

OBSERVATIONS SUR LES METHODES ACTUELLEMENT DISPONIBLES POUR
DETERMINER LA SENSIBILITE AUX INSECTICIDES DES INSECTES D'IMPORTANCE
MEDICALE.

par J. HAMON et J. MOUCHET

INTRODUCTION. Avant d'entreprendre une campagne de lutte contre des insectes vecteurs de maladies, ou simplement gênants par leur agressivité vis à vis de l'homme, il est utile de déterminer de façon objective quels sont, parmi les insecticides disponibles, ceux auxquels les insectes que l'on désire détruire sont sensibles.

En cours d'opérations la simple prudence exige de vérifier de temps à autre si la sensibilité des vecteurs aux insecticides ne diminue pas, afin de pouvoir déceler en temps utile l'apparition de populations résistantes, pour permettre de changer les insecticides ou les méthodes de lutte employées sans que la campagne en cours souffre de cette réorganisation.

D'assez nombreuses méthodes ont été proposées depuis une dizaine d'années pour déterminer de façon précise la sensibilité aux insecticides des insectes d'importance médicale, et certaines d'entre elles sont actuellement standardisées de façon définitive ou provisoire par l'Organisation Mondiale de la Santé, alors que d'autres sont simplement en cours d'étude (O. M. S., 1960 - BUSVINE, 1960)

De nombreux facteurs, liés à l'insecte comme aux techniques d'exposition à l'insecticide, étant susceptibles d'influencer les mesures de sensibilité (HAMON et MOUCHET, 1961) il est souhaitable, chaque fois que cela est possible, d'employer les méthodes standardisées existantes, afin d'éviter une dispersion des efforts et un gaspillage de temps. Cela permet une meilleure comparaison des résultats d'un laboratoire à un autre, et dans bien des cas cela peut éviter de graves erreurs de techniques rendant les résultats très sujets à caution.

Lorsqu'une méthode standardisée n'exista pas, ou ne convient pas, il n'est pas inutile de connaître les solutions déjà utilisées avant d'inaugurer sa propre méthode. Notre but dans cet article est simplement de présenter et de commenter les techniques d'étude satisfaisantes dans leurs principes et leurs résultats, qu'elles soient ou non standardisées.

PRINCIPES GENERAUX.

Les essais de sensibilité des insectes aux insecticides visent avant tout à donner des résultats reproductibles et comparables entre eux. Ils ne visent en aucune façon à reproduire les conditions naturelles, bien au contraire.

Des lots d'insectes, aussi homogènes que possible, sont exposés à des concentrations d'insecticides croissant en progression géométrique, dans des conditions de temps de contact et de mise en observation terminés on compte dans chaque lot les morts et les vivants, et on détermine la mortalité brute et la mortalité corrigée (1) correspondant à chaque concentration d'insecticide. La ligne de régression concentration/mortalité est tracée sur un papier gaussien-logarithmique et permet de déterminer graphiquement les concentrations léthales caractéristiques qui sont généralement la CL 50 (2) et la CL 90, alors que la CL 100 est déduite directement des résultats de l'

 (1) la mortalité corrigée est obtenue à partir de la mortalité brute par la formule d'ABBOTT; elle tient compte de la mortalité inhérente à l'espèce et de celle provoquée par les manipulations.

$$\text{mortalité corrigée \%} = \frac{\text{mortalité brute \%} - \text{mortalité témoin \%}}{100 - \text{mortalité témoin \%}} \times 100$$

(2) La CL 50 abréviation pour Concentration léthale 50 est la plus basse concentration d'insecticide qui entraîne la mort de 50 % des individus en expérience. La CL 90 est la concentration provoquant 90% de mortalité et la CL 100 est la concentration où tous les individus sont tués.

expérimentation. (HAMON & MOUCHET, 1961). Lorsque c'est nécessaire, les concentrations léthales caractéristiques et leurs intervalles de confiance peuvent être calculés par les méthodes d'analyse de LICHTFIELD & WILCOXON (1952).

La comparaison des niveaux de sensibilité se fait ordinairement, pour des populations homogènes, en comparant les CL 50 ou les CL 90. Si les populations sont hétérogènes les CL 100 fournissent une information plus précise car elles sont sous la dépendance de l'individu testé le plus résistant; or, si ces individus résistants sont peu nombreux dans une population donnée sa CL 50 ne sera pas modifiée et la CL 90 aura peu varié .

METHODES PARTICULIERES A CHAQUE GROUPE

A/ Moustiques adultes

La méthode classique, standardisée par l'Organisation Mondiale de la Santé, est une synthèse des méthodes de BUSVINE et NASH (1953) et de FAY & coll. (1953). Elle est basée sur l'exposition des moustiques à des papiers imprégnés de solutions d'insecticides dans l'huile RISELLA; ces papiers tapissent des cylindres en matière plastique où sont exposés, pendant une heure, des lots de 20 à 30 femelles si possible fraîchement gorgées. La lecture de la mortalité est faite 24 heures après la fin du contact insecticide. La mise en observation se fait, soit dans des tubes identiques à ceux servant à l'exposition mais tapissés de papier non toxique, soit dans des gobelets de carton, soit dans des cages. Les gobelets en carton, d'après notre expérience, permettent une survie élevée des lots témoins dans des conditions climatiques très sévères. Il est nécessaire, pendant la période de mise en observation, de mettre à la disposition de chaque lot de moustiques un tampon de ouate imbibé d'eau ou d'eau sucrée. Pour les populations extrêmement sensibles le temps de contact peut-être réduit à trente minutes, tandis que pour celles fortement résistantes différents auteurs ont utilisé des temps de contact atteignant 24 heures

W. MATHIS et coll., 1959 - BUSVINE, 1958 c - NOUCHET et coll., 1960 - O. M. S., 1960)

Cette méthode classique basée sur le principe de l'autodosage, assure à chaque femelle les mêmes chances de recevoir une dose moyenne d'insecticide dans un lot déterminé, mais il y a toujours des écarts à la moyenne, dus au comportement propre de chaque spécimen. Pour certaines expérimentations où l'on désire connaître exactement la dose reçue par chaque individu on peut avoir recours à l'application topique d'une solution huileuse d'insecticide à l'aide d'une microseringue (BUSVINE, 1951) ou d'une micropipette (UNGUREANU & UNGUREANU, 1959). L'application topique d'une solution d'insecticide sur des moustiques anesthésiés est une opération assez délicate relevant plutôt des recherches de laboratoire (HADAWAY & BARLOW, 1957 a et 1957 b - UNGUREANU, 1959) que des enquêtes sur le terrain.

L'O. M. S. fournit des troussees contenant tout le matériel nécessaire à l'exécution sur le terrain d'enquêtes par la méthode standard, et des centaines d'équipes les utilisent actuellement dans les différentes parties du monde, bien que certains chercheurs continuent d'utiliser la méthode initiale de BUSVINE & NASH qui donne d'ailleurs des résultats absolument comparables à ceux de la méthode standard (BUSVINE, 1958 c).

B / Larves de moustiques.

La méthode actuellement standardisée par l'O. M. S. est une synthèse, proposée par BROWN (1957) de différents procédés utilisés dans les centres de recherches anglais et américains. Elle comporte l'exposition, pendant 24 heures, de lots de 20 à 25 larves, à des suspensions d'insecticides; la lecture de la mortalité est faite immédiatement après la fin de la période d'exposition. On utilise pour cela des récipients émaillés ou en verre, de 7,5 à 10 cm de diamètre, contenant 250 centimètres cubes d'eau distillée, auxquels on ajoute 1 centimètre cube de la solution mère d'insecticide. Les différentes concentrations sont obtenues, non en diluant les suspensions, mais en uti-

lisant toute une gamme de solutions mères dans l'éthanol. Les larves utilisées doivent être au début du quatrième stade ou à la fin du troisième stade, et si plus de 10 % d'entre elles se transforment en nymphes au cours de l'essai l'expérimentation est à recommencer. L'O. M. S. fournit des trousseaux contenant les pipettes, les solutions mères de DDT, dieldrine, gamma HCH, malathion, diazinon et baytex, et des petites passoires pour la manipulation des larves. Cette méthode a été très largement employée pour les recherches concernant les Culicidés.

Le principal reproche fait à la méthode standard est sa grande durée. La mortalité des larves, qui ne peuvent pas être nourries pendant le contact insecticide, est parfois importante (ELLIOTT, 1958 - HOLSTEIN et coll., 1960). D'autre part les espèces tropicales à évolution rapide passent vite du quatrième stade jeune à la nymphe et, même avec un tri sérieux des larves il n'est pas toujours possible d'éviter un pourcentage appréciable de nymphose, or la sensibilité des larves aux insecticides varie beaucoup dans les heures précédant la nymphose. D'autre part la température varie beaucoup au cours du contact, et la concentration des suspensions insecticides diminue notablement au cours des 24 heures par redistillation de l'insecticide avec l'eau. Enfin les récipients doivent être "décontaminés" par nettoyage avec des oxydants puissants ou par chauffage avant de pouvoir être réutilisés pour une autre expérimentation, ce qui prend du temps et constitue un sérieux handicap pour l'utilisation sur le terrain.

Pour remédier à ces inconvénients ELLIOTT (1958) a proposé une variante selon laquelle le temps de contact est réduit à une heure, et la mise en observation dure 5 heures. Il est ainsi possible de conduire une expérimentation tous les jours lors d'enquêtes sur le terrain. Les récipients sont des boîtes de Pétri, ou des coupelles en porcelaine, de 6 cm de diamètre. Les suspensions sont obtenues en mettant 1 cc de solution mère dans 1000 cc d'eau et en agitant fortement. Les lots contiennent 15 à 25 larves au jeune quatrième stade, selon la taille de l'espèce testée. La méthode d'ELLIOTT n'a jusqu'ici été appliquée qu'à quelques espèces de moustiques, mais elle semble donner

pleine satisfaction (ADAM et coll., 1958 a et b - ELLIOTT, 1959 - HOLSTEIN et coll., 1960):

C/ Poux.

La méthode standard de l'O. M. S., provenant de celle mise au point par l'armée américaine, comporte une exposition de 24 heures, à l'obscurité, de lots de 10 à 20 poux sur des carrés de tissu soupoudrés d'insecticide. La lecture de la mortalité est faite immédiatement après la fin de la période d'exposition. Les carrés de tissu ont 90 centimètres carrés, et sont soupoudrés avec des sachets contenant 0,5 gramme de poudre insecticides. Les concentrations disponibles sont 0,1 - 0,5 - 1 et 5% de DDT, 0,25 et 0,5% de gamma HCH, et 0,02 et 0,04% de pyréthrines. Il est recommandé de mettre en expérience chaque jour, deux lots à chaque concentration disponible, pendant trois jours de suite. Etant données les relations étroites existant entre les poux et les êtres humains on observe de grandes différences de sensibilité des poux dans une même région d'un porteur à l'autre, et les enquêtes doivent porter sur un échantillonnage humain aussi vaste que possible (NICOLI & SAUTET, 1955). La trousse standard fournie par l'O. M. S. contient les carrés de tissu et les sachets de poudres aux différentes concentrations, la boîte qui les contient pouvant servir de chambre de conservation des lots pendant l'exposition à l'insecticides. Cette trousse standard a servi à l'exécution d'une grande enquête sur la sensibilité des poux aux insecticides entreprise dans le monde entier en 1953 sous l'égide de l'O. M. S. (WRIGHT & BROWN, 1957).

L'emploi de poudres n'assurant pas une bonne corrélation entre la concentration d'insecticide et la mortalité résultante, même chez les populations sensibles, BUSVINE & NASH (1953) ont proposé d'employer des papiers imprégnés de solutions huileuses d'insecticides, comme dans le cas des moustiques adultes, avec une période de contact de 18 heures suivie d'une mise en observation de 48 heures; ils ont eu des résultats satisfaisants avec leur méthode qui a été également employée par BUSVINE & HARRISON (1953) et par SHAWARBY (1953).

Plus récemment, et pour les mêmes raisons, SMITH (1959) a employé pour les poux la méthode standard provisoire recommandée par l'O. M. S. pour les puces, basée elle aussi sur l'emploi de papiers imprégnés.

D/ Puces adultes.

La méthode standard provisoire proposée par l'O. M. S. dérive d'une adaptation de la méthode initiale employée pour les puces par BUSVINE & NASH (1953) et utilisée ensuite avec succès par SHAWARBY (1953) et SEN (1958). Elle comporte l'exposition de lots de 10 puces, des deux sexes, pendant une heure, à des papiers imprégnés de solutions de dieldrine ou de DDT dans l'huile Risella, à l'intérieur de tubes à essais maintenus verticaux et à l'obscurité. La lecture de la mortalité est faite après une mise en observation de 24 heures dans des tubes propres contenant une languette de papier filtre. Cette méthode semble satisfaisante dans son emploi vis à vis de Xenopsylla cheopis (ROTSCH SEN, 1958), mais l'expérimentation faite avec Pulex irritans L. par SMITH (1959) indique nettement que pour cette espèce normalement peu sensible un temps de contact de 1 heure est insuffisant pour entraîner une mortalité de 100% avec les plus fortes concentrations d'insecticides disponibles. Avec une souche résistante de X.cheopis, PATEL et coll., (1960) ont employé des temps de contact atteignant 24 heures, sans enregistrer de mortalité excessive dans les lots témoins. La trousse fournie par l'O. M. S. contient tout le matériel nécessaire à l'exécution des tests.

E/ Larves de puces.

SHAWARBY (1953) a utilisé pour les larves de puces la méthode suggérée par BUSVINE & NASH pour les puces adultes, en utilisant 1 heure de contact et 48 heures de mise en observation.

F/ Phlébotomes adultes.

La méthode standard provisoire proposée par l'O. M. S.

dérive d'une adaptation aux phlébotomes, par HADJINICOLAOU (1958), de la méthode standard O. M. S. pour les moustiques adultes. Le temps de contact avec les papiers imprégnés est de 1 heure et la lecture de la mortalité est faite après 24 heures de mise en observation. Les lots sont de 25 phlébotomes des deux sexes. Ce procédé a donné de bons résultats avec Phlebotomus papatasi.

La trousse fournie par l'O. M. S. ne diffère de celle destinée aux moustiques adultes que par le grillage fermant les tubes, qui est composé de mailles très fines.

G/ Glossines adultes.

ARMSTRONG & BRANSBY-WILLIAMS (comm.pers.) ont utilisé pour les glossines, au Tanganyika, en 1959, la trousse O. M. S. destinée aux moustiques adultes. L'un d'entre nous a répété en 1960 l'expérimentation en Haute Volta sur Glossina palpalis R.D. La sensibilité de cette espèce au DDT étant assez marquée, nous avons employé des temps de contact de 30 minutes, suivis d'une mise en observation de 24 heures. La mortalité des lots témoins est restée dans des limites raisonnables, ne dépassant pas 8 % et nous n'avons pas observé des différences importantes de sensibilité en fonction du sexe, les mouches utilisées étant toutes à jeun, en lots ne dépassant pas 10 spécimens. Cette méthode n'est pas encore standardisée.

H/ Larves de simulies.

MUIRHEAD-THOMSON (1957) a proposé une méthode d'étude de la sensibilité des larves de simulies aux insecticides dérivée de la méthode d'élevage des larves de simulies de MARTINI (1921) et GRENIER (1949) et de la méthode standard O. M. S. pour les larves de moustiques. Les larves de simulies sont récoltées avec leur support végétal, puis placées dans des vases en verre assez hauts, d'une capacité d'au moins 5 litres, dans lesquels un mouvement de l'eau créé par une arrivée d'air à la partie inférieure du vase, grâce à une pompe pour

aquarium du type Belbul. Les larves se fixent sur le verre dans le courant ascendant, et le support végétal est alors enlevé. On peut faire une sélection des larves en enlevant toutes celles dont la taille ne convient pas et en essayant d'avoir 50 à 100 larves âgées par récipient. On remplace ensuite l'eau de chaque vase par une suspension d'insecticide, obtenue comme dans le cas des essais sur larves de moustiques. L'exposition à l'insecticide dure 1 heure, et la lecture de la mortalité est faite après une période de mise en observation de 24 ou de 48 heures.

MUIRHEAD-THOMSON a employé également, une plaque de verre mobile placée dans le courant de bulles d'air, comme support des larves de simulies. C'est une grosse amélioration car au lieu de transférer des liquides d'un vase à l'autre il suffit de transférer la plaque de verre portant les larves (GRENIER, 1949). MUIRHEAD-THOMSON a employé sa méthode avec Simulium damnosum, Theo. S. unicornutum Pom et S. cervicornutum Pom, en Afrique et avec S. equinum L. et S. venus tum SAY en Europe.

Parmi les inconvénients de la méthode de MUIRHEAD-THOMSON figurent le grand encombrement des récipients, et la difficulté d'accès aux larves au cours de l'expérimentation, notamment si on désire distinguer les mortes des mourantes et suivre à intervalles réguliers l'action de l'insecticide. OVAZZA et coll., (1961) ont proposé une modification de la méthode de MUIRHEAD-THOMSON en s'inspirant d'un procédé de conservation des larves de simulies signalé par WU (1931) et GRENIER (1949). Les suspensions d'insecticides sont préparées comme pour les expérimentations sur les larves de moustiques, les récipients utilisés étant des plateaux dans lesquels la profondeur de liquide ne dépasse pas 15 millimètres. Un courant d'eau est obtenu à l'aide d'une pipette éfilée reliée à une pompe Belbul. Les lots, de 200 larves, sont triées à la pince souple à partir des supports naturels provenant des gîtes, ce qui permet de bien normaliser les dimensions des larves et d'éliminer les jeunes et les prénymphe. Le temps de contact est de 30 minutes, la lecture de la mortalité étant faite

après une mise en observation de 24 heures. Les résultats sont assez bons avec S. damnosum, S. cervicornutum et S. medusaeformae hargreavesi Gibbins, mais la mortalité s'accroît de façon sensible chez les témoins à partir de la 10ème heure de mise en observation et peut dépasser 20% à la 24ème heure. La mortalité des lots traités ne s'accroissant pas plus rapidement que celle des lots témoins à partir de la 10ème heure, il serait probablement possible, dans une méthode standard, de réduire la durée de mise en observation. Sous réserve de disposer d'une source d'air comprimé, ou d'un petit groupe électrogène, la variante d'OVAZZA et coll., s'applique parfaitement à des enquêtes sur le terrain.

J/ Mouches domestiques.

De nombreux procédés ont été employés, mais deux dominent. Cet état de choses est dû au fait que les mouches domestiques ne sont pas très sensibles aux insecticides, et que l'emploi des papiers imprégnés de solutions huileuses d'insecticides ne permet pas d'obtenir de mortalité appréciable chez les souches résistantes. Sans être entièrement abandonné l'emploi de papiers imprégnés est donc très rare (CHAUVET et COZ, 1960).

Une méthode simple consiste à appliquer contre un mur, traité expérimentalement, des mouches, à l'aide de boîtes de Pétri ou de cages de différents modèles, puis après un temps de contact déterminé à les mettre en observation, et enfin à noter leur mortalité. On peut faire varier le dosage d'insecticide sur le mur, mais pas de façon précise, et l'interaction du mur avec l'insecticide ne permet pas d'avoir une progression régulière des doses reçues par les mouches. Ce procédé ne permet donc pas de tracer de ligne de régression et semble complètement abandonnée.

La méthode en faveur chez les spécialistes anglais, due à BUSVINE (1951), et largement employée au laboratoire (HADAWAY & BARLOW, 1957 a et b - NGUY & BUSVINE, 1960 - SHANAHAN, 1960 - BUSVINE

1959) et même sur le terrain (BUSVINE & HARRISON, 1953), consiste à déposer sur chaque mouche, après anesthésie par le gaz carbonique, une microgoutte (0,4 millimètre cube) de solution insecticide dans une huile minérale à l'aide d'une anse coudée en métal ou d'une micropipette. En faisant varier la concentration de la solution on fait varier la dose d'insecticide. Lorsque les solutions presque saturées n'entraînent pas la mortalité cherchée on peut accroître la dose d'insecticide en augmentant le volume de la microgoutte, et HADAWAY & BARLOW (1957 b) ont ainsi employé des microgouttes allant de 0,022 à 0,135 millimètre cubes. Après une mise en observation de 24 heures on note les mortalités et l'on peut tracer les lignes de régression. Il n'y a pas de limite à la précision dans la dose reçue par chaque individu, et la majorité des recherches de base sur la génétique de la résistance des mouches aux insecticides font appel à cette méthode. Les solutions huileuses ne doivent pas être remplacées par des solutions acétoniques car l'acétone s'évapore trop rapidement laissant des cristaux aisément perdus par les mouches et la dose réellement reçue par chaque mouche n'est plus connue.

La méthode en faveur chez les spécialistes américains, et se prêtant bien à l'application sur le terrain, consiste à tapisser ballon ou une fiole d'Erlenmeyer en verre d'une couche de cristaux d'insecticides en y faisant évaporer, dans certaines conditions, une solution d'insecticides dans un solvant volatil. On fait varier l'intensité du dépôt en faisant varier la concentration de la solution, mais la dose reçue par l'insecte n'est pas proportionnelle à la concentration de la solution, l'accessibilité de l'insecticide dépendant de la taille et de la forme des cristaux. La méthode standard du Service de Santé des Etats Unis comporte l'emploi de récipients de 21 mm de diamètre extérieur, de 71 mm de longueur, avec une ouverture rétrécie de 16 mm de diamètre dans lesquels on introduit 1 centimètre cube de solution insecticide et que l'on fait rouler presque à l'horizontale jusqu'à évaporation complète de l'acétone en chauffant le récipient à l'aide d'une forte lampe électrique. La solution mère contient 10 milligrammes d'insecticide par centimètre cube, les autres concentrations étant obtenues par dilution. Les mouches sont anesthésiées par le froid, pour

permettre de séparer les mâles des femelles et introduites par lots de 20 dans les récipients tapissés de cristaux d'insecticides. Le contact dure 15 minutes pour le DDT et 30 minutes pour la dieldrine et le gamma HCH. La mortalité est enregistrée après 24 et 48 heures de mise en observation dans le cas du DDT, et après 24, 48 et 72 heures dans le cas de la dieldrine et du gamma HCH (GRATZ, 1959).

K/ Punaises des lits.

La méthode standard provisoire proposée par l'O. M. S. est celle proposée par BUSVINE (1958 a et b) qui comporte l'exposition pendant 5 jours d'adultes des deux sexes à des papiers imprégnés d'insecticides en solution dans l'huile Risella, les récipients étant des tubes à essais en verre enveloppés de papier noir, comme dans le cas de l'expérimentation sur les puces. La lecture se fait dès la fin du contact avec l'insecticide. Cette méthode a été employée avec succès par SMITH (1958) au Tanganyika, et par HANON & EYRAUD (Obs.pers.) en Côte d'Ivoire. GRUCHET (1961) a observé une mortalité élevée dans les lots témoins à Madagascar, dépassant les taux admis par l'O. M. S.

Pour éviter une telle mortalité dans les lots témoins, qu'ils attribuent au long contact avec les papiers imprégnés d'huile Risella, les chercheurs hindous ont suggéré d'employer pour les punaises des lits la méthode standard O. M. S. pour les poux (SHARMA & SINGH, 1960).

CONCLUSIONS.

Des méthodes standardisées existent, ou sont en cours de standardisation, pour les principaux groupes d'insectes d'importance médicale et les troussees correspondantes sont mises à la disposition des expérimentateurs par la Division de l'Eradication du Paludisme de l'O. M. S. s'il s'agit des anophèles, et par la Division de l'Assainissement de l'O. M. S s'il s'agit des autres groupes d'insectes : Culicidés, Puces, Poux et Punaises. Ces méthodes standardisées couvrent la

majorité des besoins usuels en matière d'enquêtes sur le terrain et de recherches de laboratoire. Si c'est nécessaire d'autres méthodes ayant fait leurs preuves et assurant une très grande précision sont à la disposition des expérimentateurs. Toute innovation de méthode sans raison majeure est donc déconseiller, le problème de la résistance aux insecticides étant déjà assez complexe par lui même pour qu'il ne soit pas nécessaire de le compliquer par ignorance ou par négligence.

Office de la Recherche Scientifique et Technique Outre Mer, PARIS.

Laboratoire d'Entomologie médicale du Centre Muraz (C. C. C. G. E.),

Bobo Dioulasso.

RESUME.

Les méthodes actuellement utilisées et plus ou moins standardisées, pour évaluer la sensibilité et éventuellement détecter la résistance des insectes aux insecticides, sont décrites successivement; elles sont toutes basées sur des essais biologiques consistant en l'exposition des insectes à des concentrations connues d'insecticide, déposé sur des surfaces ou mis en suspension.

Sont ainsi exposées les méthodes applicables aux moustiques (adultes et larves), aux poux, aux puces (adultes et larves), aux phlébotomes, aux glossines, aux simulies (larves), aux mouches domestiques et aux punaises de lit.

SUMMARY

Methods for assessing the susceptibility of insects to insecticides or, eventually, for demonstrating resistance, are described; all are biological tests exposing insects to known concentrations of insecticides on surfaces or in suspension. Are successively exposed the methods for testing mosquitoes (adults and larvae), lice,

fle as (adults and larvae), sandflies, tsetseflies, blackflies (larvae), houseflies and bedbugs.

BIBLIOGRAPHIE.

- ADAM (J.P.); BINSON (G.), BAILLY (H.), EYRAUD (M.) et HAMON (J.)
1958 a. - Présence du gène de résistance au dieldrine chez Anopheles gambiae Giles en Basse Côte d'Ivoire (A. O. F.). Bull. Soc.Path exot., 51, 326-329.
- ADAM (J.P.), HAMON (J.) et CHEVALIER (J.). 1958 b. - Observations complémentaires sur la résistance aux insecticides chez les moustiques de la région d'Abidjan (Basse Côte d'Ivoire). Bull.Soc.Path.exot., 51, 662-666.
- BUSVINE (J.R.). 1951. - Mechanism of resistance to insecticide in houseflies. Nature, 168, 193-195.
- BUSVINE (J.R.). 1958 a. - Insecticide resistance in bed-bugs. Trans.R.Soc.trop.Med.Hyg., 52, 298-299.
- BUSVINE (J.R.). 1958 b. - Experiments concerned with the development of the World Health Organisation test for resistance in adult mosquitoes. Indian J. Mal., 12, 279-286.
- BUSVINE (J.R.) 1959. - Patterns of insecticide resistance to organophosphorous compounds in strains of house flies from various sources. Ent.exp.appl. (Amst.), 2, 58-67.
- BUSVINE (J.R.). 1960; - Testing for insecticide resistance. SPAN, 3, 69-72.
- BUSVINE (J.R.) et HARRISON (C.M.). 1953. - Tests for insecticide resistance in lice, mosquitos and housefly. Bull.ent.Rest., 44, 729-738.
- BUSVINE (J.R.) et NASH (R.). 1953. - The potency and persistence of some new synthetic insecticides; Bull.ent.Res., 44, 371-376.
- CHAUVET (G.) et COZ (J.). - Essais de détermination de la sensibilité de Chrysomya putoria Wiedemann et de Musca domestica Linné à divers insecticides. Publ.Inst.Scient.Madagascar, Tananarive.

- ELLIOTT (R.). 1958. - A method for the investigation of susceptibility to insecticides in Anopheles larvae. Trans.R.Soc.trop. Med.Hyg., 52, 527-534.
- ELLIOTT (R.). 1959. - Insecticide resistance in populations of Anopheles gambiae in West Africa. Bull.Org.mond.santé, 20, 777-796.
- FAY (R.W.), KILPATRICK (J.W.), CROWELL (R.L.) et QUARTERMAN (K. D.). 1953. - A method for field detection of adult-mosquito resistance to DDT residues. Bull.Org.mond.Santé., 9, 345-351.
- FINNEY (D.J.). 1952. - Probit analysis : a statistical treatment of the sigmoid response curve. Seconde ed., Cambridge Univ. Press.
- CRATZ (N.). 1959. - The effect of dieldrine resistance on the biotic potential of the house-fly in Liberia. AFR/SYMP.PEST/I5, Brazzaville.
- GRENIER (P.). 1949. - Contribution à l'étude biologique des Simulidés de France. Physiol.Compar.Oeol., I, 165-330.
Addenda I cf p. 20
- HADAWAY (A.B.) et BARLOW (F.). 1956. - Effects of age, sex and feeding on the susceptibility of mosquitoes to insecticides. Ann.trop.Med.Parasit., 50, 438-443.
- HADAWAY (A.B.) & BARLOW (F.) - 1957 a The influence of temperature and humidity upon the action of insecticides. I; During the post-treatment period. - Ann.trop.med.Parasit., 51, 187-193.
- HADAWAY (A.B.) & BARLOW (F.) - 1957 b - The toxicity of three organic phosphorous insecticides to houseflies and mosquitoes., Bull.Org.Mond.Santé, 16, 870-874.
- HADJINICOLAOU (J.) - 1958 - Present status of Phlebotomus in certain areas in Greece - Bull. O. M. S., 19, 967-980.
- HAMON (J.) & MOUCHET (J.) - 1961 - La mesure de la sensibilité des insectes aux insecticides : Principes et facteurs de variations Bull.Soc.ent.Fr., 66, sous presse.

- HOLSTEIN (M.), CULLEN (J.R.) & RIVOLA (E.). - 1960 - La sensibilité au DDT des larves de Culex fatigans Wied. Difficulté de l'interprétation des résultats. WHO/Insecticides Inform./IO8, Genève.
- LICHTFIELD (J.T.) & WILCOXON (F.) - 1949 - A simplified method of evaluating dose-effect experiments. J. Pharmacol.exp.Ther., 96, 99-113.
- MATHIS (W.), SCHOOF (H.F.) & FAY (R.W.) - Method for the field determination of susceptibility:levels of adult mosquitoes. Mosquito News, 19, 247-255.
- MOUCHET (J.), ELLIOT (R.), GARIOU (J.), VOELCKEL (J.) & VARRIERAS (A.) - 1960
La résistance aux insecticides chez Culex fatigans Wied et les problèmes d'hygiène urbaine au Cameroun. med.tropicale, 20, 447-456.
- MUIRHEAD-THOMSON (R.C.) - 1957 - Laboratory studies on the reaction of Simulium larvae to insecticides. - I. Laboratory method for studying the effect of insecticides on Simulium larvae. Amer.Jour.trop.Med.Hyg., 16, 920-925.
- NGUY (V.N.) et BUSVINE (J.R.). 1960. - Studies on the genetics of resistance to parathion and malathion in the housefly. Bull. Org.mond.Santé, 22, 531-542.
- NICOLI (R.M.) et SAUTET (J.). 1955. - Rapport sur la fréquence et la sensibilité aux insecticides de Pediculus humanus humanus L. dans le Sud Est de la France. Mon.Inst.Nat.Hyg., 8, 78 pp.
- O. M. S. 1960. - Insecticide resistance and vector control. Tenth report of the Expert Committee on Insecticides. Org.mond.Santé, Sér.Rapp.techn., 191, Genève.
- OVAZZA (M.), HAMON (J.) et VALADE (M.). 1961. - Essais de larvicides en vue de la lutte contre les simules en Afrique. Essais sur le terrain, tests en laboratoire avec le DDT et le Sumitox, essais comparatifs avec le Sumitox et le malathion standard sur les larves de Culicidés. Médecine tropicale, 21, sous

presse.

PATEL (T.B.), BHATIA (S.C.) et DEOBHANKAR (R.B.). 1960. - A confirmed case of DDT resistance in Xenopsylla cheopis in India. Bull.Org.mond.Santé., 23, 301-312.

PRADHAN (S.). 1949. - Studies on the toxicity of insecticide films. I. Preliminary investigations on concentration-time-mortality relation. Bull.ent.Res., 40, 1-25.

SEN (P.). 1958. - Insecticide susceptibility tests on fleas. Bull. Calcutta Sch.trop.Med., 6, 14.

SHANAHAN (G.J.). 1960. - Selection for high-order resistance to "dieldrin" in Lucilia cuprina Wied. Nature. 186, 100.

Addenda 2

cf p. 20

SHAWARBY (A.A.). 1953. - Laboratory and field trials in the control of fleas and lice. Bull.ent.Res., 44, 377-385.

SMITH (A.). 1958. - Dieldrin resistance in Cimex hemipterus Fabricius in the Pare area of North-East Tanganyika. Bull.Org.mond.Santé., 19, 1124-1125.

SMITH (A.) 1959. - The susceptibility of Pulex irritans and Pediculus humanus corporis in the Pare area of North-East Tanganyika. Bull.Org.mond.Santé., 21, 240-241.

UNGUREANU (E.). 1959. - Observations on the susceptibility of Anopheles gambiae to dieldrin assessed by topical application. Bull.Org.mond.Santé., 20, 990-994.

UNGUREANU (E.) et UNGUREANU (L.). 1959. - Une micropipette pour l'application topique de très petites quantités d'insecticides. Bull.Org.mond.Santé., 20, 1005-1006.

WRIGHT (J.W.) et BROWN (A.W.A.). 1957. - Survey of possible insecticide resistance in body lice. Bull.Org.mond.Santé., 16, 9-31.

Addenda I

pour la p. 17

GRUCHET (H.). 1961. - Sensibilité de Cimex hemipterus Fabr.

I803, de la région de Miandrivazo (Madagascar) au DDT, à la diel-
drine et aux mélanges DDT + Diaenon et Dieldrine + Diazinon,
Bull.Soc.Path.exot., 54 sous presse;

Addenda 2

pour la p. I9

SHARMA (M.I.D.) et SINNGH (N.M.). 1960. - Note on a technique
for quantitative estimation of susceptibility of bed-bugs to
contact insecticides. Indian J.Malar., sous presse.