

ENTOMOLOGIE

AEDES AEGYPTI (L.) : IMPORTANCE DE SA BIOÉCOLOGIE  
DANS LA TRANSMISSION DE LA DENGUE  
ET DES AUTRES ARBOVIRUS

Première partie (\*)

Par N. DÉGALLIER (\*\*), J.-P. HERVÉ (\*\*\*),  
A. P. A. TRAVASSOS DA ROSA (\*\*\*\*) & G. C. SA (\*\*\*\*) (\*\*\*\*\*)

RÉSUMÉ

Les aspects de la bioécologie d'Aedes aegypti qui jouent un rôle majeur dans l'épidémiologie de la dengue, de la Fièvre jaune et des autres arbovirus sont discutés. Ils se rapportent respectivement aux contacts entre Aedes aegypti et l'homme, à la réceptivité du moustique pour le virus, à la multiplication et à la transmission de ce dernier.

Les préférences trophiques, la densité des populations, le taux de survie journalier, la diapause des œufs et les interventions humaines sont les principaux facteurs écologiques retenus.

Tant la nature génétique des populations culicidiennes et des souches virales que la température interviennent dans la réceptivité du moustique et dans la multiplication du virus.

L'efficacité de la transmission dépend également des souches testées et de la température. Le rôle réel de la transmission transovarienne dans le maintien de la dengue ne paraît pas encore être élucidé.

La prévention et la lutte contre les épidémies ne sont possibles que grâce à la connaissance des relations existant entre ces facteurs biologiques et la situation épidémiologique locale.

Les 103 arbovirus, 5 protozoaires et 20 filaires, dont Aedes aegypti a été rencontré naturellement infecté ou qu'il a transmis expérimentalement, font l'objet d'une liste.

Mots-clés : « Aedes aegypti », BIOÉCOLOGIE, ARBOVIRUS, DENGUE, REVUE BIBLIOGRAPHIQUE.

SUMMARY

Aedes aegypti (L.) : Importance of its bioecology, in relation with the transmission of Dengue and other arboviruses.

The bioecological parameters which are of special importance in the epidemiology of Dengue, Yellow Fever, and other arboviruses are discussed. Three levels are retained: the nature of Aedes aegypti-man contacts, the susceptibility of the mosquito to the pathogen and multiplication of the latter, and the transmission.

(\*) Travail réalisé dans le cadre de l'accord signé par la Fundação SESP, le CNPq et l'O. R. S. T. O. M. et financé par ces trois institutions.

(\*\*) O. R. S. T. O. M., C. P. 75, 66000 Belém, Pará, Brésil, et Instituto Evandro Chagas.

(\*\*\*) Adresse actuelle : O. R. S. T. O. M., B. P. 1386, Dakar, Sénégal.

(\*\*\*\*) Instituto Evandro Chagas, Fundação SESP, C. P. 1128, 66000 Belém, Pará, Brésil.

(\*\*\*\*\*) Séance du 18 novembre 1987.



*The trophic preferences, the density variations, the daily survival rate, the egg diapause, and man influences are the main vector-dependent ecological factors.*

*Temperature and genetical nature of viral and mosquito strains are particularly important in susceptibility and multiplication studies.*

*Efficacy of the oral transmission is also temperature-dependent and mainly genetically determined. The true natural role of transovarial transmission is not yet well understood.*

*Thus, the breaking up and/or prevention of epidemics would be possible only with a thorough knowledge of the relation between the above biological factors and the epidemiological situation.*

*A list is provided of the naturally or experimentally Aedes aegypti transmitted arboviruses (103), protozoans (5) and filarias (20).*

**Key-words:** « Aedes aegypti », BIOECOLOGY, ARBOVIRUS, DENGUE, BIBLIOGRAPHICAL SURVEY.

D'importantes épidémies de dengue, survenues au Brésil quelques années après la réintroduction du vecteur urbain *Aedes (Stegomyia) aegypti* (L., 1762) (77) et associées à la présence endémique de la Fièvre jaune selvatique, ont avivé l'intérêt des autorités chargées de la santé et de la lutte contre ce vecteur. La préparation d'un exposé (non publié), présenté lors de la participation à une table ronde sur la dengue et la Fièvre jaune le 11 juin 1986 à Recife (Pernambuco), nous a fait découvrir l'ampleur des travaux concernant ce moustique, réalisés depuis la monumentale révision de CHRISTOPHERS (38). Le présent travail, qui représente donc le fruit de nos recherches bibliographiques, est présenté en deux parties, la première traitant des contacts entre le moustique et l'homme, la deuxième étant dévolue à la multiplication du virus dans le moustique et à sa transmission. Les références bibliographiques sont appendues à la deuxième partie ; par souci d'économie d'espace, elles se limitent uniquement aux travaux non cités par CHRISTOPHERS (38).

*Ae. aegypti* est cosmotropical (126, 127). Il se rencontre depuis le niveau de la mer jusqu'à des altitudes élevées (2 200 m en Colombie (239) ; 2 377 m en Afrique (*in* 38)). Depuis les premières découvertes concernant son rôle dans la transmission des virus de la Fièvre jaune (FJ) et de la dengue (38, 60, 249), il est l'objet d'innombrables travaux historiques (*in* 38). *Ae. aegypti* est aussi l'hôte naturel ou expérimental de nombreux autres arbovirus, protozoaires, filaires (tableau I) et même d'une rickettsie (64).

Diverses formes de cette espèce (actuellement groupées en deux sous-espèces) (*in* 38) ont été décrites. Celles qui ont été introduites à plusieurs reprises dans le Nouveau Monde à partir de l'Afrique (73, 77, 263), depuis 600 ans (213, 245), appartiennent à la sous-espèce nominale (*Ae. a. aegypti*), tandis qu'en Afrique existe aussi la sous-espèce *Ae. a. formosus*. La première se caractérise par son tégument marron et des écailles claires sur le premier tergite abdominal, la seconde par son tégument plus sombre sans écailles claires sur ce même tergite (44).

A ces variations morphologiques (155, 176) s'ajoutent des différences génétiques (207, 244, 245, 260, 262) physiologiques (55, 138, 148) écologiques, comportementales et vectorielles. En Amérique du sud, *Ae. aegypti* est normalement urbain (38). Cependant, des populations selvatiques de ce moustique semblent exister dans les îles Caraïbes (178, 198, 265) et au Brésil (76).

TABLEAU I

*Agents pathogènes se multipliant dans et/ou transmis par Aedes aegypti (L.), à l'exception des virus Dengue et Fièvre jaune (TTO : Transmission Transovarienne).*

Agents	Infection	Références
Arbovirus		
African Horsesickness (AHS)	laboratoire	116
Aino	"	"
Acara	"	"
Anopheles B	"	"
Apeu	"	"
Bahig	"	"
Barmah Forest	"	"
Belmont	"	"
Berrimah	"	"
Bozo	"	223
Bunyamwera	"	116
Bushbush	"	235
Bussuquara	"	116
Bwamba	"	"
Caraparu et Caraparu - like	"	116, 171
Catu	"	116
Chaco	"	28
Chandipura	"	116
Charleville	"	"
Chikungunya	naturelle (Ouganda, Sénégal, Rhodésie)	116, 158, 162
"	laboratoire	11
Cocal	"	116
D'Aguilar	"	"
Dugbe	naturelle, laboratoire	"
Encéphalite de Californie (CE)	laboratoire	165
Encéphalite japonaise (JE)	"	216, 248 (TTO)
Encéphalite de la Murray Valley (MVE)	"	117 (TTO), 135, 165
Encéphalite équine de l'Est (EEE)	"	86
Encéphalite équine de l'Ouest (WEE)	"	"
Encéphalite équine du Vénézuéla (VEE)	"	"
souches enzootiques et épizootiques	nat., lab.	116, 168, 169, 221, 241
Encéphalite de Saint Louis (SLE)	"	4, 31, 39, 164, 230
Epizootic Hemorrhagic Disease of Deer (EHD)	lab.	116
Ganjam	"	116
Getah	"	246
Guajara	"	116
Guama	"	"
Guaroa	"	"
Hart Park	"	"
Ieri	"	235
Ilesha	"	116
Ilheus	"	4, 134
Israel turkey Meningoencephalitis (IT)	"	116
Japanaut	"	"
Joinjakaka	"	116
Ketapang	"	"
Kotonkan	"	"
Koutango	"	52, 54 (TTO)
Kunjin	"	116
Lukuni	"	235
Maprik	"	116
Marco	"	28
Marituba	"	116
Mayaro	"	10, 116
Melao	"	234
Mirim	"	116
Mitchell River	"	"
Mokola	"	6 (TTO)
Mucambo	"	171
Murutucu	"	116

TABLEAU I (suite)

Navarro	"	"
Ndumu	"	"
Nepuyo	"	"
Netivot	"	249
Ngaingan	"	"
Nola	"	"
Northway	"	"
Ntaya	"	"
Nugget	"	"
Nyando	"	"
O'Nyong-Nyong	"	"
Oriboca	"	171
Dropouche	"	116
Orungo	naturelle, laboratoire	43,252
Picola	laboratoire	116
Piry	"	"
Restan	"	113
Rift Valley Fever (RVF)	"	116
Rocio	"	175
Ross River	"	236
Sakhalin	"	116
Semliki Forest	"	24,135,136
Simbu	"	116
Sindbis	"	135,153
Snowshoe Hare	"	116
Tacaiyua	"	"
Tahyna	"	131(110),132,133
Tanga	"	116
Termeila	"	"
Tete	"	"
Tilligee	"	"
Tsuruse	"	"
Tyulen	"	"
Uganda	"	24
Usutu	"	116
Uukuniya	"	"
Vesicular Stomatitis Indiana (VSI)	"	"
Vesicular Stomatitis New Jersey (VSNJ)	"	"
Wallal	"	"
Warrego	"	"
Wesselsbron	"	"
West Nile	"	135,136
Wongai	"	116
Zika	naturelle, laboratoire	48,116
<b>Protozoaires</b>		
<u>Plasmodium gallinaceum</u>	laboratoire	7,98,cf.96
<u>Plasmodium catheimerium</u> , <u>P. inconstans</u>	"	cf.38
<u>Plasmodium lophurae</u>	"	38,cf.96
<u>Toxoplasma gondii</u>	"	129
<b>Filipies</b>		
<u>Brugia pahangi</u>	laboratoire	145
<u>Brugia pateri</u>	"	187
<u>Brugia malayi</u> , <u>Dipetalonema dessetae</u> ,		
<u>Dirofilaria corynoides</u> ,		
<u>Wuchereria bancrofti</u>	"	195,cf.201
<u>Dipetalonema robini</u> , <u>D. gracile</u> ,		
<u>Mansoniella mariae</u> , <u>M. colombiensis</u>	"	201
<u>Mansoniella ozzardi</u>	"	147
<u>Dirofilaria immitis</u>	"	104
<u>Dirofilaria immitis</u> , <u>D. repens</u>	"	242
<u>Dirofilaria scapiceps</u>	"	17
<u>Foleyella seasonalis</u>	"	cf.92
<u>Foleyella ranae</u> , <u>F. dolichoptera</u>	"	cf.38
<u>Onchocerca lienalis</u>	"	63
<u>Waltoneella flexicauda</u>	"	cf.96
à ff		

La grande facilité de son élevage en laboratoire (25, 38, 70, 82, 181, 185, 231, 232, 233) permet l'utilisation de ce moustique comme modèle expérimental : les études physiologiques (38, 90, 108, *in* 124, 140, 205, 215, 268), génétiques (38, 96, 199, 207, 243, 244), comportementales (38, 79, 110, 189) et virologiques (3, 38, 46, 53, 65, 88, 270) sont très nombreuses. En outre, *Ae. aegypti* est l'un des moustiques les plus étudiés dans la nature (38). Cependant, la revue qui suit se limitera aux facteurs influençant directement son efficacité de vecteur d'arbovirus.

Les principaux paramètres de cette efficacité s'inscrivent selon deux chefs principaux (92, 93, 102, 174) :

1) les facteurs écologiques et physiologiques favorisant les contacts entre le moustique et l'hôte vertébré du virus (l'homme, dans le cas de la Fièvre jaune et de la dengue épidémiques) ;

2) la réceptivité du moustique au virus et son aptitude à le transmettre.

#### LES CONTACTS ENTRE LE MOUSTIQUE ET L'HÔTE VERTÉBRÉ

##### *Les préférences trophiques.*

Les femelles de moustiques hématophages recherchent périodiquement un hôte adéquat pour s'alimenter du sang dont la digestion est nécessaire à l'élaboration ovarienne d'une ponte. Chaque espèce culicidienne a des préférences trophiques définies.

A cet égard, les différentes formes géographiques d'*Ae. aegypti* montrent une variabilité notable (38) et le déterminisme en est probablement génétique (167).

Au laboratoire et dans les conditions naturelles, en Afrique où il est à la fois sylvestre et urbain (41), de nombreux vertébrés (76) (même des reptiles (*in* 38, 35, 157) et amphibiens (*in* 38)) peuvent lui servir de source de sang, que l'homme soit présent ou non. Au contraire, dans l'hémisphère occidental, il montre toujours une anthropophilie relativement exclusive.

Son degré d'endophilie varie selon les populations considérées (107, 258). A Rio de Janeiro, par exemple, *Ae. aegypti* s'alimente principalement à l'intérieur des habitations tandis qu'à Boa Vista (Roraima, Brésil), il a été capturé autant à l'extérieur qu'à l'intérieur des maisons (non publié).

*Ae. aegypti* est attiré par le gaz carbonique (38, 163) et les radiations infrarouges émis par le vertébré (38, 150). Par ailleurs, l'émission de phéromones par des *Ae. aegypti*, ou de kairomones par l'hôte sur lequel ils s'alimentaient, a été envisagée pour expliquer l'attraction supérieure de cet ensemble sur des *Aedes sierrensis* (Ludlow) par rapport à l'attraction exercée par un témoin (moustiques s'alimentant dans une cage fermée) (2).

##### *La densité et ses variations.*

##### *Les facteurs de variation de la densité.*

Les variations de densité dépendent de facteurs intrinsèques ou extrinsèques au moustique. Parmi les premiers, figurent la dispersion, le comportement de

ponte, l'autogénie, la diapause des œufs ou encore l'existence de compétition larvaire (92). Le régime des pluies, suivant la nature des gîtes préimaginaux (271), et d'autres facteurs liés aux coutumes et activités humaines ou enfin aux traitements insecticides appartiennent à la seconde catégorie (83).

Aucune méthode exacte n'existe pour déterminer une densité de moustiques vecteurs potentiels (femelles agressives). Cependant, la méthode de « marquage-lâcher-recapture » (226) a permis d'estimer des densités absolues d'*Ae. aegypti* comprises entre 2 392 et 44 606 moustiques/ha à Dehli (Inde) (209). Au Kenya, ont été obtenues des estimations inférieures (159).

Aux U. S. A. (New Orleans), une étude, s'appuyant sur l'estimation de la productivité des gîtes préimaginaux, a permis de supposer que le nombre de femelles d'*Ae. aegypti* agressives, âgées de 12 jours au moins (âge minimum pour pouvoir transmettre la dengue), devait être compris entre 6 et 50 par jour et par pâté de maisons (73).

Plus communément et de façon plus pratique, ce sont les variations relatives de densité des femelles attirées par l'homme ou par des pièges qui sont étudiées (123, 227). Ces variations s'expriment en un cycle nyctéméral et un cycle saisonnier.

#### *Le cycle nyctéméral d'agressivité.*

Le cycle nyctéméral d'agressivité est la distribution des moustiques qui arrivent à l'appât, en fonction du temps, sur une période de 24 heures. Des pics d'agressivité marquent les moments du nyctémère où l'activité de piqûre est maximale. Il est bien connu mais également sujet à une certaine variabilité (38).

*Ae. aegypti* est actif le jour durant, avec un pic d'agressivité en fin d'après-midi (154). Un pic secondaire, observé au lever du jour en certains endroits d'Afrique (42, 105) ne paraît pas notable au Brésil.

Bien que seules les femelles soient hématophages, les mâles sont également présents autour du vertébré attractif (38, 76). Ils sont probablement attirés par sa silhouette et le gaz carbonique (186) ; ils peuvent former des essaims (obs. pers.).

Par ailleurs, des repas de nectar, dont la périodicité moyenne est de trois jours, ont également été mis en évidence (186).

#### *La dispersion.*

*Ae. aegypti* semble posséder une capacité de vol réduite. Dans l'air immobile, sa vitesse moyenne atteint seulement 17 cm/s (22, 38).

Des études faites avec des individus marqués ont montré des déplacements moyens de 100 à 500 m (38, 76, 180, 186), ce qui confirme une capacité de dispersion assez faible (chez d'autres Culicidés, des déplacements de plus de 10 km ne sont pas rares (27)). En Afrique orientale, McDONALD (160) a montré que les moustiques plus jeunes sont ceux qui se déplacent le moins et que la direction du vent influe sur le sens du déplacement. En Floride, par contre, l'orientation de la dispersion ne semble pas être influencée par les vents (186).

#### *La ponte.*

L'activité de ponte a lieu préférentiellement dans les premières heures de l'après-midi. Le principal facteur influant sur cette activité semble être la

luminosité (*in* 38). Des facteurs intrinsèques, comme une phéromone « matrone » sécrétée par la glande accessoire du mâle, puis transférée à la femelle durant l'accouplement, stimulent l'oviposition (16).

Pour la ponte, les femelles gravides choisissent des récipients qui contiennent de l'eau avec des infusoires et des bactéries (par exemple *Aerobacter aerogenes*) ou des stades préimaginaux de la même espèce. Les substances actives causant cette attraction ne sont pas encore bien identifiées (149, *in* 76 et 212).

ROUBAUD (*in* 38) a montré que les femelles d'*Ae. aegypti* pondent sur un morceau de bois quand l'eau du récipient est propre et sur la surface de l'eau quand celle-ci contient des éléments de décomposition du bois. LEAHY *et al.* (138) ont nettement montré que les femelles d'origine selvatique préfèrent les gîtes de couleur sombre et contenant une infusion végétale tandis que les femelles d'origine domestique sont moins sélectives, tant pour le choix de l'eau que pour la couleur du récipient.

#### *La fécondité.*

Généralement, toutes les femelles d'*Ae. aegypti* sont inséminées peu de temps après leur éclosion. L'accouplement a lieu vers le 5<sup>e</sup> jour à une température moyenne de 22,3° C et vers le 3<sup>e</sup> jour à une température plus élevée (106, 186).

Le nombre moyen d'œufs produits par femelle et par cycle d'oviposition est d'environ 100 (38, 186).

La fécondité dépend de facteurs hormonaux qui interviennent durant la maturation des œufs (91). Elle est en outre liée au volume des repas mais semble indépendante de la taille des femelles (38).

Une étude récente a cependant montré que la fécondité n'influerait que modérément sur la régulation de la densité des adultes (69).

#### *L'autogénie.*

L'autogénie est la capacité de maturation des œufs sans aucun repas de sang préalable. Ce phénomène a été rarement signalé chez *Ae. aegypti*, tant au laboratoire (70) que dans la nature (257).

#### *La diapause.*

La diapause des œufs des moustiques de la tribu *Aedini* est connue depuis très longtemps (*in* 38). En fait, ce phénomène est plus une interruption (facultative) du développement, due à des conditions défavorables, qu'une véritable diapause (phénomène obligatoire). Après une période d'incubation minimale de 3 jours (à 28° C en air humide), la survie des œufs est généralement de quelques semaines pouvant atteindre presque une année (38). Cette résistance a son importance dans l'élaboration des plans de lutte.

L'éclosion est favorisée par de nombreux facteurs dont le principal est l'immersion dans l'eau (38). L'agitation mécanique de l'eau, la présence de matière organique et notamment d'enzymes, de micro-organismes, le froid, diverses substances chimiques, stimulent également l'éclosion. Par ailleurs, la proportion d'œufs sortant de « diapause » varie selon la provenance des *Ae. aegypti* testés (*in* 38), traduisant un contrôle génétique du phénomène.

### *Les gîtes et le développement des stades immatures.*

Les stades immatures d'*Ae. aegypti* se trouvent dans une grande variété de cavités ou récipients contenant de l'eau (38, 76). Divers indices, basés sur la présence de larves (ou nymphes) d'*Ae. aegypti* dans les gîtes (naturels ou disposés à cet effet), sont largement employés pour la surveillance et durant les opérations de contrôle (32, 47, 49, 103, 122, 210, 229, 251).

Ne pouvant détailler ici tous les types de gîtes utilisés dans la nature par *Ae. aegypti*, nous n'en citerons que les plus notables : coquilles d'escargots (255), trous de crabes (66), bambous coupés (*in* 38), cavités d'arbre, souches creuses, aisselles de feuilles (bananiers, Broméliaciées, etc.) (38, 76), trous de rochers : Brésil (*in* 38), Porto Rico (178), Afrique (76, 202).

En milieu urbain, *Ae. aegypti* colonise principalement des gîtes créés par l'homme (73, 76). Les dépôts de vieux pneus sont parmi les gîtes les plus productifs. Les œufs sont déposés sur les parois humides des récipients, un peu au-dessus du niveau de l'eau. Ainsi, tout récipient contenant de l'eau non polluée (ce moustique a été signalé exceptionnellement dans des fosses septiques en Inde (14)) et soumise à des variations de niveau, peut servir de gîte préimaginal, à l'intérieur et à l'extérieur des maisons. Au Brésil, au cours des récentes épidémies de dengue, la majorité des gîtes positifs consista en pneus et boîtes de conserves à Boa Vista (Roraima), en vases avec plantes décoratives à Niterói (RJ).

Quand le niveau de l'eau monte, après une pluie ou un arrosage, une partie des œufs immergés donne des larves qui croissent rapidement. Au bout d'une semaine, les adultes commencent à éclore. Ainsi, suivant le type extra- ou intradomiciliaire des gîtes, les variations de densité des adultes sont ou non liées au régime des pluies.

A Porto Rico, une étude longitudinale a montré une corrélation nette entre le régime des pluies, l'abondance du vecteur et la transmission de la dengue, un indice de Breteau égal ou supérieur à 20 correspondant à une augmentation du nombre de cas de dengue (179). Une étude du même type, réalisée en Malaisie, n'a pas permis de mettre en évidence une corrélation aussi nette (144).

Le temps d'incubation (développement de l'embryon) des œufs fraîchement pondus est compris entre 2 et 4 jours (38, 76).

Les durées des phases larvaire et nymphale varient respectivement de 6 à 8 jours et de 43 à 53 heures dans des conditions normales de température et d'alimentation (38, 76, 100). Le développement préimaginal des mâles est plus rapide de 10 à 13 heures que celui des femelles (100). L'apparition des nymphes et des adultes ne montre aucune périodicité.

Diverses expériences réalisées avec *Ae. aegypti* ou d'autres espèces (*Culex tritaeniorhynchus* et *Aedes triseriatus*) montrèrent que les conditions d'élevage et d'alimentation des larves influent sensiblement sur la mortalité des stades préimaginaux. De même sont affectés le poids sec et la longévité des adultes, leur fécondité et la taille des œufs (238) et enfin, leur pouvoir vecteur (15, 94).

Le comportement des larves a été décrit en détail par SHANNON (*in* 38).

### *La prédation.*

Dans les gîtes péri-domestiques, les principaux prédateurs sont les larves de moustiques des genres *Toxorhynchites* et *Culex (Lutzia)*.



Les larves d'*Ae. aegypti*, de par leur activité moindre que celle d'autres moustiques, sont très vulnérables et disparaissent en général les premières en présence de ces espèces (in 38).

#### *La compétition.*

Un des effets de la compétition intra-spécifique est le retard du développement, induit par une substance sécrétée par les larves (130) ou par des interférences physiques (67, 68).

La compétition avec d'autres espèces se solde le plus souvent par l'installation durable d'*Ae. aegypti*. Ainsi, dans certaines régions où il a été introduit, *Ae. aegypti* s'est-il substitué aux espèces autochtones vivant dans les mêmes types de gîtes (178). Ceci semble également s'être produit en Inde lorsqu'il fût introduit d'Afrique, car *Ae. albopictus*, lui-même endo- et anthropophile, ne s'y rencontre plus qu'à l'extérieur des habitations quand *Ae. aegypti* est présent à l'intérieur (84).

#### *Les moyens de contrôle et les activités humaines.*

La lutte contre *Ae. aegypti* est généralement réalisée à l'aide de substances insecticides.

Après une période d'optimisme durant laquelle divers pays crurent en la possibilité d'une éradication du moustique (cette dernière réalisée temporairement pour certains (224)) grâce à l'utilisation du DDT ou d'autres insecticides de première génération (118), de nombreuses difficultés surgirent, des résistances (19, 30, 71, 184, 208), des changements de comportement du vecteur (76, 177) ou des pullulations d'autres espèces nuisibles comme les mouches domestiques (75), sans parler de la pollution du milieu.

Entres autres modifications, les formes résistantes au DDT montrent un temps de maturation des œufs supérieur à celui des femelles sensibles et préfèrent pondre dans des récipients sombres, tandis que ces dernières préfèrent des endroits clairs (76).

Mises à part des substances organiques comme le vinaigre (23), d'autres modifiant la tension superficielle de l'eau (57, 142, 143) ou d'origine végétale (9, 38, 85, 115, 151, 204, 225), de nombreux insecticides « biologiques », substances sécrétées par des microorganismes (*Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* = sérotype H14, *B. sphaericus*) font l'objet de tests en laboratoire et dans les conditions naturelles (37, 139, 141, 191, 193). Certains composés, nommés régulateurs de croissance (« growth regulators »), mimétiques de l'hormone juvénile, agissent sur les immatures ou les œufs d'*Ae. aegypti* (8, 121, 188, 222).

D'autres moyens de lutte, plus « biologiques » (36, 141), ont fourni des résultats incertains (182, 183) ou prometteurs (161, 196, 207).

L'utilisation d'auxiliaires, prédateurs et parasites naturels ou d'élevage, peut se révéler efficace. Des poissons larvivores (12, 101), des insectes (141, 261, 41) ou des crustacés prédateurs (240) et des champignons (1, 8, 78, 190), des nématodes parasites (56) et des virus (36) ont été étudiés.

Quelques espèces de moustiques prédateurs appartenant au genre *Toxorhynchites* pourraient être utilisées dans certaines conditions pour la lutte contre *Ae. aegypti* et *Ae. albopictus*. Bien que la biologie et l'écologie de ces prédateurs aient fait l'objet de nombreuses études (26, 192, 194, 203, 211, 218, 220, 237, 256),

les résultats des essais de terrain demeurent d'une portée pratique limitée (72, 74, 81, 196, 228, 259).

Des lâchers d'adultes d'*Ae. aegypti* stérilisés par radioactivité (182), porteurs de translocations chromosomiques (161, 206) ou présentant des altérations génétiques du « sex-ratio » (207, 269) ont également été tentés. A notre connaissance, aucun lâcher de mâles stérilisés chimiquement n'a encore été expérimenté (50, 183).

Quoiqu'il en soit, des études préliminaires très précises devraient précéder tout lâcher de moustiques (269), du fait de l'importante variabilité existant au sein des populations d'*Ae. aegypti* d'une part et entre populations distinctes, d'autre part (possibilité d'apparition de « super-vecteurs ») (55, 99).

Une méthode de lutte originale, proposée dans quelques travaux, serait l'emploi de pièges attirant spécifiquement l'espèce par émission sonore (110, 112). Une substance stérilisante pourrait éventuellement être associée à ces pièges (111). Des pondoirs-pièges, retenant prisonniers les adultes qui éclosent, furent également proposés (34).

Bien que ces méthodes « biologiques » soient non polluantes, elles ne peuvent pas encore être utilisées à grande échelle et l'emploi d'insecticides reste le moyen le plus pratique, économique et efficace de lutter contre *Ae. aegypti*. Par ailleurs, du fait du caractère le plus souvent domestique ou péri-domestique des gîtes larvaires de cette espèce, la prévention basée sur l'éducation sanitaire de la population humaine devrait constituer une partie prioritaire de tout programme de lutte (33, 213).

#### *Taux de survie quotidien moyen.*

Le taux de survie quotidien moyen d'une population culicidienne est la proportion de moustiques survivant chaque jour. Il peut être, soit estimé directement à partir du nombre d'individus marqués recapturés chaque jour suivant le lâcher (159, 186), soit calculé par la formule suivante :  $TS = c\sqrt{ag}$  où  $c$  est la durée du cycle gonotrophique et  $ag$  (âge gonotrophique moyen) est la proportion de femelles pares (qui ont pondu au moins une fois) dans la population générale (51). Selon KLOWDEN et LEA (*in* 124), l'âge gonotrophique moyen est un concept différent de celui d'âge physiologique moyen (terminologie utilisée plus couramment), lequel devrait être réservé uniquement à l'âge chronologique du moustique.

Le cycle gonotrophique est l'intervalle de temps qui sépare deux repas consécutifs. Ce cycle se subdivise en trois phases (phases de BECKLEMISHEV) dont la première est dévolue à la recherche d'un vertébré et au repas sanguin, la seconde à la maturation des œufs, la troisième à la recherche d'un lieu de ponte et à la réalisation de celle-ci (62). Dans les conditions naturelles en Afrique occidentale, *Ae. aegypti* effectue son premier repas de sang 24 heures après son éclosion. Suivant l'importance de ce premier repas, un second peut être nécessaire (à un âge moyen de 52 heures) pour la maturation complète de la première ponte (106). Les cycles suivants durent entre 2,5 et 4 jours selon les populations étudiées et les conditions locales (89, 156, 186, 197).

Les auteurs (159, 186) calculèrent des taux de survie quotidiens de 0,57-0,77 pour les mâles et de 0,81-0,89 pour les femelles d'*Ae. aegypti*.

*Ae. aegypti* a déjà été maintenu vivant au laboratoire jusqu'à 225 jours dans des conditions humides et 109 jours dans des conditions plus sèches. Les durées moyennes de survie sont de 10 semaines pour les femelles et 7 semaines pour les mâles (*in* 38).

#### LA MULTIPLICATION DU VIRUS DANS LE MOUSTIQUE ET SA TRANSMISSION

Un arbovirus est un virus transmis biologiquement par un arthropode, ce qui, en l'occurrence, implique sa multiplication préalable dans le moustique avant de pouvoir être inoculé à un autre hôte vertébré.

Avant de se multiplier, le virus doit franchir la paroi stomacale du moustique. Cette barrière passée, il se disperse et se multiplie dans les organes (y compris les ovaires (*in* 38)) de l'hôte, avant d'arriver au niveau des glandes salivaires. Le moustique peut être, de la sorte, réceptible au virus sans être pour autant capable de le transmettre. Pour que l'arthropode devienne infectant, il faut que le virus ait traversé l'épithélium des glandes salivaires et soit présent dans la salive.

La réceptivité dépend de divers facteurs qui sont la souche de l'agent pathogène, son titre, les souches génétiques du moustique et l'éventuelle association d'autres microbes. La production d'un « agent antiviral » par les cellules de moustique infectées a été évoquée pour expliquer l'inhibition de la réplication d'un alphavirus surinfectant les mêmes cellules (40).

Divers auteurs ont démontré que le moustique ne s'infecte que si le titre du virus présent dans le sang ingéré dépasse un certain seuil (95). Un tel seuil régit également l'infectivité du moustique par des filaires (195).

De manière plus précise, les obstacles à la pénétration du virus sont les suivants :

— la formation, 5-8 heures après le repas sanguin, d'une membrane péri-trophique qui semble empêcher le contact du virus avec l'épithélium stomacal (80) ;

— l'action possible de diverses enzymes digestives sur les arbovirus est encore peu connue (102) ;

— la charge électrique de la surface des cellules de l'estomac semble interférer sur la fixation de certains arbovirus mais non sur d'autres (Fièvre jaune) (200) ;

— l'existence de récepteurs spécifiques sur ces mêmes cellules stomacales n'est pas bien établie (102).

La réceptivité d'*Ae. aegypti* à diverses souches de Fièvre jaune (5, 20, *in* 38, 96) ou de dengue (95, 96, 172) est extrêmement variable. Elle peut même dépendre des conditions d'élevage du moustique en laboratoire (146). Comparé à d'autres espèces anthropophiles asiatiques (entre autres *Ae. albopictus*), *Ae. aegypti* se révèle être l'un des moins susceptibles à l'infection orale par chacun des quatre types de dengue (216).

L'intervalle de temps durant lequel le virus se multiplie dans le moustique est le cycle extrinsèque (18, *in* 38) dont la durée, associée à celle du cycle gonotro-

phique et au taux de survie journalier, constitue une donnée de première importance (102), comme nous le verrons ci-après,

La durée du cycle extrinsèque dépend en premier lieu de la température (*in* 38, 58, 59, 164, 165, 166, 266). Dans le cas de la Fièvre jaune, 4, 6 et 8 jours à des températures moyennes respectivement égales à 37° C, 31° C et 25° C, sont suffisants pour que les moustiques deviennent infectants (58). Le même travail montra également qu'au bout de 30 jours passés à une température constante de 18° C ou moins, il n'y avait aucune transmission de virus, alors que quelques jours supplémentaires passés à une température supérieure suffisaient à rétablir l'infectivité. D'autres travaux estimèrent des durées de 12-17 jours (*in* 266).

Dans le cas de la dengue 2, des *Ae. aegypti* maintenus à 13° C transpirent après 32 jours (166), alors que la durée normale du cycle extrinsèque est de 8-12 jours (38, *in* 73).

Une fois infecté, le moustique le reste sa vie durant, cependant sans être infectant à chaque repas (*in* 38, 39, 48). Il joue ainsi également un rôle de réservoir de virus.

L'excrétion de l'agent pathogène avec la salive dépend à la fois de la souche de l'agent et de celle du moustique et semble génétiquement déterminée. Des *Ae. aegypti* d'origines diverses ne transmettent pas de la même manière différentes souches des virus dengue ou de la Fièvre jaune (5, 20), de *Plasmodium* (96, 120) ou de filaires (214).

Des expériences anciennes ont révélé la faible aptitude des souches asiatiques d'*Ae. aegypti* à transmettre la Fièvre jaune (266). Récemment, GUBLER *et al.* (95) ont montré la faible sensibilité au virus de la dengue d'*Ae. aegypti* provenant de régions où ce virus n'existe pas.

L'efficacité de la transmission, une fois le moustique infecté, dépend du titre viral au moment de l'infection, de la température et de la régulation intracellulaire de la quantité de virus (102). Des effets cytopathologiques ne furent signalés qu'une fois, chez des *Ae. aegypti* infectés par le virus Semliki Forest (136, 173).

La transmission à l'hôte vertébré s'effectue par inoculation de salive au moment du repas sanguin. La sécrétion de salive, bien que non indispensable pour l'alimentation ou la digestion, permet au moustique de s'alimenter plus rapidement (170).

De nombreux faits sont connus à propos du comportement du moustique avant et pendant le repas sanguin. Nous résumerons seulement ceux qui sont épidémiologiquement importants. Des facteurs comme l'odeur, la température, la silhouette, les mouvements, etc. de l'hôte sont déterminants sur l'attraction du moustique et sur le succès du repas sanguin. *Ae. aegypti* ne peut se gorger correctement que sur des animaux dont l'activité est restreinte artificiellement (*in* 124) ou par suite d'infection par un agent pathogène (61). Ces résultats sont indépendants de la température des animaux.

La fin du repas dépend de la distension de l'estomac plein de sang, agissant par l'intermédiaire du système nerveux central (97, 125).

Des repas interrompus et par conséquent répétés au cours d'un même cycle gonotrophique interviennent probablement dans la transmission des arbovirus par *Ae. aegypti* et ne peuvent donc être négligés lors des interprétations épidémiologiques (38, *in* 124, 186, 197).

Dans certains cas, le moustique est capable de transmettre le virus à sa descendance par transmission transovarienne (TTO). Joint à la capacité de résistance à la dessiccation des œufs, ce phénomène rend encore plus réel le rôle possible de vecteur-réservoir du moustique et pourrait permettre d'expliquer le devenir du virus durant les périodes inter-épidémiques.

Récemment (21, 248, 250), après d'anciens essais infructueux (248, 267) ou contradictoires (152), la TTO par *Ae. aegypti* des virus dengue et Fièvre jaune a pu être démontrée expérimentalement.

En ce qui concerne le virus Fièvre jaune, la TTO chez *Ae. aegypti* fut démontrée seulement expérimentalement (21, 250). La transmission vénérienne du même virus entre mâle et femelle a également été démontrée (13).

Divers types du virus dengue ont été transmis expérimentalement par TTO (D 1, (217) ; D 2, (114)). Dans les conditions naturelles, les tentatives d'isolement du virus à partir d'œufs ou de moustiques provenant de l'élevage de stades immatures ont été soit négatives, (Thaïlande (264)), soit positives, (Birmanie D 2 (119), Trinidad D 4 (109)). La transmission vénérienne du virus dengue a été signalée anciennement (*in* 38).

#### CONCLUSIONS ÉPIDÉMIOLOGIQUES

Les données présentées dans les sections antérieures nous permettent de faire quelques déductions de caractère épidémiologique.

Quand une population donnée de femelles (dont la densité dépend de nombreux facteurs intrinsèques et extrinsèques) s'alimente sur un patient fébrile (virémique), à peine une proportion de ces moustiques vont se gorger suffisamment pour absorber une quantité de virus supérieure au seuil nécessaire à leur infection.

Seuls les moustiques survivant au bout d'un temps au moins égal à la durée du cycle extrinsèque de multiplication du virus, soit 8-12 jours pour la dengue et 12-17 jours pour la Fièvre jaune, seront vecteurs potentiels (cette population est évaluée grâce au taux de survie quotidien moyen).

Dans le cas du virus dengue, la durée de la virémie chez l'homme peut atteindre 6 jours. Il est donc possible de déterminer le nombre théorique de moustiques qui pourront s'infecter durant ce temps à partir de l'estimation de la densité relative du vecteur à ce moment (nombre de piqûres par homme et par jour et pourcentage de repas faits sur l'homme). Ainsi, le risque épidémique peut être évalué par le nombre théorique de piqûres infectantes par homme et par jour dans diverses conditions.

La transmission virale sera possible seulement lorsque le moustique ira s'alimenter sur un hôte sensible, non immunisé. La probabilité de rencontre d'un tel hôte dépendra du taux d'immunisation de la population humaine. Une campagne de vaccination, même imparfaite, peut suffire pour empêcher une épidémie de se développer.

La dissémination du virus au sein de la population humaine dépend des déplacements du vecteur durant le temps séparant les repas consécutifs. Comme nous l'avons vu, la dispersion d'*Ae. aegypti* est assez faible, la dissémination virale grâce au moustique est donc lente. Les déplacements de la dengue entre

endroits éloignés (quartiers, villes, États ou pays) sont plus probablement dus à l'homme vérimique qui voyage ou à l'entrée du moustique dans des véhicules, avions ou bateaux (29, 87, 137). Nous rappellerons donc ici l'importance d'une surveillance active dans la protection des zones indemnes.

Un facteur qui pourrait augmenter le succès de la transmission est la proportion de repas interrompus. En effet, un moustique infectant pourrait inoculer le virus à plus d'un hôte durant un seul cycle gonotrophique. Jusqu'à présent, cette éventualité semble cependant avoir été peu étudiée (106, 197).

Au cours des périodes inter-épidémiques, la survie du virus dengue dans les œufs d'*Ae. aegypti* a déjà été examinée plusieurs fois mais l'intervention réelle de ce phénomène reste incertaine.

La connaissance de la bioécologie du moustique et des conditions épidémiologiques est indispensable pour améliorer la prévention des épidémies et organiser la lutte anti-vectorielle. Du fait de la grande variété des conditions naturelles (biotiques et abiotiques) en ce qui concerne la densité du vecteur, les préférences trophiques, le cycle d'activité, le cycle gonotrophique, âge physiologique, déplacements et capacités vectorielles (transmission interhumaine et transovarienne), il est évident que chaque situation nécessite une étude entomologique complète.

Comme l'a déjà évoqué TONN (253, 254), *Aedes aegypti*, vecteur urbain des virus de la dengue et de la Fièvre jaune, devrait rester une des préoccupations principales des autorités chargées de la planification, de l'éducation et de la santé dans les pays situés en zone inter-tropicale.

#### REMERCIEMENTS

Le Pr Geraldo J. M. PEREIRA (Universidade Federal de Pernambuco, Recife, Brésil) a suscité la réalisation du présent travail. Nos collègues M. CORNET et M. GERMAIN (O. R. S. T. O. M., Paris) ont bien voulu nous faire part de leurs critiques et le Dr J. J. SHAW (Wellcome Parasitological Unit, I. E. C., Belém, Pará, Brésil) a accepté de réviser le summary. Qu'ils soient tous ici assurés de notre reconnaissance.

**AEDES AEGYPTI (L.) : IMPORTANCE DE SA BIOÉCOLOGIE  
DANS LA TRANSMISSION DE LA DENGUE  
ET DES AUTRES ARBOVIRUS**

**Deuxième partie (\*) : Bibliographie**

Par N. DÉGALLIER (\*\*), J.-P. HERVÉ (\*\*\*),  
A. P. A. TRAVASSOS DA ROSA (\*\*\*\*) & G. C. SA (\*\*\*\*) (\*\*\*\*\*)

1. AGUDELO-SILVA (F.) & WASSINK (H.). — Infectivity of a venezuelan strain of *Metarhizium anisopliae* to *Aedes aegypti* larvae. *J. Invert. Pathol.*, 1984, 43, 435-436.
2. AHMADI (A.) & McCLELLAND (G. A. H.). — Mosquito-mediated attraction of female mosquitoes to a host. *Physiol. Ent.*, 1985, 10, 251-255.
3. AITKEN (T. H. G.). — An *in vitro* feeding technique for artificially demonstrating virus transmission by mosquitoes. *Mosq. News*, 1977, 37, 130-133.
4. AITKEN (T. H. G.) & ANDERSON (C. R.). — Virus transmission studies with trinidadian mosquitoes. Part. II. Further observations. *Amer. J. trop. Med. Hyg.*, 1959, 8, 41-45.
5. AITKEN (T. H. G.), DOWNS (W. G.) & SHOPE (R. E.). — *Aedes aegypti* strain fitness for yellow fever virus transmission. *Amer. J. trop. Med. Hyg.*, 1977, 26, 985-989.
6. AITKEN (T. H. G.), KOWALSKI (R. W.), BEATY (B. J.), BUCKLEY (S. M.), WRIGHT (J. D.), SHOPE (R. E.) & MILLER (B. R.). — Arthropod studies with rabies-related Mokola virus. *Amer. J. trop. Med. Hyg.*, 1984, 33, 945-952.
7. ALEKSEEV (A. N.), ABDULLAEV (I. T.) & RASNITSIN (S. P.). — Sravnenie sposobnosti k poletu zapajennuix i ne zapajennix plazmodiiami *Aedes aegypti*. *Meditzin. Parazitol. parazit. bol.*, 1984, 62, 11-13.
8. ALLEN (G. R.) & SWEENEY (A. W.). — The compatibility of methoprene with the mosquito fungus *Culicinomyces clavisporus*. *J. Am. Mosq. Cont. Assoc.*, 1985, 1, 243-245.
9. AMEEN (M.), SHAHJAHAN (R. M.), KHAN (H. R.) & CHOWDHURY (A. K. A.). — Larvicidal effects of indigenous *Derris elliptica* root on *Aedes aegypti* (Diptera, Culicidae). *Int. Quarterly Ent.*, 1985, 1, 39-43.
10. ANDERSON (C. R.), DOWNS (W. G.), WATTLE (G. H.), AHIN (N. W.) & REESE (A. A.). — Mayaro virus: a new human disease agent. II. Isolation from blood of patients in Trinidad, B. W. I. *Amer. J. trop. Med. Hyg.*, 1957, 6, 1012-1016.
11. ANDERSON (C. R.), SINGH (K. R. P.) & SARKAR (J. K.). — Isolation of Chikungunya virus from *Aedes aegypti* fed on naturally infected humans in Calcutta. *Curr. Sci.*, 1965, 34, 579-580.

(\*) Travail réalisé dans le cadre de l'accord signé par la Fundação SESP, le CNPq et l'O. R. S. T. O. M. et financé par ces trois institutions. La première partie contient le texte de l'article (cf. DÉGALLIER *et al.*, *Bull. Soc. Path. exot.*, 1988, 81, 97-110.

(\*\*) O. R. S. T. O. M., C. P. 75, 66000 Belém Parà Brésil, et Instituto Evandro Chagas.

(\*\*\*) Adresse actuelle : O. R. S. T. O. M., B. P. 1386, Dakar, Sénégal.

(\*\*\*\*) Instituto Evandro Chagas, Fundação, SESP, C. P. 1128, 66000 Belém, Parà, Brésil.

(\*\*\*\*\*) Séance du 18 novembre 1987.

12. ANGERILLI (N. P. D.). — Note on some effects of simulated aquatic plants on predation on mosquito larvae by the Fathead Minnow. *Mosq. News*, 1980, 40, 652-654.
13. ARAGAO (H. DE B.). — Infecção do *Aedes aegypti* macho e possibilidade da propagação da febre amarela de *Stegomyia* a *Stegomyia* sem passagem pelo homem. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, supl. n° 9, 1929, 190-192.
14. BABU (C. J.), PANICKER (K. N.) & DAS (P. K.). — Breeding of *Aedes aegypti* in closed septic tanks. *Indian J. med. Res.*, 1983, 77, 637.
15. BAQAR (S.), HAYES (C. G.) & AHMED (T.). — The effect of larval rearing conditions and adult age on the susceptibility of *Culex tritaeniorhynchus* to infection with West Nile virus. *Mosq. News*, 1980, 40, 165-171.
16. BARR (A. R.). — Symposium on reproduction of arthropods of medical and veterinary importance. V. Reproduction in Diptera of medical importance with special reference to mosquitoes. *J. med. Ent.*, 1974, 11, 35-40.
17. BARTLETT (C. M.). — Development of *Dirofilaria scapiceps* (Leidy, 1886) (Nematoda: Filarioidea) in *Aedes* spp. and *Mansonia perturbans* (Walker) and responses of mosquitoes to infection. *Can. J. Zool.*, 1984, 62, 112-129.
18. BAUER (J. H.) & HUDSON (N. P.). — The incubation period of yellow fever in the mosquito. *J. exper. Med.*, 1928, 48, 147-153.
19. BEARD (C. B.), KLOTER (K. O.), CARROLL (M. K.), MAGNUSON (L. J.) & TRAPIDO (H.). — Response of domestic and peridomestic strains of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) in New Orleans, Louisiana, USA, to organophosphate, organochlorine, and pyrethroid insecticides. *J. med. Ent.*, 1985, 22, 276-280.
20. BEATY (B. J.) & AITKEN (T. H. G.). — *In vitro* transmission of yellow fever virus by geographic strains of *Aedes aegypti*. *Mosq. News*, 1979, 39, 232-238.
21. BEATY (B. J.), TESH (R. B.) & AITKEN (T. H. G.). — Transovarial transmission of yellow fever virus in *Stegomyia* mosquitoes. *Amer. J. trop. Med. Hyg.*, 1980, 29, 125-132.
22. BIDLINGMAYER (W. L.) & HEM (D. G.). — Mosquito (Diptera: Culicidae) flight behaviour near conspicuous objects. *Bull. ent. Res.*, 1979, 69, 691-700.
23. BOONYABANCHA (S.) & SAMUTRAPONG (W.). — Efficiency of distilled vinegar solution against *Aedes aegypti* larvae. *Bull. Dept. med. Sci.*, 1985, 27, 251-256.
24. BOORMAN (J.). — Observations on the amount of virus present in the hemolymph of *A. aegypti* infected with Uganda S, yellow fever and Semliki Forest virus. *Trans. R. Soc. trop. Med. Hyg.*, 1960, 54, 362-365.
25. BOORMAN (J.). — Aseptic rearing of *Aedes aegypti* Linn. *Nature*, 1967, 213, 197-198.
26. CASTNER (J. L.) & BAILEY (D. L.). — Effects of *Toxorhynchites amboinensis* on laboratory-reared *Aedes aegypti* populations (Diptera: Culicidae). *J. med. Ent.*, 1984, 21, 132-136.
27. CAUSEY (O. R.), KUMM (H. W.) & LAEMMERT, Jr (H. W.). — Dispersion of forest mosquitoes in Brazil: further studies. *Amer. J. trop. Med. Hyg.*, 1950, 30, 301-312.
28. CAUSEY (O. T.), SHOPE (R. E.) & BENSABATH (G.). — Marco, Timbo, and Chaco, newly recognized arboviruses from lizards of Brazil. *Amer. J. trop. Med. Hyg.*, 1966, 15, 239-243.
29. CHADEE (D. D.). — *Aedes aegypti* aboard boats at Port-of-Spain, Trinidad, West Indies (1972-82). *Mosq. News*, 1984, 44, 1-3.
30. CHADWICK (P. R.), SLATTER (R.) & BOWRON (M. J.). — Cross-resistance to pyrethroids and other insecticides in *Aedes aegypti*. *Pesticide Science*, 1984, 15, 112-120.
31. CHAMBERLAIN (R. W.), SUDIA (W. D.) & GILLETT (J. D.). — St. Louis Encephalitis virus in mosquitoes. *Amer. J. Hyg.*, 1959, 70, 221-236.
32. CHAN (K. L.). — Methods and indices used in the surveillance of Dengue vectors. *Mosq.-borne Dis. Bull.*, Bangkok, 1985, 1, 79-88.
33. CHAN (K. L.) & COUNSILMAN (J. J.). — Effects of slum clearance, urban redevelopment and vector control on densities of *Aedes* mosquitoes in Singapore. *Trop. Biomed.*, 1985, 2, 139-147.



34. CHAN (K. L.), NG (S. K.) & TAN (K. K.). — An autocidal ovitrap for the control and possible eradication of *Aedes aegypti*. *Southeast Asian J. trop. Med. pub. Hlth*, 1977, 8, 56-62.
35. CHASTEL (C.). Infections à arbovirus au Cambodge. Enquête sérologique chez les reptiles. *Bull. Wld Hlth Org.*, 1966, 34, 701-707.
36. CHAUVET (G.). — Lutte biologique contre les vecteurs d'affections humaines et tropicales. Moyens actuels et perspectives. *Médecine tropicale*, 1978, 38, 651-657.
37. CHEN (S.), XIAO (Y.) & Lü (J.). — Open solid plate medium cultured *Bacillus thuringiensis* and its mosquitocidal effect in field application. *J. Parasitol. par. Dis.*, 1985, 3, 195-197.
38. CHRISTOPHERS (S. R.). — *Aedes aegypti* (L.). *The yellow fever mosquito. Its life history, bionomics and structure*. Ed. Cambridge University Press, London-New York, 1960, i-xii + 739 p.
39. COLLINS (W. E.). — Transtadial passage of St. Louis Encephalitis virus in *Aedes aegypti* mosquitoes. *Amer. J. trop. Med. Hyg.*, 1962, 11, 535-538.
40. CONDREAY (L. D.) & BROWN (D. T.). — Exclusion of super infecting homologous virus by Sindbis virus-infected *Aedes albopictus* (mosquito) cells. *J. Virol.*, 1986, 58, 81-86.
41. CORBET (P.). — Using dragonflies to suppress mosquitoes in domestic water-storage containers. *Waterlines*, 1986, 4, 10-11.
42. CORBET (P. S.) & SMITH (S. M.). — Diel periodicities of landing of nulliparous and parous *Aedes aegypti* (L.) at Dar es Salaam, Tanzania (Diptera: Culicidae). *Bull. ent. Res.*, 1974, 64, 111-121.
43. CORDELLIER (R.), CHIPPAUX (A.), MONTENY (N.), HEME (G.), COURTOIS (B.), GERMAIN (M.) & DIGOUTTE (J. P.). — Isolements du virus Orungo à partir de femelles et de mâles d'*Aedes* selvatiques capturés en Côte-d'Ivoire. *Cah. O. R. S. T. O. M., sér. Ent. méd. et Parasitol.*, 1982, 20, 265-267.
44. CORDELLIER (R.), GERMAIN (M.) & MOUCHET (J.). — Les vecteurs de fièvre jaune en Afrique. *Cah. O. R. S. T. O. M., sér. Ent. méd. et Parasitol.*, 1974, 12, 57-75.
45. CORNET (M.). — Les vecteurs, 141-144. In: DIGOUTTE (J. P.), CORNET (M.), DEUBEL (V.), HERVY (J. P.) & SALUZZO (J. F.) : Dengue et fièvre jaune en Afrique de l'Ouest. *Études médicales*, 1985, sept., n° 3, 11-175.
46. CORNET (M.), DEJARDIN (J.), JAN (C.), COZ (J.), ADAM (C.) & VALADE (M.). — Note technique sur l'isolement des arbovirus par inoculation au souriceau : préparation des broyats de moustiques. *Bull. Soc. Path. exot.*, 1977, 70, 137-143.
47. CORNET (M.), DIENG (P. L.) & VALADE (M.). — Note sur l'utilisation des pondoirs-piège dans les enquêtes sur les vecteurs selvatiques de fièvre jaune. *Cah. O. R. S. T. O. M., sér. Ent. méd. et Parasitol.*, 1978, 16, 309-314.
48. CORNET (M.), ROBIN (Y.), ADAM (C.), VALADE (M.) & CALVO (M. A.). — Transmission expérimentale comparée du virus amaril et du virus Zika chez *Aedes aegypti* L. *Cah. O. R. S. T. O. M., sér. Ent. méd. et Parasitol.*, 1979, 17, 43-53.
49. CORNET (M.), VALADE (M.) & DIENG (P. Y.). — Note technique sur l'utilisation des pondoirs-piège dans une zone rurale boisée non habitée. *Cah. O.R.S.T.O.M., sér. Ent. méd. et Parasitol.*, 1974, 12, 217-219.
50. COZ (J.). — Utilisation de la génétique dans le contrôle des espèces d'insectes vecteurs de maladies humaines. *Médecine tropicale*, 1978, 38, 659-665.
51. COZ (J.), GRUCHET (H.), CHAUVET (G.) & Coz (M.). — Estimation du taux de survie chez les anophèles. *Bull. Soc. Path. exot.*, 1961, 54, 1353-1358.
52. COZ (J.), LE GONIDEC (G.), CORNET (M.), VALADE (M.), LEMOINE (M. O.) & GUEYE (A.). — Transmission expérimentale d'un arbovirus du groupe B, le virus Koutango, par *Aedes aegypti* L. *Cah. O. R. S. T. O. M., sér. Ent. méd. et Parasitol.*, 1975, 13, 57-62.
53. COZ (J.), VALADE (M.), CORNET (M.), LEMOINE (M. O.) & LORAND (A.). — Utilisation du moustique pour la multiplication des arbovirus. *Cah. O.R.S.T.O.M., sér. Ent. méd. et Parasitol.*, 1977, 15, 209-212.
54. COZ (J.), VALADE (M.), CORNET (M.) & ROBIN (Y.). — Transmission transova-

- rienne d'un Flavivirus, le virus Koutango chez *Aedes aegypti* L. *C. R. Acad. Sc. Paris, sér. D*, 1976, 283, 109-110.
55. CROVELLO (T. J.) & HACKER (C. S.). — Evolutionary strategies in life table characteristics among feral and urban strains of *Aedes aegypti* (L.). *Evolution*, 1972, 26, 185-186.
  56. CURRAN (J.) & WEBSTER (J. M.). — Postembryonic growth of *Romanomermis culicivorax* Ross and Smith, 1976: an example of accretionary growth in the Nematoda. *Can. J. Zool.*, 1983, 61, 1793-1796.
  57. DAS (P. K.), TYAGI (B. K.), SOMACHARI (N.) & VENKATESAN (V.). — Efficacy of Arosuff, a monomolecular surface film, in controlling *Culex quinquefasciatus* Say, *Anopheles stephensi* Liston & *Aedes aegypti* (L.). *Indian J. med. Res.*, 1986, 83, 271-276.
  58. DAVIS (N. C.). — Estudos sobre Febre Amarella. O efeito do calor e do frio sobre o desenvolvimento da infectividade nos *Aedes aegypti*. *Brasil-Médico*, Rio de Janeiro, 1931, 45, 77-79.
  59. DAVIS (N. C.). — The effect of various temperatures in modifying the extrinsic incubation period of yellow fever virus in *Aedes aegypti*. *Am. J. Hyg.*, 1932, 16, 163-176.
  60. DAVIS (N. C.). — Attempts to determine the amount of yellow fever virus injected by the bite of a single infected *Stegomyia* mosquito. *Amer. J. trop. Med.*, 1934, 14, 343-354.
  61. DAY (J. F.) & EDMAN (J. D.). — The importance of disease induced changes in mammalian body temperature to mosquito blood feeding. *Comp. Biochem. Physiol.*, 1984, 77A, 447-452.
  62. DETINOVA (T. S.). — Méthodes à appliquer pour classer par groupes d'âge les Diptères présentant une importance médicale notamment certains vecteurs du paludisme. Ed. Org. mond. Santé, publ. n° 47, 1963, 220 p.
  63. DEVANEY (E.). — Attempts to obtain a surrogate vector for bovine *Onchocerca* sp. *Ann. trop. Med. Parasitol.*, 1983, 77, 443-445.
  64. DHANDA (V.), PADBIDRI (V. S.) & MOURYA (D. T.). — Multiplication of *Coxiella burnetii* in certain mosquitoes, 69-73. In: *Vectors and vector-borne diseases. Proceedings of the All India Symposium*. Trivandrum/Kerala State/ India, February 26-28, 1982. Ed. K. M. Alexander & R. S. Prathad, University of Kerala, 1982, VIII + 227 p.
  65. DIGOUTTE (J. P.), GIRAULT (G.) & LE QUEREC (Y.). — Dengue virus isolation and identification in mosquitoes by immunofluorescence after inoculation of LLC-MK2 cells during a recent epidemic in French Guiana, Martinique, and Guadeloupe, 48-54. In: *Dengue in the Caribbean, 1977. Proceedings of a Workshop held in Montego Bay, Jamaica (8-11 May 1978)*. Ed. P. A. H. O., Washington, Sc. Publ. No. 375, 1979, 186 p.
  66. DUNN (L. H.). — Further observations on mosquito breeding in tree-holes and crab-holes. *Bull. ent. Res.*, 1928, 18, 247-250.
  67. DYE (C.). — Intraspecific competition amongst larval *Aedes aegypti*: food exploitation or chemical interference? *Ecol. Ent.*, 1982, 7, 39-46.
  68. DYE (C.). — Competition amongst larval *Aedes aegypti*: the role of interference. *Ecol. Ent.*, 1984, 9, 355-357.
  69. DYE (C.). — Models for the population dynamics of the yellow fever mosquito. *Aedes aegypti*. *J. animal Ecol.*, 1984, 53, 247-268.
  70. EISCHEN (F. A.) & FOSTER (W. A.). — Life span and fecundity of adult female *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) fed aqueous extracts of pollen. *Ann. ent. Soc. Amer.*, 1983, 76, 661-663.
  71. FIELD (W. N.), HITCHEN (J. M.) & REES (A. T.). — Esterase activity in strains of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) tolerant and susceptible to the organophosphate insecticide Malathion. *J. med. Ent.*, 1984, 21, 412-418.
  72. FOCKS (D. A.), SACKETT (S. T.) & BAILEY (D. L.). — Field experiments on the control of *Aedes aegypti* and *Culex quinquefasciatus* by *Toxorhynchites rutilus rutilus* (Diptera: Culicidae). *J. med. Ent.*, 1982, 19, 336-339.

73. FOCKS (D. A.), SACKETT (S. R.), BAILEY (D. L.) & DAME (D. A.). — Observations on container-breeding mosquitoes in New Orleans, Louisiana, with an estimate of the population density of *Aedes aegypti* (L.). *Amer. J. trop. Med. Hyg.*, 1981, 30, 1329-1335.
74. FOCKS (D. A.), SACKETT (S. T.), DAME (D. A.) & BAILEY (D. L.). — Ability of *Toxorhynchitesamboinensis* (Doleschall) (Diptera: Culicidae) to locate and oviposit in artificial containers in an urban environment. *Environm. Ent.*, 1983, 12, 1073-1077.
75. FONTAN (R.) & FAURAN (P.). — Problèmes posés par les foyers résiduels d'*Aedes aegypti* sur le continent américain. *Bull. Soc. Path. exot.*, 1960, 53, 892-903.
76. FORATTINI (O. P.). — *Entomologia médica*. 2<sup>e</sup> volume. *Culicini: Culex, Aedes e Psorophora*. Ed. Universidade de São Paulo, 1965, 506 p. (*Ae. aegypti*: p. 243-298).
77. FRAIHA (H.). — Reinfestação do Brasil pelo *Aedes aegypti*. Considerações sobre o risco de urbanização do vírus da febre amarela silvestre na região reinfestada. *Rev. Inst. Med. trop. São Paulo*, 1968, 10, 289-294.
78. FRANCES (S. P.), RUSSELL (R. C.) & PANTER (C.). — Persistence of the mosquito pathogenic fungus *Culicinomyces* in artificial aquatic environments. *Mosq. News*, 1984, 44, 321-324.
79. FRANK (J. H.). — Use of an artificial bromeliad to show the importance of color value in restricting colonization of bromeliads by *Aedes aegypti* and *Culex quinquefasciatus*. *J. Am. Mosq. Control Assoc.*, 1985, 1, 28-32.
80. FREYVOGEL (T. A.) & STAEUBLI (W.). — The formation of the peritrophic membrane in Culicidae. *Acta trop.*, 1965, 22, 118-147.
81. GERBERG (E. J.) & VISSER (W. M.). — Preliminary field trial for the biological control of *Aedes aegypti* by means of *Toxorhynchites brevipalpis*, a predatory mosquito larva. *Mosq. News*, 1978, 38, 197-200.
82. GILLETT (J. D.). — Apparatus for the routine production and collection of eggs of *Aedes aegypti*. *Trans R. Soc. trop. Med. Hyg.*, 1976, 70, 23.
83. GILLETT (J. D.). — The behaviour of *Homo sapiens*, the forgotten factor in the transmission of tropical disease. *Trans. R. Soc. trop. Med. Hyg.*, 1985, 79, 1-20.
84. GILOTRA (S. K.), ROZEBOOM (L. E.) & BHATTACHARYA (N. C.). — Observations on possible competitive displacement between populations of *Aedes aegypti* Linnaeus and *Aedes albopictus* Skuse in Calcutta. *Bull. Wld Hlth Org.*, 1967, 37, 437-446.
85. GIRDHAR (G.), DEVAL (K.), MITTAL (P. K.) & VASUDEVAN (P.). — Mosquito control by *Calotropis latex*. *Pesticides*, 1984, 18, 26-29.
86. GOES (P. DE) & BRUNO-LOBO (M.). — Estudos sobre os arbovirus. I. Síntese do problema e plano inicial de trabalho. *An. Microbiol.*, Rio de Janeiro, 1964, 9A, 11-153.
87. GOH (K. T.), NG (S. K.) & KUMARAPATHY (S.). — Disease-bearing insects brought in by international aircraft into Singapore. *Southeast Asian J. trop. Med. publ. Hlth*, 1985, 16, 49-53.
88. GONZALEZ (J. P.), SALUZZO (J. F.) & HERVÉ (J. P.). — Intérêt de la technique d'inoculation intrathoracique à *Aedes aegypti* dans l'isolement et le réisolement des arbovirus. *Ann. Virol. (Inst. Pasteur)*, sér. E, 1981, 132, 519-527.
89. GOULD (D. J.), MOUNT (G. A.), SCANLON (J. E.), FORD (H. R.) & SULLIVAN (M. F.). — Ecology and control of dengue vectors on an island in the Gulf of Thailand. *J. med. Ent.*, 1970, 7, 499-508.
90. GRAF (R.) & BRIEGEL (H.). — Isolation of Trypsin isozymes from the mosquito *Aedes aegypti* (L.). *Insect. Biochem.*, 1985, 15, 611-618.
91. GREENPLATE (J. T.), GLASER (R. L.) & HAGEDORN (H. H.). — The role of factors from the head in the regulation of egg development in the mosquito *Aedes aegypti*. *J. Insect. Physiol.*, 1985, 31, 323-329.
92. GRIMSTAD (P. R.). — Genetics of vector competence. *Misc. Publ. ent. Soc. Amer.*, 1980, 11, 29-42.
93. GRIMSTAD (P. R.). — Mosquitoes and the incidence of encephalitis. *Adv. Virus Res.*, 1983, 28, 357-438.

94. GRIMSTAD (P. R.) & HARAMIS (L. D.). — *Aedes triseriatus* (Diptera: Culicidae) and La Crosse virus. III. Enhanced oral transmission by nutrition-deprived mosquitoes. *J. med. Ent.*, 1984, 21, 249-256.
95. GUBLER (D. J.), NALIM (S.), TAN (R.), SAIPAN (H.) & SULIANTI-SAROSO (J.). — Variation in susceptibility to oral infection with dengue viruses among geographic strains of *Aedes aegypti*. *Am. J. trop. Med. Hyg.*, 1979, 28, 1045-1052.
96. GUBLER (D. J.), NOVAK (R.) & MITCHELL (C. J.). — Arthropod vector competence. Epidemiological, genetic, and biological considerations, 343-378. In: *Recent developments in the genetics of insect disease vectors*, eds. W. W. M. Steiner, W. J. Tabachnick, K. S. Rai & S. Narang, [Stipes, Champaign, Ill., 1982, 665 p.
97. GWADZ (R. W.). — Regulation of blood meal size in the mosquito. *J. Insect Physiol.*, 1969, 15, 2039-2044.
98. HAAS (V. H.) & EWING (F. M.). — Inoculation of chick embryos with sporozoites of *Plasmodium gallinaceum* by inducing mosquitoes to feed through shell membrane. *Public Health Rep.*, 1945, 60, 185-188.
99. HACKER (C. S.), LING (W. W.), HSI (B. P.) & CROVELLO (T. J.). — An application of mathematical modelling to the study of reproductive adaptations in the yellow fever mosquito, *Aedes aegypti*. *J. med. Ent.*, 1977, 13, 485-492.
100. HADDOW (A. J.), GILLETT (J. D.) & CORBET (P. S.). — Laboratory observations on pupation and emergence in the mosquito *Aedes (Stegomyia) aegypti* (Linnaeus). *Ann. trop. Med. Parasitol.*, 1959, 53, 123-131.
101. HANSON (H.) & DUNN (L. H.). — The use of the fish in the control of yellow fever in Peru. *The Military Surgeon*, 1925, 62, 232-241.
102. HARDY (J. L.), HOUK (E. J.), KRAMER (L. D.) & REEVES (W. C.). — Intrinsic factors affecting vector competence of mosquitoes for arboviruses. *Ann. Rev. Ent.*, 1983, 28, 229-262.
103. HARRISON (B. A.), CALLAHAN (M. C.), WATTS (D. M.) & PANTHUSIRI (L.). — An efficient floating larval trap for sampling *Aedes aegypti* populations (Diptera: Culicidae). *J. med. Ent.*, 1982, 19, 722-727.
104. HENDRIX (C. M.), BRUNNER (C. J.) & BELLAMY (L. K.). — Natural transmission of *Dirofilaria immitis* by *Aedes aegypti*. *J. Am. Mosq. Control Assoc.*, 1986, 2, 48-51.
105. HERVY (J.-P.). — Rythme nyctéméral d'activité d'*Aedes aegypti* L., dans une localité à haute densité stégomyienne de savane ouest-africaine. *Cah. O. R. S. T. O. M., sér. Ent. méd. et Parasitol.*, 1976, 14, 155-172.
106. HERVY (J.-P.). — Expérience de marquage-lâcher-recapture portant sur *Aedes aegypti* Linné, en zone de savane soudanienne ouest-africaine. I. Le cycle trophogonique. *Cah. O. R. S. T. O. M., sér. Ent. méd. et Parasitol.*, 1977, 15, 353-364.
107. HERVY (J.-P.). — Expérience de marquage-lâcher-recapture portant sur *Aedes aegypti* Linné, en zone de savane soudanienne ouest-africaine. II. Relations entre habitat, morphologie et comportement. *Cah. O. R. S. T. O. M., sér. Ent. méd. et Parasitol.*, 1977, 15, 365-372.
108. HOVANITZ (W.). — Physiological factors which influence the infection of *Aedes aegypti* with *Plasmodium gallinaceum*. *Amer. J. Hyg.*, 1947, 45, 67-81.
109. HULL (B.), TIKASINGH (E.), SOUZA (M. DE) & MARTINEZ (R.). — Natural transovarial transmission of Dengue 4 virus in *Aedes aegypti* in Trinidad. *Am. J. trop. Med. Hyg.*, 1984, 33, 1248-1250.
110. IKESHOJI (T.). — Acoustic attraction of male mosquitos in a cage. *Jap. J. sanit. Zool.*, 1981, 32, 7-15.
111. IKESHOJI (T.). — Attractive sounds for autochemosterilization of the male mosquitos. *Jap. J. sanit. Zool.*, 1982, 33, 41-49.
112. IKESHOJI (T.). — Age structure and mating status of the male mosquitos responding to sound. *Jap. J. sanit. Zool.*, 1985, 36, 95-101.
113. JONKERS (A. H.), METSELAAR (D.), ANDRADE (A. H. P. DE) & TIKASINGH (E. S.). — Restan virus, a new group C Arbovirus from Trinidad and Surinam. *Amer. J. trop. Med. Hyg.*, 1967, 16, 74-78.

114. JOUSSET (F.-X.). — Geographic *Aedes aegypti* strains and dengue-2 virus: susceptibility, ability to transmit to vertebrate and transovarial transmission. *Ann. Virol.*, 1981, 132E, 357-370.
115. KAGAN (J.), SZCZEPANSKI (P.), BINDOKAS (V.), WULFF (W. D.) & MCCALLUM (J. S.). — Delayed phototoxic effects of 8-methoxypsoralen, khellin, and sphondin in *Aedes aegypti*. *J. chem. Ecol.*, 1986, 12, 899-914.
116. KARABATSOS (N.). — *International Catalogue of Arboviruses including certain other Viruses of Vertebrates*, 3rd edition, ed. American Society of Tropical Medicine and Hygiene, San Antonio, Texas, 1985, 1147 p.
117. KAY (B. H.) & CARLEY (J. G.). — Transovarial transmission of Murray Valley Encephalitis virus by *Aedes aegypti* (L.). *Austr. J. exper. Biol. med. Sc.*, 1980, 58, 501-504.
118. KERR (A.), CAMARGO (S. DE) & ABEDI (Z. H.). — Eradication of *Aedes aegypti* in latin America. *Mosq. News*, 1964, 24, 276-282.
119. KHIN (M. M.) & THANH (K. A.). — Transovarial transmission of Dengue 2 virus by *Aedes aegypti* in nature. *Am. J. trop. Med. Hyg.*, 1983, 32, 590-594.
120. KILAMA (W. L.). — Distribution of a gene for susceptibility to *Plasmodium gallinaceum* in populations of *Aedes aegypti* (L.). *J. Parasitol.*, 1973, 59, 920-924.
121. KISIDA (H.), HATAKOSHI (M.), ITAYA (N.) & NAKAYAMA (I.). — New insect juvenile hormone mimics: thiolcarbamates. *Agricul. biol. Chem.*, 1984, 48, 2889-2891.
122. KLOTER (K. O.), BOWMAN (D. D.) & CARROLL (M. K.). — Evaluation of some ovitrap materials used for *Aedes aegypti* surveillance. *Mosq. News*, 1983, 43, 438-441.
123. KLOTER (K. O.), KALTENBACH (J. R.), CARMICHAEL (G. T.) & BOWMAN (D. D.). — An experimental evaluation of six different suction traps for attracting and capturing *Aedes aegypti*. *Mosq. News*, 1983, 43, 297-301.
124. KLOWDEN (M. J.). — Effect of sugar deprivation on the host-seeking behaviour of gravid *Aedes aegypti* mosquitoes. *J. Insect Physiol.*, 1986, 32, 479-483.
125. KLOWDEN (M. J.). — Distension-mediated egg maturation in the mosquito, *Aedes aegypti*. *J. Insect Physiol.*, 1987, 33, 83-87.
126. KNIGHT (K. L.). — *Supplement to A catalog of the mosquitoes of the world (Diptera: Culicidae)*. Ed. The Thomas Say Foundation, supplement to vol. VI, 1978, 107 p. (*Ae. aegypti*: p. 31).
127. KNIGHT (K. L.) & STONE (A.). — *A Catalog of the Mosquitoes of the World (Diptera: Culicidae)*. Ed. The Thomas Say Foundation, vol. VI, 1977, 611 p. (*Ae. aegypti*: p. 154).
128. KRAMER (L. D.) & SCHERER (W. F.). — Vector competence of mosquitoes as a marker to distinguish central american and mexican epizootic from enzootic strains of Venezuelan Encephalitis virus. *Amer. J. trop. Med. Hyg.*, 1976, 25, 336-346.
129. KÜHLHORN (F.). — Verbreitung der Toxoplasmose. Katzenkot und Dipteren. *Tierrärztliche Praxis*, 1983, 11, 385-392.
130. KUNO (G.) & MOORE (C. G.). — Production of larval growth retardant in axenic cultures of *Aedes aegypti*. *Mosq. News*, 1975, 35, 199-201.
131. LABUDA (M.), CIAMPOR (F.) & KOZUCH (O.). — Experimental model of transovarial transmission of Tahyna virus in *Aedes aegypti* mosquitoes. *Acta virol.*, 1983, 27, 245-250.
132. LABUDA (M.) & KOZUCH (O.). — Variations of four *Aedes aegypti* mosquito strains in their susceptibility to and transmissibility of Tahyna virus. *Acta virol.*, 1985, 29, 416-419.
133. LABUDA (M.) & KOZUCH (O.). — Transovarial transmission of Tahyna virus by *Aedes aegypti* mosquitoes (strain Bangkok). *Acta virol.*, 1986, 30, 171.
134. LAEMMERT, JR. (H. W.) & HUGHES (T. P.). — The virus of Ilheus Encephalitis. Isolation, serological specificity and transmission. *J. Immunol.*, 1947, 55, 61-67.
135. LAM (K. S. K.) & MARSHALL (I. D.). — Dual infections of *Aedes aegypti* with arboviruses. I. Arboviruses that have no apparent cytopathic effect in the mosquito. *Amer. J. trop. Med. Hyg.*, 1968, 17, 625-636.

136. LAM (K. S. K.) & MARSHALL (I. D.). — Dual infections of *Aedes aegypti* with arboviruses. II. Salivary-gland damage by Semliki Forest virus in relation to dual infections. *Amer. J. trop. Med. Hyg.*, 1968, 17, 637-644.
137. LE MAITRE (A.) & CHADEE (D. D.). — Arthropods collected from aircraft at Piarco international airport, Trinidad, West Indies. *Mosq. News*, 1983, 43, 21-23.
138. LEAHY (M. G.), VANDEHEY (R. C.) & BOOTH (K. S.). — Differential response to oviposition site by feral and domestic populations of *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae). *Bull. ent. Res.*, 1978, 68, 455-463.
139. LEE (H. L.), PE (T. H.) & CHEONG (W. H.). — Laboratory evaluation of the persistence of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* against *Aedes aegypti* larvae. *Mosq.-borne Dis. Bull.*, Bangkok, 1986, 2, 61-66.
140. LEE (R.). — Structure and function of the fascicular stylets, and the labral and cibarial sense organs of male and female *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae). *Questiones entomol.*, 1974, 10, 187-245.
141. LEGNER (E. F.) & SJOGREN (R. D.). — Biological mosquito control furthered by advances in technology and research. *Mosq. News*, 1984, 44, 449-456.
142. LEVY (R.), POWELL (C. M.), HERTLEIN (B. C.), GARRETT (W. D.) & MILLER, Jr. (T. W.). — Additional studies on the use of monomolecular surface film Arosurf 66-E2 for operational control of mosquito larvae and pupae. *J. Florida Anti-Mosq. Assoc.*, 1982, 53, 100-106.
143. LEVY (R.), POWELL (C. M.) & MILLER, Jr. (T. W.). — Persistence of the mosquito larvicide and pupicide Arosurf MSF in permanent and semi-permanent habitats. *J. Florida Anti-Mosq. Assoc.*, 1985, 56, 32-36.
144. LI (C. F.), TEONG (W. L.), HAN (L. L.) & RANDAL (F.). — Rainfall, abundance of *Aedes aegypti* and Dengue infection in Selangor, Malaysia. *Southeast Asian J. trop. Med. pub. Hlth*, 1985, 16, 560-568.
145. LINDSAY (S. W.). — The migration of infective larvae of *Brugia pahangi* within the mosquito, *Aedes aegypti*. *Parasitology*, 1986, 92, 369-378.
146. LORENZ (L.), BEATY (B. J.), AITKEN (T. H. G.), WALLIS (G. P.) & TABACHNICK (W. J.). — The effect of colonization upon *Aedes aegypti* susceptibility to oral infection with yellow fever virus. *Am. J. trop. Med. Hyg.*, 1984, 33, 690-694.
147. LOWRIE, Jr. (R. C.) & EBERHARD (M. L.). — Development of *Mansonella ozzardi* in the Liverpool strain of *Aedes aegypti*. *Trans. R. Soc. trop. Med. Hyg.*, 1985, 79, 877-878.
148. MACHADO-ALLISON (C. E.) & CRAIG, Jr. (C. B.). — Geographic variation in resistance to desiccation in *Aedes aegypti* and *A. atropalpus* (Diptera: Culicidae). *Ann. ent. Soc. Amer.*, 1972, 65, 542-547.
149. MAIRE (A.). — Sélectivité des femelles de moustiques (Culicidae) pour leurs sites d'oviposition : état de la question. *Rev. Can. Biol. expl.*, 1983, 42, 235-241.
150. MANGUM (C. L.) & CALLAHAN (P. S.). — Attraction of near-infrared radiation to *Aedes aegypti*. *J. econ. Ent.*, 1968, 61, 36-37.
151. MARCARD (M.), ZEBITZ (C. P. W.) & SCHMUTTERER (H.). — Wirkung von methanolischen Rohextrakten aus *Ajuga* spp. auf Entwicklungsstadien verschiedener Stechmückenarten. *J. appl. Ent.*, 1986, 101, 146-154.
152. MARCHOUX (E.) & SIMOND (P.-L.). — Études sur la fièvre jaune. *Ann. Inst. Pasteur*, 1906, 20, 104-108.
153. MASON (J. O.), FROTHINGHAM (T. E.), SPIELMAN (A.) & WELLER (T. H.). — Transmission of Sindbis virus by *Aedes aegypti* to a chick embryo cell culture system. *Proc. Soc. exper. Biol. Med.*, 1965, 118, 736-741.
154. McCLELLAND (G. A. H.). — Observations on the mosquito, *Aedes (Stegomyia) aegypti* (L.) in East Africa. II. The biting cycle in a domestic population on the Kenya coast. *Bull. ent. Res.*, 1960, 50, 687-696.
155. McCLELLAND (G. A. H.). — A worldwide survey of variation in scale pattern of the abdominal tergum of *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae). *Trans. R. ent. Soc. Lond.*, 1974, 126, 239-259.

156. McCLELLAND (G. A. H.) & CONWAY (G. R.). — Frequency of blood feeding in the mosquito *Aedes aegypti*. *Nature*, 1971, 232, 485-486.
157. McCLELLAND (G. A. H.) & WEITZ (B.). — Serological identification of the natural hosts of *Aedes aegypti* (L.) and some other mosquitoes (Diptera: Culicidae) caught resting in vegetation in Kenya and Uganda. *Ann. trop. Med. Parasitol.*, 1963, 57, 214-224.
158. McCRAE (A. W. R.), HENDERSON (B. E.), KIRYA (B. G.) & SEMPALA (S. D. K.). — Chikungunya virus in the Entebbe area of Uganda: isolations and epidemiology. *Trans. R. Soc. trop. Med. Hyg.*, 1971, 65, 152-168.
159. McDONALD (P. T.). — Population characteristics of domestic *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) in villages on the Kenya coast. I. Adult survivorship and population size. *J. med. Ent.*, 1977, 14, 42-48.
160. McDONALD (P. T.). — Population characteristics of domestic *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) in villages on the Kenya coast. II. Dispersal within and between villages. *J. med. Ent.*, 1977, 14, 49-53.
161. McDONALD (P. T.), HAUSERMANN (W.) & LORIMER (N.). — Sterility introduced by release of genetically altered males to a domestic population of *Aedes aegypti* at the Kenya coast. *Am. J. trop. Med. Hyg.*, 1977, 26, 553-561.
162. McINTOSH (B. M.), HARWIN (R. M.), PATERSON (H. E.) & WESTMATER (M. L.). — An epidemic of Chikungunya in south eastern southern Rhodesia. *Centr. Afr. J. Med.*, 1963, 9, 351-359.
163. McIVER (S. B.). — Host preferences and discrimination by the mosquitoes *Aedes aegypti* and *Culex tarsalis* (Diptera: Culicidae). *J. med. Ent.*, 1968, 5, 422-428.
164. McLEAN (D. M.), GRASS (P. N.), JUDD (B. D.), STOLZ (K. J.) & WONG (K. K.). — Transmission of Northway and St. Louis encephalitis viruses by arctic mosquitoes. *Arch. Virol.*, 1978, 57, 315-322.
165. McLEAN (D. M.), GRASS (P. N.), MILLER (M. A.) & WONG (K. S. K.). — Arbovirus growth in *Aedes aegypti* mosquitoes throughout their viable temperature range. *Arch. Virol.*, 1975, 49, 49-57.
166. McLEAN (D. M.), MILLER (M. A.) & GRASS (P. N.). — Dengue virus transmission by mosquitoes incubated at low temperatures. *Mosq. News*, 1975, 35, 322-327.
167. MELLINK (J. J.). — Selections for blood-feeding efficiency in colonized *Aedes aegypti*. *Mosq. News*, 1981, 41, 119-125.
168. MELLINK (J. J.). — Estimation of the amount of Venezuelan equine encephalomyelitis virus transmitted by a single infected *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *J. med. Ent.*, 1982, 19, 275-280.
169. MELLINK (J. J.). — Transmission of Venezuelan Equine Encephalomyelitis virus by *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) to mice previously exposed to vector antigens. *J. med. Ent.*, 1982, 19, 371-375.
170. MELLINK (J. J.) & VAN DEN BOVENKAMP (W.). — Functional aspects of mosquito salivation in blood feeding of *Aedes aegypti*. *Mosq. News*, 1981, 41, 115-119.
171. METSELAAR (D.). — Isolation of arboviruses of group A and group C in Surinam. *Trop. geogr. Med.*, 1966, 18, 137-142.
172. MILLER (B. R.), BEATY (B. J.), AITKEN (T. H. G.), ECKELS (K. H.) & RUSSELL (P. K.). — Dengue-2 vaccine: oral infection; transmission, and lack of evidence for reversion in the mosquito, *Aedes aegypti*. *Amer. J. trop. Med. Hyg.*, 1982, 31, 1232-1237.
173. MIMS (C. A.), DAY (M. F.) & MARSHALL (I. D.). — Cytopathic effect of Semliki Forest virus in the mosquito *Aedes aegypti*. *Am. J. trop. Med. Hyg.*, 1966, 15, 775-784.
174. MITCHELL (C. J.). — Mosquito vector competence and arboviruses, 63-92. In : *Current Topics in Vector Research*, 1983, vol. I. Ed. K. F. Harris.
175. MITCHELL (C. J.), MONATH (T. P.) & CROPP (C. B.). — Experimental transmission of Rocio virus by mosquitoes. *Amer. J. trop. Med. Hyg.*, 1981, 30, 465-472.
176. MOGI (M.), OKAZAWA (T.), MIYAGI (I.) & LLAGAS (L. A. DE LAS). — Variation in abdominal color pattern in eight populations of *Aedes aegypti* from the Philippines. *Mosq. News*, 1984, 44, 60-65.

177. MOORE (C. G.). — Insecticide avoidance by ovipositing *Aedes aegypti*. *Mosq. News*, 1977, 37, 291-293.
178. MOORE (C. G.). — Habitat differences among container-breeding mosquitoes in Western Puerto Rico (Diptera: Culicidae). *Pan-Pacific Ent.*, 1983, 59, 218-228.
179. MOORE (C. G.), CLINE (B. L.), RUIZ-TIBÉN (E.), LEE (D.), ROMNEY-JOSEPH (H.) & RIVERA-CORREA (E.). — *Aedes aegypti* in Puerto Rico: environmental determinants of larval abundance and relation to Dengue virus transmission. *Amer. J. trop. Med. Hyg.*, 1978, 27, 1225-1231.
180. MORLAN (H. B.) & HAYES (R. O.). — Urban dispersal and activity of *Aedes aegypti*. *Mosq. News*, 1958, 18, 137-144.
181. MORLAN (H. B.), HAYES (R. O.) & SCHOOF (H. F.). — Methods for mass rearing of *Aedes aegypti* (L.). *United States public Health Reports*, 1963, 78, 711-719.
182. MORLAN (H. B.), McCRAY, Jr. (E. M.) & KILPATRICK (J. W.). — Field tests with sexually sterile males for control of *Aedes aegypti*. *Mosq. News*, 1962, 22, 295-300.
183. MOUCHET (J.). — La stérilisation par les moyens physiques et chimiques et son utilisation dans la lutte contre les insectes vecteurs. *Ann. Parasitol. hum. comp.*, 1971, 46, 67-89.
184. MOUCHET (J.) & QUIROGA (M.). — La résistance aux insecticides chez les Culicidés. *Cah. O. R. S. T. O. M., sér. Ent. méd. et Parasitol.*, 1976, 14, 111-123.
185. MUSPRATT (J.). — Research on South African Culicini (Diptera: Culicidae). VII. A laboratory colony of *Aedes aegypti* (L.). *J. ent. Soc. S. Africa*, 1962, 25, 82-87.
186. NAYAR (J. K.). — *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae): observations on dispersal, survival, insemination, ovarian development and oviposition characteristics of a Florida population. *J. Florida anti-Mosq. Ass.*, 1981, 52, 24-40.
187. NAYAR (J. K.), DJAM (J. C.) & KNIGHT (J. W.). — Susceptibility of *Anopheles quadrimaculatus* and other mosquitoes to *Brugia patei* (Nematoda: Filarioidea). *Mosq. News*, 1984, 44, 417-419.
188. NELSON (F. R. S.), MOHAMED (A. K.) & VATTIKUTTI (P.). — Efficacy of three insect growth regulators on the development of *Aedes aegypti*. *J. Am. Mosq. Control Assoc.*, 1985, 1, 240-242.
189. NIJHOUT (H. F.) & CRAIG, Jr. (G. B.). — Reproductive isolation in *Stegomyia* mosquitoes. III. Evidence for a sexual pheromone. *Ent. exp. and appl.*, 1971, 14, 399-412.
190. NNAKUMUSANA (E. S.). — Some studies on pathogenicity of *Coelomomyces stegomyiae* against mosquito larvae in the laboratory. *Insect. Sc. Applic.*, 1986, 7, 93-97.
191. NOVAK (R. J.), GUBLER (D. J.) & UNDERWOOD (D.). — Evaluation of slow-release formulations of Temephos (Abate®) and *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* for the control of *Aedes aegypti* in Puerto Rico. *J. Am. Mosq. Control Assoc.*, 1985, 1, 449-453.
192. O'FLYNN (M. I.) & CRAIG, Jr. (G. B.). — Effects of *Toxorhynchites brevivalpis* on *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) in continuous-breeding laboratory populations. *J. med. Ent.*, 1982, 19, 380-387.
193. OHBA (M.) & AIZAWA (K.). — Insect toxicity of *Bacillus thuringiensis* isolated from soils of Japan. *J. Invert. Pathol.*, 1986, 47, 12-20.
194. PADGETT (P. D.) & FOCKS (D. A.). — Laboratory observations on the predation of *Toxorhynchites rutilus rutilus* on *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *J. med. Ent.*, 1980, 17, 466-472.
195. PAIGE (C. J.) & CRAIG, Jr. (G. B.). — Variation in filarial susceptibility among East African populations of *Aedes aegypti*. *J. med. Ent.*, 1975, 12, 485-498.
196. PANICKER (K. N.) & BAI (M. G.). — Field release of *Toxorhynchites splendens* (Diptera: Culicidae) in controlling container breeding mosquitoes in a coastal village. *Indian J. med. Res.*, 1983, 77, 339-341.
197. PANT (C. P.) & YASUNO (M.). — Field studies on the gonotrophic cycle of *Aedes aegypti* in Bangkok, Thailand. *J. med. Ent.*, 1973, 10, 219-223.



198. PARKER (A. G.), GIGLIOLI (M. E. C.), MUSSINGTON (S.), KNUDSEN (A. B.), WARD (R. A.) & AARONS (R.). — Rock hole habitats of a feral population of *Aedes aegypti* on the island of Anguilla, West Indies. *Mosq. News*, 1983, 43, 79-81.
199. PASHLEY (D. P.) & RAI (K. S.). — Comparison of allozyme and morphological relationships in some *Aedes (Stegomyia)* mosquitoes (Diptera: Culicidae). *Ann. ent. Soc. Amer.*, 1983, 76, 388-394.
200. PATTYN (S. R.) & VLEESSCHAUWER (L. DE). — The enhancing effect of diethyl-amino-ethyl dextran on the infectivity of arboviruses for *Aedes aegypti*. *Arch. gesamte Virusforsch.*, 1970, 31, 175-182.
201. PETIT (G.). — Ingestion des hématozoaires par le vecteur. Analyse de quatre filaires parasites d'un Saimiri. *Ann. Parasitol. hum. comp.*, 1985, 60, 247-297.
202. PHILIP (C. B.). — Breeding of *Aedes aegypti* and other mosquitoes in West African rock holes. *Ann. ent. Soc. Amer.*, 1962, 55, 706-708.
203. PICHON (G.) & RIVIÈRE (F.). — Observations sur la biologie préimaginale du moustique prédateur *Toxorhynchites amboinensis* (Diptera: Culicidae). *Cah. O. R. S. T. O. M., sér. Ent. méd. et Parasitol.*, 1979, 17, 221-224.
204. PUROHIT (P.), MUSTAFA (M.) & OSMANI (Z.). — Insecticidal properties of plant-extract of *Cuminum cyminum* Linn. *Science and Culture*, 1983, 49, 101-103.
205. RACIOPPI (J. V.), HAGEDORN (H. H.) & CALVO (J. M.). — Physiological mechanisms controlling the reproductive cycle of the mosquito *Aedes aegypti*, 259-265. In : *Advances in Invertebrate Reproduction* 3, 1984, ed. W. Engels et al., Elsevier Science Publ., B. V.
206. RAI (K. S.), GROVER (K. K.) & SUGUNA (N.). — Genetic manipulation of the mosquito, *Aedes aegypti*. I. Incorporation and maintenance of a genetic marker and a chromosomal translocation in natural populations. *Bull. W. H. O.*, 1973, 48, 49-56.
207. RAI (K. S.) & HARTBERG (W. K.). — *Aedes*, 311-345. In : *Handbook of genetics*, vol. 3. *Invertebrates of genetic interest*, 1975. Ed. R. C. King, Plenum publ. Corp., New York.
208. REES (A. T.), FIELD (W. N.) & HITCHEN (J. M.). — A simple method of identifying organophosphate insecticide resistance in adults of the yellow fever mosquito, *Aedes aegypti*. *J. Am. Mosq. Control Assoc.*, 1985, 1, 23-27.
209. REUBEN (R.), YASUNO (M.), PANICKER (K. N.) & LABRECQUE (G. C.). — The estimation of adult populations of *Aedes aegypti* at two localities in Delhi. *J. com. Dis.*, 1973, 5, 154-162.
210. RITCHIE (S. A.). — The production of *Aedes aegypti* by a weekly ovitrap survey. *Mosq. News*, 1984, 44, 77-79.
211. ROBERT (V.), BARATHE (J.), SANNIER (C.) & COZ (J.). — Comparaison du développement larvaire et des stades tueurs de *Toxorhynchites brevipalpis* et de *T. amboinensis* (Diptera: Culicidae). *Cah. O. R. S. T. O. M., sér. Ent. méd. et Parasitol.*, 1983, 21, 13-18.
212. ROBERTS (D. R.) & HSI (B. P.). — A method of evaluating ovipositional attractants of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae), with preliminary results. *J. med. Ent.*, 1977, 14, 129-131.
213. RODHAIN (F.). — Maladies transmises par les Culicidés et urbanisation : un exemple de coévolution. *Bull. Inst. Pasteur*, 1983, 81, 33-54.
214. RODRIGUEZ (P. H.) & CRAIG, Jr. (G. B.). — Susceptibility to *Brugia pahangi* in geographic strains of *Aedes aegypti*. *Amer. J. trop. Med. Hyg.*, 1973, 22, 53-61.
215. ROMOSER (W. S.). — Peritrophic membranes in the midgut of pupal and pre-blood meal adult mosquitoes (Diptera: Culicidae). *J. med. Ent.*, 1974, 11, 397-402.
216. ROSEN (L.), ROSEBOOM (L. E.), GUBLER (D. J.), LIEN (J. C.) & CHANIOTIS (B. N.). — Comparative susceptibility of mosquito species and strains to oral and parenteral infection with Dengue and Japanese Encephalitis viruses. *Amer. J. trop. Med. Hyg.*, 1985, 34, 603-615.
217. ROSEN (L.), SHROYER (D. A.), TESH (R. B.), FREIER (J. E.) & LIEN (J. C.). —

- Transovarial transmission of Dengue viruses by mosquitoes: *Aedes albopictus* and *Aedes aegypti*. *Amer. J. trop. Med. Hyg.*, 1983, 32, 1108-1119.
218. RUBIO (Y.), RODRIGUEZ (D.), MACHADO-ALLISON (C. E.) & LEON (J. A.). — Algunos aspectos del comportamiento de *Toxorhynchites theobaldi* (Diptera: Culicidae). *Acta cient. Venezolana*, 1980, 31, 345-351.
219. RUSSELL (F. F.). — War on disease with special reference to malaria and yellow fever. *Sigma Xi Quaterly*, 1925, 13, 11-32.
220. RUSSO (R. J.). — Comparison of predatory behavior in five species of *Toxorhynchites* (Diptera: Culicidae). *Ann. ent. Soc. Amer.*, 1986, 79, 715-722.
221. RYDER (S.) & SCHERER (W. F.). — Transmision de cepas suramericanas del virus de la encefalitis equina venezolana por mosquitos *Aedes aegypti*. *Invest. clin.*, 1977, 18, 158-170.
222. SALEH (M. S.). — Effects of six insect growth regulators on mosquito larvae of *Aedes aegypti*. *Insect. Sc. and its Applic.*, 1985, 6, 609-611.
223. SALUZZO (J. F.), GERMAIN (M.), HUARD (M.), ROBIN (Y.), GONZALEZ (J.-P.), HERVÉ (J.-P.), GEORGES (A.-J.), HEME (G.) & DIGOUTTE (J.-P.). — Le virus Bozo (ArB 7343) : un nouvel arbovirus du groupe Bunyamwera isolé en République Centrafricaine ; sa transmission expérimentale par *Aedes aegypti*. *Ann. Virol. (Inst. Pasteur)*, 1983, 134E, 221-232.
224. SCHLISSMANN (D. J.) & CALHEIROS (L. B.). — A review of the status of yellow fever and *Aedes aegypti* eradication programs in the Americas. *Mosq. News*, 1974, 34, 1-9.
225. SCHULTZ (G. W.), HWANG (Y. S.), MULLA (M. S.) & CHANEY (J. D.). — The toxicity of extracts of the hydrophyte *Myriophyllum spicatum* (Dicotyledonae: Haloragidaceae) and other selected plants on mosquitoes. *Bull. Soc. Vector Ecologists*, 1983, 8, 135-138.
226. SERVICE (M. W.). — *Mosquito Ecology. Field sampling Methods*. Ed. Applied Science Publishers Ltd, London, 1976, 583 p.
227. SERVICE (M. W.). — A critical review of procedures for sampling populations of adult mosquitoes. *Bull. ent. Res.*, 1977, 67, 343-382.
228. SERVICE (M. W.). — Some ecological considerations basic to the biocontrol of Culicidae and other medically important insects, 9-30; 429-431. In: *Integrated Mosquito Control Methodologies*, vol. 2, 1985, ed. Academic Press, London.
229. SHEPPARD (P. M.), MACDONALD (W. W.) & TONN (R. J.). — A new method of measuring the relative prevalence of *Aedes aegypti*. *Bull. Wld Hlth. Org.*, 1969, 40, 467-468.
230. SMITH (M. G.), BLATTNER (R. J.), HEYS (F. M.) & MILLER (A.). — Experiments on the role of the chicken mite, *Dermanyssus gallinae*, and the mosquito in the epidemiology of St Louis Encephalitis. *J. exper. Med.*, 1948, 87, 119-138.
231. SMITH (R. C.). — The mosquito as a laboratory animal. *The amer. Biol. Teacher*, 1962, 24, 513-516.
232. SNELLER (V. P.) & DADD (R. H.). — Lecithin in synthetic larval diet for *Aedes aegypti* improves larval and adult performance. *Ent. exp. & appl.*, 1981, 29, 9-18.
233. SNELLER (V. P.) & DADD (R. H.). — Interaction of amino acids and glucose on growth of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) in a synthetic rearing medium. *J. med. Ent.*, 1981, 18, 235-239.
234. SPENCE (L.), ANDERSON (C. R.), AITKEN (T. H. G.) & DOWNS (W. G.). — Melao virus, a new agent isolated from trinidadian mosquitoes. *Amer. J. trop. Med. Hyg.*, 1962, 11, 687-690.
235. SPENCE (L.), ANDERSON (C. R.), AITKEN (T. H.) & DOWNS (W. G.). — Bushbush, Ieri and Lukuni viruses, three unrelated new agents isolated from trinidadian forest mosquitoes. *Proc. Soc. exper. Biol. Med.*, 1967, 125, 45-50.
236. STANDFAST (H. A.) & STEEN (M. A.). — Laboratory transmission of Ross River virus by mosquitoes. *Annu. Rep. Qd. Inst. Med. Res.*, 1970, 25, 11.
237. STEFFAN (W. A.) & EVENHUIS (N. L.). — Biology of *Toxorhynchites*. *Ann. Rev. Ent.*, 1981, 26, 159-181.

238. STEINWASCHER (K.). — Relationship between pupal mass and adult survivorship and fecundity for *Aedes aegypti*. *Environ. Ent.*, 1982, 11, 150-153.
239. SUAREZ (M. F.) & NELSON (M. J.). — Registro de altitud del *Aedes aegypti* en Colombia. *Biomedica*, Bogota, 1981, 1, 225.
240. SUAREZ (M. F.), AYALA (D.), NELSON (M. J.) & REID (J. W.). — Hallazgo de *Mesocyclops aspericornis* (Daday) (Copepoda: Cyclopidae) depredador de larvas de *Aedes aegypti* en Anapoima-Columbia. *Biomedica*, 1984, 4, 74-76.
241. SUDIA (W. D.), NEWHOUSE (V. F.) & HENDERSON (B. E.). — Experimental infection of horses with three strains of Venezuelan Equine Encephalomyelitis virus. *Amer. J. Epidem.*, 1971, 93, 206-211.
242. SULAIMAN (I.). — Susceptibility of *Aedes aegypti* to infections with *Dirofilaria immitis* and *Dirofilaria repens*. *Southeast Asian J. trop. Med. pub. Health*, 1983, 14, 543-547.
243. TABACHNICK (W. J.). — Geographic and temporal patterns of genetic variation of *Aedes aegypti* in New Orleans. *Amer. J. trop. Med. Hyg.*, 1982, 31, 849-853.
244. TABACHNICK (W. J.), AITKEN (T. H. G.), BEATY (B. J.), MILLER (B. R.), POWELL (J. R.) & WALLIS (G. P.). — Genetic approaches to the study of vector competency of *Aedes aegypti*, 413-432. In: *Recent developments in the genetics of insect disease vectors. A symposium proceedings*, 1982. Ed. W. W. M. Steiner, W. J. Tabachnick, K. S. Rai et S. J. Narang, Champaign, Il., Stipes publ. Co., 665 p.
245. TABACHNICK (W. J.) & POWELL (J. R.). — A world-wide survey of genetic variation in the yellow fever mosquito, *Aedes aegypti*. *Genet. Res.*, Cambridge, 1979, 34, 215-229.
246. TAKASHIMA (I.) & HASHIMOTO (N.). — Getah virus in several species of mosquitoes. *Trans. R. Soc. trop. Med. Hyg.*, 1985, 79, 546-550.
247. TAUFFLIEB (R.), CORNET (M.) & CAMICAS (J.-L.). — Les vecteurs d'arbovirus au Sénégal. *Cah. O. R. S. T. O. M., sér. Ent. méd. et Parasitol.*, 1969, 6, 221-223.
248. TESH (R. B.). — Transovarial transmission of arboviruses in their invertebrate vectors, 57-76. In: *Current Topics in Vector Research*, vol. 2, 1984, ed. K. F. Harris, New York.
249. TESH (R. B.), PELEG (J.), SAMINA (I.), MARGALIT (J.), BODKIN (D. K.), SHOPE (R. E.) & KNUDSON (D.). — Biological and antigenic characterization of Netivot virus, an unusual new *Orbivirus* recovered from mosquitoes in Israel. *Amer. J. trop. Med. Hyg.*, 1986, 35, 418-428.
250. TESH (R. B.), ROSEN (L.), BEATY (B. J.) & AITKEN (T. H. G.). — Studies of transovarial transmission of Yellow Fever and Japanese Encephalitis viruses in *Aedes* mosquitoes and their implications for the epidemiology of Dengue, 179-182. In: *Dengue in the Caribbean, 1977. Proceedings of a Workshop held in Montego Bay, Jamaica (8-11 May 1978)*. Ed. P. A. H. O., Washington, Sc. Publ. No. 375, 1979, 186 p.
251. TIKASINGH (E. S.) & MARTINEZ (R.). — A multi-paddle ovitrap for collecting *Haemagogus* and *Aedes aegypti* eggs. *Mosq. News*, 1983, 43, 358-359.
252. TOMORI (O.) & AITKEN (T. H. G.). — Orungo virus: transmission studies with *Aedes albopictus* and *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *J. med. Ent.*, 1978, 14, 523-526.
253. TONN (R. J.). — Medical entomology and vector control in latin America. *Mosq. News*, 1982, 42, 506-510.
254. TONN (R. J.). — Recent developments in latin America and the Caribbean. *Bull. Soc. Vector Ecol.*, 1983, 8, 3-22.
255. TRPIS (M.). — Ecological studies on the breeding of *Aedes aegypti* and other mosquitoes in shells of the giant african snail *Achatina fulica*. *Bull. Wld. Hlth. Org.*, 1973, 48, 447-453.
256. TRPIS (M.). — Interaction between the predator *Toxorhynchites brevipalpis* and its prey *Aedes aegypti*. *Bull. Wld. Hlth. Org.*, 1973, 37, 437-446.
257. TRPIS (M.). — Autogeny in diverse populations of *Aedes aegypti* from East Africa. *Tropenmed. Parasit.*, 1977, 28, 77-82.
258. TRPIS (M.) & HAUSERMANN (W.). — Genetics of house-entering behaviour in

- East African populations of *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae) and its relevance to speciation. *Bull. ent. Res.*, 1978, 68, 521-532.
259. TSUKAMOTO (M.) & HORIO (M.). — Reevaluation of the biological control of vector mosquitoes using predatory larvae of *Toxorhynchites* mosquitoes. *J. U. O. E. H.* 1986, 7, 299-308.
260. VANDEHEY (R. C.). — Genetic variability in *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). III. Plasticity in laboratory populations. *Ann. ent. Soc. Amer.*, 1964, 57, 488-496.
261. VENKATESAN (P.) & SIVARAMAN (S.). — Changes in the functional response of instars of *Diplonychus indicus* Venk. and Rao (Hemiptera: Belostomatidae) in its predation of two species of mosquito larvae of varied size. *Entomon.*, 1984, 9, 191-196.
262. WALLIS (G. P.), TABACHNICK (W. J.) & POWELL (J. R.). — Macrogeographic genetic variation in a human commensal: *Aedes aegypti*, the yellow fever mosquito. *Genet. Res.*, Camb., 1983, 41, 241-258.
263. WALLIS (G. P.), TABACHNICK (W. J.) & POWELL (J. R.). — Genetic heterogeneity among caribbean populations of *Aedes aegypti*. *Amer. J. trop. Med. Hyg.*, 1984, 33, 492-498.
264. WATTS (D. M.), HARRISON (B. A.), PANTUWATANA (S.), KLEIN (T. A.) & BURKE (D. S.). — Failure to detect natural transovarial transmission of Dengue viruses by *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae). *J. med. Ent.*, 1985, 22, 261-265.
265. WEINBREN (M. P.) & O'GOWER (A. K.). — A simple artificial tree-hole for recovering mosquito eggs, with a note on the recovery of *Aedes aegypti* eggs from rain forests in Puerto Rico. *Mosq. News*, 1966, 26, 522-526.
266. WHITMAN (L.). — The arthropod vectors of yellow fever, 234-298. In: *Yellow Fever*. Ed. G. K. Strode, MacGraw-Hill Book Co., New York, Toronto, London, 1951, 710 p.
267. WHITMAN (L.) & ANTUNES (P. C. A.). — Studies on *Aedes aegypti* infected in the larval stage with the virus of yellow fever. *Proc. Soc. exper. Biol. Med.*, 1938, 37, 664-666.
268. WOKE (P. A.). — Effects of various blood fractions on egg production of *Aedes aegypti*. *Amer. J. Hyg.*, 1937, 25, 372-380.
269. WOOD (R. J.) & NEWTON (M. E.). — Meiotic drive and sex ratio distortion in mosquitoes, 130-152. In: *Recent developments in the genetics of insect disease vectors. A symposium proceedings*. Ed. W. W. M. Steiner, W. J. Tabachnick, K. S. Rai and S. J. Narang, Champaign, Il., Stipes publ. Co., 1982, 665 p.
270. WOODALL (J. P.), MOORE (C. G.), SATHER (G. E.) & KUNO (G.). — The laboratory diagnosis of Dengue by the mosquito inoculation technique, 159-164. In: *Dengue in the Caribbean, 1977. Proceedings of a Workshop held in Montego Bay, Jamaica (8-11 May 1978)*. Ed. P. A. H. O., Washington, Sc. Publ. No. 375, 1979, 186 p.
271. YEBAKIMA (A.), SCHUCHT (G.), VERNEREY (M.) & MOUCHET (J.). — Situation d'*Aedes aegypti* en Martinique et considération sur la stratégie de lutte. *Cah. O. R. S. T. O. M., sér. Ent. méd. et Parasitol.*, 1979, 17, 213-219.