

# Le diagnostic de *Trypanosoma vivax* : un problème non résolu dans l'épidémiologie des trypanosomoses

P. Solano <sup>1,2\*</sup> M. Desquesnes <sup>1,2</sup> I. Sidibe <sup>1</sup>

## Mots-clés

*Trypanosoma vivax* - Diagnostic - PCR - Test ELISA - Ruminant - *Glossina* - Parasitologie - Epidémiologie - Burkina Faso - Afrique occidentale.

## Résumé

*Trypanosoma (Duttonella) vivax* est un parasite des ruminants domestiques en Afrique et en Amérique latine. Les souches en Amérique latine, transmises mécaniquement par divers insectes piqueurs, ont perdu la capacité d'infecter les glossines qui les transmettent cycliquement en Afrique subsaharienne. Les auteurs ont passé en revue diverses techniques de diagnostic utilisées pour détecter *T. vivax* sur le terrain, allant des examens parasitologiques classiques aux techniques moléculaires (PCR), en passant par les tests sérologiques. La PCR, qui offrait une sensibilité et une spécificité non égalées, a été utilisée au CIRDES, Bobo-Dioulasso, Burkina Faso, et les résultats obtenus par cette technique pour identifier *T. vivax* sur les bovins et sur les pièces buccales des glossines ont été comparés aux résultats parasitologiques de plusieurs études récentes en Afrique de l'Ouest. Le fait le plus marquant concernait, dans certaines régions, une proportion non négligeable de mouches infectées seulement dans le proboscis (cycle de *T. vivax*) ne donnant aucun signal PCR avec les amorces *T. vivax*. Les auteurs ont envisagé plusieurs hypothèses pour expliquer ces résultats, la plus probable semblant être la circulation de souches du sous-genre *Duttonella* non reconnues par les marqueurs utilisés. Des études de variabilité génétique et de pathogénicité des souches locales seraient intéressantes à mener.

## ■ INTRODUCTION

*Trypanosoma (Duttonella) vivax* Ziemann, 1905 est un protozoaire parasite de la section des *Salivaria* affectant l'élevage, principalement les ruminants domestiques. Il est surtout présent en Afrique subsaharienne où il est transmis cycliquement et mécaniquement par les glossines, ou mouches tsé-tsé, et mécaniquement par d'autres insectes piqueurs (Tabanides, stomoxes...). En Amérique du Sud et dans les Caraïbes, sa propagation mécanique est principalement assurée par les Tabanides et les stomoxes (*Tabanus* spp.,

*Chrysops* spp., *Stomoxys* spp...). *T. vivax* est pathogène chez les bovidés domestiques ainsi que chez les petits ruminants, causant une anémie sévère en phase aiguë de l'infection (12). Contrairement à *T. congolense*, les animaux infectés semblent avoir une plus grande capacité à pouvoir contrôler l'infection ; des formes hyperaiguës hémorragiques ont cependant été décrites, pouvant entraîner la mort ou des avortements avant diagnostic ou traitement (14, 28). Les pertes économiques dues à ce parasite sont importantes et difficiles à évaluer : pertes directes (mort) et indirectes (avortement, amaigrissement, baisse de productivité...).

## ■ LES TECHNIQUES DE DIAGNOSTIC

Le diagnostic de l'infection repose classiquement sur la mise en évidence des trypanosomes dans le sang des animaux, soit par l'examen du *buffy-coat* (25, 36), où l'on reconnaît le parasite par

1. CIRDES, BP 454, Bobo-Dioulasso, Burkina Faso

2. CIRAD-EMVT, Campus international de Baillarguet, BP 5035, 34032 Montpellier Cedex 1, France

\* Auteur pour la correspondance : CIRDES, BP 454, Bobo-Dioulasso, Burkina Faso

Tél : 226 97 22 87 ; fax : 226 97 23 20

sa taille et sa motilité (2), soit sur frottis, où l'identification est réalisée sur les critères de morphologie et morphométrie (13). Ces techniques, si elles sont très spécifiques pour *T. vivax*, sont reconnues pour manquer de sensibilité, surtout en phase chronique de la maladie où les parasitémies sont généralement basses (12). Une difficulté supplémentaire réside dans le fait que *T. vivax* ne se cultive pas *in vitro* sur des milieux classiques, et n'infecte que très peu les rongeurs de laboratoire.

Une alternative aux méthodes directes de diagnostic est la mise en évidence d'anticorps antitrypanosomiens dans le sang des animaux testés. Toutefois, elle ne permet pas de faire la différence entre une infection passée et une infection active, pas plus qu'elle ne permet de différencier les diverses espèces de trypanosomes pathogènes présents (*T. vivax*, *T. congolense*, *T. brucei*). Un grand espoir fut soulevé par la mise au point des tests de détection des antigènes circulants par ELISA (*enzyme-linked immunosorbent assay*) (26, 27). Mais après plusieurs années d'évaluation dans divers laboratoires (ILRI\*, CIRAD-EMVT\*\*, CIRDES\*\*\*), il est maintenant reconnu que ce test présente une sensibilité et une spécificité très limitées, voire inférieures aux techniques microscopiques, surtout pour la détection de *T. vivax* (4, 5, 15).

Une avancée sensible a vu le jour après l'élaboration de sondes ADN spécifiques d'espèces de trypanosomes (16). Dickin et Gibson (7) ont ainsi mis au point une sonde spécifique de *T. vivax* basée sur des séquences répétées, afin d'augmenter la sensibilité du test. Cette sonde permet de détecter *T. vivax* dans le sang des animaux et dans les pièces buccales des glossines où le trypanosome effectue son cycle. Toutefois, la sensibilité de détection des parasites avec cette technique était encore limitée à 1 000 trypanosomes/*dot blot* (7). La découverte de la technique PCR (*polymerase chain reaction*, ou amplification en chaîne par polymérase) (23, 31) utilisant des amorces oligonucléotidiques issues de ces sondes a permis de progresser dans la sensibilité du diagnostic : pour *T. vivax*, la PCR permet de détecter jusqu'à 2 trypanosomes/ml de sang avec un kit commercial de purification (6).

#### ■ LES TECHNIQUES MOLECULAIRES POUR LE DIAGNOSTIC DES TRYPANOSOMOSES

La technique PCR, considérée comme la plus sensible et la plus spécifique, fut mise en place au CIRDES en 1993 afin de pouvoir diagnostiquer de manière fiable les trypanosomes pathogènes du bétail, aussi bien sur les hôtes mammifères que sur les glossines vectrices (10). Des amorces spécifiques de groupes de trypanosomes furent mises au point à l'ILRI et à Bristol et utilisées au CIRDES (tableau I). Il faut préciser qu'il existe au moins cinq couples d'amorces issues de sondes génomiques amplifiant des groupes taxonomiques différents dans le sous-genre *Nannomonas* (*T. congolense* savane ; *T.c.* forêt ; *T.c.* Kilifi ; *T.c.* Tsavo ; *T. godfreyi* ; *T. simiae*). Bien que ces trypanosomes diffèrent par des caractéristiques moléculaires distinctes, on ne sait pas encore s'ils présentent des pathogénicités propres (29, 30), sauf pour *T. simiae*, pathogène surtout chez les suidés domestiques (35). En revanche pour *Duttonella*, les sondes existantes sont décrites comme spécifiques du sous-genre dans la majorité de sa distribution géographique (7, 9, 19). Deux couples d'amorces PCR amplifiant l'ADN

de *T. vivax* et issus de la même sonde (7) sont actuellement les plus utilisés (tableau I). Toutefois, l'ADN de certaines souches de *T. vivax* d'Afrique de l'Est n'hybriderait pas avec ces sondes (19). Enfin, aucune réaction croisée entre ces différentes espèces et sous-groupes de trypanosomes n'est rapportée avec les amorces et sondes citées.

Au CIRDES, le diagnostic de la trypanosomose repose aussi bien sur les techniques classiques que sur les techniques moléculaires, et il est réalisé sur les hôtes mammifères et chez les vecteurs (3, 29, 30, 33, 34). Rappelons que chez les glossines, le diagnostic microscopique classique repose sur la localisation des trypanosomes dans les organes de la mouche (17) : ainsi lorsque seul le proboscis est infecté, on conclut à la présence de *T. vivax*. Grâce à la technique PCR, les auteurs ont pu comparer lors de plusieurs études les interprétations parasitologiques et les caractérisations par la technique moléculaire. En général, de bonnes corrélations ont été observées par les auteurs entre les interprétations parasitologiques *Nannomonas* (présence des trypanosomes dans l'intestin moyen et le proboscis de la glossine) et la détection par PCR de *T.c.* savane et forêt, ou *T. simiae* (appartenant tous effectivement au sous-genre *Nannomonas*). Il n'en est pas toujours de même pour *T. vivax*.

#### ■ COMPARAISON DE DIFFERENTES TECHNIQUES DE DIAGNOSTIC DE *T. VIVAX* ET DISCUSSION

Sur les glossines chez lesquelles seul le proboscis s'est révélé infecté en microscopie, des résultats PCR très variables ont été observés (tableau II). Au Burkina Faso, par exemple, si l'on observe ce type d'infection chez *Glossina tachinoides* dans la zone de Sidéradougou, la corrélation entre la parasitologie et la PCR pour l'identification de *T. vivax* est pratiquement parfaite. En revanche, dans le ranch de Nazinga, la PCR ne permet plus d'identifier qu'un cinquième des infections du proboscis. L'hypothèse de l'existence de DNase ou autres inhibiteurs de la réaction PCR pour expliquer les faux négatifs paraît peu probable dans le proboscis, milieu biochimiquement plus inerte que l'intestin. L'hypothèse d'un problème technique lors de la réaction peut être rejetée car les examens de Sidéradougou et Nazinga ont été réalisés sur la même espèce (*G. tachinoides*) et avec le même lot de réactifs. Sur chaque proboscis positif au microscope et ne donnant aucun signal en PCR, une extraction d'ADN a été réalisée mais n'a pas fourni de résultats positifs. Une autre hypothèse serait que la présence de trypanosomes du sous-genre *Nannomonas* aurait pu passer inaperçue au microscope, du fait de leur faible abondance ou de leur disparition de l'intestin moyen (1). Toutefois, lorsqu'une glossine est positive dans un organe, tous les organes sont systématiquement prélevés pour la PCR et, dans le cas de Nazinga, aucun signal PCR n'est apparu avec la batterie d'amorces testées dans tous les organes examinés. Enfin, il ne faut pas négliger la présence transitoire possible dans le proboscis de trypanosomes non pathogènes (*Megatrypanum* spp...) ayant pu être ingérés lors d'un repas de sang récent des glossines. Mais la fréquence élevée de ces observations, ainsi que l'état nutritionnel des glossines (pas ou peu de résidus sanguins dans l'intestin, indiquant un repas ancien) ne sont pas en faveur de cette hypothèse.

Il paraît plus probable que certaines souches ayant un développement de type *Duttonella* chez le vecteur circulent dans la région de Nazinga et peut-être dans d'autres secteurs géographiques, et ne sont pas reconnues par les amorces utilisées. Il conviendrait d'isoler ces trypanosomes des pièces buccales des glossines et de les cultiver, ce qui n'a pas encore été réalisé. Ceci permettrait aussi de

\* ILRI : International Livestock Research Institute, Nairobi, Kenya

\*\* CIRAD : Centre de coopération internationale en recherche agronomique pour le développement ; EMVT : département d'Élevage et de médecine vétérinaire

\*\*\* CIRDES : Centre international de recherche-développement sur l'élevage en zone subhumide, Bobo-Dioulasso, Burkina Faso

**Tableau I**  
Couples d'amorces utilisés au CIRDES pour la PCR

Couples d'amorces	Référence	Groupe taxonomique	Taille du produit amplifié
VOL 1,2	Dickin and Gibson, 1989 <i>Mol. Biochem. Parasitol.</i> , 33: 135-142	<i>T. vivax</i>	180 pb
TVW 1, 2	Masiga et coll., 1992 <i>Int. J. Parasitol.</i> , 22: 909-918	<i>T. vivax</i>	150 pb
IL 0344-0345	Majiwa et coll., 1993 <i>Parasitology</i> , 106: 151-162	<i>T. congolense</i> type savane	320 pb
TCF 1,2	Masiga et coll., 1992 <i>Int. J. Parasitol.</i> , 22: 909-918	<i>T. congolense</i> type forêt	350 pb
TSM 1,2	Masiga et coll., 1992 <i>Int. J. Parasitol.</i> , 22: 909-918	<i>T. simiae</i>	437 pb
TBR 1,2	Moser et coll., 1989 <i>Parasitology</i> , 99: 57-66	<i>T. brucei</i> s.l.	177 pb

**Tableau II**

Proportions de *T. vivax* reconnus par la PCR sur des mouches infectées uniquement dans le proboscis, ou sur des bovins où *T. vivax* a été reconnu morphologiquement, dans diverses études en Afrique de l'Ouest

Espèce hôte	Lieu	% de <i>T. vivax</i>	Référence
<i>G. longipalpis</i>	Côte d'Ivoire	17	Solano et coll., 1995 <i>Mol. Ecol.</i> , 4: 781-785
<i>G. p. gambiensis</i> et <i>G. tachinoides</i>	Padema, Burkina Faso	100	Solano et coll., 1996 <i>Med. vet. Entomol.</i> , 10: 354-358
<i>G. tachinoides</i> et <i>G.m.submorsitans</i>	Nazinga, Burkina Faso	13	Lefrançois et coll., en préparation
<i>G. tachinoides</i>	Sideradougou Burkina Faso	88	Lefrançois et coll., en préparation
Bovins	Yalé, Burkina Faso	41	Reifenberg et coll., 1997 <i>Revue Elev. Méd. vét. Pays trop.</i> , 50: 14-22

savoir si ces trypanosomes sont restreints à la faune sauvage, ou s'ils présentent un pouvoir pathogène pour les espèces domestiques (21). Ainsi on peut se demander si certains trypanosomes (par exemple *T. uniforme*, appartenant au sous-genre *Duttonella* mais considéré comme peu pathogène (13)), hybrideraient avec les sondes spécifiques de *T. vivax* actuellement disponibles.

La technique des isoenzymes a été utilisée pour la caractérisation de stocks de *T. vivax* mais n'a pas permis de séparer distinctement les souches de *T. vivax* d'Afrique de l'Ouest de celles d'Amérique du Sud (9, 24), ni celles d'Afrique de l'Ouest et d'Ouganda (11). Malgré certaines études moléculaires (PCR avec amorces arbitraires) (8), dans l'état actuel des connaissances, aucune technique

n'a permis de distinguer de manière discriminante les souches africaines transmises cycliquement et les souches sud-américaines transmises mécaniquement, certaines de ces dernières ayant perdu la capacité d'infecter les glossines (9). Il semble donc judicieux d'entreprendre des études de variabilité génétique des populations de *T. vivax* par des isollements de souches circulant dans la nature en association avec des études de pathogénicité. Les techniques du polymorphisme de l'ADN microsatellite et de l'amplification de l'ADN à l'aide d'amorces aléatoires (RAPD) pourraient être d'une grande utilité dans ce type d'étude ; en effet, des résultats récents sur les trypanosomes des sous-genres *Nannomonas* et *Trypanozoon* (*T. brucei* s.l.) montrent un polymorphisme important par la technique des RAPD (32).

## Remerciements

Nous remercions vivement Dr S.M. Touré, Directeur du CIRDES, de nous avoir autorisés à mener ces travaux dans cet institut. Nous remercions le CIRAD-EMVT et l'AUFPELF-UREF (LAF 306) pour le financement de ces travaux.

## BIBLIOGRAPHIE

1. BALDRY D.A.T., 1969. The epidemiological significance of recent observations in Nigeria on the ecology of *Glossina tachinoides* Westwood. *Bull. Entomol. Soc.*, **2**: 34-38.
2. BRUCE D., HAMERTON A.E., BATEMAN H.R., MACKIE F.P., BRUCE M., 1910. Trypanosome diseases of domestic animals in Uganda. III. *Trypanosoma vivax* Ziemann. *Proc. R. Soc., Series B*, **83**: 150-162.
3. DELAFOSSE A., BENGALY Z., DUVALLET G., 1996. Utilisation du test ELISA de détection des antigènes circulants de trypanosomes dans le cadre d'un suivi épidémiologique dans la zone de Sidéradougou, Burkina Faso. *Revue Elev. Méd. vét. Pays trop.*, **49**: 32-37.
4. DESQUESNES M., 1996. Evaluation of three antigen detection tests (monoclonal trapping ELISA) for African trypanosomes with an isolate of *Trypanosoma vivax* from French Guyana. *Ann. N.Y. Acad. Sci.*, **791**: 172-184.
5. DESQUESNES M., DE LAROCQUE S., 1995. Comparaison de la sensibilité du test de Woo et d'un test de détection des antigènes de *Trypanosoma vivax* chez deux moutons expérimentalement infectés avec une souche guyanaise du parasite. *Revue Elev. Méd. vét. Pays trop.*, **48**: 247-253.
6. DESQUESNES M., TRESSE L., 1996. Evaluation de la sensibilité de la PCR pour la détection de l'ADN de *Trypanosoma vivax* selon divers modes de préparation des échantillons sanguins. *Revue Elev. Méd. vét. Pays trop.*, **49**: 322-327.
7. DICKIN S.K., GIBSON W.C., 1989. Hybridisation with a repetitive DNA probe reveals the presence of small chromosomes in *Trypanosoma vivax*. *Mol. Biochem. Parasitol.*, **33**: 135-142.
8. DIRIE M.F., MURPHY N.B., GARDINER P.R., 1993. DNA fingerprinting of *Trypanosoma vivax* isolates rapidly identifies intraspecific relationships. *J. Euk. Microbiol.*, **40**: 132-134.
9. DIRIE M.F., OTTE M.J., THATTI R., GARDINER P.R., 1993. Comparative studies of *Trypanosoma vivax* isolates from Colombia. *Parasitology*, **106**: 21-29.
10. DUVALLET G., TOURE S.M., 1994. Transfert de nouveaux outils biotechnologiques au CIRDES pour une meilleure connaissance des trypanosomes animales et de leur épidémiologie. *Tropicultura*, **12**: 155-156.
11. FASOGBON A.I., KNOWLES G., GARDINER P.R., 1990. A comparison of the isoenzymes of *Trypanosoma vivax* isolates from East and West Africa. *Int. J. Parasitol.*, **20**: 389-394.
12. GARDINER P., 1989. Recent studies on the biology of *Trypanosoma vivax*. *Adv. Parasitol.*, **28**: 229-317.
13. HOARE C.B., 1972. The trypanosomes of mammals. A zoological monograph. Oxford, United Kingdom, Blackwell Scientific Publications.
14. HUDSON J.R., 1944. Acute and subacute trypanosomiasis in cattle caused by *T. vivax*. *J. comp. Pathol.*, **54**: 108-119.
15. KANWE A.B., BENGALY Z., SAULNIER D., DUVALLET G., 1992. Evaluation du test de détection des antigènes circulants de trypanosomes à l'aide d'anticorps monoclonaux. Infections expérimentales et naturelles. *Revue Elev. Méd. vét. Pays trop.*, **45**: 265-271.
16. KUKLA B. A., MAJIWA P.A.O., YOUNG J.R., MOLOO S.K., OLE-MOIYOI O., 1987. Use of species-specific DNA probes for detection and identification of trypanosome infection in tsetse flies. *Parasitology*, **95**: 1-16.
17. LLOYD L., JOHNSON W.B., 1924. The trypanosome infections of tsetse flies in Northern Nigeria and a new method of estimation. *Bull. Entomol. Res.*, **14**: 265-288.
18. MAJIWA P.A.O., MAINA M., WAITUMBI J.N., MIHOK S., ZWEYGARTH E., 1993. *Trypanosoma (Nannomonas) congolense*: molecular characterization of a new genotype from Tsavo, Kenya. *Parasitology*, **106**: 151-162.
19. MASAKE R., MAJIWA P.A.O., MOLOO S.K., MAKAU J.M., NJUGUNA J.T., MAINA M., KABATA J., OLE-MOIYOI O.K., NANTULYA V.M., 1997. Sensitive and specific detection of *Trypanosoma vivax* using the polymerase chain reaction. *Exp. Parasitol.*, **85**: 193-205.
20. MASIGA D.K., SMYTH A.J., HAYES P., BROMIDGE T.J., GIBSON W.C., 1992. Sensitive detection of trypanosomes in tsetse flies by DNA amplification. *Int. J. Parasitol.*, **22**: 909-918.
21. MATTIOLI R.C., JEAN O., BELEM A.M.G., 1990. Incidence de la trypanosomose sur la faune sauvage d'un ranch de gibier au Burkina Faso. *Revue Elev. Méd. vét. Pays trop.*, **43**: 459-465.
22. MOSER D.R., COOK G.A., OCHS D.E., BAILEY C.P., MCKANE M.R., DONELSON J.E., 1989. Detection of *Trypanosoma congolense* and *T. brucei* subspecies by DNA amplification using the polymerase chain reaction. *Parasitology*, **99**: 57-66.
23. MULLIS L.B., FALOONA F.A., 1987. Specific synthesis of DNA *in vitro* via a polymerase catalyzed chain reaction. *Methods Enzymol.*, **155**: 335-350.
24. MURRAY A.K., 1982. Characterization of stocks of *Trypanosoma vivax*. I. Isoenzyme studies. *Ann. trop. Med. Parasitol.*, **76**: 275-282.
25. MURRAY M., MURRAY P.K., MCINTYRE W.I.M., 1977. An improved parasitological technique for the diagnosis of African trypanosomiasis. *Trans. R. Soc. trop. Med. Hyg.*, **71**: 325-326.
26. NANTULYA V.M., LINDQVIST K.J., 1989. Antigen detection enzyme immunoassays for the diagnosis of *Trypanosoma vivax*, *T. congolense* and *T. brucei* infections in cattle. *Trop. Med. Parasitol.*, **40**: 267-272.
27. NANTULYA V.M., MUSOKE A.J., RURANGIRWA F.R., SAIGAR N., MINJA S.H., 1987. Monoclonal antibodies that distinguish *Trypanosoma congolense*, *T. vivax* and *T. brucei*. *Parasite Immunol.*, **9**: 421-431.
28. OLUBAYO R.O., MUGERA G.M., 1985. Pathogenesis of haemorrhages in *Trypanosoma vivax* infection in cattle I. Disseminated intravascular coagulation. *Bull. Anim. Health Prod. Afr.*, **33**: 211-217.
29. REIFENBERG J.M., SOLANO P., BAUER B., KABORE I., CUNY G., DUVALLET G., CUISANCE D., 1997. Apport de la technique PCR pour une meilleure compréhension de l'épizootiologie des trypanosomes bovines : exemple de la zone d'aménagement pastoral de Yalé au Burkina Faso. *Revue Elev. Méd. vét. Pays trop.*, **50**: 14-22.
30. REIFENBERG J.M., SOLANO P., DUVALLET G., CUISANCE D., SIMPORE J., CUNY G., 1997. Molecular characterization of trypanosomes isolates from naturally infected domestic animals in Burkina Faso. *Vet. Parasitol.* (sous presse)
31. SAIKI R.K., GELFLAND D.H., STOFFEL S., 1988. Primer-directed enzymatic amplification of DNA with a thermostable DNA polymerase. *Science*, **239**: 487-491.
32. SIDIBE I., 1996. Variabilité génétique de *Trypanosoma congolense*, agent de la trypanosomose animale : implications taxonomiques et épidémiologiques. Thèse doct., Université Montpellier II, Montpellier, France, 81 p.
33. SOLANO P., ARGIRO L., REIFENBERG J.M., YAO Y., DUVALLET G., 1995. Field application of the polymerase chain reaction (PCR) to the detection and characterization of trypanosomes in *Glossina longipalpis* in Côte d'Ivoire. *Mol. Ecol.*, **4**: 781-785.
34. SOLANO P., REIFENBERG J.M., AMSLER-DELAFOSSÉ S., KABORE I., CUISANCE D., DUVALLET G., 1996. Trypanosome characterization by polymerase chain reaction in *Glossina palpalis gambiense* and *G. tachinoides* from Burkina Faso. *Med. vet. Entomol.*, **10**: 354-358.
35. STEPHEN L.E., 1966. Pig trypanosomiasis in Africa. Farnham House, United Kingdom, Commonwealth Bureau for Animal Health, p. 28-36. (Reviews Series No. 8)
36. WOO P.T.K., 1970. The haematocrit centrifuge technique for the diagnosis of African trypanosomiasis. *Acta trop.*, **27**: 384-386.

Reçu le 4.9.97, accepté le 2.10.97

## Summary

**Solano P., Desquesnes M., Sidibe I.** *Trypanosoma vivax* diagnosis: an unresolved problem in the epidemiology of trypanosomoses

*Trypanosoma (Duttonella) vivax* is a parasite infecting domestic ruminants in Africa and Latin America. Stocks in Latin America, mechanically transmitted by various biting insects, seemed to have lost their ability to infect tsetse flies which periodically transmit them in sub-Saharan Africa. The authors reviewed various diagnosis techniques used in *T. vivax* detection in the field, such as standard parasitological examinations, serological tests and molecular techniques (PCR). The most sensitive and specific technique appeared to be PCR, used at the CIRDES, Bobo-Dioulasso, Burkina Faso. The results obtained with this technique to identify *T. vivax* in cattle and tsetse mouthparts were compared to parasitological results from recent studies in West Africa. The most striking fact was that in some areas a significant number of tsetse flies, infected in the proboscis only (*T. vivax* cycle), gave no amplification signal with any of the sets of primers used. The authors examined several hypotheses to explain these results. The most probable one seemed to be the presence of *Duttonella* subgenus stocks that were not recognized by the markers used. It should be worthwhile carrying out genetic and pathogenic studies on field-isolated stocks.

**Key words:** *Trypanosoma vivax* - Diagnosis - PCR - ELISA - Ruminant - *Glossina* - Parasitology - Epidemiology - Burkina Faso - West Africa

## Resumen

**Solano P., Desquesnes M., Sidibe I.** Diagnóstico del *Trypanosoma vivax*: un problema sin resolver en la epidemiología de los tripanosomas

*Trypanosoma (Duttonella) vivax* es un parásito de los rumiantes domésticos en África y en América latina. Las cepas en este último continente, transmitidas mecánicamente por diversos insectos picadores, han perdido la capacidad de infectar las glosinas que los transmiten en forma cíclica en África sub sahariana. Los autores revisaron diversas técnicas de diagnóstico, utilizadas para la detección en campo de *T. vivax*, desde exámenes parasitológicos clásicos hasta técnicas moleculares (PCR), pasando por los tests serológicos. PCR ofrece una sensibilidad y una especificidad sin igual y se utiliza en el CIRDES, Bobo Dioulasso, Burkina Faso; los resultados obtenidos mediante esta técnica para identificar *T. vivax* sobre los bovinos y sobre las piezas bucales de las glosinas se compararon con los resultados parasitológicos de varios estudios recientes en África del Oeste. El hecho más significativo involucraba, en ciertas regiones, una proporción considerable de moscas infectadas únicamente en la proboscis (ciclo de *T. vivax*), sin que presentaran ningún signo PCR con los cebos *T. vivax*. Los autores examinaron varias hipótesis para explicar estos resultados, la más probable parece ser la circulación de cepas del sub género *Duttonella* no reconocidas por los marcadores utilizados. Sería de interés llevar a cabo estudios de variabilidad genética y de patogenicidad de las cepas locales.

**Palabras clave:** *Trypanosoma vivax* - Diagnóstico - PCR - ELISA - Rumiante - *Glossina* - Parasitología - Epidemiología - Burkina Faso - África occidental.