



HAL
open science

Proposition pour la mise en place d'un dispositif de surveillance entomologique de la transmission du virus de la dengue en Nouvelle-Calédonie

Frédéric Lardeux

► **To cite this version:**

Frédéric Lardeux. Proposition pour la mise en place d'un dispositif de surveillance entomologique de la transmission du virus de la dengue en Nouvelle-Calédonie. Document technique d'entomologie médicale ORSTOM / Institut Malardé, Institut Louis Malardé, Tahiti, French Polynesia. 1996, pp.1-29. hal-04753962

HAL Id: hal-04753962

<https://hal.science/hal-04753962v1>

Submitted on 25 Oct 2024

HAL is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.



Distributed under a Creative Commons Attribution 4.0 International License

**PROPOSITION POUR LA MISE EN PLACE
D'UN DISPOSITIF DE SURVEILLANCE ENTOMOLOGIQUE
DE LA TRANSMISSION DU VIRUS DE LA DENGUE
EN NOUVELLE-CALEDONIE**

Compte Rendu de Mission à Nouméa (14 - 21 janvier 1995)

Frédéric LARDEUX
Entomologiste Médical
ORSTOM/Institut Malardé
Papeete - Tahiti
Polynésie Française

Tahiti, le 31 janvier 1996

Introduction

A la demande de l'Institut Pasteur de Nouvelle-Calédonie et de la Direction Territoriale des Affaires Sanitaires et Sociales, j'ai effectué une mission d'expertise dans le Territoire, du 14 au 21 janvier 1996. Le but de cette mission était de rencontrer les différents acteurs de la lutte contre les moustiques en Nouvelle-Calédonie afin de discuter de l'opportunité et de la faisabilité de la mise en place d'un réseau de surveillance entomologique de la transmission des virus de la dengue.

Cette mission a été entièrement financée par le Conseil d'Orientation et de recherche de l'INSERM en Nouvelle-Calédonie (C.O.R.I.N.C.) dont je remercie le Président, le Dr. Merger.

Qu'il me soit aussi permis de remercier le Dr. B. Gentile, Directeur de l'Institut Pasteur de Nouvelle-Calédonie, qui m'a accueilli dans ses locaux et a beaucoup facilité mon séjour.

Au cours de cette mission, les différents organismes et personnes contactés ont été les suivants :

- Institut Pasteur de Nouvelle-Calédonie :

Dr. B. Gentile (Directeur)

Mme M. Laille (Chef du Service Arbovirus)

- D.T.A.S.S. :

M. P. Chappé (Ingénieur Sanitaire)

Dr. M. Germain (Médecin-Inspecteur Territorial à la Santé)

- Service Municipal d'Hygiène :

Dr. H. Dubourdiou (Chef du Service d'Hygiène)

- Commission du Pacifique Sud :

Dr. Y. Souares (Epidémiologiste)

- Météo France :

M. J.-P. Mac Veigh (Directeur Interrégional)

- Province Nord :

Dr. Jubeau (Médecin Coordonateur de la D.P.A.S.S. Nord)

- Province Sud :

M. Normandon (Responsable démoustication)

- Communes (Mont-Dore) :

M. Martinez (Chef du Service Technique de la Commune du Mont-Dore)

Enfin, j'ai rendu visite avec le Dr. B. Gentile, à M. Gaël Yanno, Président de la Commission Santé du Congrès.

A la suite des différentes réunions de travail que j'ai pu avoir et les visites sur le terrain qui m'ont permis de mieux appréhender les spécificités de la Ville de Nouméa et de sa proche région, il me semble qu'il est tout à fait possible d'envisager une surveillance entomologique.

Je donnerai tout d'abord mes propositions pour la mise en place d'une telle surveillance entomologique, puis donnerai un certain nombre de "fiches", plus spécialisées, destinées à compléter certains points particuliers de la surveillance et à répondre à un certain nombre de questions techniques qui m'ont été posées. Enfin, je fournirai une bibliographie correspondant aux références citées et à d'autres références qui me paraissent importantes de connaître dans le cadre d'une surveillance entomologique.

1. Propositions pour la mise en place d'un réseau de surveillance entomologique

Le réseau de médecins "sentinelles" mis en place par l'Institut Pasteur de Nouvelle-Calédonie en collaboration avec la D.T.A.S.S. me semble l'outil de choix dans la surveillance des épidémies de dengue, et vraisemblablement pourrait se suffire à lui-même, si par exemple, une surveillance de l'ensemble des états fébriles était faite, comme cela est souvent suggéré. Toutefois, la mise en place d'un réseau de surveillance entomologique permet d'apporter des renseignements complémentaires qui peuvent être d'intérêt dans le cadre de la lutte contre le vecteur (essentiellement *Aedes aegypti*). Souvent (et ceci est surtout vrai dans les régions où les saisons sèches et pluvieuses sont marquées), les indices entomologiques en hausse sont, comme les états fébriles généraux, des signes précurseurs d'épidémie de dengue. La récolte des données entomologiques par l'intermédiaire d'un "réseau" permet de préciser le niveau des populations de moustiques, en terme de densité (ou parfois d'abondance). La mise en corrélation de ces indices avec le niveau des populations humaines "à risque" permet de signaler les périodes où une épidémie pourrait se déclarer. Pour résumer, une surveillance entomologique peut :

- Donner des indications sur les niveaux de densité des moustiques, donc prévoir les périodes où cette densité devient critique. Ceci est d'autant plus vrai que la surveillance se fait dans un pays où les saisons sèches et pluvieuses sont marquées, ce qui semble être le cas en Nouvelle-Calédonie.

- Contrôler les effets des traitements insecticides (ou de la lutte anti-vectorielle en général) et s'assurer que la diminution des populations des vecteurs est significative.
- Récolter du matériel biologique permettant (1) de mieux comprendre les mécanismes de propagation de l'épidémie et (2) de tester d'éventuelles résistances des moustiques aux insecticides si ceux-ci sont utilisés en routine.

Une surveillance entomologique ne se suffit pas en elle-même mais doit être intégrée à d'autres réseaux de surveillance : celui des médecins "sentinelles" en est le complément "naturel". La prédiction de l'apparition d'une épidémie de dengue ne peut pas se faire au seul vu des données entomologiques, mais elles ajoutent une précision quant aux risques possibles.

De tels réseaux de surveillance ont été mis en place dans d'autres endroits du monde. Les plus connus sont ceux de Bangkok (Thaïlande), Singapour et ceux mis en place en Amérique Latine, notamment à Puerto-Rico. En plus des données épidémiologiques, ces réseaux permettent aussi de suivre le bon contrôle du moustique vecteur lorsque des mesures de traitement sont prises.

En ce qui concerne la Nouvelle-Calédonie, il me semble qu'un tel "réseau entomologique" ne doit pas s'étendre à l'ensemble du Territoire. Les différentes épidémies de dengue ont eu pour foyer de départ la Ville de Nouméa et la surveillance de la ville seule peut donc permettre d'obtenir les renseignements voulus. Les autres régions pourraient alors être mises en alerte lorsque les divers indices (entomologiques et sérologiques) de Nouméa indiquent un risque d'épidémie. Par ailleurs, la mise en place d'un réseau sur l'ensemble du Territoire impliquerait des coûts énormes vraisemblablement pas en rapport avec la qualité des renseignements désirés.

La Ville de Nouméa est constituée de quartiers dont le niveau d'urbanisation est hétérogène. Il me semble que certains quartiers périphériques (dits "squats") sont plus à même d'héberger de fortes populations d'*Aedes aegypti*, et cela toute l'année. Ce type de quartier est donc à surveiller en priorité. De même, il existe dans le "centre" de Nouméa, des petits îlots de maisons ressemblant, d'un point de vue sanitaire, à la situation des quartiers "squats". Ces îlots sont des relais potentiels pour la propagation des épidémies de dengue à l'intérieur de la ville. La surveillance de ces îlots permettrait peut-être de ralentir la progression d'une épidémie dans Nouméa, au moins à son début. Enfin, les cons-

tructions dans la ville per se sont relativement résidentielles et les gîtes à *Ae. aegypti* y sont moins nombreux et plus localisés (essentiellement des soucoupes de pots de fleur...).

Malgré tout, ces gîtes à *priori* peu nombreux suffisent en période de pluies, à entretenir une population de moustiques capable de propager la dengue.

Un réseau de surveillance doit donc tenir compte de ces particularités. Je propose donc de surveiller 2 ou 3 types de quartier : un quartier "squat", un quartier "populaire", un quartier "résidentiel". Le Service d'Hygiène, qui connaît parfaitement la ville et les types (et abondance) de gîte à moustique rencontrés, pourrait faire cette partition géographique.

La surveillance entomologique doit être continue. Elle doit se pratiquer toute l'année, sans période d'interruption. La période critique est celle précédant la saison des pluies, au moment où les indicateurs tendent à dépasser les limites indiquant une réactivation de la croissance des populations de moustiques.

La récolte des indices entomologiques ne se fait pas de manière automatique, comme cela peut être fait avec une station météorologique. Il faut des hommes susceptibles d'aller sur le terrain pour récolter des oeufs, larves ou moustiques adultes, identifier les espèces et dénombrer les individus. Je propose de faire une équipe de 4 personnes (dont un chef d'équipe responsable) qui pourrait prendre en charge la récolte des données entomologiques. Ce nombre est un minimum pour surveiller "en continu" la région de Nouméa. Ces 4 personnes peuvent faire 2 équipes de 2 personnes.

Pour un quartier donné, il semble qu'une prospection à 15 jours d'intervalle (pour les larves et les adultes) et 8 jours pour les pondoires pièges (récolte des oeufs), soit une bonne fréquence dans le cadre d'une surveillance "dengue". Une prospection suppose plusieurs types de récoltes (pas forcément toutes, cela dépend du "rendement" d'un type de récolte ou d'un autre en fonction du quartier prospecté) (voir annexes pour les méthodes et leurs modalités d'application). Ce sont :

- Le dénombrement de larves et le calcul d'indices associés (type indice de Breteau, etc...).
- La capture d'adultes (sur appât humain, ou par piégeage).
- La récolte d'oeufs (par pondoires pièges).

Le dénombrement des larves se fait en prenant la "maison" comme unité d'échantillonnage. En règle générale, pour un quartier, on examine 100 maisons. La capture d'adultes peut se faire sur appât humain, à condition que les captureurs ne soient plus susceptibles de développer une dengue. Les captures se font par maison, avec un temps de capture d'environ 15 minutes. Un captureur peut ainsi visiter environ 30 maisons par jour.

La récolte des adultes par piège "collant" n'a pas encore été testée à Tahiti en grandeur réelle, bien qu'on ait mis au point le piège à cette effet (voir annexe). Le piège capture une écophase particulière : les femelles à la recherche de gîtes de ponte (donc différent des femelles qui viennent piquer l'homme). A priori, la capture par piégeage devrait pouvoir donner des indications sur les densités d'adultes. La récolte des oeufs par pondoir piège (de type O.M.S.) est simple mais demande du temps. Une trentaine de pondoirs par quartier devrait apporter les renseignements voulus. De manière générale, les pondoirs pièges sont utilisés pour la détection des *Aedes aegypti* dans les zones où la densité vectorielle est faible : c'est un bon indice de présence du vecteur. Là où le vecteur est abondant, les pondoirs pièges sont d'une moindre utilité et risquent même de se faire concurrencer par les "gîtes naturels" à *priori* plus nombreux. Il devient alors difficile d'obtenir des indices d'abondance avec les pondoirs pièges.

Si le pondoir piège est une bonne technique de détection du vecteur, je suggère cependant de focaliser la récolte d'indices entomologiques sur les indices "adultes". ceux-ci sont en effet à *priori* plus en accord avec l'épidémiologie de la dengue (puisqu'on échantillonne le vecteur du virus s.s.) que les indices "larves". En effet, les indices calculés par observation du nombre de gîtes positifs, du nombre de larves par gîte, etc... peuvent dans certains cas donner une idée biaisée (floue) de la densité de moustiques agressifs (et donc de moustiques vecteurs de virus), surtout en période de démarrage possible d'une épidémie. Il faudrait donc s'assurer que les indices "larves" sont corrects à Nouméa. Ceci ne pourra être confirmé qu'après l'analyse d'un certain nombre de relevés, tant larvaires qu'adultes. Dans un premier temps, il faudra donc récolter toutes les catégories d'indices, puis faire un choix de manière à alléger le travail et/ou à le rendre plus précis en ne s'intéressant qu'aux indices significatifs (voir aussi l'annexe concernant les modèles mathématiques de la dengue).

Quelques aspects pratiques, matériel nécessaire :

Les maisons à prospector doivent être tirées au hasard d'une prospection à l'autre, afin d'éviter une "accoutumance" des habitants aux visites d'échantillonnage. Les maisons systématiquement visitées risqueraient d'éliminer activement les gîtes péridomestiques, afin de "faire plaisir" aux enquêteurs. Si les quartiers sélectionnés sont trop petits pour permettre un tel tirage au sort, on peut procéder dans plusieurs quartiers différents, à condition que ceux-ci soient "identiques" d'un point de vue des gîtes à *Ae. aegypti*. Le Service Municipal d'Hygiène, qui connaît bien ces faciès, peut proposer les sites à échantillonner. Le tirage au sort se fait, par exemple, après avoir identifié (numéroté) les dif-

férentes maisons des quartiers. Le tirage de 100 numéros, parmi l'ensemble des maisons est alors facile à mettre en oeuvre.

Les enquêtes entomologiques doivent se faire en liaison avec le Service Municipal d'Hygiène, afin d'éviter que les enquêtes se déroulent (par exemple) immédiatement après un traitement. Dans ce cas, les indices récoltés ne refléteraient pas la réalité globale et il serait difficile de construire des courbes montrant l'évolution à long terme de ces indices. Par contre, à terme, la récolte des indices doit pouvoir permettre d'estimer l'impact des traitements au Service Municipal d'Hygiène. Si tout se passe bien, les indices doivent rester stationnaires (ou en baisse), à un bas niveau. En cas de problème lors de traitements, les indices entomologiques sont susceptibles de "remonter".

J'ai proposé une fréquence de 15 jours entre 2 échantillonnages d'un type de quartier. Ceci s'entend pour les captures d'adultes et la récolte des indices larvaires. Si des pondoirs pièges sont utilisés, ceux-ci doivent être relevés toutes les semaines (on peut les laisser en place moins longtemps) afin d'éviter l'éclosion des oeufs et la production artificielle de moustiques adultes. La mise en place des pondoirs peut s'accompagner d'une série de captures d'adultes, afin de "rentabiliser" la sortie. Les captures d'adultes peuvent être faites par une personne par maison. Ainsi, une équipe de 2 personnes peut facilement se répartir la tâche dans un quartier. Les heures de capture doivent être en relation avec le rythme d'activité du moustique (donc si possible, en évitant les heures les plus chaudes du milieu de journée).

Pour la récolte des indices larvaires, il est plus facile que les 2 équipiers fassent la prospection ensemble dans chaque maison, l'un prenant les notes nécessaires pendant que l'autre prospecte et récolte les larves. Les notes s'apparentent à celles que prennent déjà en routine les équipes du Service Municipal d'Hygiène lorsqu'ils procèdent à des enquêtes de démoustication : identification de la maison, identification des gîtes, nombre de larves, etc...

Le matériel nécessaire aux échantillonnages des moustiques est peu coûteux (voir en annexe la description des techniques) et n'a pas besoin d'être fréquemment remplacé. Le petit investissement de départ (pots plastiques, aspirateurs à bouche, petits filets, etc...) doit permettre aux équipes de fonctionner très longtemps. L'achat d'une loupe binoculaire est indispensable pour la détermination des espèces. Par contre, si 2 équipes de 2 personnes doivent être envoyées sur le terrain, cela suppose qu'elles puissent disposer chacune d'un véhicule. Si des tests insecticides doivent être entrepris, un petit local doit être prévu à cet effet (avec une pailasse), ainsi qu'une petite pièce permettant l'élevage des moustiques (à Tahiti, notre insectarium est une pièce de 3 x 4 m environ).

La qualification du personnel :

La récolte des données entomologiques ne demande pas de qualification particulière. Les "capteurs" doivent cependant être motivés, afin d'éviter de tomber dans les biais inhérents à un travail qui peut devenir routinier. Le travail doit néanmoins être précis : un minimum de sérieux est donc de rigueur. De plus, ces personnes seront amenées à entrer dans les jardins et maisons. Il est donc indispensable qu'elles soient sans reproche. Une petite formation en entomologie et aux techniques de capture est cependant nécessaire.

Le chef d'équipe doit avoir un niveau de technicien supérieur. En effet, en plus d'être un homme capable de diriger une équipe, il doit pouvoir prendre les décisions qui s'imposent lorsque les échantillonnages doivent être modifiés pour une raison x ou y. Il doit être à même d'identifier au laboratoire (et sans erreur) l'ensemble des espèces rencontrées. Il doit être capable d'organiser le travail des équipes et de faire le planning des échantillonnages. Il doit aussi être capable de suivre d'éventuels problèmes liés à la résistance des moustiques aux insecticides... donc être capable de faire des tests de sensibilité aux insecticides (il s'agit d'un travail de laboratoire, précis, où les calculs de dilution et l'interprétation des résultats statistiques nécessite une bonne connaissance des phénomènes mis en jeu). Cela suppose aussi de pouvoir mener un élevage de moustiques et de l'entretenir. Une telle formation complémentaire en entomologie peut s'acquérir auprès d'Unités d'Entomologie Médicale d'Organismes Scientifiques. Une très bonne équipe, en France, est celle du Dr. Pierre Guillet (Laboratoire des Insectes Nuisibles, ORSTOM, Montpellier) qui pourra éventuellement conseiller une formation (voir la proposer ?).

Enfin, le chef d'équipe doit pouvoir "prédigérer" les résultats chiffrés en calculant les différents indices entomologiques.

Il serait bon qu'une telle équipe soit autonome, mais cependant rattachée scientifiquement à l'Institut Pasteur dont l'Unité de Virologie recueille les informations sérologiques et a des compétences en entomologie médicale. Cette unité pourrait d'ailleurs aider dans la mise en place du dispositif entomologique, afin d'écourter la phase obligatoire d'essais-erreurs qui existe avant que la surveillance trouve son rythme de croisière.

Le réseau de surveillance entomologique s'apparente plus à la récolte de données scientifiques qu'à la démositication proprement dite. Il me semble donc légitime de proposer l'Institut Pasteur comme étant le maître d'oeuvre "naturel" d'une telle surveillance. Les résultats entomologiques obtenus par l'intermédiaire de cette surveillance pourraient être facilement exploités par l'Institut Pasteur et les combiner avec les données sérologiques "dengue" qu'il centralise déjà. Par ailleurs, l'interprétation des données ento-

mologiques peut nécessiter quelques calculs de statistique de base (type "analyse de variance", régressions ou autres), qui sont plus du domaine du chercheur. De plus, moyennant de petites modifications, cette surveillance pourrait apporter des données supplémentaires à la compréhension de la dynamique des populations d'*Aedes aegypti*. Le Laboratoire des Arbovirus de l'Institut Pasteur pourrait profiter de cette source de matériel biologique pour mieux cerner la circulation du virus de la dengue dans les populations naturelles du vecteur. Je signale, à toutes fins utiles, que si la détection du virus doit se faire par analyse de lots de moustiques, il existe des méthodes statistiques permettant d'inférer la prévalence de l'infection dans la population de vecteurs, à partir de la connaissance du nombre de lots trouvés positifs (voir la formule -simple - dans Katholi et al. 1995). Des données concernant la dynamique écologique d'*Aedes aegypti* peuvent aussi être d'intérêt. Par exemple, le taux de parité des moustiques est en étroite liaison avec le taux de morbidité "dengue" ; à Singapour le taux de parité s'élève et précède de quelques semaines les cas de dengue ! Ce genre de données (et d'autres) pourrait être testé par l'Institut Pasteur. par ailleurs, la récolte de données bio-écologiques sur *Ae. aegypti* pourrait, à l'avenir, être la base d'une modélisation (en adaptant des modèles qui "tourment" déjà). Un modèle entomologique pourrait non seulement être couplé à un modèle épidémiologique dengue (si le vaccin "anti-dengue" tardait à être opérationnel), mais encore pourrait aider à la démoustication... car lorsque le problème épidémique sera résolu par vaccination, peut-être restera-t-il les problèmes de nuisance ?

ANNEXES

1. Indices entomologiques utilisés pour la surveillance des vecteurs
2. Les techniques de capture des oeufs, larves et adultes d'*Aedes aegypti*
3. La démoustication : le cas d'*Aedes aegypti*
4. Tests de sensibilité aux insecticides - Résistances
5. Rôle probable de *Culex quinquefasciatus* et *Aedes vigilax* dans la transmission de la dengue en Nouvelle-Calédonie
6. Un modèle mathématique de la dengue ?
7. Bibliothèque (non exhaustive)
8. Liste des espèces de *Culicidae* rencontrées en Nouvelle-Calédonie et leur rôle vecteur

Indices entomologiques utilisés pour la surveillance des vecteurs

La surveillance des vecteurs a plusieurs finalités, dont les plus importantes sont :

- La détermination de la présence de vecteurs
- Leur fréquence d'occurrence
- Leur abondance
- Leur activité (avec notamment leurs migration et leur implantation dans de nouvelles zones géographiques)
- Les variations de leurs densités, de leur distribution ou des paramètres épidémiologiques relatifs à leur capacité vectorielle

Ainsi, le personnel chargé du contrôle des vecteurs peut à tout moment savoir s'il existe un risque d'épidémie de dengue. Une telle surveillance doit se faire de manière routinière, avant, pendant et après toute campagne de lutte. La surveillance d'*Aedes aegypti* doit, de toute manière, associer les aspects entomologiques (qualitatifs et quantitatifs) aux aspects virologiques (surveillance par médecins sentinelles, par exemple).

Différents indices entomologiques sont utilisés pour quantifier les paramètres précédents. Ces indices sont généralement faciles à obtenir sur le terrain et peuvent donner des indications sur les zones et périodes "à risque". Ils doivent être utilisés en association avec d'autres critères (sérologiques, etc...) pour obtenir une meilleure fiabilité. En plus d'indications sur les "risques de dengue", ces indices permettent de suivre l'impact de méthodes de lutte en donnant des informations sur "l'état écologique" de la population des vecteurs. De manière générale, plusieurs indices entomologiques sont calculés simultanément pour une zone donnée. Ces indices peuvent être rangés en 2 catégories :

- Les indices "larves" auxquels on peut associer les indices "oeufs"
- les indices "adultes"

LES INDICES "L~~A~~RVES"

Le terme de "larves" est ici pris au sens large, c'est-à-dire qu'il englobe les larves *sensu-stricto* (de stade 1 à 4) et les nymphes. En pratique, les échantillonnages des larves sont effectués sur l'ensemble des habitations d'un quartier, si celui-ci n'est pas trop étendu. Dans le cas contraire, un minimum de 100 maisons doit être examiné. Les larves sont récoltées non seulement dans les gîtes à l'intérieur de la maison, mais encore dans tous

les gîtes extérieurs, dans le périmètre du jardin. Les résultats sont exprimés sous la forme des 7 indices suivants :

- Indice "maison"
- Indice "réceptif"
- Indice de Breteau
- Indice "densité larvaire"
- Indice "stégomien"
- Indice "pondoir piège"
- Indice "densité larvaire stégomien"

1. Indice "maison" (IM)

C'est la proportion de maisons positives (c'est-à-dire une maison dans laquelle au moins une larve a été récoltée).

$$IM = (\text{Nbre de maisons positives} / \text{Nbre de maisons prospectées}) * 100$$

Cet indice est en général un mauvais indicateur du risque de transmission de la dengue car il ne tient pas compte du *nombre de gîtes positifs* par maison positive, ni du *nombre de moustiques* présents dans cette maison. Cependant, il donne la proportion de maisons "à risque", donc indirectement, la proportion (grossière) de personnes "à risque". Cet indice peut donc être très utile, d'un point de vue épidémiologique.

2. Indice "réceptif" (IR)

C'est la proportion de réceptifs en eau, positifs pour les larves.

$$IR = (\text{Nbre de réceptifs en eau positifs} / \text{Nbre de réceptifs en eau inspectés}) * 100$$

Cet indice peut ne pas être très utile dans le cas où les gîtes de reproduction d'*Ae. aegypti* ne sont pas homogènes : par exemple, il peut y avoir des zones où il existe peu de gîtes positifs, mais où la production de ces gîtes est néanmoins extrêmement importante. Ainsi, cette zone peut avoir un indice IR très faible, mais être néanmoins beaucoup plus "à risque" qu'une zone possédant un indice plus élevé mais où les gîtes sont très peu productifs. Toutefois, si les gîtes sont homogènes, le suivi d'un tel indice peut s'avérer très fructueux. On peut aussi imaginer de calculer des indices séparés pour chaque type de gîte, afin de rendre les comparaisons possibles d'une zone à l'autre, ou d'une "saison" à l'autre.

3. Indice de Breteau (IB)

Il représente le nombre de gîtes positifs pour 100 maisons inspectées.

$$IB = (\text{Nbre de récipients positifs} / \text{Nbre de maisons inspectées}) * 100$$

C'est à priori le meilleur des 3 indices pour estimer la densité vectorielle puisqu'il tient compte à la fois du nombre de maisons et du nombre de gîtes.

Il est généralement admis que le "risque épidémique" est nul si $IB < 5$, que ce risque existe si $5 < IB < 50$, et que l'épidémie se déclare lorsque $IB > 50$, à condition, bien sûr, que la proportion d'individus réceptifs soit suffisante dans la population humaine.

Toutefois, il ne faut pas perdre de vue que ces indices sont des estimations de fréquence, plutôt que des nombres, et sont à ce titre, empiriques. La signification de ces indices dépend donc de l'environnement dans lequel ils sont calculés, c'est-à-dire des types de gîtes disponibles pour *Ae. aegypti*.

L'O.M.S. a toutefois proposé une échelle à 9 niveaux ("WHO density figure") qui combine ces 3 indices :

| Indice O.M.S. | Indice "maison" | Indice "récipient" | Indice de Breteau |
|---------------|-----------------|--------------------|-------------------|
| 1 | 1 - 3 | 1 - 2 | 1 - 4 |
| 2 | 4 - 7 | 3 - 5 | 5 - 9 |
| 3 | 8 - 17 | 6 - 9 | 10 - 19 |
| 4 | 18 - 28 | 10 - 14 | 20 - 34 |
| 5 | 29 - 37 | 15 - 20 | 35 - 49 |
| 6 | 38 - 49 | 21 - 27 | 50 - 74 |
| 7 | 50 - 59 | 28 - 31 | 75 - 99 |
| 8 | 60 - 76 | 32 - 40 | 100 - 199 |
| 9 | > 76 | > 40 | > 200 |

L'indice O.M.S. permet ainsi de suivre facilement l'évolution des conditions de développement larvaire des populations d'*Ae. aegypti*.

Par ailleurs, en combinant cet indice avec un taux de piqûre sur homme (voir sa définition au paragraphe suivant consacré aux "indices adultes"), on peut définir un seuil de risque épidémique. Ce seuil n'a pas été déterminé pour la dengue, mais existe pour la fièvre jaune. Il est fort probable que les chiffres pour la dengue soient proches de ceux donnés pour la fièvre jaune. Ceux-ci sont les suivants :

| Indice O.M.S. | Taux de piqûre | Signification épidémiologique |
|---------------|----------------|-------------------------------|
| 1 | < 2 | Pas de risque d'épidémie |
| > 1 | > 2 | Risque d'épidémie |

4. Indice de "densité larvaire" (IDL)

Il s'agit du nombre de larves par maison.

$IDL = (\text{Nbre de larves trouvées} / \text{Nbre de maisons inspectées})$

5. Indice "stégomien" (IS)

Il s'agit du nombre de gîtes positifs par homme.

$IS = \text{Nbre de gîtes positifs trouvés} / \text{Nbre d'habitants dans la zone prospectée}$

Cet indice est certainement un bon indice à utiliser pour la surveillance de la dengue, mais il suppose la connaissance du nombre d'habitants dans la zone prospectée, ce qui peut ne pas être facile à estimer.

6. Indice "pondoir piège" (IPP)

Il s'agit du nombre de larves par pondoir piège.

$IPP = \text{Nbre de larves} / \text{Nbre de pondoirs pièges positifs}$

Ce type d'indice peut être intéressant à récolter dans les zones où la densité en *Ae. Aegypti* est faible. En effet, les pondoirs pièges sont de bons attractifs des femelles gravides et semblent donc pouvoir détecter celle-ci, même lorsque leur densité est faible.

L'Institut Malardé s'est d'ailleurs aussi penché un peu sur ce problème et a proposé un piège à femelles gravides, dérivé du pondoir piège classique, mais ne laissant pas la femelle s'échapper. Ce piège (collant) ayant été mis au point dans le cadre de recherches de méthodes de lutttes nouvelles. Il n'a malheureusement pas été testé en grandeur réelle, mais pourrait à priori donner de bons résultats dans les zones où *Ae. aegypti* n'est pas trop dense et où la compétition avec les gîtes "naturels" n'est pas trop importante (=zones où les gîtes "naturels" sont peu nombreux. Ce piège collant peut aussi servir d'échantillonneur de femelles gravides, à défaut de technique de lutte.

7. Indice "densité larvaire-stégomien"

C'est le nombre de larves pour 1 000 personnes.

$IDLs = (\text{Nombre de larves dans un endroit} / \text{Nombre de personnes à cet endroit}) * 1000$

LES INDICES "ADULTES"

La récolte des adultes se fait soit sur appât (en général l'homme), soit à l'aide d'un filet, soit à l'aide de pièges spéciaux.

Deux indices sont généralement calculés :

1. Indice par maison

C'est le nombre de femelles capturées par maison, ou parfois le nombre de femelles capturées par maison en 15 minutes. Dans les zones où la densité des insectes est faible, cet indice est intéressant car il faut alors essayer de les capturer, sans tenir compte du temps mis. Toutes les techniques de capture sont utilisées : captures sur appât, filet, etc... L'unité de référence est alors la maison. Cet indice est couramment employé à Singapour. Dans les pays où les densités d'*aegypti* sont plus élevées (comme en Thaïlande ou au Viêt-nam), les captures durent seulement 15 minutes et les résultats sont exprimés en nombre de femelles par maison et par heure.

2. Le taux de capture sur appât

C'est le nombre de femelles capturées par homme et par unité de temps. En général, l'unité de temps est l'heure, mais les captures peuvent durer moins longtemps (15 min.) et le taux est alors ajusté par règle de 3. Cet indice ne peut se calculer que si les densités en moustiques sont suffisamment élevées pour permettre un bon "rendement" de la capture. Cet indice ne reflète cependant que la densité de femelles agressives (qui viennent prendre un repas sanguin), à l'encontre de l'indice précédent qui prend en compte toutes les écophases de la population de vecteurs.

Les techniques de capture des oeufs, larves et adultes d'*Aedes aegypti*

On pourra consulter avec profit le livre de Service (1993) qui donne une liste quasi exhaustive de méthodes employées pour diverses espèces de moustiques (pas seulement *Ae. aegypti*).

1. Récolte des oeufs

La récolte des pontes d'*Aedes aegypti* est fondée sur la propriété qu'ont les oeufs d'être résistants à la dessiccation. De manière générale, on utilise des pondoirs pièges. Ceux utilisés à Tahiti sont dérivés du pondoir type O.M.S. Ce sont des pots de plastique noir de 500 ml (grand pot de yaourt), numérotés et possédant un trou servant de desservoir. Ces pots sont remplis au $\frac{3}{4}$ d'eau, dans laquelle on trempe une baguette de Plexiglas (2 cm x 15 cm environ) recouverte de papier buvard de couleur claire (blanc ou jaune). Ceci permet de bien visualiser les oeufs, pour les dénombrer.

La technique générale est de laisser ces pondoirs en place pendant 2 à 7 jours, dans les zones où l'on recherche les femelles. Ces pondoirs sont ensuite retirés et ramenés au laboratoire où ils sont asséchés, puis remis en eau pendant environ une semaine. Cette opération peut être menée 2 à 3 fois, permettant à l'ensemble des oeufs d'éclore. Les pontes issues des papiers buvards des baguettes peuvent être simplement comptées, puis éventuellement stockées pour une éclosion ultérieure. On pourra ainsi avoir, au moment désiré, des populations de larve que l'on pourra soumettre à des tests insecticides. Les buvards peuvent aussi être envoyés à un laboratoire spécialisé qui pourra procéder à ces tests.

Le choix de l'emplacement des pondoirs pièges est vaste. Le plus généralement, il faut les disposer dans les endroits où les *Aedes* ont l'habitude de venir pondre. A défaut, on peut les placer dans les maisons, où à l'extérieur, sous l'auvent des toits. Ils doivent de toutes façons être disposés dans des endroits abrités, si possible non exposés au soleil.

2. Récolte des larves

Quel que soit le type de gîte auquel on s'adresse, la technique est toujours la même. Il faut prélever tout ou partie de l'eau contenue dans le gîte, la transférer dans un plateau où les larves pourront être facilement récupérées (à l'aide d'une pipette, par exemple). On peut aussi filtrer l'eau recueillie, afin de concentrer les larves. Les larves sont mises en pilu-

lier, avec de l'alcool à 70° glycéринé (5 %). Dans une prospection "domestique", il faut échantillonner les gîtes intra-domiciliaires et extra-domiciliaires. Les gîtes à *aegypti* sont généralement situés entre 0 et 2 m du sol (par exemple dans des gouttières bouchées). Les différents types de gîtes doivent être au préalable identifiés et classifiés de manière à pouvoir donner les résultats par type de gîte, si besoin. Les feuilles que j'ai pu voir au Service d'Hygiène me semblent tout à fait adéquates. La prospection des gîtes larvaires coïncide dans le temps et l'espace avec les captures d'adultes. Il est donc conseillé de pratiquer les 2 types d'échantillonnage sur les mêmes sites.

3. Récolte des adultes

La capture sur homme est le plus souvent employée. Elle présente l'avantage d'échantillonner la population des femelles venant prendre un repas de sang, donc la fraction de population susceptible de transmettre un virus. La technique employée à Tahiti consiste à capturer les insectes venant se poser sur les jambes du captureur (le captureur travaille en short) à l'aide d'un aspirateur à bouche. Il s'agit d'un tube plastique rigide transparent, muni d'un petit filtre (moustiquaire) à une extrémité, prolongée par un tuyau plastique souple par lequel on "aspire" le moustique. L'insecte reste prisonnier dans le tube rigide et ne peut pas être avalé par le captureur en raison du filtre. A la fin de la capture, l'ensemble des moustiques prisonniers est transféré vivant dans un tube à essai que l'on bouche avec du coton. Le tube est dûment référencé (lieu, heure, etc...).

Les captures durent en général 15 minutes, mais peuvent être allongées si la densité des vecteurs est faible. Le choix de la station de capture (c'est-à-dire l'endroit où le captureur se tiendra immobile durant toute la phase de capture) est primordiale. Il faut, bien évidemment se poster dans les endroits favorables (donc abrités, non ventés, etc...). L'heure des captures est un facteur important. Il est souhaitable qu'elles aient lieu au moment des pics d'agressivité d'*Ae. aegypti* : le matin et/ou en fin d'après-midi.

La fiche de capture doit comporter le lieu de capture (exact), la date et l'heure de la capture ainsi que le nom du captureur. Si possible, le nombre d'*aegypti* capturés.

J'ai déjà évoqué la possibilité de capturer les adultes à l'aide d'un piège collant. Cette méthode paraît éthiquement meilleure, mais nous n'avons pas encore idée du "rendement" statistique d'un tel piège. Une telle méthode de capture possède des avantages théoriques certains : les pièges sont homogènes et intègrent les captures sur de longues périodes, on peut en disposer un grand nombre... Le piège mis au point à Tahiti est


dérivé du pondoir piège. Il est simplement badigeonné de glu, avec un peu d'eau dans le fond pour attirer les femelles à la recherche d'un gîte de ponte. Des tests sont encore en cours pour améliorer la technique (notamment en disposant d'attractifs chimiques dans l'eau : octenol, butyrate de méthyle...). Si la méthode est au point, il serait intéressant de la tester dans les conditions de Nouméa.

La démoustication : le cas d'*Aedes aegypti*

Aedes aegypti est un moustique essentiellement endophile (il reste dans les habitations). C'est pourquoi, les applications ULV ont souvent un impact limité (Service, 1992), surtout dans les zones où les maisons sont relativement fermées. De plus, la lutte adulticide n'attaque pas les larves, qui remplacent presque immédiatement la population des adultes tués par ULV. Par ailleurs, en admettant qu'un traitement ULV soit efficace sur les adultes, il faut le répéter avec une fréquence assez grande (tous les 5 jours environ, moins que le cycle extrinsèque de la dengue et idéalement, moins que la période intrinsèque d'incubation). Ceci implique donc un déploiement de forces considérables si on désire traiter l'ensemble d'une ville comme Nouméa et sa banlieue. Cette fréquence peut aussi engendrer à terme des phénomènes de résistance des moustiques aux insecticides.

En période d'épidémie, il a souvent été que la lutte adulticide n'enrayait pas la propagation de la dengue, mais "étalait" les cas sur une plus grande période de temps, empêchant ainsi un "pic" épidémique pouvant être non seulement économiquement nuisible (commerces et administrations paralysés), mais encore pouvant engorger les hôpitaux par un afflux de personnes malades. En période d'épidémie, les traitements adulticides sont donc recommandés, même s'ils n'apportent pas un contrôle total des adultes.

Actuellement, les entomologistes sont arrivés à la conclusion que la seule façon de contrôler *Aedes aegypti* efficacement était la lutte anti-larvaire (Gubler, 1991). C'est une lutte à long terme, qui doit se pratiquer toute l'année et plus encore en période critique (saison des pluies et périodes épidémiques) en traitant et/ou en supprimant les gîtes de développement larvaire. Les efforts développés par le Service Municipal d'Hygiène de Nouméa par le Dr. DUBOURDIEU vont dans ce sens et sont, à mon avis, les plus prometteurs. C'est une méthode simple, qui n'est pas facile à mettre en pratique car elle requière la participation des communautés pour contrôler, chacun dans sa maison, les gîtes de développement larvaire.



Tests de sensibilité des moustiques aux insecticides - Résistances

La sensibilité des moustiques (larves ou adultes) aux insecticides se mesure classiquement par une technique normalisée mise au point par l'O.M.S. dès 1963. Pendant un temps déterminé, on expose des lots de moustiques à des concentrations croissantes d'insecticides et on mesure la proportion de moustiques morts dans chaque lot.

L'idéal serait d'utiliser ces épreuves pour obtenir des données de référence avant de commencer l'emploi des insecticides contre les moustiques, puis de procéder à intervalles réguliers à des contrôles pour déceler d'éventuelles modifications de la sensibilité. Ces contrôles doivent se faire à divers endroits et saisons pour découvrir l'effet d'éventuelles variations climatiques.

Le principe de l'épreuve de sensibilité est de déterminer la DL50 (dose létale qui tue 50 % des moustiques soumis au test) et de suivre l'évolution dans le temps de cette DL50. Si on ne dispose pas de référence (comme c'est le cas à Nouméa, où les traitements insecticides sont en place depuis plusieurs années), on peut comparer les DL50 des souches locales à la DL50 d'une souche réputée sensible, maintenue en laboratoire. Une telle souche existe pour *Aedes aegypti* : c'est la souche ROCK, qu'on peut se procurer dans divers laboratoires de recherche (pour *Cx. quinquefasciatus*, c'est la souche S-LAB). La comparaison des DL pour les souches locales et sensibles permet de déterminer si il y a ou non un phénomène de résistance qui apparaît dans les populations.

Pour les *Culex*, des méthodes plus récentes existent, basées sur la mise en évidence de gènes de résistance (par l'intermédiaire du dosage des enzymes estérases A2-B2).

Pour un exposé plus détaillé, on pourra se référer aux articles que j'ai indiqué dans la bibliothèque, en fin de rapport.

Rôle probable de *Culex quinquefasciatus* et d'*Aedes vigilax* dans la transmission de la dengue en Nouvelle-Calédonie

Introduction de nouvelles espèces

Le rôle de *Cx. quinquefasciatus* est une question qui m'a été posée en raison de suspicions légitimes, comme la confirmation de 6 cas de dengue dans une zone (restreinte, puisqu'il s'agit d'un bâtiment d'hôpital) à priori indemne d'*Ae. aegypti*, mais où *Cx. quinquefasciatus* était apparemment présent. Or, *Cx. quinquefasciatus* est un vecteur efficace d'autres arbovirus...

Avant d'aller plus en avant dans la discussion, j'aimerais rappeler ce que l'on qualifie d'espèce vectrice.

Par rapport à un rôle éventuel dans la transmission de virus, on classe généralement les moustiques en 3 catégories :

- **Vecteur suspecté** : un moustique est suspecté être vecteur d'un virus si ce virus a été isolé chez les individus de l'espèce capturée dans la nature. Cela indique simplement que le moustique peut héberger le virus, après avoir piqué un hôte infecté. Toutefois, le moustique peut ne pas devenir infectant, ou peut ne pas retransmettre le virus en vertu de nombreux paramètres (longévité trop brève du vecteur, contact homme/vecteur insuffisant, etc...).
- **Vecteur potentiel** : se dit d'une espèce qui a été capable de retransmettre le virus dans des conditions de laboratoire. Mais cela ne veut pas dire que l'espèce est nécessairement impliquée dans la transmission du virus dans la nature.
- **Vecteur confirmé** : se dit d'une espèce connue pour transmettre le virus dans des conditions naturelles. Dans ce cas, le virus a été isolé chez des individus de l'espèce incriminée durant une épidémie alors que :
 - l'espèce est aussi réputée pour avoir des contacts fréquents avec l'homme (et le réservoir de virus, qui peut aussi être l'homme),
 - l'espèce vit suffisamment longtemps en conditions naturelles pour retransmettre le virus.

- les autres espèces réputées vecteurs susceptibles ou vecteurs potentiels sont absentes de la zone géographique,
- d'autres questions peuvent apparaître comme l'importance du rôle vecteur : le moustique est-il un vecteur principal ou un vecteur secondaire, voire accidentel ?

Quoiqu'il en soit, l'efficacité d'une espèce comme vecteur dépend de nombreux facteurs dont les plus importants sont : l'abondance des moustiques, les préférences trophiques, le taux de piquêre, la longévité des moustiques, le taux naturel d'infection, la capacité du moustique à retransmettre le virus...

Ainsi, au vu de cette classification, *Cx. quinquefasciatus* comme *Ae. vigilax* ne semblent pas pouvoir entrer dans la catégorie "vecteur confirmé de dengue". (*Cx. quinquefasciatus* et *Ae. vigilax* sont par contre des vecteurs du Ross River virus...).

Par ailleurs, *Cx. quinquefasciatus* est aussi un moustique très présent dans les environnements où la dengue sévit particulièrement, comme en Asie du Sud Est, Puerto-Rico et la zone Caraïbes etc... et jamais cette espèce n'a été signalée comme étant vectrice de dengue. A l'heure actuelle, il semble donc qu'*Ae. aegypti* soit le seul vecteur d'importance. Même *Ae. albopictus*, pourtant vecteur confirmé de dengue dans certaines régions du monde, ne semble pas être vecteur partout où il pourrait (message de P. Reiter sur le réseau d'information PROMED du 1er décembre 1995).

INTRODUCTION DE NOUVELLES ESPECES :

Actuellement, la Nouvelle-Calédonie est indemne de certaines espèces ou de certains virus qui sont ailleurs des problèmes graves de Santé Publique et qui pourraient être importés. Citons, en particulier : les Anophèles (et le paludisme), *Aedes albopictus* (aussi vecteur de dengue, et qui a actuellement tendance à s'implanter un peu partout dans le monde). Le Ross River virus est parfois présent en Nouvelle-Calédonie, mais ne semble pas être endémique. Ses vecteurs sont principalement *Culex quinquefasciatus*, *Aedes vigilax* et *Aedes notoscriptus* qui existent en Nouvelle-Calédonie. Si il est difficile de contrôler l'arrivée de virus (ce sont en général des personnes infectées, asymptomatiques, qui en voyageant transportent le virus), il faut penser à contrôler les vecteurs autres qu'*Aedes aegypti*. Le Dr. Dubourdieu et le Service d'Hygiène en sont très conscients et mènent d'ailleurs une lutte anti-*Culex*, aussi bien qu'anti-*Aedes*. Il me semble nécessaire

de maintenir la surveillance de la zone de Tontouta (aéroport), afin de prévenir de l'introduction d'espèces étrangères.

Dans ce cadre, toutes les méthodes de capture doivent être mises en oeuvre, aussi bien celles destinées à capturer les moustiques diurnes que nocturnes : pondoirs pièges et pièges lumineux, tels qu'ils sont actuellement pratiqués me semblent tout à fait corrects.

Cependant, ce type de surveillance devrait être étendue à des zones sensibles comme le port de Nouméa. *Aedes albopictus* est connu pour s'être introduit dans de nombreux pays par "voie maritime", dans du fret (le plus souvent des pneus rechapés en provenance d'Asie). La zone portuaire devrait donc être particulièrement surveillée et désinsectisée avec soin.

De même, le petit aéroport intérieur de Nouméa devrait être surveillé, aussi bien que l'arrivée d'espèces étrangères (qui auraient transité par les Iles Loyauté) que pour empêcher l'introduction d'espèces présentes à Nouméa et absentes dans ces îles. *Aedes aegypti*, par exemple, semble être absent de 2 des Iles Loyauté (Mme Laille, comm. pers.). La désinsectisation des aéronefs et du fret (surtout les plantes et les gîtes potentiels à *aegypti* devraient être contrôlés) pourrait être envisagée afin de limiter les risques d'introduction. Le risque ne sera bien sûr pas nul, puisqu'*Aedes aegypti* possède des oeufs résistants à la dessiccation et que c'est bien souvent à ce stade que les insectes sont transportés involontairement d'un endroit à l'autre (et par d'autres voies qu'aériennes seulement). Une petite étude complémentaire pourrait être menée, afin de vérifier l'absence effective d'*Aedes aegypti* de ces îles et essayer de comprendre pourquoi l'espèce y est absente (y a-t-il, par exemple, compétition interspécifique entre une espèce indigène et *Aedes aegypti* qui empêcherait son implantation ? Des espèces comme *Ae. notoscriptus* et *Tripteroides melanesiensis* semblent être des candidats possibles).

Un modèle mathématique de la dengue ?

De nombreux modèles théoriques existent pour décrire la progression d'épidémies. De nombreux modèles mathématiques décrivent la dynamique de virus transmis par vecteurs (voir les articles de May, et en particulier les chapitres consacrés dans le livre d'Anderson & May (1991)). Pour la dengue, il existe quelques modèles qui soit appliqués sur le terrain :

- Celui de Koopman et al. (1991), relie les risques de dengue à la température ambiante (qui influence la dynamique de population des moustiques et la réplication virale), mais son application est limitée aux conditions de Mexico, qu'il faudrait modifier pour une éventuelle application à Nouméa.
- Celui de Newton & Reiter (1992) semble plus général, mais ne fait pas intervenir de modification de l'environnement (on suppose que le nombre de gîtes disponibles est constant toute l'année), ce qui ne semble pas être la cas à Nouméa.
- Celui de Focks et al. (1995) (CIMSiM et DENSiM) est le plus complet, mais nécessite de nombreuses informations en input. Si un tel modèle doit être utilisé, il faut procéder d'abord à une étude de dynamique de population d'*Ae. aegypti* à Nouméa de manière à avoir un modèle CIMSiM (simulation de la dynamique des moustiques) qui donne en input de ENSiM (modèle pour la circulation du virus chez l'homme) des valeurs justes. Pour CIMSiM, il faut connaître les taux de mortalité journaliers des moustiques, le cycle gonotrophique, le poids et le nombre de femelles qui émergent, ce qui est loin d'être évident (Focks et al. 1993a, b). Par ailleurs, ce modèle semble donner de bons résultats en Amérique Centrale, mais rien ne prouve que les facteurs influants là-bas, le soient ailleurs.

Une manière peut être de tourner la difficulté serait de prendre le modèle de Newton et Reiter, qui suppose peu d'hypothèses de départ, et de le compléter par une fonction décrivant les fluctuations des populations de moustiques, de manière simple, en utilisant des données météorologiques. Dans ce cadre, l'environnement (supposé constant par Newton et Reiter), pourrait varier avec (par exemple) les **conditions météorologiques** qui modifient la dynamique de population des insectes et donc la taille des populations de moustiques.

Il ne faut pas cependant perdre de vue que l'élaboration d'un modèle "dengue", s'il reste possible, peut prendre du temps avant d'être opérationnel. Il est à espérer qu'un vaccin soit disponible d'ici peut et vraisemblablement un tel modèle risque de ne pas avoir assez de recul pour être calibré à Nouméa.

Les modèles déjà opérationnels offrent cependant des conclusions intéressantes qui peuvent être généralisées. Par exemple, il semblerait qu'un bon indice de risque de dengue soit le "nombre de femelles de moustique par personne". Ainsi, une surveillance entomologique "dengue" devrait essentiellement se faire par dénombrement des adultes qui reste l'indice le plus sensible.

Un seuil de transmission a aussi été suggéré par les modèles : il semblerait qu'une densité de 0,5 femelle par personne soit un seuil (estimé et vraisemblablement un seuil supérieur) pour permettre la transmission de la dengue. Il faut toutefois prendre cette valeur comme une tentative d'estimation. D'autres valeurs ont été suggérées, souvent légèrement supérieures.

Bibliographie (non exhaustive)

Généralités sur la dengue :

de manière générale, les articles de Gubler, par exemple :

Gubler, D. J. 1988. Dengue. In : The arboviruses : Epidemiology and Ecology. (ed. T.P. Monath), Boca Raton : 231-261.

Sur les méthodes d'échantillonnage :

Service, M. W. 1993. Mosquito Ecology. Field sampling methods (2nd Edition). Chapman & Hall, London.

Katholi, C. R., Toé, L., Merriweather, A. & Unnasch, Territoire. R. 1995. Determining the prevalence of *Onchocerca volvulus* infection in vector populations by polymerase chain reaction screening of pools of Black Flies. J. Infec. Dis. 172 : 1414-1417.

Sur l'écologie d'*Aedes aegypti* :

Christophers, S. R. 1960. *Aedes aegypti* (L.). The yellow fever mosquito. Its life history, bionomics and structure. Cambridge : Cambridge University Press.

Degallier, N., Herve, J. P., Travassos da Rosa, A.P., & Sa, G. C. 1988. *Aedes aegypti* (L.) : importance de la bioécologie dans la transmission de la dengue et des autres arbovirus. Première et deuxième partie. Bull. Soc. Path. Exot. 81 : 97-124.

Nelson, M. J. 1986. *Aedes aegypti* : biology and ecology. Washington : Pan American Health Organization, PNSP/86-64 : 50 p.

Service, M. W. 1992. Importance of ecology in *Aedes aegypti* control. Southeast Asean J. Trop. Med. Publ. Hlth. 23 (4) : 681-690.

Sur la prévention et le contrôle de la dengue :

Chan, K. L. 1985. Singapore's dengue haemorrhagic fever control program : a case study on the successful control of *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus* using mainly environmental measures as a part of integrated vector control. Singapore : Department of Zoology. National Univ. Singapore.

- Gratz, N. G. 1993. Lessons of *Aedes aegypti* control in Thailand. Med Vet. Ent. 7 : 1-10
- Gubler, D. J. 1991. The resurgence of vector-borne disease with emphasis on dengue hemorrhagic fever. Vector Ecol. Newsletter 22 (1) : 5-6.
- Gubler, D. J. & Casta-Valez, A. 1991. A program for prevention and control of epidemic dengue and dengue hemorrhagic fever in Puerto Rico and the U.S. Virgin Island. Bull. PAHO 25 (3) : 237-247.
- Llyod, L.S.; Winch, P., Ortega-Canto, J. & Kendall, C. 1994. The design of a community-based health education intervention for the control of *Aedes aegypti*. Am. J. Trop. Med. Hyg. 50 (4) : 401-411.
- Morens, D. M. Dengue fever : A prevention summary for health Workers. Doc mimeo (j'en ai un exemplaire, si besoin)
- Service, M. W. 1992. Vector Control. Where are we now ? Bull. Soc. Vector Ecol. 17 : 94-108
- Service, M. W. 1993. Community participation in vector-borne disease control. Ann. Trop. Med. Parasitol. 87 : 223-234.

Sur les modèles mathématiques :

- Anderson, R. M. & May, R. M. 1991. Infectious diseases of Humans. Dynamics and control. Oxford Science Publications. Oxford Univ. Press.
- Focks, D.A., Haile, D.G., Daniels, E., Mount, G. A. 1993. Dynamic life table model for *Aedes aegypti* (L.) (Diptera : Culicidae). Analysis of the literature and model development. J. Med. Ent. 30 : 1003-1017.
- Focks, D.A., Haile, D.G., Daniels, E., Mount, G. A. 1993. Dynamic life table model for *Aedes aegypti* (L.) (Diptera : Culicidae). Simulation results and validation. J. Med. Ent. 30 : 1018-1028.
- Focks, D.A., Daniels, E., Haile, D.G. & Keesling, J.E. 1995. A simulation model of the epidemiology of urban dengue fever : literature analysis, model development, preliminary validation, and samples of simulation results. Am. J ; Trop. Med. Hyg. 53 (5) : 489-506
- Koopman, J. S., Prevots, R. & Marin, M.A.V. 1991. Determinants and predictors of dengue infection in Mexico. Am. J. Epidemiol. 133 (11) : 1168-1178.
- Newton, E.A.C. & Reiter, P. 1992. A model of the transmission of dengue fever with an evaluation of the impact of ULV insecticide applications on dengue epidemics. Am. J. Trop. Med. Hyg. 47 (6) : 709-720.

Sur les tests insecticides - Résistance :

- O.M.S. 1980.** Resistance of vectors to pesticides. WHO Tech. Rep. Ser. 655.
- O.M.S. 1981.** Instructions à suivre pour déterminer la sensibilité ou la résistance des larves de moustiques aux insecticides. WHO/VBC/81. 807 : 5 p.
- O.M.S. 1981.** Instructions à suivre pour déterminer la sensibilité ou la résistance des moustiques adultes aux insecticides organochlorés, organophosphorés et carbamates. Epreuves diagnostique ou discriminatoire. WHO/VBC/81. 806 : 8 p.
- Pasteur, N & Geoghiou, G.P. 1981.** Filter paper test for rapid determination of phenotypes with high esterase activity in organophosphate resistant mosquitoes. Mosq. News 41 (1) : 181-182.
- Pasteur, N & Geoghiou, G.P. 1989.** An improved filter paper test for detecting and quantifying increased esterase activity in organophosphate resistant mosquitoes (Diptera : Culicidae). J. Econ. Ent. 82 (2) : 347-353.
- Swaroop, S. 1968.** Méthodes statistiques utilisables dans les campagnes d'éradication du paludisme. O.M.S. Monographie n° 51 (voir chapitre 11 : Epreuves de sensibilité aux insecticides).
-

Liste des espèces de Culicidae rencontrées en Nouvelle Calédonie et leur rôle vecteur

| Genre | Espèce | Présence en N. Calédonie | Dengue | Fièvre jaune | Ross River | Murray Valley Encephalite | KUN | Dirofilaria immitis | Wuchereria bancrofti |
|----------------|------------------|--------------------------|--------|--------------|------------|---------------------------|-----|---------------------|----------------------|
| Culex | australicus | F | | | | L (V?) | V ? | | |
| Culex | iyengari | F | | | | | | | |
| Culex | quinquefasciatus | F | | | V? | L (V?) | V ? | V | V |
| Culex | sp8 (f.NC) | | | | | | | | |
| Culex | annulirostris | F | | | V | V | V | V | |
| Culex | bitaeniorhynchus | | | | | V | | | |
| Culex | sitiens | F | | | L | | | | |
| Culex | starckae | | | | | | | | |
| Culex | cheesmanae | | | | | | | | |
| Culex | dumbletoni | | | | | | | | |
| Culex | gaufini | | | | | | | | |
| Culex | millironi | | | | | | | | |
| Culex | sp 13 (f. Bélep) | | | | | | | | |
| Coquillettidia | xanthogaster | F | | | L (V?) | | | | |
| Aedes | notoscriptus | F | ? | | L | L | | V | |
| Aedes | vigilax | F | | | L,V | L-V | | V | |
| Aedes | alternans | F | | | V? | | | | |
| Aedes | vexans | F | | | | | | | |
| Aedes | aegypti | F | V | V | V | V | | | |
| Tripteroides | caledonicus | F | | | | | | | |
| Tripteroides | melanesiensis | F | | | | | | | |
| Tripteroides | solomonis | | | | | | | | |
| Tripteroides | f. Rivière Bleue | | | | | | | | |

F= Fréquent

L = Transmet en conditions de laboratoire mais rôle vecteur dans la nature non prouvé

V = Rôle vecteur naturel ; ? rôle possible