

Quelques aspects fondamentaux de la biologie d'*Anopheles gambiae* Giles (Sp. A.) et d'*Anopheles funestus* Giles, en zone de savane humide d'Afrique de l'Ouest

J. BRENGUES
et J. COZ

Entomologistes médicaux de l'O.R.S.T.O.M.,
laboratoire d'Entomologie du Centre Muraz,
O.C.C.G.E., Bobo-Dioulasso, Haute-Volta.

RÉSUMÉ.

Les auteurs ont étudié quelques aspects fondamentaux de la biologie d'*A. gambiae* A et d'*A. funestus*, vecteurs majeurs du paludisme et de la filariose de Bancroft, en zone de savane humide d'Afrique de l'Ouest.

— Exophilie. Les mâles et les femelles néonates des deux espèces sont nettement exophiles. Les femelles se nourrissent souvent dans les habitations mais en sortent fréquemment avant la complète maturation des ovaires (près des 2/3 chez *A. gambiae* A, plus de la moitié chez *A. funestus*).

— Moment de la fécondation. Au soir du deuxième jour de leur vie, la plupart des femelles sont fécondées : soit avant le premier repas de sang chez *A. funestus*, soit après ce repas chez *A. gambiae* A.

— Durée du cycle gonotrophique. Au moment du premier repas de sang, les femelles d'*A. gambiae* A ont un jour, celles d'*A. funestus* ont deux jours. Pour pouvoir mûrir leur première ponte, 42 % des femelles d'*A. gambiae* A et 63 % de celles d'*A. funestus* ont besoin d'un deuxième repas, un jour après le premier. Le sang est digéré en 48 heures et il n'y a pas de rétention de ponte. Le premier cycle gonotrophique s'effectue donc en 3-4 jours chez *A. gambiae* A et en 4-5 jours chez *A. funestus*. Les 2/3 des femelles pares se nourrissent la nuit même de la ponte. Un seul repas permet généralement la maturation des ovaires ; ceux-ci évoluent en 48 heures ; la rétention de ponte est rare : la durée du cycle gonotrophique est donc égale à 2-3 jours.

Ce travail a été réalisé avec la participation financière de l'Organisation Mondiale de la Santé, Section des Maladies parasitaires.

— Estimation du taux de survie. La méthode proposée permet d'estimer les valeurs extrêmes du taux journalier de survie (p) d'après la valeur du rapport :

$$Pares$$

$$\frac{\text{Nullipares au premier repas}}{\text{Pares}}$$

En zone de savane humide, chez *A. gambiae* A, p est voisin de 0,84 ; chez *A. funestus*, p est voisin de 0,90.

— En conclusion, les auteurs envisagent l'utilisation de leurs résultats dans les domaines de l'échantillonnage des populations et de l'épidémiologie des maladies transmises.

SUMMARY.

The authors have studied some fundamental aspects of *A. gambiae* A and *A. funestus* of the biology main vectors of malaria and bancroftian filariasis in humid West african savannah.

— Exophily. Males and newly emerged females are exophilic. Females often feed in houses but go out before a complete maturation of ovaries (close to 2/3 for *A. gambiae* A, more than the half for *A. funestus*).

— Mating time. At dusk, for the second day of their life, most females are fertilized either before the first blood meal (*A. funestus*) or after this meal (*A. gambiae* A).

— Gonotrophic cycle. When they take their first meal, *A. gambiae* A females are one day old ; *A. funestus* ones are two days. To complete their first gonotrophic cycle, 42 % of *A. gambiae* and 63 % of *A. funestus* females need a second meal one day later. Blood is digested in 48 hours. The oviposition is not delayed. The

duration of the first gonotrophic cycle is 3-4 days in *A. gambiae* A and 4-5 days in *A. funestus*. Two thirds of parous females feed during the night of oviposition. Usually maturation of ovaries take 48 hours. The oviposition is scarcely delayed. So, the duration of gonotrophic cycle is 2-3 days.

— Survival rate estimation. The proposed method allows to estimate the extreme values of daily survival rate (p) according to the value of the ratio :

Parous

Nulliparous - 1st meal

In wet savannah areas, p is approximatively equal to 0,84 for *A. gambiae* A and to 0,90 for *A. funestus*.

— To conclude, the authors consider the possibility of using their results for sampling populations and studying epidemiology of arthropod-borne diseases.

1. INTRODUCTION.

Pour combattre efficacement une maladie, il faut au préalable connaître avec précision son épidémiologie. Celle-ci est largement conditionnée par les modalités de transmission qui, dans le cas d'une affection transmise par arthropode, dépendent pour une bonne part de la biologie de ses vecteurs.

En Afrique tropicale, *Anopheles gambiae* Giles, 1902 et *Anopheles funestus* Giles, 1900, sont les vecteurs majeurs du paludisme et de la filariose de Bancroft. En Afrique de l'Ouest, l'incidence de ces deux maladies est particulièrement élevée dans les zones de savane humide où les vecteurs trouvent des conditions favorables à leur développement et à leur pullulation. Dans ces zones, une espèce du complexe *A. gambiae* prédomine largement, il s'agit d'*A. gambiae* A (Coz et HAMON, 1964 ; Coz, 1973).

La forte incidence de la filariose de Bancroft en zone de savane humide de Haute-Volta, nous a amenés à étudier la transmission de cette endémie et, par conséquent, à estimer le comportement des deux vecteurs majeurs. Nous présentons ici quelques aspects fondamentaux de ce comportement : lieux de repos en fonction du sexe et de l'état physiologique, moment de la fécondation, fréquence des repas en relation avec l'évolution ovarienne. De ces observations, nous déduisons la durée du cycle gonotrophique. Enfin, nous proposons une méthode qui permet d'estimer le taux journalier de survie.

2. METHODES DE TRAVAIL.

2.1. Zone prospectée.

Toutes nos observations, réalisées sur le terrain ou au laboratoire, reposent sur du matériel récolté dans la

zone des savanes boisées humides du Sud-Ouest de la Haute-Volta. Les différentes localités prospectées participent de trois régions distinctes qui sont, du Nord au Sud et de l'Est à l'Ouest :

— région de Bobo-Dioulasso (11° 10' N, 4° 17' O), villages prospectés : Badala, Pala, Sossogona, Tonogosso.

— région de Tingréla (10° 40' N, 4° 50' O), 3 quartiers de ce village prospectés : Nefaklou, Nikanklou, Onaye.

— région de Sindou (10° 40' N, 5° 10' O), villages prospectés : Douna, Goindougouba, Kawara, Sindoukromi.

2.2. Matériel biologique.

— *A. gambiae* A. Toutes les colonies de laboratoire ont été identifiées par la méthode de COLUZZI et SABATINI (1967) qui fait appel aux chromosomes des glandes salivaires des larves au IV^e stade. Sur le terrain, les sondages effectués par Coz (1973) en différents points et à différentes saisons, montrent que l'espèce *A. gambiae* A prédomine largement dans la zone de savane humide où nous avons travaillé.

— *A. funestus*. Dans la région de Bobo-Dioulasso, il existe 3 espèces d'*Anopheles* indifférenciables macroscopiquement, à l'état adulte, d'*A. funestus sensu stricto* (HAMON, 1963). Ce sont : *Anopheles leesonii* Evans, *Anopheles rivulorum* Leeson et *Anopheles sergenti macmahoni* Evans. Cependant ces espèces sont peu abondantes et ne semblent pas piquer l'homme. Tout au plus, la confusion a donc pu porter sur quelques femelles capturées au repos, à l'extérieur des habitations.

2.3. Méthodes de marquage et de lâcher.

Des imagos d'*A. gambiae* A (F1 issue de femelles sauvages provenant de Tonogosso) ont été marquées et lâchées. Ces imagos étaient placés dans des boîtes cylindriques en métal dont une extrémité était recouverte de tulle moustiquaire. Ils étaient colorés au moyen de poudres micronisées fluorescentes (bleu, rose, vert et jaune) détectables aux rayons ultra-violet. Quelques très légères pulvérisations suffisent pour le marquage.

Ce marquage ne provoque pas de mortalité importante ; en effet, au bout de 18 jours d'observation, la mortalité de 143 femelles marquées ne différait pas significativement de celle des 140 femelles témoin. Tout au plus, nous avons observé un léger excédent de mortalité chez les femelles colorées, au cours des 3 jours suivant le marquage. De plus, chez les femelles survivant 18 jours après le marquage, la fluorescence aux ultra-violet était parfaitement détectable. La rémanence des poudres colorées est donc satisfaisante.

Deux séries de lâchers ont été effectuées à Tonogosso, en octobre 1969 et juillet 1970. Au total, les imagos issus de 11.242 nymphes ont été marqués et lâchés un jour après leur éclosion. Nous avons recapturé 128 individus (27 mâles, 101 femelles), soit 1,14 % des nymphes utilisées pour ce travail.

2.4. Méthodes de capture.

Tous les moustiques étaient récoltés individuellement à l'aide de tubes à hémolyse. Nous avons capturé les moustiques au repos de jour dans les habitations et les abris extérieurs, ainsi que les femelles agressives de nuit.

— *Capture des moustiques au repos*: Ils étaient récoltés soit dans les habitations, soit dans des abris extérieurs artificiels situés à proximité immédiate des habitations. Ces derniers (puits de MUIRHEAD-THOMSON, 1958), étaient des fosses parallélépipédiques, profondes d'1,50 m environ, dont les parois (1 × 2 m) étaient garnies de 2 rangées d'alvéoles où les moustiques se réfugiaient volontiers. Ces puits étaient recouverts de toits de chaume, pour éviter l'inondation en cas de forte pluie et pour réduire au maximum l'ensoleillement intérieur.

— *Capture des femelles agressives*. Au cours des captures de nuit, deux équipes, composées chacune de 2 captureurs, opéraient successivement de 18 à 24 heures et de 24 à 6 heures. Dans chaque équipe, les 2 captureurs opéraient simultanément soit à l'intérieur, soit à l'extérieur d'une habitation et récoltaient les moustiques les piquant au niveau des jambes.

2.5. Conservation des femelles au laboratoire.

Les femelles sauvages ou d'élevage, mises en observation au laboratoire, étaient placées dans des cages cubiques d'environ 30 cm d'arête, contenant une réserve d'eau distillée.

2.6. Méthodes de dissection et d'examen.

Les femelles étaient disséquées sur une lame dans une goutte d'eau physiologique (solution de ClNa à 9 ‰). Seul l'abdomen était conservé afin d'isoler le tube digestif (intestin moyen et postérieur), les ovaires et la spermathèque. Après prélèvement d'un ovaire et légère dilacération du deuxième, une lamelle était déposée sur la goutte d'eau physiologique contenant les divers organes. L'ovaire initialement retiré, était placé dans une micro-goutte d'eau distillée déposée sur la même lame, à côté de la préparation précédente.

Ces lames étaient examinées au microscope (grossissement : 60 à 240 ×). Nous avons déterminé :

(a) sur la préparation en eau physiologique :

— le stade de l'évolution ovarienne (1) estimé suivant la méthode de Christophers (*in* GILLIES *et al.*, 1961).

— la présence ou l'absence de : méconium, sang frais ou résiduel dans l'estomac ; reliques folliculaires ovariennes ; spermatozoïdes dans la spermathèque ; bouchon de fécondation dans l'oviducte impair (spermathophore).

(b) sur l'ovaire en eau distillée, après dessiccation : l'âge physiologique par la méthode de DETINOVA (1945).

A la suite de BRADY (1963), HAMON (1963) et GIGLIOLI (1965), nous n'avons pu appliquer la méthode de POLOVODOVA (1949) qui, théoriquement, permet un décompte précis des reliques de ponte. Notre méthode, dérivée de celle de LEWIS (1958), permet de noter l'absence ou la présence de ces reliques et, dans ce dernier cas, de savoir si la femelle a pondu depuis moins de 24 heures (présence de sacs ou de grosses dilatations) ou depuis plus de 24 heures (dilatations bien rétractées).

3. OBSERVATIONS EFFECTUEES AU LABORATOIRE.

Pour pouvoir interpréter certains résultats obtenus sur le terrain, nous avons dû étudier différents phénomènes au laboratoire. Ces observations sont fondamentales ; elles seront reprises dans les chapitres suivants. Nous allons les présenter avant tout autre résultat.

3.1. Elimination du méconium stomacal.

Au moment de la naissance, toutes les femelles présentent une grosse masse de méconium stomacal. Nous avons étudié la vitesse d'élimination de ce méconium chez des femelles d'*A. gambiae* A (F1 - Tonogosso), maintenues sur eau distillée. Nous avons constaté :

— la présence constante de méconium chez les 34 femelles examinées 12 à 18 heures après l'émergence ;

— la présence de méconium chez seulement 5 (16,7 %) des 30 femelles examinées environ 36 heures après l'émergence ;

— l'absence constante de méconium chez les 63 femelles âgées de plus de 2 jours.

(1) Dans l'exposé des résultats, nous utiliserons les abréviations suivantes : IID = stade II début ; IIM = stade II moyen ; IIF = stade II final (ou âgé).

La présence de méconium stomacal, sous forme d'une masse verdâtre nettement définie, paraît caractéristique des femelles âgées de moins d'un jour. L'élimination du méconium n'est pas un phénomène brutal mais progressif, qu'il est intéressant de décrire. Un jour après la naissance, le méconium prend une couleur brunâtre qui s'éclaircit rapidement. Il ne subsiste ensuite qu'une enveloppe translucide qui conserve la forme de la masse originelle de méconium. Il est probable que ce sac est évacué lors de la prise du premier repas de sang. D'après LE BERRE (*com. pers.*), chez *Simulium damnosum* Theo., cette enveloppe serait la première membrane péritrophique de délamination secrétée par les jeunes femelles.

3.2. Evolution ovarienne avant et après le premier repas de sang.

Chez toutes les femelles d'*A. gambiae* A (souche originaire de Pala), maintenues sur eau ordinaire mais privées de sang, examinées 72 heures après leur naissance, les oocytes n'avaient pas dépassé le stade IID.

Chez toutes les femelles d'*A. gambiae* A (souche de Pala), nourries de sang 24 heures après leur naissance et examinées un jour après ce repas, les oocytes avaient atteint ou dépassé le stade IIM.

Chez 192 femelles d'*A. gambiae* A et 169 femelles d'*A. funestus*, capturées à Tingréla (septembre 1971) quelques heures après un repas de sang et examinées un jour plus tard, les oocytes avaient atteint ou dépassé le stade IIM. Une partie de ces femelles venaient probablement de prendre leur premier repas et ont donc été examiné environ 1 jour après ce repas.

Compte tenu du stade ovarien, on peut donc distinguer deux catégories de femelles :

— femelles qui n'ont jamais pris du sang : oocytes au stade I - IID.

— femelles qui ont déjà pris du sang : oocytes au stade IIM ou plus.

3.3. Evolution ovarienne et digestion du sang.

Pour étudier cette relation, nous avons mis en observation des femelles sauvages d'*A. gambiae* A et d'*A. funestus*, récoltées le matin dans les habitations à Tingréla (septembre 1971). Ces femelles étaient fraîchement gorgées ; elles s'étaient nourries au cours de la nuit précédant leur capture et, pour la plupart, entre 24 et 06 heures (BRENGUES et *al.*, résultats non publiés). Les femelles de chaque espèce ont été réparties, au hasard, en 2 lots. Elles furent disséquées 1 ou 2 jours plus tard, soit au début du deuxième ou du troisième jour suivant le repas de sang. Les résultats des examens sont portés au tableau I.

Au début du deuxième jour (26 à 32 heures après le repas), les ovaires de la plupart des femelles sont au stade III ou IV, rarement au stade V. L'estomac de ces femelles contient toujours, ou presque, une grosse masse de sang résiduel brunâtre entourant souvent un noyau central de sang rouge. Chez quelques femelles, les ovaires n'ont pas dépassé le stade II ; ce sont essentiellement des femelles nullipares ; elles sont souvent à jeun (notamment chez *A. funestus*) ou contiennent une faible quantité de sang résiduel. Ces femelles présentent un stade pré-gravide (GILLIES, 1954 *a*).

TABLEAU I. — Stade ovarien et état de réplétion des femelles examinées 1 et 2 jours après le repas de sang (Tingréla, septembre 1971)

ESPÈCES	♀ DISSÉQUÉES 26-32 HEURES APRÈS REPAS			♀ DISSÉQUÉES 50-56 HEURES APRÈS REPAS		
	Stade ovarien	Nombre de femelles		Stade ovarien	Nombre de femelles	
		à jeun	avec sang résiduel		à jeun	avec sang résiduel
<i>A. gambiae</i>	III, IV ou V	1	172	V	153	9
	II M-F (1)	8	11	II M-F (3)	43	1
<i>A. funestus</i>	III, IV ou V	1	155	V	127	6
	II M-F (2)	11	2	II M-F (4)	12	0

(1) 15 ♀ nullipares, 4 ♀ pares.

(2) 10 ♀ nullipares, 3 ♀ pares.

(3) 26 ♀ nullipares, 18 ♀ pares.

(4) 10 ♀ nullipares, 2 ♀ pares.

Au début du troisième jour (50 à 56 heures après le repas) la plupart des femelles sont à jeun et leurs ovaires sont au stade V. Chez quelques femelles les ovaires sont au stade II. Ce sont, soit des femelles le plus souvent nullipares qui ont ingéré une quantité de sang insuffisante pour une complète maturation des ovaires, soit des femelles pares qui ont pondu avant l'examen.

Ces observations montrent que chez la plupart des femelles, la prise d'un repas de sang permet une évolution complète des ovaires. Cette évolution se fait en 48 heures environ, pendant la digestion totale du sang ingéré. L'évolution ovarienne incomplète, observée surtout chez des femelles nullipares, est vraisemblablement consécutive à une ingestion de sang insuffisante (DETINOVA, 1963), comme en témoigne l'absence ou la faible quantité de sang résiduel subsistant, chez ces femelles, un jour après le repas.

3.4. Conclusion.

En résumé, ces différentes observations nous montrent que :

— chez *A. gambiae* A, le méconium stomacal caractérise les femelles âgées de moins d'un jour ;

— chez *A. gambiae* A et *A. funestus*, les ovaires des femelles qui n'ont jamais pris de sang sont au stade I - II D car il n'y a pas d'autogenèse ; ceux des femelles qui ont déjà pris du sang sont au stade II M ou plus ; un seul repas permet généralement une évolution ovarienne complète, celle-ci se fait en 48 heures pendant la digestion totale du sang et l'élimination des résidus ; une évolution ovarienne incomplète peut être observée, surtout chez les femelles nullipares, qui ont ingéré une faible quantité de sang.

4. COMPORTEMENT D'*A. GAMBIAE* A ET D'*A. FUNESTUS* DANS LES CONDITIONS NATURELLES.

4.1. Etude de la faune anophélienne au repos, de jour.

Les méthodes d'échantillonnage sont évidemment multiples. Cependant, on peut en retenir deux grands types : celle portant sur les anophèles endophiles qui sont dans les habitations et celle qui consiste à récolter les anophèles exophiles qui se trouvent dans divers abris extérieurs. L'échantillonnage de la faune endophile est relativement aisé, celui de la faune exophile est beaucoup plus délicat en raison de la diversité des lieux de repos potentiels. Dans tous les cas, il est intéressant d'étudier et surtout de comparer la composition de ces échantillons. En effet, cette étude permet d'observer des différences de comportement, liées au sexe ou à l'état physiologique, et d'en déduire l'existence de déplacements importants au cours de la vie de l'insecte.

4.1.1. OBSERVATIONS PERSONNELLES.

Nous avons récolté les moustiques au repos, dans les habitations et dans des abris extérieurs artificiels (puits de Muirhead-Thomson).

Pour *A. gambiae* A.

Les résultats obtenus à Tingréla et à Tonogosso (Tableau II) montrent que :

— dans les habitations, les femelles gorgées sont les plus abondantes alors que les femelles gravides et les

TABLEAU II. — Composition des populations d'*A. gambiae* A et d'*A. funestus*, récoltées dans les habitations et les abris extérieurs, à Tonogosso (octobre 1969, juillet 1970) et à Tingréla (août 1970)

ESPÈCES	Lieux de capture	NOMBRE D'INDIVIDUS RÉCOLTÉS				
		♂	♀			Total
			à jeun	gorgées	gravides	
<i>A. gambiae</i>	Maisons	6 032	2 336 (11,7 %)	10 563 (52,9 %)	7 065 (35,4 %)	19 964
	Abris extérieurs	2 941	1 508 (30,9 %)	1 434 (29,4 %)	1 941 (39,7 %)	4 883
<i>A. funestus</i>	Maisons	986	569 (7 %)	4 214 (51,5 %)	3 393 (41,5 %)	8 176
	Abris extérieurs	2 944	1 049 (37,3 %)	377 (13,4 %)	1 384 (49,3 %)	2 810

mâles sont moins nombreux et que les femelles à jeun sont rares.

— dans les abris extérieurs, les mâles, les femelles gravides et à jeun sont au contraire abondants alors que les femelles gorgées sont peu fréquentes.

Une étude plus détaillée (Tableau III), réalisée à Tingréla (septembre 1971) confirme les résultats précédents et, de plus, fait apparaître :

— chez les femelles à jeun, l'extrême fréquence de très jeunes femelles, âgées de moins d'un jour (présence de méconium, voir 3.1.), contrastant avec la rareté des femelles plus âgées, nullipares ou pares, qui ont déjà pris du sang (stade ovarien II M ou plus, voir 3.2.) ;

— chez les femelles gorgées, une fréquence de jeunes femelles (nullipares) significativement plus élevée dans les abris extérieurs que dans les habitations ($\chi^2 = 9,08$, pour 1 degré de liberté, $P < 0,01$).

A Tingréla, au cours d'une année (décembre 1966-novembre 1967), nous avons disséqué une fraction (prise au hasard) des femelles capturées le matin dans les habitations. Comme précédemment, il nous est apparu que les femelles gorgées sont plus abondantes que les femelles gravides. Etant donné que l'évolution ovarienne dure le plus souvent 2 jours (voir 3.3.), le déficit en femelles gravides traduit une sortie des femelles, un jour après le repas de sang. Pour estimer l'importance de cette sortie nous avons utilisé une méthode de calcul (2) qui ne tient compte que des femelles gorgées, capables de mûrir leur ponte sans prendre un nouveau repas de sang. D'après GILLIES (1954 a), les ovaires de ces femelles sont au stade II F ou plus ; les ovaires des femelles qui ont généralement besoin d'un deuxième repas de sang pour mûrir leur ponte, sont au stade I, II D ou II M. Pour 644 femelles gorgées (stade ovarien II F ou plus) nous avons relevé 325 femelles gravides. Le calcul (2) montre que 40 % des femelles sortent des habitations un jour après s'être gorgées.

Nous avons vu que dans la quasi-totalité des cas, le sang est totalement digéré au cours des 48 heures qui suivent la prise du repas (voir 3.3.). Or, sur 414 femelles gravides capturées dans les maisons à Tingréla, entre septembre 1966 et novembre 1967, seulement 22 (5,3 %) étaient à jeun. Il en était de même pour les femelles gravides capturées dans les maisons et dans les abris extérieurs, à Tingréla (septembre 1971) lorsqu'il n'avait pas plu au cours de la nuit précédant la capture

(Tableau IV). Après une pluie, les femelles gravides à jeun étaient abondantes, surtout dans les abris extérieurs (Tableau IV). La rareté des femelles gravides à jeun, surtout dans les abris extérieurs, permet de penser que la plupart des femelles pondent dès que les œufs sont mûrs, en fin de digestion du sang, soit 48 heures après le repas. La rétention de ponte est donc inexistante sauf si des conditions météorologiques défavorables (pluie) empêchent les femelles de se déplacer pour déposer leurs œufs.

Pour *A. funestus*.

Nous avons observé un comportement très comparable à celui d'*A. gambiae* A. Cependant quelques particularités ou précisions méritent d'être signalées.

— l'extrême rareté des mâles et des femelles à jeun dans les maisons, compensée par une fréquence accrue dans les abris extérieurs (Tableaux II et III) ;

— la rareté des femelles fraîchement gorgées dans les abris extérieurs (Tableaux II et III) ;

— l'existence de deux catégories de femelles parmi celles qui n'ont jamais pris de sang (femelles nullipares au stade I-II D, voir 3.2.). En effet, seulement la moitié de ces femelles contient du méconium (Tableau III). Si celui-ci est éliminé en 24 heures, comme chez *A. gambiae* A (voir 3.1.), on peut en déduire que la moitié des jeunes femelles d'*A. funestus* a moins d'un jour (présence de méconium) et que l'autre moitié est âgée de 1 à 2 jours (pas de méconium) ;

— la forte exophilie des femelles gorgées, un jour après le repas de sang. En effet, les captures de jour effectuées dans les maisons à Tingréla (décembre 1966 à novembre 1967) nous ont permis d'observer 858 femelles gorgées (stade II F ou plus) pour 377 femelles gravides. Le calcul (2) permet de constater que 51 % des femelles gorgées sortent des maisons, 1 jour après le repas de sang ;

— la rareté de la rétention de ponte. Seulement 6,9 % (41/596) des femelles gravides capturées dans les maisons à Tingréla (septembre 1966-novembre 1967) étaient à jeun. Le même phénomène a été observé à Tingréla (septembre 1971) chez les femelles gravides capturées dans les maisons et dans les abris extérieurs (Tableau IV).

4.1.2. DISCUSSION.

Dans leur monographie, GILLIES et DE MEILLON (1968) ont repris les principaux travaux traitant de la biologie d'*A. gambiae* s.l. et d'*A. funestus*. Le lecteur pourra trouver dans cet ouvrage, les observations essentielles concernant les lieux de repos et le phénomène d'exophilie chez les deux espèces.

(2) L'évolution ovarienne et la digestion du sang s'effectuent en 48 heures, pour une probabilité journalière de survie (p) égale à 0,84 (chez *A. gambiae* A.) et à 0,90 (chez *A. funestus*) (voir 4.5.), le pourcentage de femelles sortant un jour après s'être gorgé est égal à :

$$100 \frac{\text{Nbre de } \varnothing \text{ gravides} \times 100}{\text{Nbre de } \varnothing \text{ gorgées (st. II F ou plus)} \times p}$$

TABLEAU III. — Composition des populations d'*A. gambiae* A et d'*A. funestus* récoltées dans les habitations et les abris extérieurs à Tigréla (septembre 1971)

ESPÈCES	LIEUX DE capture	NOMBRE D'INDIVIDUS RÉCOLTÉS								
		♂	♀ à jeun				♀ gorgées		♀ gravides	
			nullipares				pares (2)	nullipares		pares
			St. I-II D (1)		St. II M-F (2)					
avec mec.	sans mec.									
<i>A. gambiae</i> A ..	Maisons	45	4	1	0	3	61	135	69	
	Abris extérieurs	89	31	1	3	1	13	6	45	
<i>A. funestus</i>	Maisons	16	5	3	2	4	49	100	71	
	Abris extérieurs	127	12	14	1	0	2	3	81	

(1) mec. : méconium.

(2) avec, dans quelques cas, traces de sang brun résiduel.

TABLEAU IV. — Etat de réplétion des femelles gravides récoltées le matin dans les habitations et les abris extérieurs à Tigréla (septembre 1971)

ESPÈCES	Pas de pluie au cours de la nuit précédant la capture				Pluie au cours de la nuit précédant la capture			
	♀ capturées dans les maisons		♀ capturées dans les abris extérieurs		♀ capturées dans les maisons		♀ capturées dans les abris extérieurs	
	avec sang résiduel	à jeun	avec sang résiduel	à jeun	avec sang résiduel	à jeun	avec sang résiduel	à jeun
<i>A. gambiae</i> A	54	1	32	0	9	1	5	8
<i>A. funestus</i>	52	3	64	3	16	1	11	2

GILLIES (1956 a) a étudié le problème de l'exophilie chez *A. gambiae*, en tenant compte de la fréquence des habitations humaines et des préférences alimentaires de l'espèce. Il distingue trois formes essentielles d'exophilie :

— exophilie totale et obligatoire, lorsque les habitations sont rares (zones pratiquement inhabitées : régions arides, forêt) ;

— exophilie facultative, lorsque les habitations sont nombreuses mais que l'hôte préférentiel est situé à l'extérieur ;

— exophilie délibérée, lorsque les moustiques piquent dans les maisons mais sortent plus ou moins rapidement avant la complète maturation des ovaires.

En zone de savane humide ouest-africaine, le troisième type d'exophilie est le plus classiquement rencontré. Les deux espèces sont nettement anthropophiles,

elles piquent souvent à l'intérieur des habitations d'où elles peuvent sortir avant la complète maturation des ovaires. Dans le Nord Nigeria, SERVICE (1963) notait une exophilie forte chez *A. gambiae*, moindre chez *A. funestus*, se manifestant peu après la prise du repas de sang et au cours de la nuit suivante. En Haute-Volta, HAMON et al. (1959) constataient qu'une fraction importante des populations d'*A. gambiae* et d'*A. funestus* sortait des habitations en cours de cycle gonotrophique. Coz (1971) estimait qu'un quart à un tiers des femelles d'*A. funestus* et un peu plus d'un tiers de celles d'*A. gambiae* quittaient les maisons peu de temps après la prise du repas de sang. Pour notre part, nous avons noté qu'environ la moitié des femelles d'*A. funestus* et 40 % de celles d'*A. gambiae* A sortaient des habitations un jour après la prise du repas de sang. En tenant compte des observations de Coz (*loc. cit.*) on peut en déduire

que moins de la moitié des femelles d'*A. funestus* et seulement un tiers de celles d'*A. gambiae* digèrent le sang et mûrissent leurs œufs à l'intérieur des habitations.

La composition de la faune peuplant les abris extérieurs varie énormément d'une étude à l'autre qui, souvent, font intervenir des méthodes de capture différentes. Ainsi SERVICE (1963) notait, pour les deux espèces, la rareté des femelles à jeun (9 à 12 %), la fréquence des femelles gorgées (34 à 38 %) et surtout des femelles gravides (47 à 54 %). Par contre la prédominance des femelles à jeun, souvent compensée par une relative rareté des femelles gorgées, a été relevée en Haute-Volta (HAMON et al., 1959 ; HAMON et al., 1965) et dans différents pays d'Afrique occidentale, centrale et orientale (in GILLIES et DE MEILLON, 1968). Nos observations se placent dans cette dernière catégorie.

Nous avons constaté que les femelles gorgées d'*A. gambiae* A, capturées dans les abris extérieurs, étaient plus jeunes que celles récoltées dans les habitations. Deux explications peuvent être retenues : les jeunes femelles seraient plus exophages ou, dans le cas d'endophagie, quitteraient les habitations peu après la prise du repas. Cette exophilie précoce des jeunes femelles gorgées a été décrite par GILLIES (1954 b) et MOUCHET et GARIOU (1957) mais n'a pas été retrouvée en Haute-Volta par HAMON et al. (1959).

La rareté des femelles gravides à jeun nous permet de penser que les femelles ne font pas de rétention de ponte et pondent dès que les œufs sont mûrs. Une telle rétention peut cependant exister lorsque les conditions du milieu sont défavorables : absence de gîtes larvaires, température ou humidité trop basses. Ce comportement a été observé par différents auteurs (in HOLSTEIN, 1952) et par OMER et CLOUDSLEY-THOMSON (1968).

4.1.3. CONCLUSION.

Si on admet que les échantillons récoltés dans les habitations et les abris extérieurs sont représentatifs des fractions endo et exophiles des populations d'*A. gambiae* A et d'*A. funestus*, nos observations permettent de relever les principaux comportements suivants :

— les mâles et plus particulièrement ceux d'*A. funestus* sont nettement exophiles pendant toute leur vie ;

— la plupart des femelles restent à l'extérieur des habitations au cours du premier (chez *A. gambiae* A) ou des deux premiers (chez *A. funestus*) jours de leur vie ;

— les femelles qui se nourrissent à l'intérieur des habitations peuvent sortir peu après la prise du repas de sang : un quart à un tiers chez *A. funestus*, plus d'un tiers chez *A. gambiae* ;

— environ la moitié des femelles subsistant dans les habitations sort un jour plus tard. L'autre moitié

reste dans les maisons jusqu'à la complète maturation des ovaires ;

— la grande majorité des femelles ne fait pas de rétention de ponte : elles déposent leurs œufs dès qu'ils sont mûrs, soit 48 heures après le repas de sang.

4.2. Etude des populations agressives de nuit.

Quelques femelles peuvent se nourrir avant d'avoir terminé le cycle gonotrophique précédent. Cependant, la grande majorité des femelles agressives sont à jeun ou, dans quelques cas, présentent des traces du sang résiduel. Leurs ovaires sont peu évolués, ils n'ont pas dépassé le stade II F.

Les femelles à jeun se répartissent en quatre catégories.

a) Femelles nullipares :

— stade ovarien I-II D. Ce sont les femelles qui viennent prendre leur premier repas de sang (voir 3.2) ;

— stade ovarien II M-F. Ce sont les femelles qui ont pris un repas de sang insuffisant pour la maturation de la première ponte (voir 3.3). Ces femelles présentent un stade pré-gravide ;

b) Femelles pares (stade ovarien II M-F) :

— avec reliques folliculaires peu contractées (sacs ou grosses dilatations). Ce sont les femelles qui viennent piquer la nuit même de la ponte ;

— avec reliques folliculaires bien contractées. Ce sont les femelles qui, après avoir pondu, ont attendu au moins un jour avant de venir prendre un nouveau repas de sang.

Nous allons étudier la composition des populations agressives d'*A. gambiae* A et d'*A. funestus*, capturées en zone de savane humide de Haute-Volta et comparer nos résultats aux observations antérieures.

4.2.1. OBSERVATIONS PERSONNELLES.

4.2.1.1. Fréquence des différentes catégories de femelles.

Cette fréquence peut évidemment varier saisonnièrement en fonction de la production des gîtes, de la longévité des femelles et des conditions climatiques. L'étude de ces variations n'est pas l'objet de ce travail, aussi nous ne donnerons que les valeurs moyennes, observées au cours d'une année à Tingréla (Tableau V). Ces résultats montrent la prédominance des femelles pares et la rareté des femelles gravides.

TABLEAU V. — Fréquence des différentes catégories de femelles agressives de nuit (Tingréla, décembre 1966-novembre 1967)

ESPÈCES	Nombre et pourcentages de femelles		
	nullipares	pares	gravides
<i>A. gambiae</i> A	740 (42,3 %)	865 (49,3 %)	147 (8,4 %)
<i>A. funestus</i>	624 (27,4 %)	1 620 (68,9 %)	86 (3,7 %)

4.2.1.2. Age des femelles nullipares, au moment du premier repas.

— Chez *A. gambiae* A.

Sur 374 femelles nullipares à jeun (stade ovarien I-II D) capturées de nuit à Tonogosso (octobre 1969, juillet 1970) et à Tingréla (août 1970), seulement 4 (1,1 %) contenaient du méconium. Etant donné que la plupart des femelles néonates récoltées au repos, dans la nature, contiennent du méconium (voir 4.1.1.) et que ce dernier est éliminé au cours du premier jour de la vie (voir 3.1.), on peut en déduire que les femelles d'*A. gambiae* A prennent leur premier repas un jour après la naissance.

— chez *A. funestus*.

Sur 35 femelles nullipares à jeun (stade ovarien I-II D), capturées à Tingréla (août 1970), seulement 1 (2,9 %) contenait du méconium. Considérant que seulement la moitié des jeunes femelles à jeun capturées dans la

nature contiennent du méconium (voir 4.1.1.) et estimant que ce dernier est éliminé comme chez *A. gambiae* A, on peut en déduire que les femelles d'*A. funestus* prennent leur premier repas deux jours après la naissance.

4.2.1.3. Fréquence des deux catégories de femelles nullipares. Importance de la phase pré-gravide.

Il est important de connaître la proportion de femelles nullipares qui, présentant un stade pré-gravide, ont besoin de deux repas de sang pour mûrir la première ponte. Au moment du premier repas, les ovaires de ces femelles sont au stade I-II D, ils sont au stade II M-F au moment du deuxième repas. Les résultats portés au tableau VI montrent que les femelles au stade I-II D sont deux à trois fois plus nombreuses que celles au stade II M-F et que le pourcentage estimé de femelles qui présentent un stade pré-gravide varie d'une localité et d'une saison à l'autre. En moyenne, ce pourcentage est égal à 42 % chez *A. gambiae* A et à 63 % chez *A. funestus*.

Dans ce calcul, nous avons admis que l'écart entre les deux repas est égal à un jour. Dans la plupart des cas, cette estimation nous paraît valable pour trois raisons :

— lorsqu'elles présentent un stade pré-gravide, de nombreuses femelles d'*A. gambiae* A et la plupart de celles d'*A. funestus* sont à jeun, environ un jour après le repas (voir 3.3., Tableau I) ;

— parmi les femelles récoltées le matin dans les abris extérieurs et les habitations, il est rare de rencontrer des femelles nullipares en stade pré-gravide dont l'estomac est vide ou contient du sang résiduel (voir Tableau III) ;

TABLEAU VI. — Fréquence de la phase pré-gravide chez les femelles d'*A. gambiae* A et d'*A. funestus* capturées de nuit.

LOCALITÉS	PÉRIODES d'étude	<i>A. gambiae</i> A			<i>A. funestus</i>		
		Nombre de femelles nullipares récoltées à jeun		% estimé de nullipares avec stade pré-gravide (1)	Nombre de femelles nullipares récoltées à jeun		% estimé de nullipares avec stade pré-gravide (1)
		au stade I-II D	au stade IIM-F		au stade I-II D	au stade II M-F	
Tonogosso	Octobre 1969 Juillet 1970	210	63	36 %	—	—	—
Tingréla	Août 1970	164	82	59 %	35	27	84 %
Régions de :							
— Tingréla	Octobre 1966 à septembre 1967	736	262	42 %	322	182	63 %
— Sindou							
— Bobo-Dioulasso							

(1) Pour une probabilité journalière de survie (*p*) égale à 0,84 (chez *A. gambiae* A) et à 0,90 (chez *A. funestus*) (voir 4.5.), l'écart entre les deux premiers repas étant de un jour, le pourcentage de femelles nullipares qui font un stade pré-gravide est égal à : $\frac{\text{Nombre de } \text{♀} \text{ au stade II M-F} \times 100}{\text{Nombre de } \text{♀} \text{ au stade I-II D} \times p}$

— certaines femelles d'*A. gambiae* A marquées et lâchées à Tonogosso présentaient un stade pré-gravide. La plupart de celles recapturées au moment du deuxième repas, avaient été lâchées la veille au soir (voir 4.4.1.1., Tableau XI).

4.2.1.4. Fréquence des deux catégories de femelles paires. Importance de la phase pré-gravide.

Nous n'avons pu, comme chez les femelles nullipares, déceler l'existence d'une phase pré-gravide d'après le stade ovarien des femelles paires à jeun, agressives de nuit. Pour mettre éventuellement en évidence cette phase et apprécier sa fréquence, nous avons utilisé une méthode qui fait appel aux femelles capturées de jour. Ces résultats auraient dû être placés dans le chapitre précédent, nous avons préféré les donner ici, pour pouvoir comparer la fréquence de la phase pré-gravide chez les femelles paires et nullipares. Nous avons donc réparti au hasard en deux lots, les femelles fraîchement gorgées récoltées dans les habitations à Tingréla (septembre 1971). Les femelles du premier lot étaient disséquées immédiatement pour établir le taux de parité, les femelles du deuxième lot étaient disséquées le lendemain pour estimer la fréquence du stade pré-gravide. Les résultats et les calculs portés au tableau VII montrent que seulement 2,9 % des femelles paires d'*A. gambiae* A et 2,8 % de celles d'*A. funestus* font un stade pré-gravide.

Au cours des enquêtes réalisées à Tonogosso (octobre 1969, juillet 1970) et à Tingréla (août 1970), nous avons noté l'aspect des reliques folliculaires chez les femelles paires d'*A. gambiae* A capturées de nuit. Sur 537 femelles paires examinées, 362 (67,4 %) présentaient des sacs ou, plus fréquemment, de grosses dilatations.

Une étude identique effectuée sur les femelles paires d'*A. funestus* capturées de nuit à Tingréla (août 1970) nous a permis de noter la présence de grosses dilatations chez 94 (72,3 %) des 130 femelles examinées. Il apparaît donc qu'environ les deux tiers des femelles d'*A. gambiae* A et d'*A. funestus* pondent et prennent un nouveau repas au cours de la même nuit.

4.2.2. DISCUSSION.

Comme dans le chapitre précédent, nous renvoyons le lecteur au travail de GILLIES et DE MEILLON (1968) pour une connaissance précise de l'ensemble des observations concernant cet aspect de la biologie des deux espèces. Nous ne retiendrons que les observations essentielles.

Les femelles prennent parfois un repas de sang avant de déposer leurs œufs. Comme HAMON (1963) nous avons constaté que ce phénomène est plus fréquent chez *A. gambiae* A que chez *A. funestus*. Cet auteur constatait de plus que ce comportement est plus fréquent en saison sèche et chaude : il permettrait aux femelles de se réhydrater en période d'évaporation intense.

GILLIES et WILKES (1965) constataient que les femelles d'*A. gambiae* A prennent leur premier repas 1 à 2 jours après leur naissance. Nos observations sont comparables aux leurs ; elles montrent plus précisément que ce délai est souvent égal à un jour chez *A. gambiae* A et à deux jours chez *A. funestus*.

La phase pré-gravide caractérise essentiellement les femelles nullipares. En effet, nous avons constaté que cette phase est très rare chez les femelles paires, ce qui confirme les résultats de GILLIES (1955). Chez les femel-

TABLEAU VII. — Fréquence du stade pré-gravide chez les femelles paires d'après l'examen de femelles disséquées un jour (lot 1) et 2 jours (lot 2) après la prise du repas de sang (Tingréla, septembre 1971).

ESPÈCES	LOT 1 (dissection immédiate)		LOT 2 (dissection retardée de 1 jour)		Calcul de la fréquence des ♀ paires avec stade pré-gravide	
	Nombre de ♀ examinées	Nombre de ♀ paires	Nombre de ♀ examinées	Nombre de ♀ paires avec stade pré-gravide (1)	Nbre escompté de paires dans le lot 2 (2)	Fréquence du stade pré-gravide
<i>A. gambiae</i> A . .	194	137	192	4	$\frac{137 \times 192}{194}$ = 136	$\frac{4 \times 100}{136}$ = 2,9 %
<i>A. funestus</i>	160	104	169	3	$\frac{104 \times 169}{160}$ = 110	$\frac{3 \times 100}{110}$ = 2,8 %

(1) Femelles au stade ovarien II M-F, à jeun ou avec un peu de sang résiduel.

(2) D'après les résultats obtenus pour le lot 1.

les nullipares des deux espèces, la fréquence de cette phase paraît cependant très variable. Ainsi, la plupart des femelles nullipares prennent deux repas de sang, dans certaines régions d'Afrique de l'Est (GILLIES, 1954 a, 1955 ; GILLIES et WILKES, 1963) et de Madagascar (Coz et al., 1961 ; CHAUVET et al., 1964). Par contre, pour ADAM et al. (1960), en zone de savane ouest-africaine, un seul repas permet généralement la maturation des œufs. Nos observations se situent entre ces résultats extrêmes.

A la suite d'HAMON (1963), nous avons constaté que les deux tiers des femelles pondent et prennent un nouveau repas au cours de la même nuit. Les autres femelles se nourrissent probablement un jour après avoir pondu. Un comportement nettement différent a été observé en Afrique de l'Est où un délai d'un jour entre la ponte et le repas suivant est le fait de la majorité des femelles d'*A. gambiae* (GILLES et WILKES, 1965) et de la quasi-totalité, en saison chaude, des femelles d'*A. funestus* (GILLIES et WILKES, 1963).

4.2.3. CONCLUSION.

Si on néglige la faible fraction des femelles qui prennent un repas à l'état gravide ou qui, une fois pares, font un stade pré-gravide, le comportement de piqûre peut être schématisé comme suit :

— les jeunes femelles nullipares prennent leur premier repas un jour (chez *A. gambiae* A) ou deux jours (chez *A. funestus*) après leur naissance ;

— une partie importante de ces femelles (42 % chez *A. gambiae* A, 63 % chez *A. funestus*) doit prendre un deuxième repas, un jour plus tard, pour pouvoir pondre ;

— après la ponte, les deux tiers des femelles piquent au cours de la même nuit ; les autres femelles attendent un jour.

4.3. Moment de la fécondation.

Depuis les travaux de GILLIES (1956 b), on sait qu'il existe un bouchon de fécondation chez les femelles d'*A. gambiae* fécondées depuis moins de 36 heures.

De plus il est connu que les femelles d'*Anopheles* sont fécondées une seule fois dans leur vie GOMA (1963). Nous avons voulu vérifier l'existence de cette fécondation unique et surtout la situer par rapport aux autres activités de l'insecte.

4.3.1. OBSERVATIONS PERSONNELLES.

4.3.1.1. Fréquence du bouchon de fécondation.

Les résultats portés au tableau VIII permettent de constater la fréquence de ce bouchon chez les femelles nullipares fécondées d'*A. gambiae* A et son absence chez les femelles pares. Chez *A. funestus*, le bouchon de fécondation est absent chez les femelles pares et il est rare chez les femelles nullipares.

4.3.1.2. Fréquence de la fécondation chez les femelles sauvages, en fonction de leur âge et de leur état physiologique.

Nous avons déterminé la fréquence des femelles fécondées chez celles capturées de jour au repos (Tableau IX) et de nuit au moment de la piqûre (Tableau X) :

TABLEAU VIII. — Fréquence du bouchon de fécondation en fonction de l'âge physiologique des femelles.

Espèces	Nombre de ♀ examinées	♀ nullipares à jeun		♀ pares
		St. I-II D	St. II M-F	
<i>A. gambiae</i> A (1)	Total, fécondées	57	110	384
	Fécondées avec bouchon de fécondation	42 (73,7 %)	55 (50 %)	0 (0 %)
	Total, fécondées	27	26	124
<i>A. funestus</i> (2)	Fécondées, avec bouchon de fécondation	1 (3,7 %)	1 (3,8 %)	0 (0 %)

(1) Femelles récoltées de nuit à Tonogosso (juillet 1970) et à Tingréla (août 1970).

(2) Femelles récoltées de nuit à Tingréla (août 1970).

TABLEAU IX. — Relation entre la fréquence de la fécondation et l'état physiologique des femelles récoltées au repos, dans les habitations et les abris extérieurs, à Tigré (août 1970, septembre 1971).

ESPÈCES	NOMBRE DE ♀	♀ NULLIPARES				♀ pares	♀ gravides
		à jeun			gorgées		
		I-II D (1)		II M-F (2)			
avec mec.	sans mec.						
<i>A. gambiae</i>	Examinées	68	14	8	212	213	262
	Fécondées	0 (0 %)	0 (0 %)	8 (« 100 % »)	132 (62,2 %)	213 (100 %)	262 (100 %)
<i>A. funestus</i>	Examinées	20	24	3	65	125	199
	Fécondées	2 (10 %)	4 (16,6 %)	3 (« 100 % »)	63 (96,9 %)	125 (100 %)	198 (99,5 %)

(1) mec. = méconium stomacal.

(2) avec, dans quelques cas, un peu de sang résiduel.

TABLEAU X. — Relation entre la fréquence de la fécondation et l'âge physiologique des femelles agressives de nuit.

ESPÈCES	Captures		♀ nullipares à jeun				♀ pares		% de ♀ nullipares
			I-II D		II M-F		exam.	fec.	
			exam.	fec.	exam.	fec.			
<i>A. gambiae</i>	Tonogosso	oct. 1969	89	6 (6,7 %)	30	29	153	152	47,8 %
	Tonogosso	juillet 1970	121	16 (13,2 %)	33	30	227	226	52,1 %
	Tigré	août 1970	164	41 (25,0 %)	82	80	159	158	68,7 %
	Total		374	63 (16,8 %)	145	139 (95,9 %)	539	536 (99,4 %)	
<i>A. funestus</i>	Tigré	août 1970	35	27 (77,1 %)	27	26 (96,3 %)	126	124 (98,4 %)	39,1 %

— chez *A. gambiae* A. Les femelles nullipares qui n'ont jamais piqué (stade I-II D) ne sont pas fécondées au cours du premier jour de leur vie et seulement 16,8 % d'entre elles sont déjà inséminées lorsqu'elles prennent leur premier repas, au cours de la nuit suivante. La plupart des femelles nullipares qui prennent deux repas de sang sont inséminées au moment du deuxième repas (stade II M-F). Les deux tiers des femelles nullipares récoltées quelques heures après le premier ou le deuxième repas de sang sont fécondées. La quasi-totalité des femelles pares sont fécondées ;

— chez *A. funestus*. Les femelles qui n'ont jamais piqué (stade I-II D) sont rarement fécondées au cours des deux jours qui précèdent le premier repas de sang, par contre plus des trois quarts de ces femelles sont déjà inséminées au moment de ce premier repas. La quasi-totalité des femelles nullipares qui prennent leur deuxième repas de sang (stade II M-F), des femelles nullipares récoltées quelques heures après le premier ou le deuxième repas de sang, des femelles pares sont fécondées.

L'ensemble de ces résultats nous permet de constater que :

— la quasi-totalité des femelles sont fécondées avant la première maturation des œufs ;

— chez *A. gambiae* A, aucune femelle n'est fécondée au cours du jour précédant le premier repas, quelques femelles sont déjà fécondées au moment de ce repas, la majorité le sont peu après ce repas, avant de pondre ou, éventuellement, avant de prendre un deuxième repas (chez les femelles qui présentent un stade pré-gravide) ;

— chez *A. funestus*, peu de femelles sont fécondées au cours des deux jours précédant le premier repas, la majorité le sont déjà au moment de ce repas ou au cours des premières heures suivantes.

4.3.1.3. Fréquence de la fécondation chez les femelles marquées d'*A. gambiae* A, recapturées à différents moments après le lâcher.

Nous avons lâché, à Tonogosso, le soir à 17 heures, des mâles et des femelles d'*A. gambiae* A, âgés de un jour (voir 2.3.). Au cours de la nuit et du jour suivant, nous avons recapturé 49 femelles (âgées de 1,5 jour environ) dont seulement 3 (6,1 %) étaient fécondées. Un jour plus tard, sur 15 femelles (âgées de 2,5 jours) récoltées, nous avons observé 11 (« 73,3 % ») femelles fécondées. Au cours des jours suivants, nous avons recapturé 37 femelles dont 33 (89,2 %) étaient fécondées.

Il apparaît donc que la plupart de ces femelles étaient fécondées au cours du deuxième jour de leur vie.

4.3.2. DISCUSSION.

Comme GILLIES (1956 b), nous avons constaté que le bouchon de fécondation, témoin d'une insémination récente, est plus facile à mettre en évidence chez *A. gambiae* A que chez *A. funestus*. D'après cet auteur, chez *A. funestus* ce bouchon serait soit fragile et rapidement détruit, soit difficilement visible. La fréquence du bouchon de fécondation chez les femelles nullipares fécondées d'*A. gambiae* A, constatant avec son absence constante chez les femelles pares, nous permet de penser, à la suite de GILLIES (*loc. cit.*) et de GILLIES et DE MEILLON (1968) que cette espèce est fécondée une seule fois dans sa vie. La rareté du bouchon de fécondation chez les femelles nullipares d'*A. funestus* n'autorise pas les mêmes déductions, cependant l'absence constante du bouchon chez les femelles pares permet de suspecter un comportement identique.

Nous avons vu que seulement 16,8 % des femelles d'*A. gambiae* A sont inséminées au moment du premier repas de sang. Des observations analogues ont été effectuées par GILLIES (1954 a, 1955) en Tanzanie et par MUIRHEAD-THOMSON (1947) au Nigeria, pour *A. melas*. A Madagascar, CHAUVET (1969) constatait que 38,1 %

des femelles nullipares capturées au stade I-II D étaient fécondées et en Haute-Volta, HAMON (1963) notait que 86 % des femelles nullipares capturées de nuit étaient inséminées.

De plus, nous avons remarqué que : les deux tiers des femelles nullipares gorgées, y compris celles qui viennent de prendre leur premier repas, sont fécondées ; la quasi-totalité des femelles nullipares qui prennent deux repas sont fécondées au moment du deuxième repas ; la grande majorité des femelles marquées, recapturées à l'âge de 2,5 jours, sont fécondées. Cela montre que la plupart des femelles d'*A. gambiae* A sont fécondées au cours du deuxième jour de leur vie. Or, GILLIES (1961) et GILLIES et DE MEILLON (1968) constataient que les essaims de mâles se formaient au crépuscule et probablement à l'aube. Si la fécondation a lieu au moment de l'essaimage, tel est le cas pour *S. damnosum* (LE BERRE, *com. pers.*), on peut penser que les femelles d'*A. gambiae* A sont fécondées à l'aube, peu après le premier repas de sang, et au crépuscule suivant.

Le comportement d'*A. funestus* est nettement différent de celui d'*A. gambiae* A. Quelques rares femelles (16,6 %) sont fécondées au cours des deux jours qui précèdent le premier repas de sang, mais les trois quarts le sont au moment de ce repas. Ceci confirme les observations de GILLIES (1955) en Tanzanie et de HAMON (1963) en Haute-Volta. La quasi-totalité des femelles nullipares récemment gorgées sont fécondées, y compris celles qui viennent de prendre leur premier repas. HARPER (1944) ayant observé des essaims de mâles au crépuscule, il est probable que la plupart des femelles sont fécondées à ce moment là, quelques heures avant le premier repas de sang. Les autres femelles seraient fécondées à l'aube suivante.

Bien que la quasi-totalité des femelles gravides et pares soient fécondées, il existe quelques exceptions, chez les deux espèces. HAMON (1963) avait fait la même observation pour plusieurs espèces d'anophèles dont *A. funestus*. Il apparaît donc que l'absence de fécondation n'empêche pas la maturation des œufs et la ponte, comme nous avons pu l'observer au laboratoire.

4.3.3. CONCLUSION.

Les femelles d'*A. gambiae* A et probablement celles d'*A. funestus* sont fécondées une seule fois, au début de leur vie. Toutes les femelles ne sont pas fécondées au même moment mais il est possible, pour chaque espèce, de présenter un schéma général :

Chez *A. gambiae* A :

- premier jour de la vie : pas de fécondation ;
- crépuscule du premier jour (avant le premier repas) : 16,8 % des femelles sont fécondées ;
- aube et crépuscule du deuxième jour : toutes les autres femelles sont fécondées.

Chez *A. funestus* :

— premier et deuxième jour de la vie : 16,6 % des femelles sont fécondées ;

— crépuscule du deuxième jour (avant le premier repas) : plus de la moitié des femelles sont fécondées ;

— aube du troisième jour : les femelles restantes (moins d'un quart) sont fécondées.

La grande majorité des femelles des deux espèces sont fécondées au soir du deuxième jour de la vie.

4.4. Durée du cycle gonotrophique.

Par définition, la durée gonotrophique est égale au temps séparant l'éclosion de la femelle du dépôt de sa première ponte (chez les femelles nullipares) ou s'écoulant entre deux pontes successives (chez les femelles pares). BEKLEMISHEV (1940, in DETINOVA, 1963) l'a divisé en trois phases :

— recherche et attaque de l'hôte ;

— digestion du repas de sang et maturation des ovaires ;

— recherche d'un plan d'eau adéquat et oviposition.

Nous allons étudier la durée de ce cycle chez les femelles nullipares et pares des deux espèces.

4.4.1. OBSERVATIONS PERSONNELLES.

Pour étudier la durée du cycle gonotrophique chez *A. gambiae* A, nous avons lâché des femelles marquées d'âge connu et les avons recapturées, par diverses méthodes, à différents moments après le lâcher. Les résultats de ce travail sont intéressants mais insuffisants pour deux raisons :

— ils concernent uniquement des femelles d'élevage dont le comportement, dans la nature, peut différer sensiblement de celui des femelles sauvages ;

— ils portent sur des effectifs insuffisants pour pouvoir estimer la fréquence des différents comportements observés.

Cette dernière estimation pourra cependant être déduite de l'ensemble des observations effectuées sur *A. gambiae* A et *A. funestus*, présentées dans les chapitres précédents.

4.4.1.1. Résultats des recaptures de femelles marquées d'*A. gambiae* A.

Les femelles marquées ont été lâchées et recapturées à Tonogosso (octobre 1969, juillet 1970) suivant les méthodes décrites au chapitre 2.3. Au moment du lâcher, ces femelles étaient âgées de un jour et, dans le tableau XI, nous n'avons retenu que les femelles âgées de un

TABLEAU XI. — Relation entre l'âge et l'état physiologique des femelles marquées, lâchées et recapturées à Tonogosso (octobre 1969, juillet 1970).

Age des femelles (1)	Etat de réplétion	♀ nullipares					♀ pares	♀ gravides
		capturées de nuit		capturées de jour			capturées de jour	
		I-II D	II M-F	I-II D	II M-F	III	III	IV-V (2)
1-2 jours	à jeun	27	—	—	—	—	—	
	gorgé	—	—	15	5	2	—	
2-3 jours	à jeun	2	5	1	1	—	—	1
	gorgé	—	—	1	—	4	—	
3-4 jours	à jeun	2	1	—	—	—	—	3
	gorgé	—	—	—	—	2	2	
4-5 jours	à jeun	—	2	—	—	—	—	2
	gorgé	—	—	—	—	3	1	
5-6 jours	à jeun	—	—	—	—	—	—	1
	gorgé	—	—	—	—	—	2	

(1) femelles lâchées à l'âge de 1 jour.

(2) avec sang résiduel, brunâtre.

à six jours, recapturées au cours des cinq jours suivant le lâcher. Ce tableau permet de relever les principaux faits suivants :

— un nombre important de femelles (27) ont été recapturées au moment où elles venaient piquer, quelques heures après le lâcher. De même, 22 femelles gorgées ont été récoltées le lendemain matin, dans les maisons ou les abris extérieurs, quelques heures après le repas de sang. Ces 49 femelles avaient donc pris leur premier repas de sang 1 à 1,5 jour après leur naissance ;

— au cours de la nuit suivante, les ovaires de la plupart (5 sur 7) des femelles nullipares à jeun recapturées étaient au stade II M-F. Ces femelles avaient déjà pris un repas de sang (voir 3.2.) qui, obligatoirement, avait eu lieu au cours de la nuit précédente. Chez ces femelles, l'écart entre les repas était donc égal à un jour ;

— la première femelle gravide récoltée était âgée de moins de 3 jours. Cette femelle s'était obligatoirement nourrie un jour après sa naissance. Ce repas avait permis la maturation de la première ponte en moins de 48 heures ;

— les deux premières femelles paires récoltées étaient gorgées, elles étaient âgées de moins de 4 jours. De toute évidence, ces femelles s'étaient nourries un jour après leur naissance, elles avaient pris un seul repas et mûri leur ponte en 48 heures (femelles âgées de 3 jours) puis avaient pondu et pris un nouveau repas au cours de la nuit suivante (femelles âgées de 3,5 jours environ).

En résumé, ces observations nous montrent l'existence :

— d'un grand nombre de femelles qui prennent leur premier repas 1 à 1,5 jours après leur naissance ;

— de femelles nullipares qui, faisant un stade pré-gravide, prennent le deuxième repas de sang un jour après le premier ;

— de femelles capables d'effectuer leur premier cycle gonotrophique en 3 jours environ ;

— de femelles paires qui viennent se nourrir quelques heures après avoir pondu.

4.4.1.2. Estimation de la durée du cycle gonotrophique.

A partir de l'ensemble de nos observations nous allons estimer la durée de chacune des trois phases, chez les femelles nullipares et paires des deux espèces.

4.4.1.2.1. Femelles nullipares.

A. gambiae A :

— *Durée de la première phase.* Les femelles nullipares attendent un jour (temps d'élimination du méconium) avant de prendre leur premier repas de sang. En

effet, nous avons constaté que les femelles nullipares sauvages et un grand nombre de femelles d'élevage marquées prenaient leur premier repas un jour après la naissance (voir 4.2.1.2. et 4.4.1.1.) ;

— *Durée de la deuxième phase.* Nous avons vu que 42 % des femelles nullipares ont besoin de deux repas de sang pour mûrir la première ponte et que l'écart entre ces repas est le plus souvent égal à un jour (voir 4.2.1.3.). La digestion d'un repas normal s'effectuant en 48 heures (voir 3.3.), on peut donc estimer que cette phase dure deux jours chez 58 % des femelles et trois jours chez les 42 % restant ;

— *Durée de la troisième phase.* La rétention de ponte étant rare (voir 4.1.1.), cette phase dure généralement quelques heures à peine.

La durée du cycle gonotrophique chez les femelles nullipares d'*A. gambiae* A est donc égale à :

— 3 jours chez 58 % des femelles ;

— 4 jours chez 42 % des femelles.

A. funestus.

— *durée de la première phase.* Elle est égale à deux jours puisque la plupart des femelles attendent deux jours avant de prendre leur premier repas de sang (voir 4.2.1.2) ;

— *Durée de la deuxième phase.* En moyenne, 63 % des femelles ont besoin de deux repas pour mûrir la première ponte ; l'écart entre ces deux repas est généralement égal à deux jours (voir 4.2.1.3). Comme chez *A. gambiae* A, un repas normal est digéré en 48 heures (voir 3.3.). Cette phase dure donc 3 jours chez 63 % des femelles et 2 jours chez les 37 % restant ;

— *Durée de la troisième phase.* Elle est négligeable puisque les femelles font rarement une rétention de ponte (voir 4.1.1.).

La durée du cycle gonotrophique chez les femelles nullipares d'*A. funestus* est donc égale à :

— 4 jours chez 37 % des femelles ;

— 5 jours chez 63 % des femelles.

4.4.1.2.2. Femelles paires.

Les deux espèces se comportent de façon identique :

— *Durée de la première phase.* Les deux tiers des femelles prennent un nouveau repas quelques heures après avoir pondu : le tiers restant attend au moins un jour (voir 4.2.1.4.). Cette phase dure donc quelques heures chez les deux tiers des femelles et probablement un jour chez les autres femelles ;

— *Durée de la deuxième phase.* La phase pré-gravide étant rare chez les femelles paires (voir 4.2.1.4).

la plupart de ces femelles mûrissent leurs œufs et digèrent le sang en 48 heures (voir 3.3.) ;

— *Durée de la troisième phase.* Comme chez les femelles nullipares, la rétention de ponte est rare (voir 4.1.1.). Cette phase dure donc quelques heures à peine.

La durée du cycle gonotrophique chez les femelles paires d'*A. gambiae* A et d'*A. funestus* est donc égale à :

- deux jours chez les deux tiers des femelles ;
- trois jours chez un tiers des femelles.

4.4.2. DISCUSSION.

En étudiant la composition des populations agressives de nuit, nous avons été amenés à estimer la durée de la première phase (temps s'écoulant entre l'émergence ou la ponte et le repas de sang) et à apprécier la fréquence du stade pré-gravide. Ces résultats sont discutés au chapitre 4.2.2. La durée de la troisième phase (recherche d'un plan d'eau et oviposition) a été étudiée et discutée au chapitre 4.1. Il nous reste à savoir si, après un repas de sang normal, l'évolution ovarienne s'effectue toujours en 48 heures. En fait, cette deuxième phase du cycle gonotrophique peut durer trois jours lorsque la température est basse. Il en est ainsi en saison froide (GILLIES, 1953 ; CHAUVET *et al.*, 1964 ; GILLIES et DE MEILLON, 1968) et en zone d'altitude (MOUCHET et GARIOU, 1960). Dans les zones où nous avons travaillé, l'altitude est faible, la saison froide est courte (environ deux mois) et seul *A. funestus* est abondant à ce moment là. A la suite d'HAMON *et al.* (1959), nous estimons donc que la durée d'évolution ovarienne est généralement égale à deux jours mais que, en saison froide (décembre, janvier), elle peut être égale à trois jours, au moins chez une partie des femelles d'*A. funestus*.

4.4.3. CONCLUSION.

Sur la figure 1 nous avons schématisé le comportement des femelles nullipares et paires d'*A. gambiae* A et d'*A. funestus*, au cours du cycle gonotrophique.

Cette figure nous montre que la plupart des femelles nullipares d'*A. gambiae* A ont un cycle de trois jours et ne sont pas fécondées au moment du premier repas, alors que celles d'*A. funestus* ont plus souvent un cycle de cinq jours et sont déjà fécondées au moment du premier repas. Les femelles paires des deux espèces se comportent de façon comparable, leur cycle gonotrophique dure deux ou, plus rarement, trois jours.

4.5. Estimation du taux de survie.

Coz *et al.* (1961) ont montré que la population totale de moustiques (P) vivant dans un secteur clos, peut s'écrire :

$$P = x \frac{1}{1 - p}$$

(x = nombre de naissances quotidiennes,
p = probabilité journalière de survie).

En capture de nuit (voir 4.4. et fig. 1), nous avons récolté les fractions suivantes (3) :

— pour *A. gambiae* A.
 $xp = N_1 =$ femelles nullipares au premier repas.
 $Kxp^2 = N_2 =$ femelles nullipares au deuxième repas.
 $K_1 xp^3 \frac{1}{1 - p^2} + K_2 xp^4 \frac{1}{1 - p^2} + K_3 xp^4 \frac{1}{1 - p^3}$
 $+ K_4 xp^5 \frac{1}{1 - p^3} =$ femelles paires
 $(K_1 + K_2 + K_3 + K_4 = 1)$

— pour *A. funestus*.
 $xp^2 = N_1 =$ femelles nullipares au premier repas.
 $Kxp^3 = N_2 =$ femelles nullipares au deuxième repas.
 $K_1 xp^4 \frac{1}{1 - p^2} + K_2 xp^5 \frac{1}{1 - p^2} + K_3 xp^5 \frac{1}{1 - p^3}$
 $+ K_4 xp^6 \frac{1}{1 - p^3} =$ femelles paires
 $(K_1 + K_2 + K_3 + K_4 = 1)$

Puisqu'*a priori* nous ne connaissons pas les valeurs de K, K₁, K₂, K₃ et K₄, nous ne pouvons tirer de ces formules la valeur exacte de p. Par contre, nous pouvons en déduire les valeurs extrêmes, en prenant K₁ égal à 1 (valeur inférieure) et K₄ égal à 1 (valeur supérieure). Ainsi nous obtenons :

A. gambiae A

$$\text{valeur inférieure} = \frac{\text{Paires}}{N_1} = \frac{x p^3 \frac{1}{1 - p^2}}{x p} = \frac{p^2}{1 - p^2} \parallel$$

A. funestus

$$\text{valeur inférieure} = \frac{\text{Paires}}{N_1} = \frac{x p^4 \frac{1}{1 - p^2}}{x p^2} = \frac{p^2}{1 - p^2}$$

(3) Taux de femelles nullipares avec stade pré-gravide = K.
 Taux de femelles paires avec cycle gonotrophique de 2 jours :

- sans stade pré-gravide à l'état nullipare = K₁ ;
- avec stade pré-gravide à l'état nullipare = K₂ ;
- taux de femelles paires avec cycle gonotrophique de

- 3 jours :
- sans stade pré-gravide à l'état nullipare = K₃ ;
- avec stade pré-gravide à l'état nullipare = K₄ ;

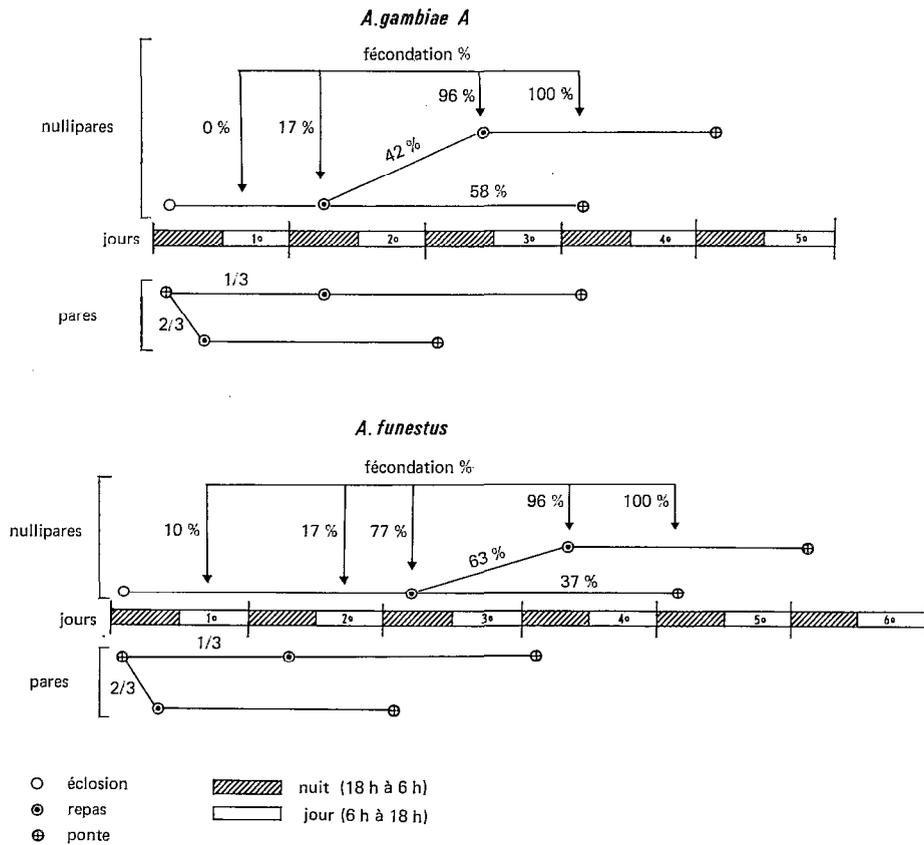


Fig. 1. — Moment de la fécondation et cycle gonotrophique chez *A. gambiae A* et *A. funestus*

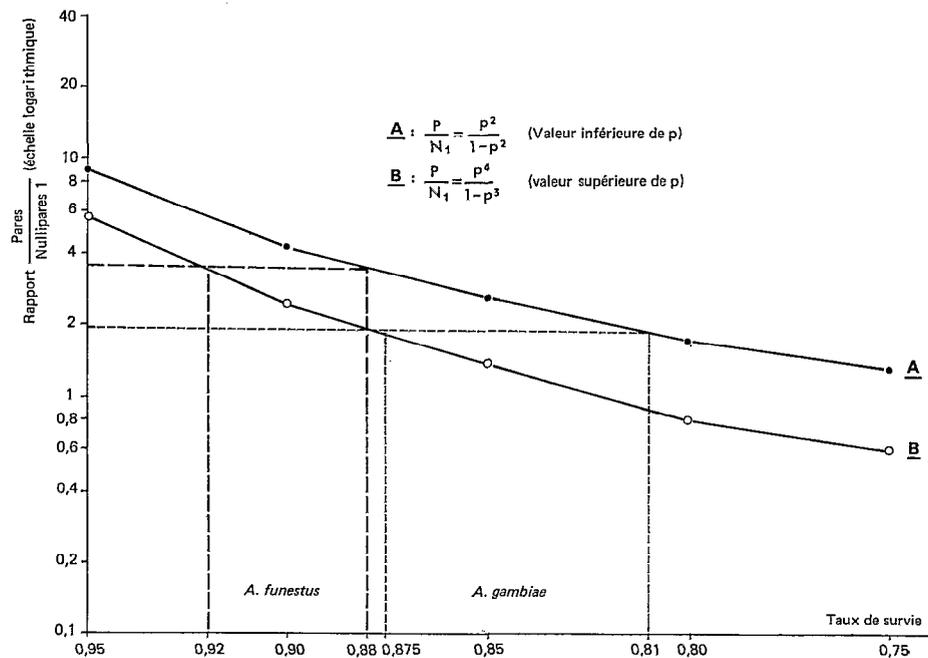


Fig. 2. — Estimation du taux journalier de survie (p) chez *A. gambiae A* et *A. funestus*, d'après la valeur du rapport : $\frac{\text{pares}}{\text{nullipares}_1}$

A. gambiae A

$$\text{valeur supérieure} = \frac{\text{Pares}}{N_1} = \frac{x p^5 \frac{1}{1-p^3}}{x p} = \frac{p^4}{1-p^3}$$

A. funestus

$$\text{valeur supérieure} = \frac{\text{Pares}}{N_1} = \frac{x p^6 \frac{1}{1-p^3}}{x p^2} = \frac{p^4}{1-p^3}$$

En donnant différentes valeurs à p (0,75 ; 0,80 ; 0,85 ; 0,90 ; 0,95) nous avons pu tracer sur papiers semi-logarithmiques, les abaqués exprimant les valeurs extrêmes de p en fonction du rapport $\frac{\text{Pares}}{N_1}$ (fig. 2).

Exemple de détermination du taux de survie.

Les captures de nuit effectuées dans les régions de Tingréla, Sindou et Bobo-Dioulasso, entre octobre 1966 et septembre 1967, nous ont apporté les résultats suivants :

	N_1	N_2	Pares
— <i>A. gambiae</i> A	740	263	1384
— <i>A. funestus</i>	505	280	1780

Chez *A. gambiae* A, $\frac{\text{Pares}}{N_1} = \frac{1384}{740} = 1,9$

Chez *A. funestus*, $\frac{\text{Pares}}{N_1} = \frac{1780}{505} = 3,5$

D'après les abaqués portées à la figure 2, nous en déduisons que :

- chez *A. gambiae* A : $0,81 < p < 0,875$
(valeur moyenne : 0,84)
- chez *A. funestus* : $0,88 < p < 0,92$
(valeur moyenne : 0,90)

5. CONCLUSION GENERALE.

Nous devons d'abord rappeler les traits essentiels du comportement d'*A. gambiae* A et d'*A. funestus*, vecteurs majeurs du paludisme et de la filariose de Bancroft en zone de savane humide ouest-africaine.

Les mâles des deux espèces sont nettement exophiles pendant toute leur vie. Les femelles d'*A. gambiae* A restent à l'extérieure des habitations au cours du premier jour de leur vie. Elles prennent leur premier repas durant la nuit suivante et sont rarement fécondées avant ce repas. L'insémination a généralement lieu au cours du deuxième jour de la vie. La majorité des femelles (58 %) mûrissent leur première ponte dans les 48 heures qui

suivent le repas de sang. Les autres femelles (42 %) doivent prendre un deuxième repas, un jour après le premier, et mûrissent leur première ponte en trois jours. Il n'y a pas de rétention de ponte et la durée du premier cycle gonotrophique est donc égale à trois ou quatre jours. Après la ponte, les 2/3 des femelles se nourrissent immédiatement, le 1/3 restant attend un jour. Chez la quasi-totalité des femelles pares, les œufs sont pondus deux jours après le repas de sang ; la durée du cycle gonotrophique est donc égale à deux ou trois jours. Près des 2/3 des femelles qui se nourrissent à l'intérieur des habitations, sortent avant la complète maturation des ovaires.

Les femelles d'*A. funestus* sont exophiles et sont rarement fécondées pendant les deux premiers jours de leur vie. Elles prennent leur premier repas au cours de la nuit du deuxième jour et sont souvent fécondées à ce moment-là. Chez certaines femelles (37 %), un seul repas permet la maturation de la première ponte mais le plus souvent un deuxième repas est nécessaire, un jour après le premier. L'évolution ovarienne s'effectuant en 48 ou 72 heures, la rétention de ponte étant rare, le premier cycle gonotrophique dure donc de 4 à 5 jours. Les femelles pares se comportent comme celles d'*A. gambiae* A. Plus de la moitié des femelles qui se nourrissent dans les habitations, en sortent avant la complète maturation des ovaires.

Dans cette description rapide, nous avons fait abstraction des comportements anormaux de quelques femelles. En effet, de tels comportements (par exemple : rétention de ponte en saison sèche chaude ; allongement de la durée de maturation des ovaires en saison froide) ne peuvent être fréquents qu'en dehors de la période de pullulation des deux espèces. Malgré cette simplification, l'activité de la majorité des femelles reste complexe et il nous paraît difficile de la schématiser davantage.

Bien que l'activité d'*A. gambiae* A et d'*A. funestus* soit souvent comparable, quelques différences méritent d'être soulignées. Les femelles d'*A. funestus* se nourrissent moins rapidement que celles d'*A. gambiae* A ; cela peut expliquer la fréquence élevée des femelles fécondées d'*A. funestus*, au moment du premier repas de sang. Les mâles et les femelles à jeun d'*A. funestus* paraissent plus exophiles que ceux d'*A. gambiae* A, par contre les femelles gorgées d'*A. funestus* restent plus volontiers dans les maisons après un repas de sang. Un seul repas permet la maturation de la première ponte, plus souvent chez *A. gambiae* A que chez *A. funestus*.

Si nos observations permettent de mieux connaître la biologie des vecteurs, elles ouvrent aussi des perspectives pratiques dans différents domaines.

— *Echantillonnage des populations.* Les trois échantillons que nous avons étudiés, diffèrent par la fréquence relative des sexes, l'état physiologique et l'âge des femelles. Ainsi les mâles sont surtout abondants dans les abris extérieurs ; les femelles à jeun constituent

la quasi-totalité de celles récoltées de nuit et une bonne partie de la faune recueillie le jour dans les abris extérieurs ; les femelles gorgées sont surtout abondantes le jour dans les habitations ; les femelles gravides se rencontrent soit dans les maisons, soit plus fréquemment dans les abris extérieurs. L'âge moyen des femelles récoltées au moment du repas (femelles à jeun agressives) devrait être comparable à celui des femelles récoltées peu après ce repas (femelles gorgées au repos dans les maisons) si l'exophilie précoce des femelles gorgées ne variait pas en fonction de l'âge, comme nous l'avons suspecté. Par contre la population récoltée dans les abris extérieurs est nettement plus jeune, du fait de la fréquence des jeunes femelles nullipares qui n'ont jamais pris de sang.

— *Estimation du taux d'infection des vecteurs.* Il est surtout important de déterminer le taux d'infection de la population vectrice en contact avec l'homme ; c'est celui des moustiques agressifs de nuit. Cependant, pour diverses raisons, on peut être amené à apprécier le taux d'infection des populations au repos. Ces taux peuvent être différents. Ainsi, ils seront plus faibles si la population est plus jeune (faune des abris extérieurs) ou si les femelles ont pu se déparasiter au cours d'un repas récent (femelles gorgées des habitations, BRENGUES *et al.*, 1968).

— *Estimation du taux de survie.* L'étude de la durée du cycle gonotrophique nous a permis d'estimer les limites du taux journalier de survie. La connaissance de ce dernier présente un double intérêt. En effet, tenant compte de la durée d'évolution d'un parasite chez son vecteur, le taux de survie permet de mesurer la fraction de la population qui, ayant atteint un âge épidémiologiquement dangereux, est susceptible de transmettre. De plus, l'évolution de ce taux permet d'apprécier l'efficacité d'une lutte imagicide : la transmission est coupée lorsque la valeur du taux de survie indique que la fraction de la population épidémiologiquement dangereuse est pratiquement nulle.

— *Importance de l'exophilie.* Les deux espèces d'anophèles manifestent une forte exophilie après le repas de sang et au cours de la maturation des ovaires. Dans la lutte chimique par aspersion domiciliaire d'insecticides, ce comportement est évidemment fâcheux puisqu'il diminue le temps de contact de l'insecte avec le produit actif. L'exophilie étant plus marquée et surtout plus précoce chez *A. gambiae* A que chez *A. funestus*, il sera évidemment plus difficile de combattre la première espèce.

REMERCIEMENTS.

Nous tenons particulièrement à remercier :

— M. le P^r J. BERGERARD, laboratoire de zoologie, Faculté des Sciences d'Orsay - France ;

— M. le P^r P. GRENIER, service d'entomologie médicale de l'Institut Pasteur, Paris ;

— M. R. LE BERRE, directeur de recherches de l'O.R.S.T.O.M., section onchocercose, Centre Muraz, Bobo-Dioulasso, Haute-Volta,

pour les conseils qu'ils ont bien voulu nous apporter au cours de la rédaction de ce texte.

Nous ne saurions oublier tous ceux qui ont participé à la réalisation de cette étude, notamment : M. C. OUÉDRAOGO, infirmier spécialiste en entomologie-parasitologie, MM. B. BARRO, S. TRAORÉ, C. LOUGUÉ, infirmiers-auxiliaires.

BIBLIOGRAPHIE

- ADAM (J.-P.), HAMON (J.) et BAILLY-CHOUMARA (H.), 1960. — Observations sur la biologie et le pouvoir vecteur d'une population d'*Anopheles gambiae* résistante à la dieldrine en Haute-Volta. *Bull. Soc. Path. exot.*, **53**, 1043-1053.
- BRADY (J.), 1963. — Results of age-grouping dissections on four species of *Anopheles* from Southern Ghana. *Bull. Org. mond. Santé*, **29**, 147-153.
- 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.
- CHAUVET (G.), 1969. — Etudes, en particulier au moyen de radio-isotopes, sur l'éthologie et la physiologie comparée des espèces A et B du complexe *Anopheles gambiae* dans une zone de sympatrie à Madagascar. *Cah. O.R.S.T.O.M., sér. Ent. méd. Parasitol.*, **7**, (1), 61-91.
- CHAUVET (G.), COZ (J.), GRUCHET (H.) et GRJEBINE (A.), 1964. — Contribution à l'étude biologique des vecteurs du paludisme à Madagascar, résultats de 5 années d'étude (1958-1962). *Méd. trop.*, **24**, (1), 27-44.
- COLUZZI (M.) et SABATINI (A.), 1967. — Cytogenetic observations on species A and B of the *Anopheles gambiae* complex. *Parasitologia*, **9**, 73-88.
- Coz (J.), 1971. — Etude comparative des fenêtres et des vérandas-pièges, comme moyen de sortie pour les moustiques. Koumbia (Haute-Volta). *Cah. O.R.S.T.O.M., sér. Ent. méd. Parasitol.*, **9**, (3), 239-246.
- Coz (J.), 1973. — Contribution à l'étude du complexe *A. gambiae*. Répartition géographique et saisonnière en Afrique de l'Ouest. *Cah. O.R.S.T.O.M., sér. Ent. méd. Parasitol.* (à paraître).
- Coz (J.), GRUCHET (H.), CHAUVET (G.) et COZ (M.), 1961. — Estimation du taux de survie chez les Anophèles. *Bull. Soc. Path. exot.*, **54**, (6), 1353-1358.
- Coz (J.) et HAMON (J.), 1964. — Le complexe *Anophèles gambiae* en Afrique occidentale. *Riv. Malariologia*, **43**, (4-6), 233-244.

- DETINOVA (T. S.), 1945. — « Détermination de l'âge physiologique d'*Anophèles* femelle d'après les modifications du réseau trachéen des ovaires ». *Méd. Parazit. (Moskva)*, **14**, 45.
- DETINOVA (T. S.), 1963. — Méthodes à appliquer pour classer par groupes d'âge les diptères présentant une importance médicale. *Org. mond. Santé, sér. Monogr.*, **47**, 220 pp.
- GIGLIOLI (M. E. C.), 1965. — The problem of age determination in *Anopheles melas* Theo. 1903, by Polovodova's method. *Cah. O.R.S.T.O.M., sér. Ent. méd. Parasitol.*, **3-4**, 157-177.
- GILLIES (M. T.), 1953. — The duration of the gonotrophic cycle in *Anopheles gambiae* and *A. funestus* with a note on the efficiency of hand-catching. *East Afr. Med. J.*, **30**, 129-135.
- GILLIES (M. T.), 1954 a. — The recognition of age-groups within populations of *Anopheles gambiae* by the pre-gravid rate and the sporozoïte rate. *Ann. trop. Med. Parasit.*, **48**, 58-74.
- GILLIES (M. T.), 1954 b. — Studies in house leaving and outside resting of *Anopheles gambiae* Giles and *Anopheles funestus* Giles in East Africa. 2. The exodus from houses and the house resting population. *Bull. ent. Res.*, **45**, 375-387.
- GILLIES (M. T.), 1955. — The pre-gravid phase of ovarian development in *Anopheles funestus*. *Ann. trop. Med. Parasit.*, **49**, 320-325.
- GILLIES (M. T.), 1956 a. — The problem of exophily in *Anopheles gambiae*. *Bull. Org. mond. Santé*, **15**, 437-449.
- GILLIES (M. T.), 1956 b. — A new character for the recognition of nulliparous females of *Anopheles gambiae*. *Bull. Org. mond. Santé*, **15**, 451-459.
- GILLIES (M. T.), 1961. — Studies on the dispersion and survival of *Anopheles gambiae* Giles in East Africa, by means of marking and release experiments. *Bull. ent. Res.*, **52**, 99-127.
- GILLIES (M. T.) and DE MEILLON (B.), 1968. — The Anophelinae of Africa South of the Sahara (Ethiopian zoogeographical region). *Publ. South Afr. Inst. Med. Res.*, **54**, 343 pp.
- GILLIES (M. T.), HAMON (J.), DAVIDSON (G.), DE MEILLON (B.) et MATTINGLY (P. F.), 1961. — Guide d'entomologie appliquée à la lutte anti-paludique dans la région africaine de l'O.M.S.-Brazzaville.
- GILLIES (M. T.) and WILKES (T. J.), 1963. — Observations on nulliparous and parous rates in a population of *Anopheles funestus* in East Africa. *Ann. trop. Med. Parasit.*, **57**, 204-213.
- GILLIES (M. T.) and WILKES (T. J.), 1965. — A study of the age composition of *Anopheles gambiae* Giles and *Anopheles funestus* Giles in north-east Tanzania. *Bull. ent. Res.*, **56**, (2), 237-262.
- GOMA (L. K. H.), 1963. — Tests for multiple insemination in *Anopheles gambiae* Giles. *Nature London*, **197**, 99-100.
- HAMON (J.), 1963. — Etude de l'âge physiologique des femelles d'anophèles dans les zones traitées au D.D.T., et non traitées, de la région de Bobo-Dioulasso, Haute-Volta. *Bull. Org. mond. Santé*, **28**, 83-109.
- HAMON (J.), CHOUMARA (R.), ADAM (J.-P.) et BAILLY (H.), 1959. — Le paludisme dans la zone pilote de Bobo-Dioulasso, Haute-Volta. *Cah. O.R.S.T.O.M.*, **1**, (2 et 3), 37-98.
- HAMON (J.), COZ (J.), SALES (S.) et OUEDRAOGO (C. S.), 1965. — Etudes entomologiques sur la transmission du paludisme humain dans une zone de steppe boisée, la région de Dori (République de Haute-Volta). *Bull. I.F.A.N.*, **27**, (A), 1115-1150.
- HARPER (J. O.), 1944. — Note on the swarming of males of *Anopheles funestus* Giles in East Africa. *E. Afr. med. J.*, **21**, 150.
- HOLSTEIN (M.), 1952. — Biologie d'*Anopheles gambiae*. *Org. mond. Santé, sér. Monogr.*, **9**, 176 pp.
- LEWIS (D. J.), 1958. — The recognition of nulliparous and parous *Anopheles gambiae* by examining the ovarioles. *Trans. R. Soc. trop. Med. Hyg.*, **52**, 456-461.
- MOUCHET (J.) et GARIOU (J.), 1957. — Exophilie et exophagie d'*Anopheles gambiae* Giles 1902, dans le Sud Cameroun. *Bull. Soc. Path. exot.*, **50**, 446-461.
- MOUCHET (J.) et GARIOU (J.), 1960. — Anophélisme et paludisme dans le département Bamiléké (Ouest Cameroun). *Rech. Etudes Cameroun.*, **1**, 92-114.
- MUIRHEAD-THOMSON (R. C.), 1947. — Studies on *Anopheles gambiae* and *A. melas* in and around Lagos. *Bull. ent. Res.*, **38**, 527-558.
- MUIRHEAD-THOMSON (R. C.), 1958. — A pit shelter for sampling outdoor mosquito populations. *Bull. Org. mond. Santé*, **19**, 1116-1118.
- OMER (S. M.) and CLOUDSLEY-THOMSON (J. L.), 1968. — Dry season biology of *Anopheles gambiae* Giles in the Sudan. *Nature*, **217**, 879-880.
- POLOVODOVA (V. P.), 1949. — « Détermination de l'âge physiologique des femelles d'*Anopheles* ». *Med. Parazit. (Moskva)*, **18**, 352.
- SERVICE (M. W.), 1963. — The ecology of the mosquitoes of the northern Guinea savannah of Nigeria. *Bull. ent. Res.*, **54**, 601-632.