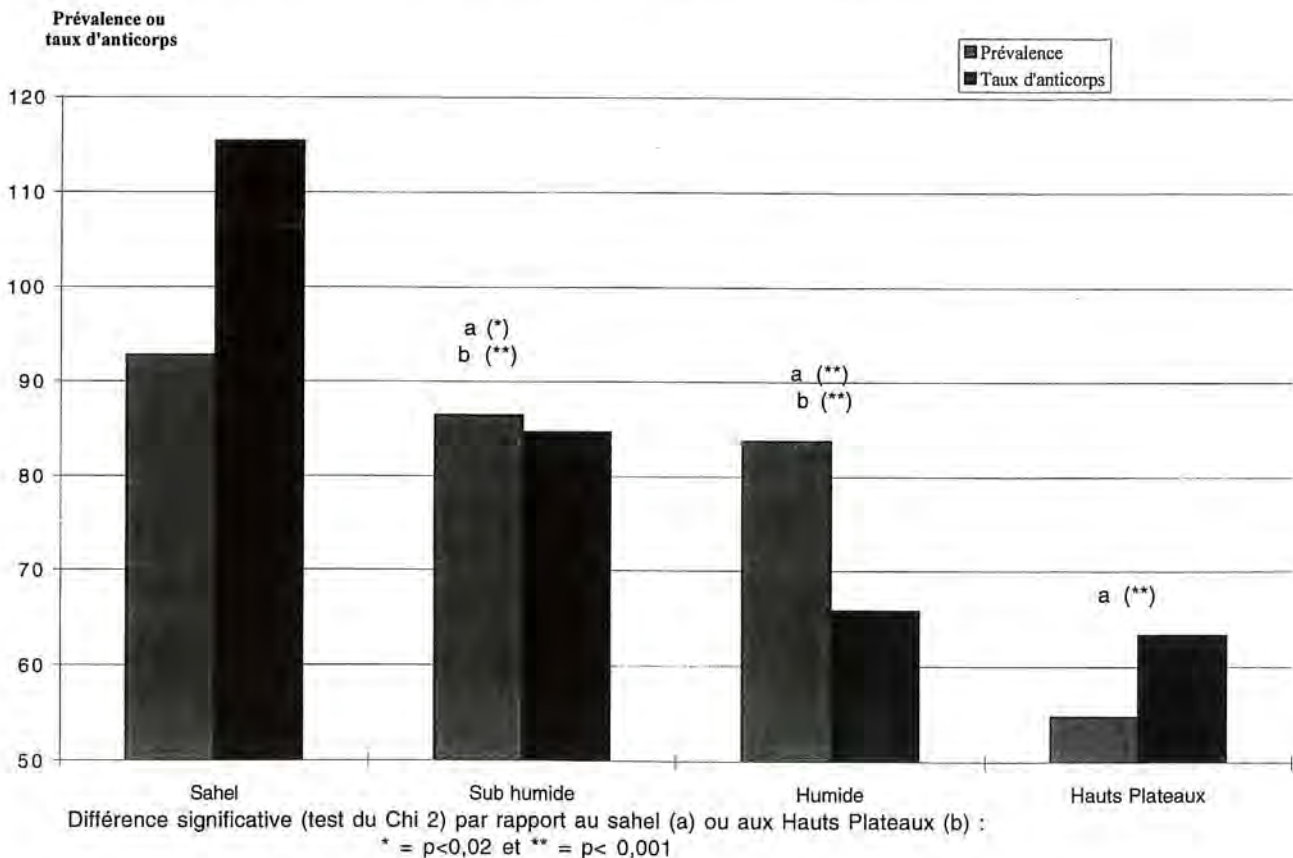


FIGURE 1. — Comparaison des infestations selon les régions climatiques.

Conclusion

En bilan, ce travail confirme la prévalence élevée de l'oestrose aussi bien chez le mouton que chez la chèvre en Afrique et doit inciter les vétérinaires et les éleveurs à prendre en compte ce parasitisme lors de la mise en place des opérations de prophylaxie collective.

Bibliographie

1. — AKAKPO A.J., BORNAREL P., PANGUI L. J et SARRADIN P. : L'oestrose ovine et le portage bactérien chez les moutons sains du Sénégal. *Revue Méd. Vét.*, 1993, **144** : 331-334.
2. — BELEM, A. M. G. et ROUILLE, D. : Oestrose des petits ruminants au Burkina Faso. *Revue Elev. Méd. Vét. Pays trop.*, 1998, **41** (1) : 59-64.
3. — BOULARD C. : Avantages de l'immunodiagnostic de l'hypodermose bovine établi par hémagglutination passive et par ELISA, à partir du sérum et du lactosérum, sur la numération des varons. *Ann. Rech. vét.*, 1985, **16** : 335-343.
4. — DORCHIES Ph., SAVEY J. et YILMA J. M. : Prevalence of lung abscesses and interstitial pneumonia in ovine oestrosis. *Vet. Rec.*, 1993, **133** : 325.
5. — DORCHIES Ph., LARROUY G., DECONINCK P. et CHANTAL J. : L'Ophthalmomyiase externe humaine en République de Djibouti. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique*, 1995, **88** : 86-89.
6. — DORCHIES Ph. et YILMA J.M. : Current knowledge in immunology of *Oestrus ovis* infection. *Acta parasitologica Turcica*, 1996, Sup 1,
7. — DORCHIES Ph., JACQUIET Ph. et DURANTON C. : Pathophysiology of *Oestrus ovis* infection in sheep and goats : review. *Veterinary Record*, 1998, **142** : 487-489.
8. — DORCHIES Ph. : Multiparasitism in sub-saharan west african countries : don't forget the least important ! *Parasitology Today*, 1998, **14**, 11 : 468.
9. — GILBERT Y., PICAUVET D.P. et CHANTAL J. : Diagnostic de la myxomatose : mise au point d'une technique d'immunofluorescence indirecte. Utilisation de prélèvements sanguins sur papier buvard pour la recherche d'anticorps. *Rev. sci. tech. Off. int. Epiz.*, 1989, **8**, (1) : 209-220.
10. — HANSEN P. : Tropical livestock industry : parasite control, food security and the environment. In : Proceedings, 15th International Conference of the World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology, Yokohama, 1995, Japan : p. 55
11. — HARALAMPIDIS S.T. : ELISA in the sero-epidemiology of sheep and goats. *Bull. Hellenic Vet. Med., Soc.*, 1987, **38** : 215-223.
12. — ILCHMANN G. et HIEPE T. : Immunological studies on the diagnosis of *Oestrus ovis* infestation. *Monats. für Vetrinärmedizin*, 1985, **40** : 304-307.
13. — JAGANNAH M.S., COZAB N., RAHMAN S.A. et HONNAPPA T.G. : Serodiagnosis of *Oestrus ovis* infestation in sheep and goats. *Indian J. Anim., Sc.*, 1989, **59**, 10 : 1220-1224.
14. — LOWRY O.H., ROSBROUGH N.J., FARR A.L. et RANDAL R.J. : Protein measurement with Folin phenol reagent. *J. Biol. Chem.*, 1951, **193** : 265-275.
15. — PANGUI L. J., DORCHIES Ph. et BELOT J. : Contribution à l'étude épidémiologique de l'oestrose ovine au Sénégal. *Revue Méd. Vét.*, 1988, **139** (7) : 701-704.
16. — TESFAYE 1993. Prevalence of Oestrosis in ethiopian small ruminants. DVM Thesis, Addis Ababa University.
17. — YILMA J. M. : Contribution à l'étude de l'épidémiologie, du diagnostic immunologique et de la physiopathologie de l'Oestrose ovine (*Oestrus ovis*, Linné 1761). Thèse Institut National Polytechnique de Toulouse, 1992, 219 p.
18. — ZINSSTAG J., ANKERS P., NDAO M., BONFOH B. and PFISTER K. : Multiparasitism, production and economics in domestic animals in sub-Saharan West Africa. *Parasitology Today*, 1998, **14**, n° 2 : 46-49.