

Réceptivité comparée des trois espèces du complexe *Anopheles gambiae* Giles présentes en Afrique de l'Ouest, vis-à-vis de *Wuchereria bancrofti* Cobbold (*)

J. BRENGUES

Entomologiste médical de l'O.R.S.T.O.M.,
Bobo-Dioulasso, Haute-Volta.

et J. COZ

Entomologiste médical de l'O.R.S.T.O.M.,
Bobo-Dioulasso, Haute-Volta.

RÉSUMÉ.

Les espèces du complexe *A. gambiae* présentes en Afrique de l'Ouest (*A. gambiae* A, B et *A. melas*) sont également sensibles à la filaire de Bancroft.

Des différences apparentes de réceptivité, observées pour des lots de moustiques gorgés au même moment, sur un même sujet filarien, sont liées à la quantité moyenne de sang ingéré par les femelles de chaque lot. Dans la nature, cette quantité peut varier en fonction de l'âge et de la taille des femelles.

Dans nos conditions expérimentales, *A. gambiae* A présente une meilleure longévité qu'*A. gambiae* B et *A. melas* mais les 3 espèces supportent bien l'infection filarienne.

ABSTRACT.

The West African species of *A. gambiae* complex (*A. gambiae* A, B and *A. melas*) are equally susceptible to *W. bancrofti*.

Apparent differences in the receptivity, for mosquito batches, engorged at the same time, on the same carrier, are linked to the mean quantity of blood ingested by female of each batch. In the field, this quantity can vary with age and size of females.

In our experimental conditions, *A. gambiae* A has

a better longevity than *A. gambiae* B and *A. melas* but the three species easily support the filarial infection.

1. INTRODUCTION.

Le complexe *Anopheles gambiae* Giles, 1902 est formé de 5 espèces, différenciables depuis les travaux de BURGESS (1962), DAVIDSON (1962, 1964), DAVIDSON et JACKSON (1962), KUHLOW (1962), PATERSON (1962, 1964), PATERSON *et al.* (1963). En Afrique occidentale, seulement 3 de ces espèces sont présentes : deux se développent, à l'état larvaire, dans l'eau douce (espèces A et B) ; la troisième vit dans l'eau saumâtre (*Anopheles melas* Theobald, 1903). Ces espèces se répartissent différemment ; *A. melas*, du fait d'exigences écologiques larvaires, ne se rencontre qu'en bord de mer ; *A. gambiae* B prédomine dans les zones savano-sahélienne à faible pluviosité ; *A. gambiae* A présente une plus large répartition, on le rencontre dans les zones de forêt, de mosaïque forêt-savane, de savane humide ainsi que, au moins saisonnièrement, dans les zones côtières ou de savane sèche en sympatrie avec *A. melas* ou *A. gambiae* B (COZ et HAMON, 1964 ; COZ et BRENGUES, 1967).

Le rôle joué par *A. gambiae* s.l. dans la transmission de *Wuchereria bancrofti* Cobbold, 1877, en Afrique, est connu depuis le début du siècle (ANNETT *et al.*, 1901). De nombreux travaux postérieurs, ont montré que des espèces qui participent de ce complexe sont, avec *Anopheles funestus* Giles, 1900, les vecteurs majeurs de la filariose de Bancroft dans la région éthio-

(*) Travail réalisé avec l'aide financière de l'Organisation Mondiale de la Santé (O.M.S.).

pienne (MOUCHET *et al.*, 1965 ; BRENGUES *et al.*, 1968). Cependant, on sait actuellement peu de choses sur l'importance relative des différentes espèces du complexe *A. gambiae*. A notre connaissance, seulement 2 observations peuvent être retenues : celle de GELFAND (1955) qui montrait que, dans la nature, *A. melas* paraît être meilleur vecteur qu'*A. gambiae* (probablement espèce A) en zone côtière du Liberia ; celle de BRUNHES *et al.* (1969) qui permettait de conclure qu'*A. gambiae* B est plus réceptif qu'*A. gambiae* A à Madagascar.

Nous avons voulu compléter ces observations en infectant différentes souches des 3 espèces du complexe *A. gambiae*, présentes en Afrique de l'Ouest.

2. MATERIEL ET METHODES.

2.1. Matériel biologique.

2.1.1. VECTEURS.

A. gambiae A et B ne peuvent être distingués par des caractères morphologiques. Pour différencier ces espèces, l'un de nous (J.-C.) a utilisé :

— la méthode des croisements avec une souche de référence (DAVIDSON et JACKSON, 1962).

— la méthode des chromosomes appliquée aux cellules géantes des glandes salivaires chez les larves stade IV (COLUZZI et SABATINI, 1967).

L'ornementation particulière du peigne larvaire (RIBBANDS, 1944) et la largeur de la plaque supérieure chez les œufs (MUIRHEAD-THOMSON, 1945) permettent de séparer facilement *A. melas* et *A. gambiae* A ou B.

Nous avons utilisé les souches et populations suivantes :

- pour *A. gambiae* A, une souche de laboratoire originaire de Pala (Haute-Volta) colonisée à Bobo-Dioulasso ; une F1 issue de femelles sauvages capturées à Ouagadougou (Haute-Volta).
- pour *A. gambiae* B, une souche de laboratoire originaire de Kano (Nigeria) colonisée à Londres (1) ; une F1 issue de femelles sauvages capturées à Yimasgo (Haute-Volta).
- pour *A. melas*, une souche de laboratoire originaire de Gambie, colonisée à Londres (1).

2.1.2. FILAIRE.

Tous les moustiques ont été infectés sur un porteur de *W. bancrofti*, originaire de Koupéla (Haute-Volta), dont la microfilariémie au moment de l'infection (21

à 21 h 30), variait de 150 à 232 microfilaires pour 20 mm³.

2.2. Numération des microfilaires chez le donneur.

Immédiatement avant l'infection des moustiques, 3 prélèvements au doigt de 20 mm³ chacun ont été effectués au moyen de pipettes calibrées, sur le sujet filarien. Dans nos résultats, nous donnons la moyenne arithmétique établie à partir de ces 3 prélèvements.

2.3. Gorgement des moustiques.

Les moustiques (femelles nullipares, âgées de 1 à 5 jours, n'ayant jamais pris de sang) étaient nourris entre 21 et 21 h 30, début de la période de microfilariémie maximum chez le donneur.

Avant le repas, les moustiques étaient transférés, par groupes de 50 à 60, dans des gobelets en matière plastique dont les 2 extrémités étaient recouvertes de tulle moustiquaire en nylon. Ces gobelets étaient placés, pendant 15 minutes, entre les jambes du sujet filarien ou d'un sujet indemne de toute filaire (sujet témoin).

2.4. Appréciation de la quantité moyenne de sang ingéré.

Les gobelets contenant les moustiques étaient pesés avec précision (au 1/100 de mg près) avant et après le repas de sang. La différence observée entre ces 2 pesées correspond approximativement au poids total de sang ingéré par l'ensemble des moustiques. En divisant cette valeur par le nombre de moustiques gorgés, nous avons pu établir le poids moyen de sang ingéré par chaque moustique.

2.5. Conservation des moustiques.

Après le repas, les moustiques gorgés étaient placés, par groupes de 15 à 25, dans des gobelets en carton recouverts de tulle moustiquaire. Chaque gobelet était pourvu d'un tampon de coton, régulièrement imprégné (2 fois par jour) d'eau glucosée à 5 %.

Ces gobelets étaient conservés jusqu'au jour de la dissection, dans une pièce climatisée et humidifiée où la température et l'humidité étaient enregistrées, de façon constante, au moyen d'un thermographe et d'un hygrographe. Les moustiques morts étaient comptés et retirés tous les matins.

2.6. Dissection et examen.

Les moustiques étaient disséqués au 13^e jour suivant le repas lorsque la température moyenne était égale ou supérieure à 26° C., au 14^e jour lorsque cette température était égale à 25 ou 25,5° C.

(1) Cette souche nous a été aimablement expédiée par le Docteur G. DAVIDSON, Professeur au Ross Institute, London School of Hygiene and Tropical Medicine.

La tête, le thorax et l'abdomen étaient dilacérés séparément dans une goutte d'eau physiologique à 9 %. Chaque dissection était recouverte d'une lamelle. Les filaires étaient recherchées et comptées au microscope (grossissement 60 fois).

3. RESULTATS.

3.1. Mortalité comparée de souches de laboratoire d'*A. gambiae* A et B.

Dans le tableau 1, nous avons porté la mortalité cumulée %, observée au cours des 13 jours qui suivent le repas de sang, des femelles d'*A. gambiae* A (souche de Pala) et d'*A. gambiae* B (souche de Kano) nourries sur le sujet filarien ou sur le sujet témoin, à l'occasion de 4 études différentes. Ces résultats sont exprimés graphiquement sur la figure 1. Ils permettent de constater que, 13 jours après le repas :

— la différence de mortalité entre le lot infecté et le lot témoin est faible (environ 5 %), aussi bien chez *A. gambiae* A que chez *A. gambiae* B.

— la différence de mortalité entre les lots infectés d'*A. gambiae* A et B ou entre les lots témoins de ces mêmes espèces est par contre importante. Cette différence est, dans les 2 cas, hautement significative (pour les lots infectés, $\chi^2 = 46,311$, pour 1 degré de liberté $P < 0,301$; pour les lots témoins, $\chi^2 = 26,452$, pour 1 degré de liberté $P < 0,001$).

La courbe qui exprime la différence observée journalièrement entre les mortalités cumulée % des femelles infectées d'*A. gambiae* A et B (figure 2) montre que la mortalité supérieure des femelles d'*A. gambiae* B se manifeste surtout entre le 4^e et le 8^e jour qui suivent le repas de sang.

Dans les conditions expérimentales que nous avons adoptées, il apparaît donc que les 2 espèces supportent bien l'infection filarienne mais que, pour d'autres raisons, *A. gambiae* B survit moins bien qu'*A. gambiae* A.

3.2. Réceptivité comparée de souches de laboratoire d'*A. gambiae* A et B.

Dans le tableau 2, sont reportés les résultats de chacune et de l'ensemble des 4 études qui nous ont permis de comparer la réceptivité d'*A. gambiae* A (souche de Pala) et d'*A. gambiae* B (souche de Kano).

Ce tableau montre que :

— pour une même espèce, le nombre de moustiques infectés et surtout le nombre moyen de filaires par femelle infectée, varie, d'une expérimentation à l'autre, en fonction de la microfilarémie du donneur et du poids moyen de sang ingéré.

— au cours d'une même étude, l'espèce la plus

infectée est celle dont les femelles ont ingéré, en moyenne, la plus grande quantité de sang.

— pour l'ensemble des études, les poids moyens de sang ingéré par les femelles des 2 espèces sont identiques (1,55 mg et 1,50 mg). Au 13^e ou 14^e jour, les pourcentages de femelles infectées sont de 64,8 % pour *A. gambiae* A et de 80,0 % pour *A. gambiae* B, les nombres moyens de filaires par femelle infectée sont de 12,0 chez *A. gambiae* A et de 9,3 chez *A. gambiae* B. Ces pourcentages et ces moyennes ne sont pas statistiquement différents (pour les pourcentages, $\chi^2 = 3,235$, pour 1 degré de liberté $P > 0,05$; pour les moyennes, $t \neq 0,9$, $P > 0,05$).

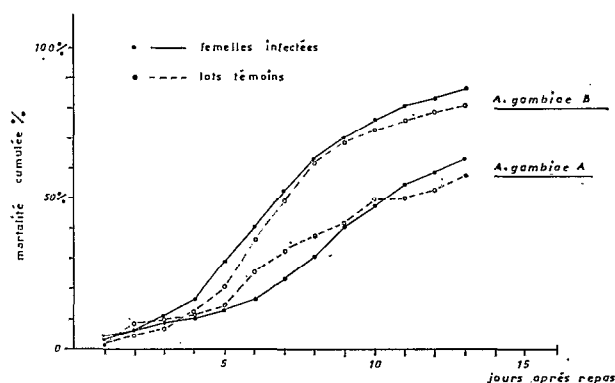


FIG. 1. — Mortalité des femelles d'*A. gambiae* A (souche Pala) et d'*A. gambiae* B (souche Kano).

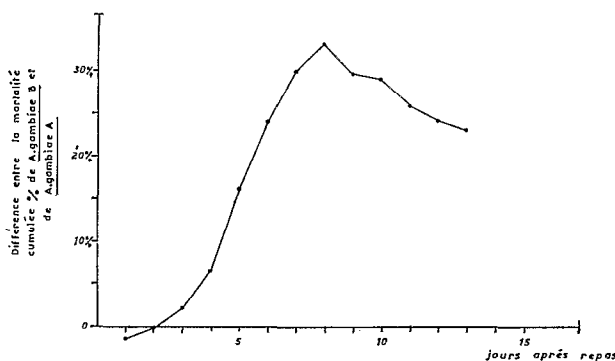


FIG. 2. — Différence journalière entre les mortalités cumulée % observées pour les femelles infectées d'*A. gambiae* B et d'*A. gambiae* A.

Nous pouvons donc dire que pour une même microfilarémie du donneur et une même quantité de sang ingéré, les femelles d'*A. gambiae* A (souche de Pala) et d'*A. gambiae* B (souche de Kano) sont également réceptives à la filaire de Bancroft.

3.3. Réceptivité comparée d'*A. gambiae* A (souche de Pala) et de deux FI d'*A. gambiae* A et B.

Les résultats de la 5^e étude, portés dans le ta-

TABLEAU 1

Mortalité cumulée % des femelles d'*A. gambiae* A (souche de Pala) et d'*A. gambiae* B (souche de Kano), infectées ou non, au cours des 13 jours qui suivent le repas de sang

Espèce	Lot	Nbr. ♀♀	Poids moyen de sang ingéré	Nombre de morts et mortalité cumulée % aux jours :													Nbr. et % de survivants au jour 13
				1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	
A	infecté	369	1,55 mg	13 3,5%	11 6,5%	9 8,9%	5 10,3%	10 13,0%	12 16,3%	26 23,3%	27 30,6%	36 40,4%	26 47,4%	26 54,5%	17 59,1%	15 63,1%	136 36,9%
	témoin	228	1,52 mg	8 3,3%	10 7,9%	3 9,2%	6 11,8%	6 14,5%	26 25,9%	15 32,5%	11 37,3%	9 41,2%	18 49,1%	1 49,6%	7 52,6%	12 57,9%	96 42,1%
B	infecté	307	1,50 mg	6 2,3%	11 6,4%	12 10,9%	15 16,6%	33 29,1%	47 40,4%	36 52,1%	35 63,5%	20 70,0%	20 76,4%	13 80,8%	7 83,1%	10 86,3%	42 13,7%
	témoin	196	1,63 mg	4 2,0%	5 4,6%	5 7,1%	10 12,2%	16 20,4%	31 36,2%	25 49,0%	26 62,2%	13 68,9%	8 73,0%	7 76,5%	5 79,1%	4 81,1%	37 18,9%

bleau 3, montrent qu'une F1 d'*A. gambiae* A (originaire de Ouagadougou) et une F1 d'*A. gambiae* B (originaire de Yimasgo) s'infectent aussi bien que la souche de laboratoire d'*A. gambiae* A (originaire de Pala).

En effet, au 14^e jour suivant le repas de sang, les pourcentages de moustiques infectés et les nombres moyens de filaires par femelle infectée sont pratiquement identiques.

3.4. Mortalité et réceptivité comparées de souches de laboratoire d'*A. gambiae* B et d'*A. melas*.

Cette 6^e étude nous a permis d'observer une mortalité comparable pour les femelles infectées d'*A. gambiae* B (souche de Kano) et d'*A. melas* (souche de Gambie) nourries simultanément sur le même sujet filarien. En effet, au 14^e jour suivant le repas infectant 23 % (22/96) des femelles d'*A. gambiae* B et 20 % (5/25) de celles d'*A. melas* étaient vivantes. Au cours d'une expérience précédente, toutes les femelles d'*A. melas* étaient mortes au 10^e jour suivant le repas, alors que nous notions une survie de 9 % (4/44), au 14^e jour, pour les femelles d'*A. gambiae* B. Dans nos conditions expérimentales, la mortalité d'*A. melas* est donc égale ou supérieure à celle d'*A. gambiae* B.

Au plan de l'infection filarienne, les résultats de la 6^e étude (tableau 3) montrent qu'au 14^e jour, le pourcentage de moustiques infectés est le même pour *A. gambiae* B et *A. melas*. Le nombre moyen de filaires par femelle infectée est plus élevé chez l'espèce (*A. gambiae* B) dont les femelles ont ingéré, en moyenne, une plus grande quantité de sang. A quantités égales de sang ingéré, on peut donc penser que ces 2 espèces sont également réceptives à l'infection filarienne.

4. DISCUSSION.

4.1. Mortalité.

Nous avons constaté qu'*A. gambiae* B et *A. melas* survivent moins bien qu'*A. gambiae* A, dans les conditions expérimentales adoptées. Celles-ci sont très comparables aux conditions naturelles qui, du point de vue température (moyenne : 25 à 28° C.) et humidité (moyenne : 55 à 80 %) prévalent pendant la saison de transmission, dans les zones humides où *A. gambiae* A est l'espèce prédominante. Une meilleure longévité de cette espèce paraît donc normale. Des conditions différentes, par exemple une humidité plus faible, auraient pu favoriser la survie d'*A. gambiae* B au détriment de celle d'*A. gambiae* A.

Ceci nous montre donc qu'on ne saurait conclure à une meilleure capacité vectrice pour *A. gambiae* A du fait d'une meilleure longévité observée au labora-

toire. Tout au plus, on peut dire qu'*A. gambiae* A est un meilleur vecteur expérimental, dans les conditions de température et d'humidité que nous avons choisies.

Nous avons constaté que 2 souches de laboratoire d'*A. gambiae* A et B supportent bien l'infection filarienne : la mortalité des femelles infectées est à peine supérieure à celle observée pour les lots témoins. Les résultats pourraient être totalement différents dans les conditions naturelles car, chez les femelles sauvages, les muscles alaires qui servent de support au développement des filaires, sont beaucoup plus sollicités : les femelles doivent se déplacer de façon importante pour se nourrir ou déposer leur ponte. Dans ces conditions, il est possible que l'infection filarienne contribue à augmenter la mortalité ou, tout au moins, à réduire la puissance de vol chez les femelles hyper-infectées comme l'a constaté TOWNSON (1970) chez *Aedes aegypti*.

4.2. Réceptivité.

Nous avons constaté que pour une même microfilariémie du donneur et pour une même quantité de sang absorbé, c'est-à-dire pour un même nombre escompté de microfilaries ingérées, *A. gambiae* A, *A. gambiae* B et *A. melas* sont également réceptifs à *W. bancrofti*.

Nous ne saurions trop insister sur l'importance de la taille du repas de sang. En effet l'étude de l'évolution de *W. bancrofti* chez *A. gambiae* a montré que :

— en moyenne, seulement 1/3 des microfilaries ingérées peuvent franchir la paroi stomacale, chez les femelles nourries sur un filarien dont la microfilariémie est voisine de 250 mf/20 mm³ (BREGUES et BAIN, 1972).

— La proportion de microfilaries qui migrent vers l'hémocèle varie en fonction du nombre de microfilaries ingérées : les microfilaries migrent d'autant plus facilement qu'elles sont plus nombreuses (BREGUES et BAIN, *loc. cit.*).

— Peu de microfilaries qui ont atteint l'hémocèle dégénèrent au cours de leur évolution ultérieure chez l'insecte (BRUNHES et BRUNHES, 1972).

Autrement dit, la barrière stomacale constitue le principal obstacle à l'infection de l'insecte, bien que son efficacité diminue lorsque le nombre de microfilaries ingérées augmente. Ainsi il apparaît que l'augmentation de la taille du repas de sang entraînant celle du nombre de microfilaries ingérées, favorisera le passage vers l'hémocèle d'un plus grand nombre de microfilaries, lesquelles ont toutes les chances d'atteindre le stade infectant, si l'insecte survit assez longtemps.

La quantité de sang ingéré peut notamment varier en fonction de l'âge et de la taille des femelles.

TABLEAU 2

Infection comparée des femelles d'*A. gambiae* A (souche de Pala) et d'*A. gambiae* B (souche de Kano) au 13^e ou 14^e jour suivant le repas infectant

N° Etude et dates	microfi-larémie du donneur (1)	Espèces	Au moment de l'infection		♀♀ disséquées au 13 ^e ou 14 ^e jour					Température °C			Humidité %		
			Age des ♀♀	Poids moy. de sang ingéré	Au jour	exam.	infect.	Nbr. total filaires (2)	Nbr. filaires par ♀ infectée	Max.	Min.	Moy.	Max.	min.	Moy.
1 8 au 22 janvier 1969	232 mf pour 20 mm ³	<i>A. gambiae</i> A	1-3 j.	1,48 mg	14	9	8	97	12,1	26,0	23,5	25,0	80	55	70
		<i>A. gambiae</i> B		1,20 mg		4	3	10	3,3						
2 9 au 23 janvier 1969	232 mf pour 20 mm ³	<i>A. gambiae</i> A	2-4 j.	1,98 mg	14	25	23	488	21,2	26,0	23,5	25,0	80	55	70
		<i>A. gambiae</i> B		1,96 mg		13	11	170	15,4						
3 15 au 28 février 1971	150 mf pour 20 mm ³	<i>A. gambiae</i> A	2-4 j.	1,62 mg	13	30	20	177	8,9	29,0	26,5	28,0	65	40	55
		<i>A. gambiae</i> B		1,36 mg		12	8	33	4,1						
4 16 au 29 mars 1971	155 mf pour 20 mm ³	<i>A. gambiae</i> A	5 j.	1,30 mg	13	61	30	206	6,9	29,5	22,0	26,0	75	45	65
		<i>A. gambiae</i> B		1,41 mg		11	10	86	8,6						
Toutes études	150 à 232 mf pour 20 mm ³	<i>A. gambiae</i> A	1-5 j.	1,55 mg	13-14	125	81 (64,8%)	968	12,0	27,5	24,0	26,0	75	50	65
		<i>A. gambiae</i> B		1,50 mg		40	32 (80,0%)	299	9,3						

(1) Valeur moyenne établie sur trois prélèvements au doigt, de 20 mm³ chacun.

(2) Filaires au stade II (en fin d'évolution) ou au stade III.

TABLEAU 3

Infection comparée, au 14^e jour suivant le repas, des femelle de : *A. gambiae* A (souche Pala, F1 Ouagadougou) et *A. gambiae* B (F1 Yimasgo);
A. gambiae B (souche Kano) et *A. melas* (souche Gambie)

N° Etude et dates	Microfilarémie du donneur (1)	Espèces	Au moment de l'infection		♀ disséquées au 14 ^e jour				Température °C			Humidité %		
			âge des ♀	poids moyen de sang ingéré	exami- nées	infectées	Nombre total de filaires (2)	Nbre filaires par ♀ infectée	Max.	Min.	Moy.	Max.	Min.	Moy.
5 10 au 24 juin 1969	220 mf. pour 20 mm ³	<i>A. gambiae</i> A. (souche Pala)	2-3 j.	1,24 mg	8	6 (« 75% »)	62	10,3	27,5	23,0	25,5	85	65	80
		<i>A. gambiae</i> A. (F1-Ouagadou- gou)		1,38 mg	36	32 (89%)	280	8,8						
		<i>A. gambiae</i> B. (F1-Yimasgo)		1,24 mg	34	31 (91%)	299	9,6						
6 7 au 21 février 1969	289 mf. pour 20 mm ³	<i>A. gambiae</i> B. (souche Kano)	2-5 j.	1,73 mg	22	18 (82%)	600	33,3	26,0	23,5	25,5	80	50	70
		<i>A. melas</i> (souche Gam- bie)		1,33 mg	5	4 (« 80% »)	92	23,0						

(1) Valeur établie sur 3 prélèvements au doigt, de 20 mm³ chacun.

(2) Filaires au stade II (en fin d'évolution) ou au stade III.

— Age des femelles. Depuis les travaux de GILLES (1954) on sait que certaines jeunes femelles qui se gorgent pour la première fois, prennent un petit repas insuffisant pour la maturation de la première ponte ; ces femelles font un stade pré-gravide. Du fait de sa plus grande taille, chacun des repas ultérieurs permet généralement une évolution ovarienne complète. La fréquence du stade pré-gravide permettra donc d'apprécier la fréquence des femelles qui s'infecteront moins au cours de leur premier repas.

— Taille des femelles. Il ne semble pas exister de différences spécifiques entre les 3 espèces que nous avons infectées. En effet, dans les mêmes conditions d'élevage au laboratoire, les adultes de ces espèces sont de taille comparable. Par contre dans la nature, la taille peut varier d'une espèce à l'autre ou d'une population à l'autre, en fonction de la température. De basses températures (zone d'altitude, saison froide) favoriseront une augmentation de la taille alors que des températures élevées (zone de basse altitude, saison chaude) joueront en sens inverse.

5. CONCLUSION.

Les espèces du complexe *A. gambiae* présentes en Afrique de l'Ouest (*A. gambiae* A, B, *A. melas*) sont également sensibles à la filaire de Bancroft. Ceci témoigne d'une bonne adaptation de la filaire à ces différents vecteurs, due à un contact parasite-vecteur étroit, établi depuis longtemps dans les aires de répartition des 3 espèces (LAURENCE et PESTER, 1967 ; BRUNHES com. pers.).

Si la réceptivité ne diffère pas d'une espèce à l'autre, elle peut varier, en fonction de la quantité moyenne de sang ingéré. Cette valeur dépend notamment de l'âge des femelles et de leur taille. Du point de vue épidémiologique, il serait intéressant d'apprécier les variations régionales, locales et saisonnières de :

— la fréquence des jeunes femelles qui prennent un premier repas de petit volume, peu après leur naissance (femelles avec stade pré-gravide).

— la taille des femelles, conditionnée par la température.

Ces variations pourraient entraîner des degrés de réceptivité différents, en l'absence de phénomènes de compensation. Ainsi par exemple, aux basses températures (20° C. ou moins), on pourra observer des populations de grande taille mais aussi un ralentissement, sinon un arrêt, de l'évolution des filaires chez le vecteur (BRUNHES, 1969).

Les potentialités vectrices d'un insecte dépendent certes de sa réceptivité au parasite mais aussi de bien d'autres facteurs. Ainsi au laboratoire, nous avons pu observer des différences de mortalité pour des espèces

élevées et conservées dans les mêmes conditions. Ces résultats ne reflètent certainement pas ce qui se passe dans la nature mais montrent l'intérêt de l'étude, sur le terrain, de la longévité des populations vectrices. Seule cette étude permet d'apprécier l'importance de la fraction de la population épidémiologiquement dangereuse. Réceptivité, longévité mais aussi densité, degrés d'anthropophilie et d'endophagie, fréquence des repas, rythme de piqûre tels sont les principaux éléments dont la connaissance permet d'estimer les capacités vectrices réelles. Il n'est donc pas anormal qu'à réceptivité égale, 2 espèces ou 2 populations d'Anophèles aient un pouvoir vecteur différent. C'est l'étude de l'ensemble de ces facteurs, intrinsèques et extrinsèques, qui permettra de rendre compte de la prédominance de la filariose de Bancroft dans certaines zones d'Afrique de l'Ouest et en des points précis, à l'intérieur de ces zones, bien que les vecteurs potentiels soient présents en tous lieux.

REMERCIEMENTS.

Nous tenons à remercier M. R. Le BERRE, Directeur de recherches de l'O.R.S.T.O.M., qui a bien voulu revoir et commenter ce texte. Nous ne saurions oublier M. le Professeur N. ANSARI et ses collaborateurs du Service des Maladies Parasitaires de l'O.M.S., M. J. HAMON, Inspecteur Général de recherches de l'O.R.S.T.O.M., pour l'aide et les conseils qu'ils nous ont apportés.

BIBLIOGRAPHIE

- ANNETT (H. E.), DUTTON (J. E.) et ELLIOT (J. H.), 1901. — Report of the malaria expedition to Nigeria. *Liv. Sch. Trop. Med. Mem.*, **4**, 67-72.
- BRENGUES (J.), SUBRA (R.), MOUCHET (J.) et NELSON (G. S.), 1968. — La transmission de *Wuchereria bancrofti* Cobbold en Afrique occidentale. Etude préliminaire d'un foyer de savane nord-guinéenne. *Bull. Org. mond. Santé*, **38**, 595-608.
- BRENGUES (J.) et BAIN (O.), 1972. — Passage des microfilaires de l'estomac vers l'hémocèle du vecteur, dans les couples *Wuchereria bancrofti* - *Anopheles gambiae* A, *W. bancrofti* - *Aedes aegypti* et *Setaria labiatopapillosa* - *A. aegypti*. *Cah. O.R.S.T.O.M., sér. Ent. méd. Parasitol.*, **10**, (3), 235-249.
- BRUNHES (J.), 1969. — Epidémiologie de la filariose de Bancroft à Madagascar. 1. Influence des conditions climatiques sur la transmission de la maladie. *Ann. Université Madagascar*, **11**, 81-95.
- BRUNHES (J.), RABENIRAINY (L.) et RAVAONJANAHARY (C.), 1969. — Transmission expérimentale de la filariose de Bancroft : comparaison de la capacité vectrice d'*Anopheles gambiae* A et B. *C.R. Soc. Biol.*, **163**, (4), 1009-1011.

- BRUNHES (M. J.) et BRUNHES (J.), 1972. — Etude histologique, chez *M. uniformis* et *A. gambiae*, de l'évolution de *W. bancrofti* et des interactions entre la filaire et ces 2 hôtes. *Cah. O.R.S.T.O.M., sér. Ent. méd. Parasitol.*, **10**, (3), 217-233.
- BURGESS (R. W.), 1962. — Preliminary experiments on the hybridization of *Anopheles gambiae* Giles and *Anopheles melas* Theobald. *Am. J. trop. med. Hyg.*, **11**, 702-704.
- COLUZZI (M.) et SABATINI (A.), 1967. — Cytogenetic observations on species A and B of the *Anopheles gambiae* complex. *Parassitologia*, **9**, 73-88.
- COZ (J.) et HAMON (J.), 1964. — Le complexe *Anopheles gambiae* en Afrique occidentale. *Riv. Malariol.*, **43**, (4-6), 233-244.
- COZ (J.) et BRENGUES (J.), 1967. — Le complexe *Anopheles gambiae* et l'épidémiologie du paludisme et de la filariose de Bancroft en Afrique de l'Ouest. *Med. Afr. noire*, **6**, 301-303.
- DAVIDSON (G.), 1962. — *Anopheles gambiae* complex. *Nature (Lond.)*, **196**, 907.
- DAVIDSON (G.), 1964. — *Anopheles gambiae* a complex of species. *Bull. Org. mond. Santé*, **31**, 625-634.
- DAVIDSON (G.) et JACKSON (C. E.), 1962. — Incipient speciation in *Anopheles gambiae* Giles. *Bull. Org. mond. Santé*, **27**, 303-305.
- GELFAND (H. M.), 1955. — Studies on the vectors of *Wuchereria bancrofti* in Liberia. *Am. J. trop. med. Hyg.*, **4**, 52-60.
- GILLIES (M.-T.), 1954. — The recognition of age-groups within populations of *Anopheles gambiae* by the pre-gravid rate and the sporozoite rate. *Ann. trop. med. Parasit.*, **48**, 58-74.
- KUHLLOW (F.), 1962. — Beobachtungen und Experimente über den *Anopheles gambiae* komplex, Abtrennung von *Anopheles tangensis* n. sp. *Z. Tropenmed. Parasit.*, **13**, 442-449.
- LAURENCE (B. R.) et PESTER (F. R. N.), 1967. — Adaptation of a filarial worm *Brugia patei*, to a new mosquito host, *Aedes togoi*. *J. Helminth.*, **41**, (4), 365-392.
- MOUCHET (J.), GRJEBINE (A.) et GRENIER (P.), 1965. — Transmission de la filariose de Bancroft dans la région éthiopienne. *Cah. ORSTOM, sér. Ent. méd.*, **3-4**, 67-90.
- MUIRHEAD-THOMSON (R. C.), 1945. — Studies on the breeding-places and control of *Anopheles gambiae* and *Anopheles gambiae* var. *melas* in coastal districts of Sierra-Leone. *Bull. ent. Res.*, **63**, 185-252.
- PATERSON (H. E.), 1962. — Status of the East African salt-water breeding variant of *Anopheles gambiae* Giles. *Nature (Lond.)*, **195**, 469-470.
- PATERSON (H. E.), 1964. — Direct evidence for the specific distinctness of forms A, B and C of the *Anopheles gambiae* complex. *Riv. Malariol.*, **43**, 191-196.
- PATERSON (H. E.), PATERSON (J. S.) et VAN EEDEN (G. J.), 1963. — A new member of the *Anopheles gambiae* complex. *Med. Proc.*, **9**, 414-418.
- RIBBANDS (C. R.), 1944. — Differences between *Anopheles melas* (*A. gambiae* var. *melas*) and *Anopheles gambiae*. The larval pecten. *Ann. trop. Med. Parasit.*, **38**, 85-86.
- TOWNSON (H.), 1970. — The effect of infection with *Brugia pahangi* on the flight of *Aedes aegypti*. *Ann. trop. Med. Parasit.*, **64**, (4), 411-420.