

LA PRESENCE ET LE RISQUE DE TRANSMISSION DE WUCHERERIA BANCROFTI EST UNE REALITE EN MILIEU RURAL AU MALI : LE CAS DU VILLAGE DE BANAMBANI DANS LE CERCLE DE KATI

Coulibaly Y I¹, Dao S², Traore A K¹, Diallo A³, Sacko M.⁴, Traoré SF³

1 Centre National d'Appui à la lutte contre la Maladie, Bamako BP :251, Email : yicoulibaly@mrtcbko.org ; Tel : 6732871, 2 Service des maladies infectieuses et tropicales, Centre hospitalier et universitaire du point G, Bamako, 3 Faculté de Médecine, de Pharmacie et d'Odontostomatologie de Bamako, Département d'Epidémiologie des Affections Parasitaires, Malaria Research and Training Center, Bamako, 4 Service de Parasitologie, Institut National de la Recherche en Santé Publique, Bamako

RESUME

Des études précédentes sur la filariose lymphatique au Mali ont révélé des taux d'infection élevés en milieu rural. Le but de cette étude était de rechercher les microfilaires de *Wuchereria bancrofti* dans le sang périphérique chez l'homme et les larves chez les vecteurs en milieu rural. Pour atteindre cet objectif, nous avons mené une étude entomologique, parasitologique et clinique dans le village de Banambani, situé à 25 km de Bamako la capitale. L'étude parasito-clinique était de type transversal avec un seul passage. Elle consistait en la confection de gouttes épaisses nocturnes et à un examen clinique complet. L'étude entomologique était de type longitudinal avec 3 passages respectivement en début, au milieu et en fin de saison pluvieuse avec recherche du parasite par la technique de la PCR. Le taux d'infection par la goutte épaisse nocturne a été de 1,52% de la population d'étude. La transmission était assurée par *Anopheles gambiae s.l* et *Anopheles funestus*. Les larves de *Wuchereria bancrofti* étaient présentes chez 0,5% des vecteurs. Le taux d'inoculation entomologique (TIE) le plus élevé a été observé au mois d'août (4,03 piqûres infectantes par homme par nuit) pour *An. gambiae s.l* et 1,9 pour *An. funestus*. La filariose lymphatique est présente en milieu rural au Mali et la transmission demeure toujours active.

Mots clés : *Wuchereria bancrofti*, présence, transmission, milieu rural, Mali

SUMMARY

Previous studies on lymphatic filariasis in Mali showed high infection rate in rural area. This study was aimed to find *Wuchereria bancrofti* microfilaria in human peripheral blood and larvae in vectors. For that purpose we carried out an entomological, clinical and parasitological study in Banambani a village located at 25 km from Bamako the capital city.

The parasitological and clinical study was a single cross sectional study including night blood thick smear and physical examination. The entomological study was longitudinal with three annual surveys at the beginning, the middle and the end of the rainy season with parasite detection on vector by PCR.

The infection rates by night thick smear was 1.5% of the study sample. The transmission was assured by *Anopheles gambiae s.l* and *Anopheles funestus*. *Wuchereria bancrofti* larvae have been detected on 0.5% of the vectors. The higher entomological inoculation rate (EIR) for *An. gambiae s.l* has been observed in August (4.03 infective bites per man per night) and in October for *An. funestus* (1.9 infective bites per man per night). Lymphatic filariasis is present in Malian rural area and transmission still occurring.

Keywords: *Wuchereria bancrofti*, presence, transmission, rural area, Mali

INTRODUCTION

La filariose lymphatique est une parasitose due à *Wuchereria bancrofti* au Mali comme dans les autres pays d'Afrique (1). Peu connue, elle est une maladie émergente. Des études déjà menées en zone de savane Nord soudanienne au Mali ont montré que la transmission de la maladie est assurée par les moustiques du genre *Anopheles* notamment *Anopheles gambiae s.l* et *Anopheles funestus* (2,3).

L'éléphantiasis et l'hydrocèle sont les principaux signes cliniques chroniques de la filariose lymphatique de Bancroft (3). Le milieu rural paye un lourd tribut à cette affection (4).

Des traces antigéniques de la filariose lymphatique ont été notées au Mali (6). Elles sont d'une grande importance épidémiologique mais ne

permettent pas de discerner une infection ancienne d'une infection courante. Le but de ce travail était de déterminer la présence du parasite de *Wuchereria bancrofti* aussi bien chez l'homme que chez le moustique vecteur dans le village de Banambani.

MATERIELS ET METHODES

L'étude a été effectuée à Banambani, un village situé à 25 kilomètres du district de Bamako, dans l'arrondissement central de Kati. Ce village se caractérise par un cours d'eau permanent, le "Dabani" propice à la pullulation des moustiques. Cette étude était de type longitudinal avec un seul passage transversal en avril 2000, pour la parasitologie et la clinique et des passages aux mois de juin (début de la saison de pluie), août, septembre (milieu de la saison de pluie) et octobre (fin de la saison de pluie) pour l'étude entomologique.

Sur le plan entomologique, nous avons recherché par la technique de Polymerase Chain Reaction (PCR) l'ADN de *Wuchereria bancrofti* chez les moustiques. 120 cases ont été sélectionnées aléatoirement et prospectées par mois de capture. Les moustiques ont été capturés par aspersion d'insecticide dans les cases. Les moustiques morts étaient récupérés sur des draps blancs étalés au préalable sur le plancher de la case.

La PCR a été faite au laboratoire d'Immunologie des helminthiases des Instituts Nationaux de la Santé des Etats Unis d'Amérique. Nous avons utilisé la même technique que Katholi *et al.*, 1995 pour la détection de l'ADN de *Onchocerca volvulus* dans des lots de simulies (5).

Les moustiques ont été conservés dans des tubes contenant du silica gel qui est un produit dessiccant. Le principe de cette technique de biologie moléculaire consistait à lyser les cellules pour libérer l'ADN. Les ADN libérés ont été détectés par des amorces spécifiques faites de séquences d'acides aminés complémentaires de celles de l'ADN de *Wuchereria bancrofti*. L'amorce se fixe sur les brins complémentaires après rupture des deux brins de l'ADN cible ceci par de très grandes élévations de température dans la machine PCR. Les échantillons positifs ont été mis en évidence par une migration sur un gel d'agarose 1,5% avec de la bromure d'éthidium et observation des bandes positives sous rayons ultraviolets.

Il fallait rincer 2 fois les moustiques avec de l'éthanol à 95%, ajouter 300µl de la solution d'homogénéisation (10mM Tris-Hcl (PH=8) ; 1mM EDTA, 0,1% SDS) et 250ng/µl d'ADN de sperme de salmon et homogénéiser le tout en triturant avec des petits pilons plastiques. Les étapes suivantes devaient suivre :

Ajouter 100µl d'une solution de protéinase K (400µg/µl préparée de nouveau chaque jour à partir de la solution d'homogénéisation).

Incuber cet extrait à 55°C pendant une heure; ajouter 4µl de 1M DTT; Transférer l'extrait dans un tube dont le couvercle est à vis (cryotubes) et faire bouillir pendant 30 minutes au bain-marie ; Congeler et décongeler l'extrait 2 fois ; ajouter 1µl supplémentaire de solution d'ADN de sperme de salmon ;

Extraire l'homogénat avec 400µl d'une mixture de 1/1 de phénol et de chloroforme.

Transférer le surnageant dans un nouveau tube à vis et faire une seconde extraction avec le phénol /chloroforme.

Extraire la couche aqueuse de la seconde extraction au phénol /chloroforme une fois encore avec 400µl de chloroforme ; mesurer le volume de la couche aqueuse et ajouter 3 fois ce volume en solution NaI et 10µl de silice ;

Incuber au réfrigérateur pendant 15 minutes puis centrifuger à 12.000 tours/minute et prendre le surnageant qui contient l'ADN de *W. bancrofti* si le lot de moustique contient au moins un moustique infecté (quelque soit le stade larvaire). Nous avons utilisé seulement 5µl de ce surnageant pour la réaction PCR.

L'expérience de polymérisation en chaîne a été exécutée dans un PTC-100™ Programmable Thermal Controller (M J REASERCH INC.).

Chaque réaction d'amplification s'est déroulée avec un volume final de 50µl d'une mixture qui contenait (pour 3 échantillons) :

H₂O stérile= 116,4 µl ; 10X PCR Buffer= 15,0µl ; 2,5 mM dNTPs= 6,0 ; les amorces NV1=1,5 µl et NV2= 1,5µl ; la Taq polymérase (enzyme)= 0,6µl.

Le programme d'amplification utilisé dans le PTC était le suivant: dénaturation de la matrice à 94°C (5minutes) suivie de 35 cycles d'amplification avec dénaturation de la matrice à 94°C (1minute) ; amorce d'appariement à 55°C (1minute) ; extension de l'amorce à 72°C (1minute). Dans le cycle final, 10 minutes supplémentaires d'extension ont été utilisées à 72°C.

Les amorces d'oligonucléotides utilisées pour la PCR proviennent de OPERON Oligonucléotides (Alameda, CA 9450) et sont basées sur les séquences de nucléotides spécifiques de *W. bancrofti* dispersées sur un fragment d'ADN génomique. Une amorce ascendante désignée par NV1 (5'-CGTGATGGCATCAAAGTAGCG-3') et une amorce reverse par bNV2 biotinisée (BIOT) avec (5'-BIOT-CCCTCACTTACCATAAGACAA C-3') seront sélectionnées. Les produits PCR ont été détectés par électrophorèse de 20µl du produit PCR (après passage dans le PTC) avec 2µl de "loading dye" dans 1,5 % de gel d'agarose.

Les gels d'agarose sont préparés et courus dans du Tris-acetate EDTA buffer. Les bandes positives ont été visualisées sous un transilluminateur à rayons ultraviolets après coloration du gel avec bromure d'éthidium.

Quant à l'enquête parasitologique et clinique auprès de la population de ce village elle a été de type transversal et a porté sur les volontaires âgés de 7 ans et plus. Les critères d'inclusion de cette population à l'étude étaient de résider depuis plus d'un an dans la localité et de ne jamais avoir reçu un traitement spécifique anti-filarien.

Tous les volontaires répondant à nos critères d'inclusion ont été pris pour la goutte épaisse nocturne et l'examen clinique (de façon exhaustive).

Tous les sujets subissaient un examen clinique complet juste après les prélèvements sanguins. Pour la goutte épaisse nocturne, 3 lames de 40 microlitres chacune ont été confectionnées par volontaire de 22 heures à 2 heures. Ces lames ont été colorées avec une solution de Giemsa à 3% pendant une heure et lue au microscope avec l'objectif 100 pour compter les microfilières de *Wuchereria bancrofti*. Une goutte d'huile d'immersion était déposée au préalable sur la lame.

Le logiciel SPSS 10.0 a été utilisé pour le calcul du Chi carré pour la comparaison des proportions et la liaison entre les variables qualitatives. Le Chi carré de Pearson, le Chi carré corrigé de Yates ou le test exact de Fisher ont été utilisés pour les analyses statistiques, pour comparer les prévalences de l'infection ou des cas cliniques.

Les échantillons de moustique ont été traités par lots de 50 moustiques par la technique PCR. Les taux d'infection entomologiques ont été déterminés en utilisant le logiciel Pool Screen® de Katholi *et al.* (5).

Chaque volontaire a signé un consentement individuel pour participer à cette étude après explication du protocole de l'étude.

RESULTATS

Données parasitologiques et cliniques

A Banambani, l'âge moyen de la population était de 27 ans (standard de déviation = 18) avec des extrêmes de 7 ans et 80 ans. Le sexe ratio était de 1,1 en faveur des femmes.

Sur le plan parasitologique, les sujets microfilaremiques représentaient 1,52% (N=460) de la population d'étude (Tableau 1).

La tranche d'âge la plus infectée était celle des sujets de 65 ans et plus avec 8,7%. Les sujets de 7 à 24 ans n'ont pas été trouvés infectés dans notre échantillon (Tableau 2).

Le taux d'infection des femmes (1,65%, N=242) était comparable à celui des hommes (1,52%, N=218), P=0,889.

La charge parasitaire variait de 8,33 microfilaries (mf)/ml de sang à 100 mf/ml de sang avec une moyenne géométrique de 1,75 microfilaries (mf)/ml de sang (Tableau 1).

Sur le plan clinique, 0,5% des hommes étaient porteurs d'hydrocèle tandis qu'aucun cas d'éléphantiasis n'a été rencontré (Tableau 1).

Données entomologiques

An. gambiae s.l. était prédominant (85,62%, N=3179) à Banambani durant notre période d'étude (5 fois plus qu'*An. funestus*) (P<0,0001). Cette prédominance s'accroît au mois d'août avant de décroître en septembre. Au mois d'octobre nous avons noté une prédominance d'*An. funestus* (219/409) soit 53,55% (Figure 1).

La densité vectorielle moyenne subissait des variations mensuelles très importantes. Tandis que la densité maximale pour *An. gambiae s.l.* s'observait en août avec 11,80 moustiques par case, celle d'*An. funestus* a été observée au mois d'octobre avec 1,67 moustiques par case (Tableau 3).

L'agressivité des 2 vecteurs subissait aussi des variations mensuelles statistiquement significatives avec des pics en août avec 3,63 piqûres/homme/nuit et en octobre avec 0,60 piqûres/homme/nuit respectivement pour *An. gambiae s.l.* et *An. funestus*.

Les taux d'infection étaient nuls en début de saison pluvieuse (mois de juin) pour les deux espèces vectrices. Les taux d'infection les plus élevés ont été observés aux mois de septembre pour *An. gambiae s.l.* (0,48%, N=1400) et au mois d'octobre pour *An. funestus* (1,01%, N=250). Les taux d'infection moyens des deux vecteurs étaient comparables, P=0,13.

Le taux d'inoculation entomologique (TIE) le plus élevé a été observé au mois d'août (4,03 piqûres infectantes par homme par nuit.) pour *An. gambiae s.l.*. Pour *An. funestus*, le TIE le plus élevé

a été observé en octobre (1,90 piqûres infectantes par homme par nuit), (Tableau 3).

DISCUSSIONS

Pour cette étude, nous avons choisi le village de Banambani pour y comparer les données épidémiologiques recueillies sur la filariose lymphatique en 1978 par Touré *et al.* à ceux de la présente étude après 22 ans.

Notre échantillonnage pour les gouttes épaisses nocturnes et l'étude clinique a été exhaustif. Tous les volontaires répondant à nos critères d'inclusion ont été examinés et prélevés le soir pour confectionner trois lames de goutte épaisse calibrées à 40 µl de sang.

La transmission de la filariose n'est possible qu'avec des larves du stade L3 (infectantes). Notre technique PCR de détection du parasite au sein des moustiques ne discerne pas les différents stades évolutifs des parasites mais se limite à détecter la présence ou l'absence de l'ADN de *W. bancrofti*. Nous avons ainsi déterminé le taux d'infection mais pas le taux d'infectivité qui doit normalement être utilisé pour le calcul du TIE qui correspond au nombre de piqûres infectantes reçues par hommes pour une période donnée. Néanmoins, nous avons estimé le TIE avec le taux d'infection obtenu par la PCR. Cet aspect constitue une des limites des nouvelles techniques de biologie moléculaire. Mais cela n'a pas empêché d'estimer le TIE de façon épidémiologiquement valable (5).

Au cours du sondage par la goutte épaisse nocturne, les taux d'infection ont été de 1,52% (N=460) à Banambani.

La plus forte parasitémie chez nos volontaires était de 100 microfilaries/ml de sang tandis que la parasitémie moyenne était de 322 microfilaries/ml de sang en 1979 dans le même village (2).

Bregues en 1973 (3) et Traoré en 1978 (6) ont rapporté que la microfilariémie varie de façon considérable selon les heures de la nuit et aussi selon les mois de l'année.

Les sujets de 7 à 14 ans et ceux de 14 à 24 ans n'ont pas été trouvés microfilaremiques à Banambani en 2000. La prévalence de l'infection a été plus élevée chez les sujets de plus de 65 ans (2/23 soit 8,7%) que chez ceux de 25 à 44 ans (1/105 soit 0,95%). Diarra en 1980 (7) à Sélingué et Touré en 1979 à Banambani avaient fait le même constat de l'élévation du taux d'infection avec l'âge.

Ceci s'explique par le fait que la filariose lymphatique est une maladie surtout décelable chez les sujets plus âgés qui ont eu le temps d'héberger le vers pendant longtemps pour qu'ils puissent s'accoupler et produire des microfilaries décelables par les gouttes épaisses nocturnes.

Ces taux d'infection sont considérablement inférieurs à ceux trouvés à Banambani dans la même localité en 1979 par Touré qui rapporta 12,2% à Banambani dans la population générale (3). Elles nous ont permis de nous rendre compte de la présence actuelle du parasite dans cette même localité.

Ce phénomène a déjà été constaté par Myung *et al.* (8) qui trouvèrent qu'en 10 ans, la prévalence de la microfilarémie a diminué de 9,4% à 0,48% dans une région endémique pour la bancroftose au Bénin ($P < 0,001$) en absence de toute intervention spécifique. Ces auteurs pensaient que ce changement de prévalence ne peut point s'expliquer par des changements environnementaux ou sociologiques ou par une différence entre les deux populations. Ces données suggèrent que l'épidémiologie de la filariose lymphatique peut changer indépendamment des facteurs de modulation connus.

Meyrowitsch *et al.* en 1998 ont attribué la baisse de la prévalence de la microfilarémie au Vietnam en 11-21 ans d'évolution aux changements environnementaux comme l'élévation de la standardisation des maisons et des systèmes de drainage (9). Il faudra noter que dans cette région *An. culex* qui est abondant en milieu urbain est le principal vecteur.

Par rapport aux signes cliniques aigus de la filariose lymphatique, la notion de crise d'ADL a été fréquente au cours de notre étude clinique (2%). A Pondichéry (au Nord de l'Inde), Surendran *et al.* rapportèrent une prévalence d'ADL (adénolymphangites) plus faible de 1% en 1957 (10).

Ceci pourrait être du d'une part à des surinfections bactériennes ou fongiques plus fréquentes dans notre zone d'étude car ce sont ces surinfections qui déclenchent ou au moins favorisent les ADL chez des sujets infectés (détectés ou pas par la présence de microfilaries dans le sang périphérique) et d'autre part au fait qu'en zone d'endémie filarienne seuls les sujets avec des vers adultes mâles et femelles peuvent produire des microfilaries détectables dans le sang périphérique. Ceux hébergeant un seul vers ou des vers trop vieux ou morts sont amicrofilarémiques (11).

Les signes cliniques chroniques de la filariose lymphatique n'ont pas été fréquemment rencontrés au cours de notre étude.

L'examen physique à la recherche de l'éléphantiasis et de l'hydrocèle qui sont les principaux signes assez spécifiques de la filariose lymphatique chronique a retrouvé une prévalence de l'hydrocèle de 0,2% à Banambani. Ce taux est comparable à celui rapporté par Touré à Banambani en 1979 (0,4%) (3). En Inde, Surendran *et al.* ont rapporté une prévalence de 2,7% en 1957 à Pondicherry (10).

Aucun cas d'éléphantiasis n'a été retrouvé à Banamabni dans notre population d'étude. En 1979, Touré avait rapporté un cas d'éléphantiasis (0,2%, N=498).

La faune anophélienne vectrice de la filariose lymphatique à Banambani était composée au cours de notre étude d'*An. gambiae s.l.* (85,62%) et d'*An. funestus* (14,38%).

Ces différences de fréquences des 2 vecteurs seraient liées à leurs biologies et aux types de gîtes disponibles. La plupart des gîtes rencontrés

étaient bien ensoleillés avec peu de végétation, favorables au développement des larves d'*An. gambiae s.l.* (2, 3).

La fréquence d'*An. gambiae s.l.* a augmenté avec les premières pluies (juin – août) et a diminué progressivement jusqu'en fin de saison pluvieuse (octobre) tandis que la fréquence d'*An. funestus* évoluait en sens inverse. La fréquence la plus élevée d'*An. funestus a* été observée en début de saison sèche fraîche (octobre).

Ces résultats concordent avec ceux rapportés par Touré en 1979 (3) à Banambani et Touré *et al.* en 1991(12).

A Banambani, durant notre période d'étude, les taux d'infection moyens des deux vecteurs ont été presque égaux (0,5%). En juin (début de saison pluvieuse), les taux d'infection ont été nuls pour les deux espèces vectrices.

En 1979 à Banambani, Touré a rapporté que les taux d'infection moyens des deux vecteurs étaient comparables. Ceci est dû, comme l'avait démontré Brengues en 1975 (3) à une compensation de la meilleure longévité d'*An. funestus* par une plus grande capacité d'ingestion d'*An. gambiae s.l.*

Les vecteurs infectés ont été rencontrés sur toute la période de notre étude sauf en juin (début de la saison pluvieuse). *An. gambiae s.l.* n'a pas été trouvé infecté en octobre.

Les taux d'infection les plus élevés ont été rencontrés au milieu de la saison pluvieuse (en août et septembre) et en fin de saison pluvieuse (en octobre). Les mêmes constats avaient été faits par Touré en 1979 (2) et Brengues en 1973 (3).

La transmission de la filariose lymphatique est assurée pendant la saison pluvieuse (août - septembre) par *An. gambiae s.l.* et en fin de saison pluvieuse et début de la saison sèche fraîche (octobre) par *An. funestus*.

La transmission de la filariose de Bancroft débute en saison fraîche et atteint son pic en saison pluvieuse. L'interruption de la transmission observée en saison chaude (de mars à juin) s'expliquerait par les réductions de la densité des populations vectrices et de la charge microfilarienne humaine (2, 3).

CONCLUSION

L'agent pathogène de la filariose lymphatique *Wuchereria bancrofti* existe dans le village de Banambani. Toutes les conditions entomologiques sont réunies pour assurer la transmission au sein de cette population. Le traitement de masse doit être institué dans toutes les zones endémiques pour rompre la chaîne de transmission comme indiqué par l'OMS.

Remerciements

Nous remercions Yéya T. Touré, Abdel K. Koumaré, Amadou Diallo, Godefroy Coulibaly, les collègues du DEAP/MRTC, les collaborateurs du NIH notamment Amy Klion, Thomas Nutman, Joseph Kubkofick, Richard Sakai et Robert Gwadz pour leur appui ; le chef de village, les guides et toute la population de Banambani pour leur collaboration. Sincères reconnaissances à Assitan Coulibaly pour le financement des travaux de terrain.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- 1) Anonyme : Aide mémoire N °102-OMS, février 1996
- 2) Touré Y.T. - Bio-écologie des anophèles (Diptera, culcidae) dans une zone rurale de savane soudanienne au Mali (village de Banambani). Incidence sur la transmission du paludisme et de la filariose de Bancroft. Thèse de 3^{ème} cycle, Centre Pédagogique Supérieur, 1979, Bamako, Mali.
- 3) Brengues J *et al.* - La filariose de Bancroft en Afrique de l'Ouest ; Mémoires de l'ORSTOM N° 79, 1973
- 4) J.M. Hunter, L. Rey, K.Y. Chu, E.O. Adekolu-John, K.E.Mott - Parasitoses et mise en valeur des ressources hydriques, un impératif : la négociation intersectorielle, OMS-Genève 1994
- 5) Katholi, C.R., Toé, L., Merriweather, A. and Unnasch, T.R. (1995) - Determining the Prevalence of *Onchocerca volvulus* infection in Vector Populations by PCR Screening of Pools of black flies. J Infect Dis. 1995 Nov; 172(5): 1414-7
- 6) Traoré M. - Etude d'un foyer de filariose de Bancroft en zone de savane soudanienne au Mali. Thèse de Médecine, Bamako 1978, Ecole Nationale de Médecine et de pharmacie. Numéro: 23
- 7) Diarra B. - Filarioses à *Onchocerca volvulus*, *Wuchereria bancrofti* et *Tretrapatolnema perstans* - Evaluation épidémiologique avant la mise en eau du barrage de Sélingué . Thèse de Médecine, février 1981 ; Ecole Nationale de Médecine et de Pharmacie. Numéro : 197
- 8) Myung K, Massougbojji A, Ekoue S, Atchade P, Kiki-Fagla V, Klion A D - Lymphatic filariasis in a hyperendemic region: a ten year follow-up panel survey. Am J Trop Med Hyg 1998 Aug; 59(2): 222-6
- 9) D.W. Meyrowitsch, P.E. Simonsen - Long-term effect of mass diethylcarbamazine chemotherapy on bancroftian filariasis: results at four years after start of treatment
Trans R Soc Trop Med Hyg 1998 Jan-Feb; 92 (1): 98-103
- 10) Surendra K. *et al.* - Natural history, trend of prevalence and spectrum of manifestations of Bancroftian filarial disease in Pondicherry (South India).
Acta Trop. 1996 Mar ; 61(1) : 9-18.
- 11) Thomas B. Nutman, Lymphatic Filariasis. Tropical Medicine Science and Practice volume 1 Series editors G. Pasvol and S. L. Hoffman 2000.
- 12) Touré Y.T *et al.* - The *Anopheles gambiae* complex in West Africa ; Science in Africa achievements and prospects. Présenté au symposium organisé au AAAS Sub-saharan Africa Program ; AAAS annual meeting, Washington DC, February 15, 1991.

Tableau 1. Paramètres parasitologiques

Taux de prévalence de la microfilarémie moyennes géométriques de la parasitémie	de la
Hydrocèle	1,52% (N=460)
Eléphantiasis	1,75 mf / ml
	0,5% (N=218)
	0% (N=460)

Tableau2 : Distribution des sujets microfilariémiques par tranche d'âge

Groupes d'âge	N	%	Total
7-14 ans	0	0	163
15-24 ans	0	0	96
25-44 ans	1	0,95	105
45 ans et plus	4	5,48	73
65 ans et plus	2	8,70	23
Total	7	1,52	460

Tableau 3. Paramètres entomologiques

Mois	<i>A. gambiae s.l</i>				<i>A. funestus</i>			
	Dens.	m.a	TI	TIE	Dens.	m.a	TI	TIE
Juin	2,43	0,55	0	0	0,06	0,01	0	0
Août	11,80	3,63	0,15	4,03	0,06	0,02	0	0
Sept.	4,49	1,34	0,48	0,90	0,77	0,22	0	0,18
Octobre	1,45	0,42	0,02	0	1,67	0,60	1,01	1,90
Moyenne	4,66	1,40	0,50	1,32	0,78	0,86	0,57	1,67

Dens.= densité ; TI= taux d'infection

m.a= agressivité ; TIE= taux d'inoculation entomologique

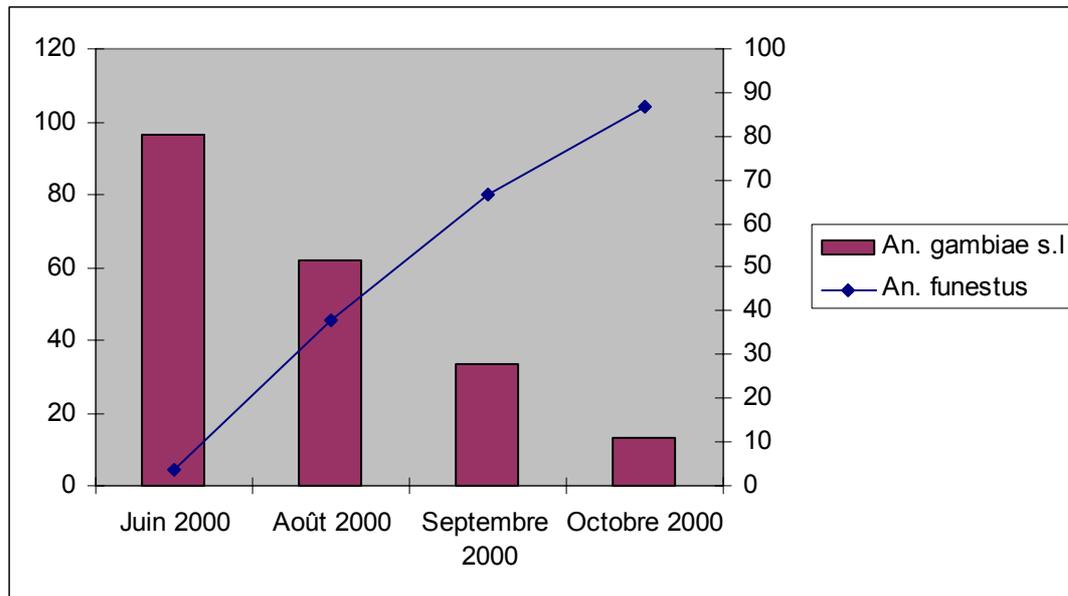


Figure 1 : variation mensuelle de la fréquence des 2 vecteurs à Banambani en 2000