



République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de L'enseignement Supérieur
et de la Recherche Scientifique



UNIVERSITE ABBES LAGHROUR KHENCHELA

FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE

DEPARTEMENT : DE BIOLOGIE MOLECULAIRE ET CELLULAIRE

MEMOIRE:

Présenté pour l'obtention du diplôme de Master académique

FILIERE : Sciences Biologiques

OPTION : Biologie et contrôle des populations d'insectes

Thème

**La lutte chimique contre les larves des
Culicidae dans la région de khenchela**

Présenté Par :

Boukraâ Hanane

Badache nabil

Soutenu le :

Devant le jury:

Président : Mm MAGHNI Noujoud

MCB

Université de Khenchela

Encadreur : Mm NADJI Hamida

MAA

Université de Khenchela

Examineur : Mm GUAGUI Fatima

MAA

Université de Khenchela

Promotion : 2017 -2018

Laboratoire pédagogique de la faculté des sciences de la nature et de la vie – khenchela-

Les Remerciements

Tous d'abord, nous remercions le bon dieu tout puissant de m'avoir donné la patience, et la santé pour la réalisation de ce mémoire.

Mes chaleureux remerciements s'adressent à :

Nous exprimons nos plus vifs remerciements à Mm MAGHNI (enseignante au département de biologie, université de khanchela), qui nous avoir fait l'honneur de présider ce jury.

Mm NADJI Hamida, notre promoteur pour avoir accepté de nous encadrer, pour sa patience, ses précieux conseils, et son aide dans la réalisation de ce mémoire (Merci infiniment madame).

Nous tenons à exprimer nos sincères remerciements à Mm GUAGUI Fatima (enseignante, au département de biologie, université de khanchela), d'avoir accepté de jury ce travail et assisté à notre soutenance de mémoire.

Nous tenons à remercier infiniment tous ceux qui ont participé à la réalisation de ce mémoire:

Mr BEN GHANEM

Tous les enseignants de la faculté des sciences de la nature et du vie.

Toute la promotion de bioanimal d'Université Abbes Laghror Khenchela.

Tous les personnels de la bibliothèque d'Université Abbes Laghror Khenchela.

Enfin nous remercions infiniment nos amis, nos collègues de la promotion 2017-2018, et toutes personnes ayant contribué de près ou de loin à l'élaboration de ce travail.

DEDICACE

Avec les sentiments de la plus profonde humilité Je dédie
ce modeste travail :

A ma bien aimée très chère mère, symbole de l'amour et
d'affection, celle qui m'a toujours encouragé.

A mon très cher père qui est à l'origine de ce qui je suis.

A ces deux êtres, qui tout ce qui a de la valeur dans ce
monde ne peut valoir d'infiniment petit face leurs
sacrifices.

A ma très chère épouse Amel,

A ma petite fille layane.

A mon binôme Boukraâ Hanane,

A mes frères et sœurs et à toute ma famille.

A tous mes amis.

Nabil

Dédicace

Nous tenons tous d'abord à remercier Dieu le tout puissant et miséricordieux, qui nous a donné la force et la patience d'accomplir ce modeste travail.

Je dédie ce modeste travail à :

-L'âme de *ma mère* avec notre douleur son fin « repose en paix ».

-*mon père* à qui je dois tout le respect pour leur soutien, leur sacrifice et leurs précieux conseils.

Mes chers frères *ramzi ,nassim et tarek*.

Ma très chère sœur *wafa*.

Mon grand-père (*jadis Ali*).

Mes très chères amies: *yosra, mimi, kouki , nawel, tita et kamilia et habiba ,lobna et abir et à toute mes collègues .*

Mes très chères oncles : *rghis, madani , maziane , abdkarim, mahmoud et ammer* et tous leurs enfants.

Toute ma famille et à tous mes amis.

Mon binôme *BADACHE NABIL*.

Enfin à tous qui m'aiment.



HANANE

Liste des figures

Figure 01 : Classification des Culicidaede l’Afrique méditerranéenne (Brunhes et al., 1999)	4
Figure02 : Morphologie général de larve 4eme stade de moustique (Merabti, 2016).	9
Figure 03 : Morphologie générale d’un adulte de culicinae(culex) (Brunhes et al .,1999)	11
Figure 04 : Cycle de développement du moustique (Berchi, 2000).	12
Figure 05 : exemples de quelques larvaires stockages de bois (A), fleur (B), stockage de pneus (C), d’arbres (D), zone humide temporaire (E)	14
Figure 06 : Le cycle de plasmodium falciparum.la transmission du parasite de l’anophéle à l’homme s’effectue au cours d’un repas sanguin (Biller et Coll, 2000).	17
Figure 07 : Cycle du virus de la fièvre jaune http://travelcliniccoventry.co.uk/facts-about-yellow-fever/ (14.11.11)	18
Figure 08 : Le Cycle de transmission du virus de la dengue http://www.ilm.pf/infodengue (10.11.11)	19
Figure 09 : Le cycle de transmission du virus de la Chikungunya (DIALLO et al., 1999).	20
Figure 10 : Cycle parasitaire simplifié des filarioses humaines (Iepori, 2013)	21
Figure 11 : la situation géographique de la wilaya de Khenchela dans l’Algérie (DSPK, 2015).	47
Figure 12 : La Localisation Communes Limitrophes De Ain Touila.	51
Figure 13 : la situation géographique de la commune dans la wilaya de Khenchela.	52
Figure 14 : Diagramme Climatique Ain Touila	53
Figure 15 : Courbe De Température Ain Touila	53
Figure 16 : <i>Culiseta longiareolata</i> femelle. (Anonyme 2011)	60
Figure 17 : Diagramme de taux de mortalité des larves après exposition a la deltamethrine	64
Figure 18 : Diagramme de taux de mortalité des laves	65

Liste des tableaux

Tableau N°1 : Les espèces de <i>Culicidae</i> connues en Algérie (Brunhes et al., 1999).	5
Tableau N°2 : d'espèces Vectrices de Parasites: D'après Brunhes et al. (1999) les espèces vectrices de parasites sont les suivantes	15
Tableau N°3 : les principaux insecticides pyréthrinoïde par l'OMS.	45
Tableau N°4 : résultats obtenus après administration de la deltaméthrine (Terminator) aux larves des culicidae	63
Tableau N°5 : résultats obtenus après administration de la chlorpyrifos 480g/l aux larves des culicidae.	65

Liste des photos

Photo1 : Gite artificiel bassin dan AinTouila (photo originale 2018)	54
Photo 2 : une louche de prélèvement (originale)	56
Photo 3 : triage de la larve L4 (originale)	56
Photo 4 : préparation des solutions (photo oroginal 2018) .	57
Photo 5 : préparation des tests de toxicité (photo oroginal 2018) .	58
Photo 6 : préparation de solution de chlrofet (photo oroginal 2018) .	59
Photo 7 : une bouteille de chlorofet (photo oroginal 2018) .	59

Liste des Abréviations :

- ADN : acide désoxyribonucléique.
- Ae : Aedès.
- Afsset : Agence Française de Sécurité Sanitaire de l'Environnement et du Travail.
- An : Anophèles.
- °C : Degré Celsius.
- CHIKV : virus de la Chikungunya.
- CL₅₀ : concentration létale 50.
- Cx : Culex.
- DDT : dichloro-diphényl-trichloréthane.
- DL₅₀ : dose létale 50.
- DT = Dispersible Tablet.
- EC : concentré émulsifiable.
- EW : émulsion dans l'eau.
- GABA : gamma-Aminobutyric acid, principal neurotransmetteur inhibiteur du système nerveux central.
- Ha : hectar.
- KD : Effet knock down c'est l'effet de paralysie des muscles et du système nerveux des insectes entraînant leur mort, suite au contact avec des insecticides de la famille des pyréthrinoïdes.
- Km : kilomètre.
- LAV : lutte anti larvaire .
- OMS : organisation mondiale de la santé.
- PH : potentiel d'hydrogène.
- PPAV : protection personnelle Anti-vectorielle.
- SC : Suspension concentrée .
- SC : suspension concentrée.
- SP : spécialité de produit.
- ULV : ultra-bas volume.
- WHO : World Health Organisation.
- WP : poudre mouillable.

Table des matières**pages****Liste des figures****Liste des tableaux****Liste des photos****Liste des abréviations****Introduction générale.....01**

Partie I : partie bibliographique	
Chapitre 1 : généralité sur les moustiques	
1 - Description du modèle biologique.....	3
2 -Position systématique.....	3
3-cycle de développement du moustique.....	6
3-1-L'œuf.....	7
3-2-La larve.....	7
3-2-1-La Tête.....	8
3-2-2-Le Thorax.....	8
3-2-3-L'abdomen.....	8
3-3-La nymphe.....	9
3-4-L'imago (adulte).....	10
3-4-1-La Tête.....	10
3-4-2-Le Thorax.....	10
3-4-3-L'abdomen.....	10
4-Ecologie des gites larvaires.....	12
5-L'intérêt dans l'écosystème.....	14

6 -L'intérêt médical et vétérinaire des Culicidae.....	15
7- Les maladies vectorielles transmises par les moustiques.....	16
7-1-Émergence et réémergence de maladies vectorielles.....	16
7-1-1-Le paludisme.....	17
7-1-2- la fièvre jaune.....	17
7-1-3- La dengue.....	18
7-1-3-1- cycle de transmission.....	18
7-1-4- Le chikungunya.....	19
7-1-5- La Filariose.....	20
7-1-5-1- cycle de transmission.....	20
Chapitre 2 : Les méthodes de lutte anti-vectorielle	
1- Les différents moyens de lutte anti vectorielle.....	22
1-1- La lutte mécanique.....	22
1-2- La lutte physique.....	22
1-3- La Lutte biologique.....	22
1-3-1-exemple sur la lutte biologique.....	23
1-4- La lutte génétique.....	24
1-5- La lutte chimique.....	24
2- la classification actuelle des insecticides utilisés dans la lutte antivectorielle.....	25
2-1- Les organochlorés (DDT).....	25
2-2- Les organophosphorés.....	26
2-2-1- Le malathion.....	26
2-2-2- Le fénitrothion.....	27
2-3- les carbamates.....	28

2-4-Les pyréthri-noïdes.....	28
2-4-1- La deltaméthrine.....	28
3- Description des molécules alternatives pour la santé publique.....	30
3-1- Les larvicides.....	30
3-1-1- spinosad.....	30
3-1-2- Le pyriproxifen.....	31
3-1-3- Le méthoprène.....	33
3-1-4- La cyromazine.....	34
3-2- Les adulticides.....	35
3-2-1- Le chlorpyrifos-méthyl.....	35
3-2-2- Le pyrimiphos-méthyl.....	36
3-2-3- Le naled.....	38
3-2-4- Le pyréthrum.....	38
3-2-5- L'étofenprox.....	39
4- Autres molécules testées récemment en santé publique.....	40
4-1- Le carbosulfan.....	41
4-2- L'indoxacarb.....	42
4-3- Le chlorfénapyr.....	43
4-4- Le dinotéfuran.....	44
Chapitre 3 : Présentation de la région d'étude	
1- Présentation général de la wilaya de kenchela.....	47
1-1- la situation géographique.....	47
1- 2- Les Reliefs.....	47
1- 3 - Le – Climat.....	48

1- 4- Population.....	49
-----------------------	----

Partie II : partie expérimentale	
Chapitre 1 : matériels et méthodes	
1- matériels et méthode de travail.....	51
1-1 Choix station.....	51
1-1-1- La situation géographique de la daïra Ain Touila.....	51
1-1-2 La Localisation Communes Limitrophes D'Aïn Touila.....	51
1-1-3- Le Climat.....	52
1-2- Matériel utilisé.....	54
1-2-1- Choix de site.....	54
1-2-2- Appareillages et matériel.....	55
1- 3- méthode de travail.....	56
1- 3-1- La méthode d'échantillonnage et triage.....	56
1-3-2- l'identification.....	57
1-3-3 - Traitement insecticide.....	57
A-La deltaméthrine 2.5%	57
B- le Chlorofet 48% (chlorpyriphos 480g/l).....	58
Chapitre 2: Résultats et discussion	
1-Résultats et discussion.....	60
1-1- Description des espèces inventoriées.....	60
1-1 -1- <i>Culiseta longiareolata</i>	60
1-1-1-1- Caractéristiques.....	60

1-1-2- <i>Ochlerotatus geniculatus</i>	61
1-2- Evaluation de l'effet larvicide des insecticides chimiques sur la mortalité des larves de moustiques.....	62
1-2-1- La deltaméthrine (Terminator) 2.5% (nous utilisons 10 g de /litre d'eau).....	63
1-2-1-1- Définition de la dose létale 50 (DL ₅₀).....	63
1- 2-2- le Chlorofet 48% (chlorpyriphos 480g/l).....	65

Conclusion.....67

Référence bibliographique.....69

Annexe

Résumé

1. Description du modèle biologique

Les moustiques sont des insectes à métamorphose complète, les œufs donnent naissance à des larves aquatiques actives qui deviendront des nymphes mobiles avant de se transformer en imago volants (**Villeneuve et Desire, 1965**), les moustiques, ou Culicidae, appartiennent à la classe des insectes de l'embranchement des arthropodes. Caractérisés par une paire d'ailes. Grâce à leurs fortes capacités d'adaptation et de vol, ils sont aujourd'hui présents partout dans le monde, là où se trouve de l'eau non gelée, essentielle pour leur développement.

Les moustiques sont des arthropodes appartenant à la classe des insectes dans le règne animal. Ils forment le sous-ordre des Nématocères dans l'ordre des Diptères. Avec les pièces buccales de type piqueur suceur, les moustiques appartiennent à la famille des Culicidae, ils forment une grande famille homogène et spécifiquement très diversifiée (**Rodhain et Perez, 1985**).

Les Culicidés offrent, à tous les stades de leur développement, une incontestable richesse de détails anatomiques. Cependant, ce sont surtout les larves et les adultes qui fournissent le maximum de caractères systématiques. Les œufs ne sont pratiquement pas utilisés (**Rioux, 1958**). Les moustiques sont trouvés partout autour du globe, excepté dans les zones gelées en permanence. (**Marquardt, 2005**), nous référençons aujourd'hui plus de 3546 espèces (**Taai et Harbach, 2015**).

Les Culicidae se divisent en trois sous familles : les Toxorhynchitinae, les Anophelinae et les Culicinae (**Knight et Stone, 1977**). Cette division se base sur différents critères morphologiques visibles tant au niveau des œufs que des stades larvaire et imaginal (**Rodhain et Perez, 1985**). En Algérie, six genres sont regroupés dans les sous familles des Anophelinae et de Culicinae. Les Toxorhynchitinae ne sont pas représentés en Algérie (**Berchi, 2000a**).

2. Position systématique La position systématique des moustiques a été proposée par Linné, (1758) comme suit:

Règne : Animalia

Sous-règne : Metazoa

Embranchement : Arthropoda

Sous-embranchement : Antennata

Classe : Insecta

Sous-classe : Pteregota

Ordre : Diptera

Sous-ordre : Nematocera

Famille : Culicidae

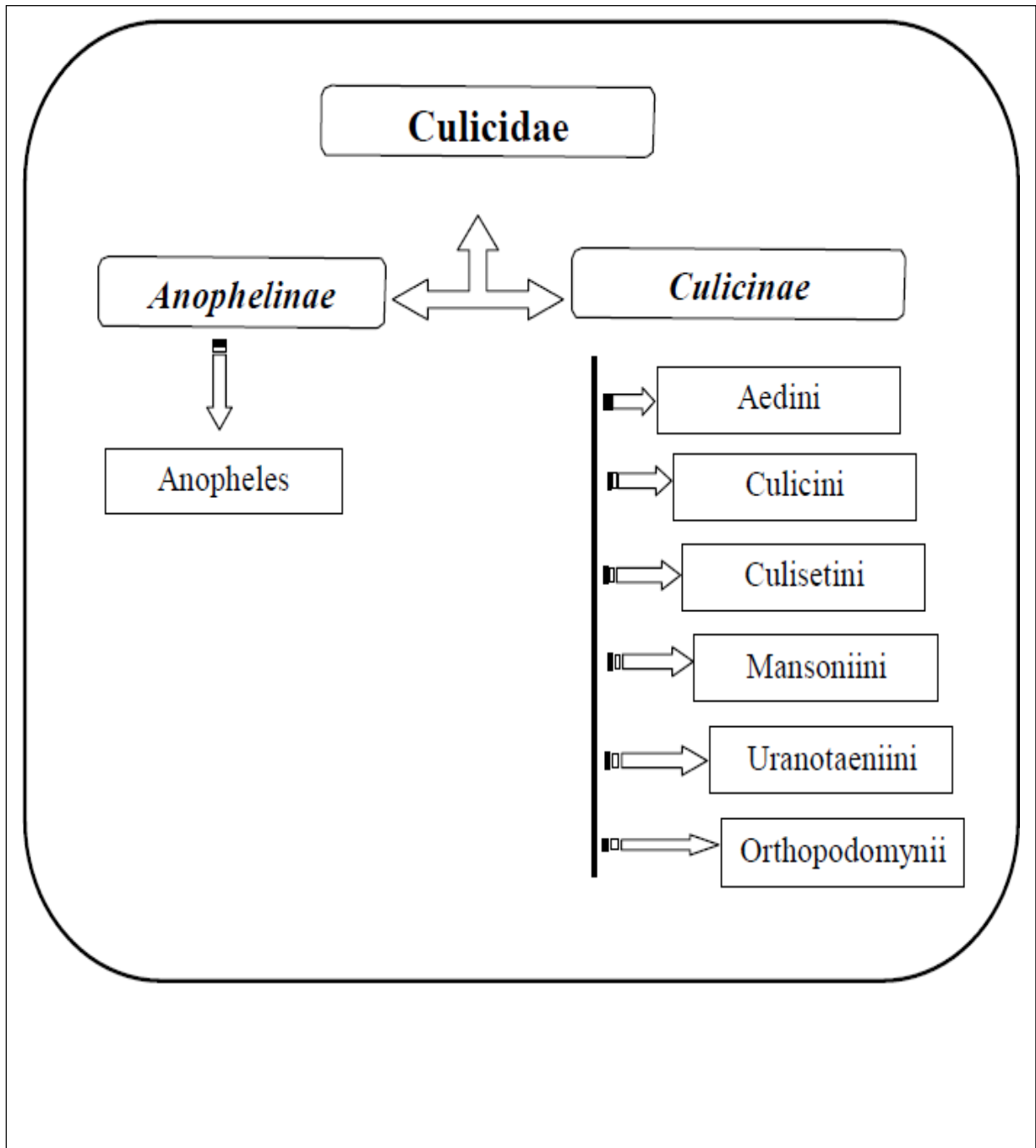


Figure 1 : Classification des *Culicidae* de l'Afrique méditerranéenne (Brunhes *et al.*, 1999).

Tableau 1: Les espèces de *Culicidae* connues en Algérie (Brunhes *et al.*, 1999).

Sous famille des <i>Anophelinae</i>	Sous famille des <i>Culicinae</i>	
Genre <i>Anopheles</i>	Genre <i>Aedes</i>	Genre <i>Culex</i> , <i>Culiseta</i> et <i>Uranotaenia</i>
<p><i>Anopheles (Anopheles) algeriensis</i> Theobald, 1903 <i>Anopheles (Cellia) cinereus hispaniola</i> <i>Anopheles (Anopheles) claviger</i> Meigen, 1804 <i>Anopheles (Cellia) dthali</i> Patton, 1905 <i>Anopheles (Anopheles) labranchiae</i> Falleroni, 1926 <i>Anopheles (Anopheles) marteri</i> Senevet et Prunelle, 1927 <i>Anopheles (Myzomyia) multicolor</i> Caamboliu, 1902 <i>Anopheles (Anopheles) petragnanii</i> DelVecchio, 1939 <i>Anopheles (Anopheles) plumbeus</i> Stephens, 1828 <i>Anopheles (Myzomyia) rufipes broussesi</i> Edwards, 1929 <i>Anopheles (Myzomyia) rhodesiensis rupicola</i> Lewis, 1929 <i>Anopheles (Myzomyia) sergentii sergentii</i> Theobald, 1907 <i>Anopheles (Myzomyia) superpictus</i> Grassi, 1899</p>	<p><i>Aedes (Stegomyia) aegypti</i> Linné, 1762. <i>Aedes (Ochlerotatus) albineus</i> Seguy, 1923. <i>Aedes (Ochlerotatus) berlandi</i> Seguy, 1921. <i>Aedes (Ochlerotatus) biskraensis</i> Brunches, 1999. <i>Aedes (Ochlerotatus) caspius</i> Pallas, 1771. <i>Aedes (Ochlerotatus) coluzzii</i> Rioux, Guilvard et Pasteur, 1998. <i>Aedes (Ochlerotatus) detritus</i> Halliday, 1833. <i>Aedes (Ochlerotatus) dorsalis</i> Meigen, 1830. <i>Aedes (Ochlerotatus) echinus</i> Edwards, 1920. <i>Aedes (Finlaya) geniculatus</i> Olivier, 1791 <i>Aedes (Ochlerotatus) mariae</i> Sergent et Sergent, 1903 <i>Aedes (Ochlerotatus) pulcritarsis</i> Rondani, 1872 <i>Aedes (Ochlerotatus) punctor</i>, Kirby, 1937 <i>punctor</i>, Kirby, 1937 <i>Aedes (Ochlerotatus) quasirustus</i>, Torres ca' amares, 1951 <i>Aedes (Aedimorphus) vexans</i> Meigen, 1930 <i>Aedes (Aedimorphus) vittatus</i> Bigot, 1861</p>	<p><i>Culex (Maillotia) arbieeni</i> Salem, 1938. <i>Culex (Neoculex) deserticola</i> Kirkpatrick, 1924. <i>Culex (Neoculex) hortensis</i> Ficalbi, 1924. <i>Culex (Neoculex) impudicus</i> Ficalbi, 1889. <i>Culex (Culex) laticinctus</i> Edwards, 1913. <i>Culex (Culex) mimeticus</i> Noe, 1899. <i>Culex (Culex) perexiguus</i> Theobald, 1903. <i>Culex (Culex) pipiens</i> Linné, 1758. <i>Culex (Culex) theileri</i> Theobald, 1903. <i>Culex (Neoculex) territanswalker</i>, 1856 <i>Culex (Barraudcus) modestus</i> Ficalbi, 1890. <i>Culex (Barraudius) pussillus</i> Macquart, 1850. <i>Culiseta (Culisella) fumipennis</i> Stephens, 1825. <i>Culiseta (Culisella) litorea</i> Shute, 1928. <i>Culiseta (Culisella) morsitans</i> Theobald, 1901. <i>Culiseta (Culiseta) subochrea</i> Edwards, 1921. <i>Culiseta (Culiseta) annulata</i> Chrank, 1770. <i>Culiseta (Allotheobaldia) longiareolata</i> Macquart, 1828. <i>Uranotaenia (Uranotaenia) anguiculata</i>, Edwards, 1913.</p>

3-Cycle de développement du moustique :

Le cycle de développement des moustiques dure environ douze (12) à vingt (20) jours et comprend quatre (4) stades: l'œuf, la larve, la nymphe (pupe) et l'adulte. Cette métamorphose se déroule en deux phases, une phase aquatique (La phase aquatique débute quelques jours après la fécondation, suivant les espèces, et une phase aérienne (**Adisso et Alia. 2005**). Chaque espèce a des exigences écologiques bien définies (**Phetsouvanh et Sidavong ; 2003**),

Pendant la phase aérienne les adultes des deux sexes s'accouplent en vol ou dans la végétation à une distance de vol de un à deux (km). Grâce aux longs poils dressés sur leurs antennes, les mâles peuvent percevoir le bourdonnement produit par le battement rapide des ailes des femelles, qui s'approchent des essaims lors du vol nuptial. A ce moment, le mâle féconde la femelle en lui laissant un stock de sa semence. La femelle conserve la semence du mâle dans une ampoule globulaire ou vésicule d'entreposage (spermathèque), elle ne s'accouple donc qu'une seule fois (**Darriet, 1998**).

Avant chaque ponte, les femelles hématophages, dites anautogènes, ont généralement besoin d'un repas sanguin qui leur apporte les protéines nécessaires à la maturation de leurs ovocytes.

Certaines espèces dites autogènes peuvent pondre une première fois sans prendre de repas sanguin (**Himmi et al., 1995**).

Les adultes mâles et femelles se nourrissent de jus sucrés, de nectars et d'autres sécrétions végétales. Pourtant, une fois fécondées, les femelles partent en quête d'un repas sanguin duquel, elles retirent les protéines et leurs acides aminés, nécessaires pour la maturation des oeufs. Ce repas sanguin prélevé sur un vertébré (mammifère, amphibien, oiseau), est ensuite digéré dans un endroit abrité (**Guillaumot, 2006**).

Dès que la femelle est gravide, elle se met en quête d'un gîte de ponte adéquat pour le développement de ses larves. La ponte a lieu généralement au crépuscule, le gîte larvaire est une eau stagnante ou à faible courant, douce ou salée (**Ayitchedji, 1990**).

Selon **Iroko (1994)**, le sang, l'eau et une température d'au moins 18 °C sont les trois conditions nécessaires, pour la reproduction et le développement de certains moustiques

Les moustiques sont des insectes holométaboles et comprend quatre stades: l'œuf, la larve, la nymphe (pupe) et l'adulte.

3.1. L'Œuf

Les œufs de diverses formes (fusiformes, allongés, renflés dans leur milieu et parfois munis de minuscules flotteurs latéraux) sont pondus par la femelle dans différents milieux. La ponte est souvent de l'ordre de 100 à 400 œufs et le stade ovulaire dure deux à trois jours dans les conditions de: température du milieu, pH de l'eau, nature et abondance de la végétation aquatique de même que la faune associée. La taille d'un œuf est d'environ 0,5 mm (**Rodhain et Perez, 1985**). La ponte est souvent de l'ordre de 100 à 400 œufs et le stade ovulaire durer deux à trois jours dans les conditions de température du milieu, pH de l'eau, nature et abondance de la végétation aquatique de même que la faune associée. La taille d'un œuf est d'environ 0,5 mm (**Rodhain et Perez, 1985**).

Il mesure environ 1 mm de long et il est blanchâtre au moment de la ponte. Dans les premières heures qui suivent la ponte, la coloration devient grise ou noire de jais, par oxydation de certains composants chimiques de la thèque, au contact de l'eau ou de l'air (**Sinegre, 1974**). Il est entouré d'une épaisse coquille pourvue au pôle antérieur d'un micropyle. Classiquement l'œuf de Culicidae comprend de l'intérieur vers l'extérieur : l'embryon, la membrane vitelline pellucide, l'endochorion épais, l'exochorion plus ou moins pigmenté, gaufré ou aréolé (**Rioux, 1958**).

Les œufs pondus à la surface de l'eau sont insubmersible grâce à des flotteurs (*Anopheles*) à une collerette (*Orthopodomyia*) ou à leur arrangement en nacelle (*Culex*) (**Diedhiou et Faye, 2010**). Les œufs sont déposés sur le substrat humide (*Aedes*) ou à la surface de l'eau, soit isolément (genres *Aedes* et *Anopheles*) soit regroupés dans des masses ayant la forme d'une nacelle (genres de *Culex*, *Culiseta*, *Uranotaenia*, *Orthopodomyia* et *Mansonia*). Les deux types flottent grâce au phénomène de tension superficielle (*Aedes*, *Culex*) ou au système de « Flotteurs » latéraux (*Anopheles*) (**Himmi et al., 1995**).

3.2. La larve

A maturité, les œufs éclosent et donnent des larves de stade 1 (1 à 2 mm) qui, jusqu'au stade 4 (1,5 cm) se nourrissent de matières organiques, de microorganismes et même des proies vivantes (pour les espèces carnassières). Malgré leur évolution aquatique, les larves de moustiques ont une respiration aérienne qui se fait à l'aide de stigmates respiratoires ou d'un siphon. La larve de stade 4 est bien visible à l'œil nu par sa taille. Elle a une tête, qui porte latéralement les taches oculaires et les deux antennes. Viennent ensuite le thorax et l'abdomen (**Maryse, 2008**).

Les larves des moustiques se distinguent de la plupart des autres insectes aquatiques par la particularité de la forme de la tête, du thorax et de l'abdomen. Toutes les larves des moustiques ont besoin d'eau pour se développer. Les larves ne peuvent résister à la dessiccation. Elles sont le plus souvent détritophages mais certaines sont prédatrices ou même cannibales. Elles se déplacent par saccades et se nourrissent généralement par filtration, soit à la surface, soit au fond du gîte larvaire (**Himmi et al., 1995**). Pour se nourrir, la larve agite rapidement et régulièrement ses brosses mandibulaires (palpes rotatoires) sous la forme de petites houppes (**Robert, 2001**). Malgré leur évolution aquatique, les larves de moustiques ont une respiration aérienne qui se fait à l'aide de stigmates respiratoires ou d'un siphon. La larve stade 4 est bien visible à l'œil nu par sa taille.

Les mues larvaires des Culicidés sont au nombre de quatre; les trois premiers stades présentent généralement des caractères chétotaxiques variables, ne permettant pas une identification sûre des espèces. En pratique, la morphologie larvaire la plus couramment décrite est celle du quatrième stade (**Himmi et al., 1995**). Le corps de la larve est subdivisé en trois parties bien distinctes :

3-2-1- La Tête

Se compose de trois plaques chitineuses, l'une dorsale impaire et médiane ; le frontoclypeus, les deux autres latérales et symétriques. La tête incluse dans une capsule sclérotinisée (**Zaidi et Aissaoui ,2007**). Les pièces buccales sont de type broyeur, avec des mandibules mobiles transversales, constituées de longues soies courbées, ayant un rôle préhensile. Les antennes, insérées sur les cotés, sont généralement longues et spéculées, elles portent une touffe de soies largement utilisée en systématique (**Himmi et al., 1995**).

3 -2-2- Le Thorax

De forme trapue et dépourvus d'appendice, il est subdivisé théoriquement en pro, méso et métathorax. Il se présente comme une masse sphérique légèrement aplatie dorso-ventralement, la seule indication externe de la segmentation du thorax, est l'arrangement de certains groupes de soies, ces groupes des soies son raides et disposées en éventail (**Himmi et Trari ,1998**).

3 -2-3- L'abdomen

Plus souple que le thorax, l'abdomen des larves des culicidés se compose de neuf segments. A la partie dorsale du huitième segment se situent les orifices stigmatiques : sessiles

chez les Anophelini, ils s'ouvrent à l'extrémité d'un tube chitineuse ou siphon chez les Culicini. Le neuvième segment donne insertion au système complexe des soies anales ainsi qu'à deux d'appendices hyalins, les papilles encadrant elles-mêmes l'orifice anal. Le siphon, plus ou moins allongé selon les espèces, facilite la respiration de la larve (**Senevet et Quievreux, 1941**).

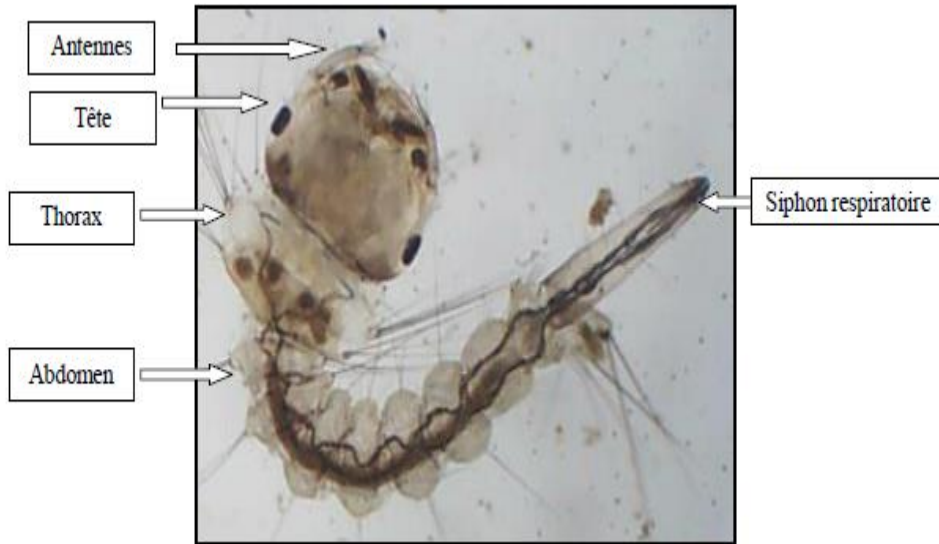


Figure 02 : Morphologie général de larve 4eme stade de moustique (**Merabti, 2016**)

3-3- La nymphe

Au bout de six à dix jours et plus, selon la température de l'eau et la disponibilité en nourriture, la quatrième mue donne naissance à une nymphe: c'est la nymphose (**Guillaumot, 2006**). Généralement sous forme de virgule ou d'un point d'interrogation, la nymphe, mobile, ne se nourrit pas durant tout le stade nymphal (phase de métamorphose) qui dure un à cinq jours. Elle remonte de temps à autre à la surface de l'eau pour respirer et plonge vers le fond, dès qu'elle est dérangée

Généralement sous forme de virgule ou d'un point d'interrogation, la nymphe, mobile, ne se nourrit pas durant tout le stade nymphal (phase de métamorphose) qui dure un (1) à cinq (5) jours. Elle remonte de temps à autre à la surface de l'eau pour respirer et plonge vers le fond, dès qu'elle est dérangée.

3-4- L'imago (adulte)

Le moustique adulte (imago) s'extirpe de l'exuvie : c'est l'émergence, qui dure environ quinze minutes au cours desquelles l'insecte se trouve exposé sans défense face à de nombreux prédateurs de surface (**Rodhain et Perez, 1985**).

La femelle du moustique est généralement plus grosse que le mâle avec des antennes discrètes et ornées d'un petit nombre de soies. Celles du mâle sont plumeuses, touffues et munies de soies longues. Les moustiques mâles pour la plupart du temps se déplacent moins du gîte larvaire, à l'opposé des femelles hématophages qui sont très mobiles vers les habitations (**OMS, 2003**).

Les trois parties fondamentales du corps du moustique sont bien distinctes :

3-4-1- La Tête

De forme générale globuleuse, elle porte deux yeux à facettes, volumineux et presque jointifs, souvent de couleur bleue ou vert métallique ; une paire d'antennes à quinze segments, plumeuses chez le mâle, presque glabres chez la femelle. Elle porte aussi des appendices buccaux de type piqueur-suceur (**Himmi et al., 1995**).

3-4-2- Le Thorax

Résulte de la fusion de trois segments rigides : le prothorax, le mésothorax et le métathorax (**Rioux, 1958**). Il est recouvert de poils allongés, le second segment, qui est le plus développé, porte une paire d'ailes recouvertes de nombreuses écailles, et dont la nervation est assez simple ; sur cet anneau, on observe également une paire de cuillerons, petites écailles membraneuses, épaisses sur les bords, que l'on considère comme des dépendances des ailes. Le troisième segment, peu visible, ne possède pas d'ailes, mais il est pourvu d'un riche réseau nerveux, paraît jouer un rôle sensoriel. Il est indispensable au vol : l'ablation d'un seul balancier rend celui-ci impossible (**Villeneuve et Desire, 1965**).

3-4-3- L'abdomen

Il est allongé et beaucoup plus étroit que le thorax. Sa face dorsale est uniformément sombre ou décorée de bandes ou de triangles pâles (**Senevet et Quievreux, 1941**). L'abdomen se compose de dix segments dont huit seulement sont visibles extérieurement (Rioux, 1958). Il est mince et allongé, le huitième et le neuvième segment formant le génitalia (hypopygium) assurant les fonctions sexuelles. Les tergites et les sternites abdominaux sont ornés d'écailles constituant des

caractères spécifiques, surtout chez la femelle. L'hypopygium mâle est du type circum-versum et comporte dorsalement une paire de forcipules, crochets volumineux constitués de trois segments. Un segment volumineux dit coxite, un segment distal, allongé et mince, dit style enfin un troisième segment en forme de griffe, surmonte le style. Hypopygium femelle a une morphologie relativement simple et possède un rôle taxonomique dans la distinction des genres (**Himmi et al., 1995**).

Les moustiques adultes peuvent avoir des rapports étroits avec l'homme, et ses habitations qui leur fournissent un refuge. Les heures d'activités sont variables suivant les espèces. Leur fréquence saisonnière subit des fluctuations en relation avec l'évolution du milieu et du climat. La longévité des adultes est généralement courte (10 à 40 jours), celle des femelles étant plus grande que celle des mâles ; dans les régions tempérées, certaines espèces peuvent vivre jusqu'à 6-7 mois en moyenne (**Merabti, 2016**).

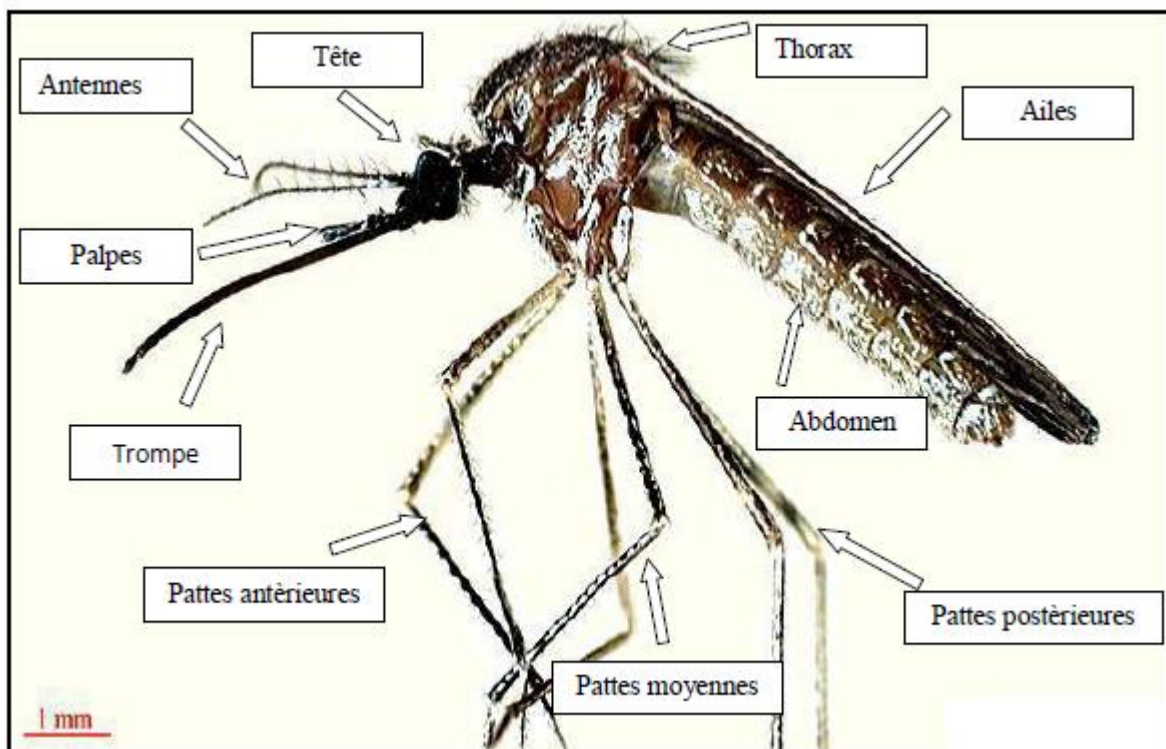


Figure 03: Morphologie générale d'un adulte de culicinae (culex) (**Brunhes et al., 1999**)

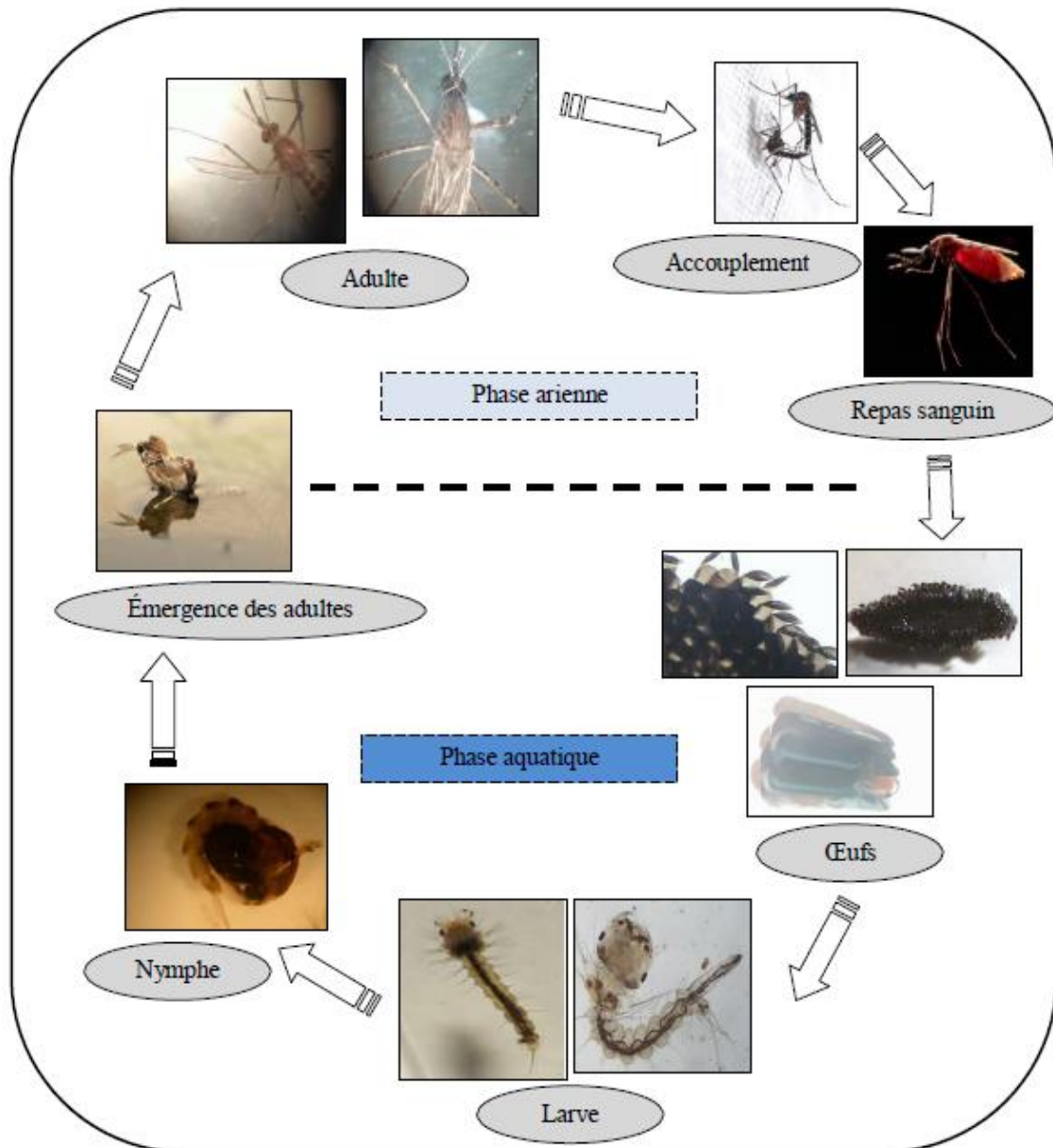


Figure 04 : Cycle de développement du moustique (Berchi, 2000).

4- Ecologie des gîtes larvaires

Les moustiques, selon leur genre et leur espèce, utilisent une grande variété écologique de gîtes pour le développement de leurs larves. Différents paramètres tels que la couleur, l'humidité, ainsi que la présence de certains composés chimiques volatiles jouent un rôle crucial pour le choix du site d'oviposition par les femelles (Maire 1983, Serandour et al., 2010). Généralement, les gîtes larvaires sont caractérisés par de l'eau douce stagnante plus ou moins riche en matière organique. Pour la plupart des espèces, les femelles pondent dans des gîtes

temporaires, là où la profondeur de l'eau est peu importante, notamment afin de limiter la prédation.

Ainsi, les moustiques de l'espèce *C. pipiens* peuvent coloniser des milieux fortement pollués. Dans le sud de la France, on les rencontre dans les fosses septiques, caves, vides sanitaires inondés, égouts à ciel ouvert et bassins de **lagunage (Gabinaud et al., 1985, Sinigre et al., 1988)**. A l'opposée, les *Anopheles*, préfèrent coloniser des gîtes plus ruraux avec une eau peu chargée en matière organique. Chez les *Aedes*, *Ae. albopictus* est une espèce dominante en zone péri-urbaine alors qu'*Ae. Aegypti* l'est plutôt en milieu fortement urbanisé. *Aegypti* colonise principalement les gîtes artificiels, comme les récipients de stockage d'eau (récupérateurs d'eau de pluies, coupelles de pot de fleurs) et détritiques abandonnés (pneus, bidons). *Ae. albopictus* quant à elle est une espèce plus opportuniste présente dans les gîtes artificiels ou naturels tels que les creux d'arbres, feuilles au sol **(Salvan et Mouchet 1994)**.

Les gîtes larvaires susceptibles de recevoir des pontes varient suivant les espèces. Une classification écologique des biotopes larvaires du littoral méditerranéen est proposée par Rioux, 1958, et distingue les gîtes exigus dits sténotopes, des gîtes de vaste étendue dits eurytopes. Ces groupements comprennent des gîtes permanents et temporaires, que l'on différencie selon l'importance de leur couverture, en biotope ombragés (sciaphiles) ou ensoleillés (héliophiles), et selon les caractéristiques chimiques de l'eau douce (dulçaquicole) ou salée (halobiotique) **(Berchi, 2000b)**.

Pour les moustiques, la nature de l'eau est un élément caractérisant le milieu dans lequel évoluent les stades pré-imaginaux. En effet, le gîte larvaire des Culicidae est lié aux caractéristiques physico-chimiques de l'eau qui reste déterminant dans la distribution et l'abondance des espèces à l'échelle du biotope. Par ailleurs, le rôle des caractéristiques pédologique des gîtes larvaires intervient dans l'attraction ou la stimulation des femelles **(MC Daniel et al., 1976 ; Ichimiori, 1981 cité par Berchi, 2000b)**.

Le classement écologique des moustiques distingue 3 groupes, le groupe des moustiques domestiques : qui passent la plus grande partie de leur vie dans les habitations humaines ou les écuries, le groupe des moustiques sub-domestiques qui ne pénètrent dans les maisons que pour se nourrir et regagnent ensuite leurs gîtes extérieurs (trous d'arbres, sous feuilles, roches...), enfin un groupe dit de moustiques sauvages qui ne pénètrent jamais dans les habitations **(Himmi et al., 1995)**.



Figure05 : exemples de quelques gîtes larvaires ; stockages de bois (A), fleur (B), stockage de pneus (C), d'arbres (D), zone humide temporaire (E) (Himmi *et al.*, 1995).

5 - Intérêts dans l'écosystème

Le moustique représente un maillon essentiel dans le fonctionnement d'un écosystème aquatique. En effet, par sa présence en grand nombre, il représente une biomasse importante dont se nourrissent de nombreux organismes (batraciens, poissons...). Ils sont ainsi un maillon important de la chaîne trophique des zones humides. De plus, du fait de leur régime alimentaire, les larves participent au processus de destruction de la matière organique. Leur régime omnivore, avec l'ingestion de feuilles en décomposition par exemple, accélère la décomposition des matières organiques dans les écosystèmes aquatiques.

Enfin, au stade adulte, il est indéniable que le rôle de vecteur du moustique est prépondérant dans notre environnement. En effet, il est à lui seul responsable de la transmission de plus de 100 types de microorganismes.

Aujourd'hui, nous ne connaissons pas d'effets a priori positifs dans la transmission de ces microorganismes. Par contre, nous percevons plus facilement son rôle néfaste dans la transmission de maladies ; l'épidémie virale du Chikungunya (CHIKV de la famille des *Togaviridae*) en 2005-2006 à La Réunion en est un exemple concret avec plus de 200 000 personnes touchées et plus de 100 décès. (Phetsouvanh et Sidavong ; 2003).

6- L'intérêt médical et vétérinaire des Culicidae

Les Culicidae ont une grande importance tant médicale vétérinaire. Ils sont impliqués dans la transmission du paludisme, de la fièvre jaune et de la dengue, des nombreuses encéphalites arbovirales, divers filarioses (Rodhain et Perez., 1985).

Les maladies vectorielles sont des maladies pour lesquelles l'agent infectieux (virus, bactéries, protozoaire ou helminthe) est transmis d'un individu infecté à un autre; principalement par l'intermédiaire d'un arthropode hématophage (insecte ou acarien). Il s'agit d'une transmission biologique ou active car l'agent infectieux accomplit un cycle d'amplification ou de développement au préalable chez l'arthropode vecteur, à la différence d'une transmission qui se traduit par un simple transport de l'agent pathogène. Selon le rapport de l'OMS, 2004, les maladies à transmission vectorielle par pique de moustiques comme la dengue; chikungunya, l'encéphalite japonaise; le virus de Nil occidental ou le paludisme représentaient environ 17 % des maladies infectieuses à l'échelle mondiale (Elise, 2011).

Tableau 02 : Espèces Vectrices de Parasites: D'après Brunhes et al., (1999) les espèces vectrices de parasites sont les suivantes :

Maladies	Vecteur	Répartition Géographique
Paludisme	<i>Anopheles gambiae</i> <i>Anopheles labranchia</i> <i>Anopheles sergenti sergenti</i> <i>Anopheles algeriensis</i> <i>Anopheles cinereus</i> <i>Anopheles multicol</i> <i>Anopheles pharoensis</i> <i>Anopheles stephensis</i> <i>Anopheles superpictus</i>	En Egypte Au Maroc, Algérie et Tunisie En Libye, Egypte, Tunisie et Maroc En Tunisie Au Maroc et Tunisie En Algérie, Tunisie et Egypte En Egypte En Egypte En Tunisie
Filariose	<i>Aedes quasirusticus</i> <i>Anopheles superpictus</i> <i>Anopheles ziemanni</i> <i>Culex antennatus</i> <i>Culex perexiguus</i> <i>Culex quinquefasciatus</i> <i>Culex pipiens</i>	Vecteur de Setaria en Egypte Dirofilaria en Algérie Dirofilaria en Libye Wuchereriabancrofti en Egypte et dans la région Afrotropicale Wuchereriabancrofti en Egypte Wuchereriabancrofti dans la

	<i>Culex territans</i>	région Orientale et Afrotropicale Wuchereriabancrofti en Egypte Filaire de Batraciens de la région Néarctique
Arbovirose	<i>Aedes aegypti</i> <i>Aedes caspius</i> <i>Aedes detritus</i> <i>Aedes vexans</i> <i>Aedes multicolor</i> <i>Anopheles pharoensis</i> <i>Culex antennatus</i> <i>Culex modestus</i> <i>Culex perexiguus</i> <i>Culex pipiens</i>	Dengue (Palestine), Myxomatose (France), Tahyna Virus (France), yougoslavie (Espagne) Myxomatose (France), Rift Valley Virus (Egypte) Tahyna Virus (Europe) yxomatose (France) Rift Valley Virus (Egypte) Sindbis Virus (Egypte), Tahyna Virus (France) Rift Valley Virus, West Nill et Sindbis Virus (Egypte), Armowat Virus (Egypte, Soudan) West Nill Virus (Egypte), Tahyna Virus, myxomatose (France) Sindbis Virus (Egypte), West Nill Virus (Egypte) West Nill Virus (Egypte), Rift Valley Virus (Egypte), Sindbis Virus (Egypte)

7- Les maladies vectorielles transmises par les moustiques

7-1- Émergence et réémergence de maladies vectorielles

Les maladies vectorielles émergentes ou ré-émergentes sont au centre des préoccupations de santé publique depuis les dernières décennies. Sont principalement en cause les mouvements humains et les transports liés au tourisme, au commerce ou aux conflits, ainsi que la déforestation et les projets d'irrigation, l'urbanisation, une hygiène dégradée, mais aussi les changements climatiques qui modifient la distribution des arthropodes, des arboviroses ou des parasites associés, leur efficacité, et/ou leur cycle de développement (**Gould & Higgs 2009**).

Beaucoup de ces maladies ont pour vecteurs plusieurs espèces de Culicidae, qui appartiennent notamment aux genres *Aedes*, *Anopheles*, et *Culex*. Toutes les espèces de moustiques ne sont pas vectrices de maladies. Les parasites protozoaires responsables du paludisme sont spécifiques du genre *Anopheles*; en revanche, les virus et nématodes parasites (filaires) peuvent être transmis par différentes espèces.

7-1-1_ Le paludisme

Le paludisme appelée aussi malaria, est une maladie infectieuse due à un parasite du genre *Plasmodium* propagée par la piqueur des certaines espèces des moustiques ; *Anopheles* avec plusieurs centaines des millions des personnes malades chaque année et entre un et trois million des décès par année, le paludisme concerne majoritairement les enfants de moins cinq et les femmes enceintes, 80 % des cas sont enregistrés en Afrique subsaharienne (Schaffner, 2001).

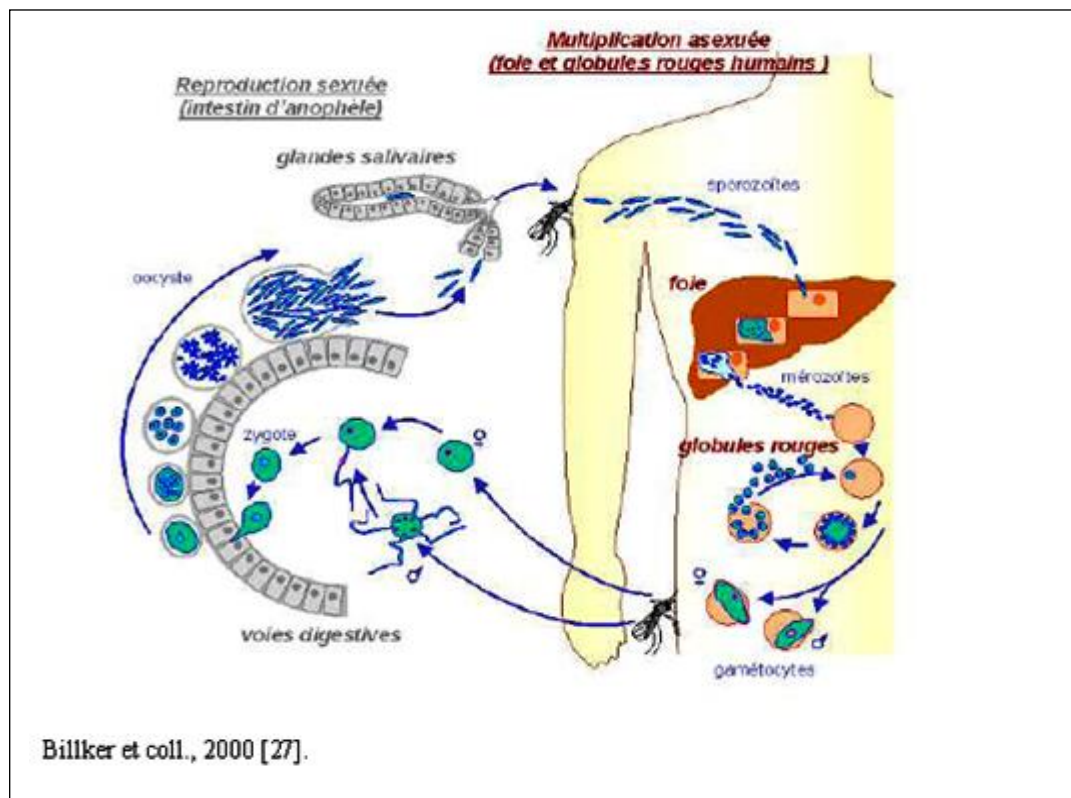


Figure 06 : Le cycle de *Plasmodium falciparum*. la transmission du parasite de l'anophèle à l'homme s'effectue au cours d'un repas sanguin (Billker et al., 2000).

7-1-2- La fièvre jaune

La fièvre jaune, parfois appelée « vomir noir » ou « peste américaine » est une maladie virale aiguë, transmise d'un homme à un homme par piqueur d'un moustique de l'espèce « *Aedes aegypti* ». Elle se tire son nom jaunissement de la peau et des yeux (jaunisse) qui survient lorsque le virus attaque le foie, on les retrouve dans les zones intertropicales d'Asie et d'Amérique et quelques cas ont été notés dans les ports des pays tempérés (Schaffner, 2001).

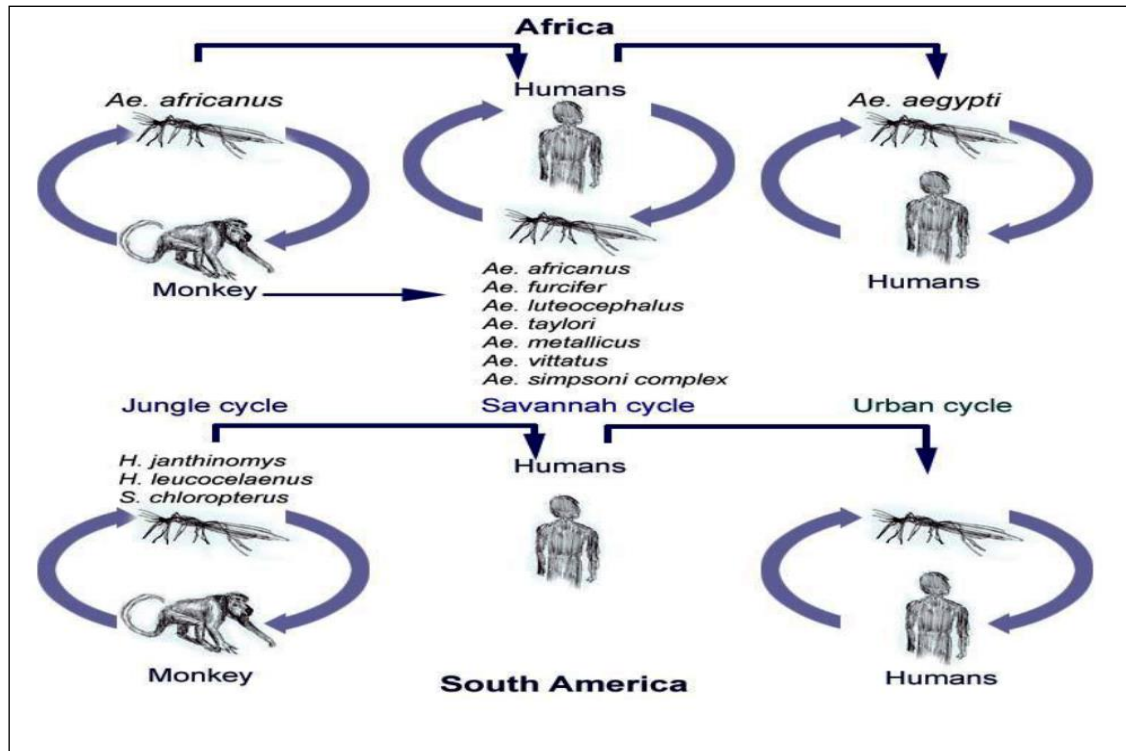


Figure 07 : Cycle du virus de la fièvre jaune
<http://travelcliniccoventry.co.uk/facts-about-yellow-fever/> (14.11.11)

7-1-3- La dengue

La dengue, anciennement appelée « grippe tropical » ou « le petit paludisme » est une infection virale, est transmise à l'homme par l'intermédiaire des moustiques « *Aedes egypti* » et en des rares cas « *Aedes albopictus* ». On la trouve en Asie du sud, en Afrique, en Polynésie Française et surtout l'Amérique du sud (Wandscheer *et al.*, 2004).

7-1-3-1- Cycle de transmission

La transmission de la dengue suit un cycle présenté sur la figure n°22. Le moustique femelle pique un singe infecté sans signes ou juste avant les premiers signes lorsqu'ils s'éloignent du centre de la forêt. Puis les moustiques qui portent le virus, peuvent le transmettre à des singes sains en lisière des forêts et aux hommes qui travaillent vers ces forêts.

L'homme infecté peut être de nouveau piqué par un moustique à son domicile. Le moustique infecte ainsi le reste de sa famille.

En 1958, Smith confirme que seul les singes parmi les mammifères arboricoles sont sérologiquement positifs pour la dengue (Smith *et al.*, 1958).

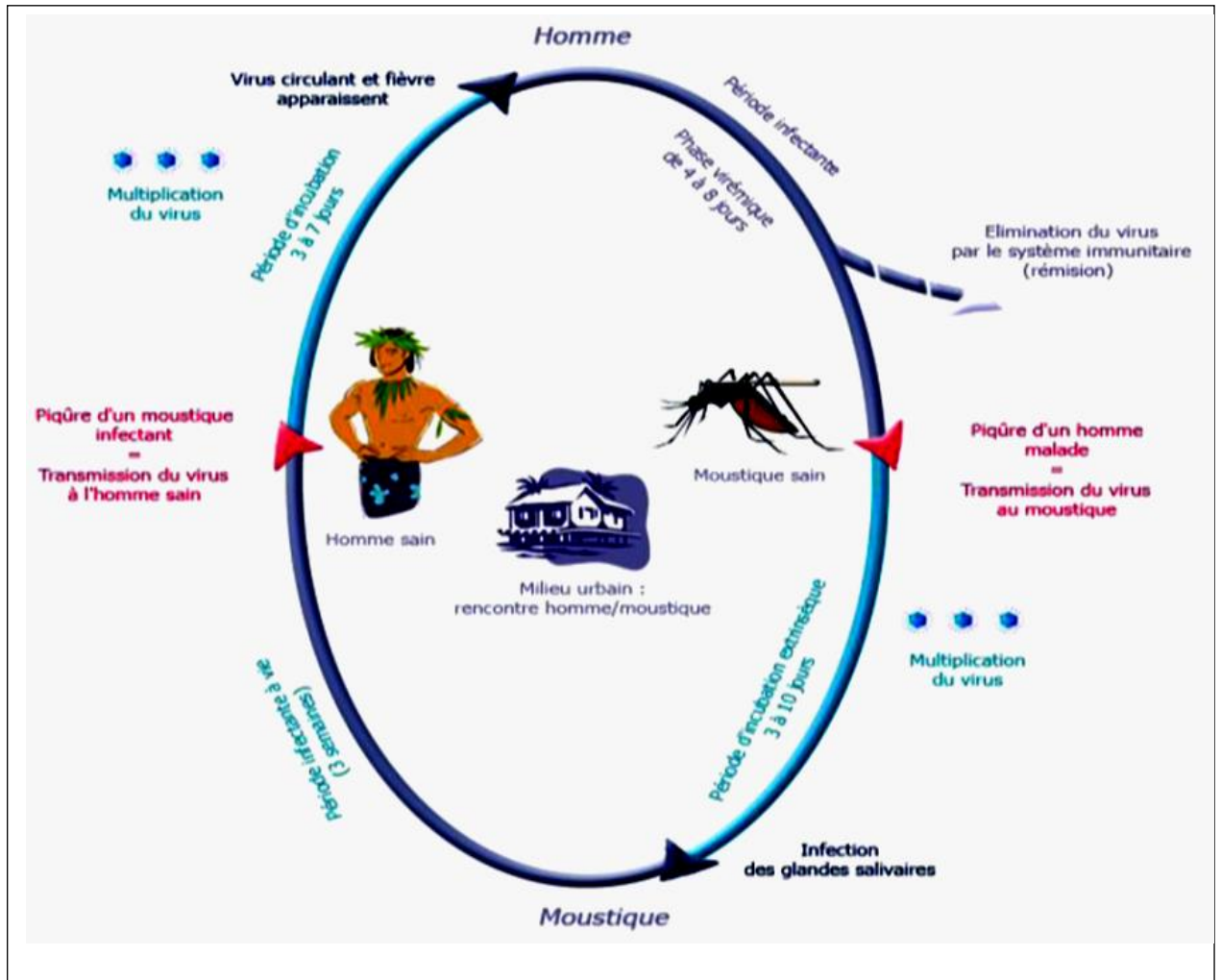


Figure 08 : Le Cycle de transmission du virus de la dengue <http://www.ilm.pf/infodengue> (10.11.11)

7-1-4- Le chikungunya

Le Chikungunya, du Makondé (dialecte de Tanzanie) « l'homme qui marche courbé », est une arbovirose transmise à l'homme par les moustiques du genre *Aedes* (*Ae. spp.* dont *Ae. Aegypti* et *Ae. albopictus*). Ce nom illustre la posture caractéristique des patients atteints de chikungunya, en raison des douleurs articulaires qu'il entraîne (Duvant et Robillard, 2007).

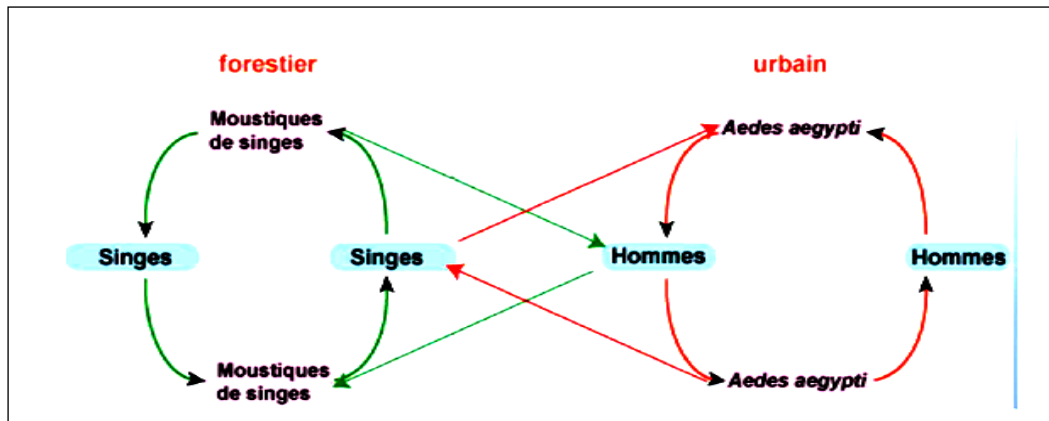


Figure 09 : Le cycle de transmission du virus de la Chikungunya
(DIALLO *et al.*, 1999).

La transmission selvatique africaine du CHIKV semble jouer un rôle important dans l'émergence et la réémergence de la maladie (Diallo *et al.*, 1999). Le virus peut circuler facilement entre les singes sauvages et les différentes espèces de moustiques d'*Aedes*. Les tests sérologiques montrent la présence d'anticorps chez les hommes et les singes sauvages (Rodhain *et al.*, 1989; Adesina *et al.*, 1991; Jupp *et al.*, 1996). Le cycle forestier avec les singes permet le maintien du virus dans la nature, cependant l'homme étant exposé aux piqûres d'*Ae. aegypti*, il contribue également à l'expansion de la maladie.

7-1-5- La Filariose

La filariose canine est causé par un helminthe (ver), les moustiques injectent les larves de ce ver qui se fixent sur la paroi du cours pour terminer son développement, là ils perturbent la circulation sanguin ce qui entraine la mort du chien (OMS, 1999 ; Grjebine *et al.*, 1976).

7-1-5-1- Cycle de transmission

- L'hôte définitif

L'Homme héberge la forme sexuée (= adulte) du parasite et lui permet de se multiplier : c'est donc l'hôte définitif.

- L'hôte intermédiaire

Dans le cas des filarioses à filarioidea, c'est un arthropode hématophage (insecte ou acarien) qui remplit la fonction de vecteur :

- Pseudo mouche
- Moustique
- Ou taon.

Il est indispensable au cycle évolutif du parasite.

Au cours d'un repas sanguin, le vecteur transmet des larves infectantes L3 à l'hôte définitif (l'homme). Ces larves pénètrent dans la peau lors de la piqûre et migrent soit vers les tissus sous-cutanés, soit dans les vaisseaux lymphatiques (selon le parasite considéré). Après avoir mué, elles deviennent des larves L4. Une fois adultes, les filaires vivent plusieurs années durant lesquelles elles se reproduisent. Les femelles émettent des microfaires (stade L1) qui seront absorbées par le vecteur. Elles s'y transformeront, en 1 à 2 semaines, en larves L2 puis en larves infectantes L3. Lors du repas sanguin suivant, l'insecte transmettra ces larves infectantes à son hôte.

N.B. : Les filarioidés ont tous une reproduction sexuée et leur maturation implique un passage par un vecteur : toute augmentation de la charge parasitaire des adultes nécessite une réexposition de l'Homme aux larves du stade L3.

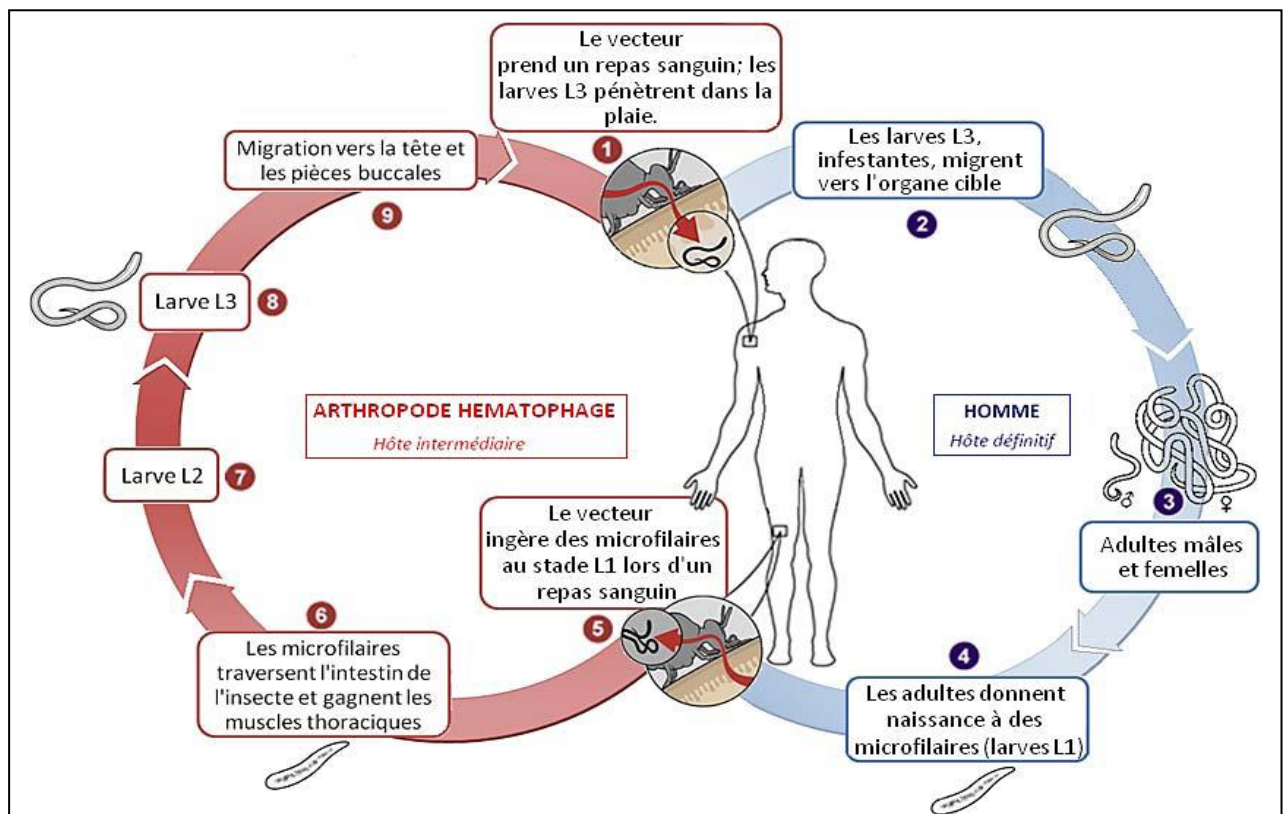


Figure 10 : Cycle parasitaire simplifié des filarioses humaines (Lepori, 2013)

1- matériels et méthode de travail

Dans notre étude l'échantillonnage a été effectué dans une seule localité appartenant à la région de KHENCHELA exactement (Ain Touila).

1-1 Choix station :

1-1-1- La situation géographique de la daïra Ain Touila

Aïn Touila est une commune au nord-est de la wilaya de Khenchela en Algérie (CLIMATE-DATA.ORG).

Noms	Aïn Touila
Nom arabe	عين الطويلة
Pays	Algérie
Wilaya	Khenchela
Daïra	Aïn Touila
Code ONS	4006
Population	19 500 hab. (20081)
Coordonnées	35° 26' 07" nord, 7° 21' 06" est
Altitude	1 000 m

1-1-2 La Localisation Communes Limitrophes D'Aïn Touila

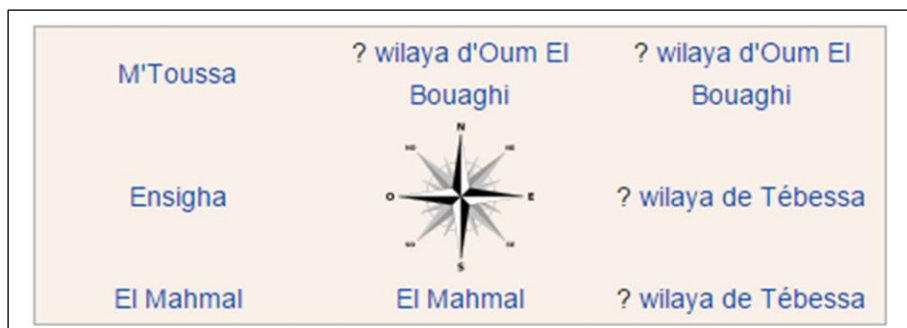


Figure 12 : La Localisation Communes Limitrophes D'Aïn Touila (CLIMATE-DATA.ORG).



Figure 13 : la situation géographique de la commune dans la wilaya de Khenchela
(CLIMATE-DATA.ORG)

1-1-3- Le Climat

Un climat tempéré chaud est présent à Aïn Touila. L'hiver à Aïn Touila se caractérise par des précipitations bien plus importantes qu'en été. D'après Köppen et Geiger, le climat y est classé Csa. Aïn Touila affiche 17.9 °C de température en moyenne sur toute l'année. Chaque année, les précipitations sont en moyenne de 697 mm.

La variation des précipitations entre le mois le plus sec et le mois le plus humide est de 113 mm. Sur l'année, la température varie de 15.1 °C. Avec une température moyenne de 26.0 °C, le mois d'Aout est le plus chaud de l'année. Janvier est le mois le plus froid de l'année. La température moyenne est de 10.9 °C à cette période (CLIMATE –DATA.ORG).

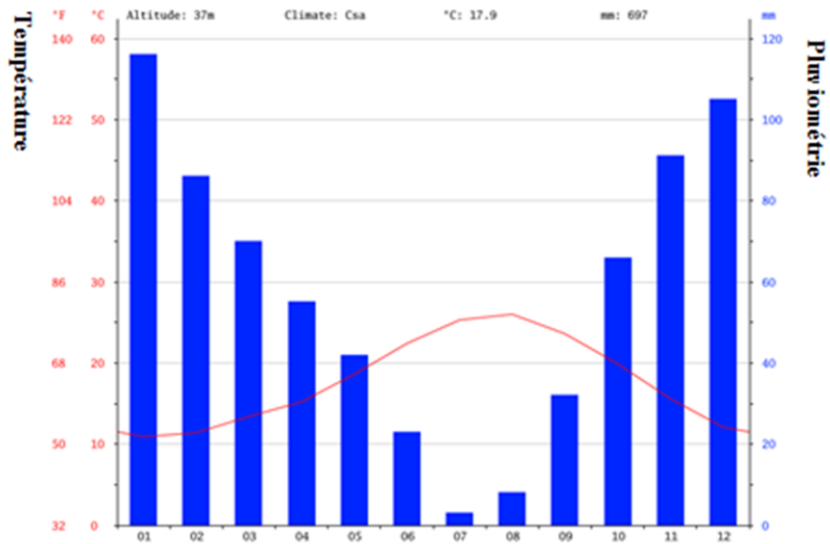


Figure 14 : Diagramme Climatique Ain Touila

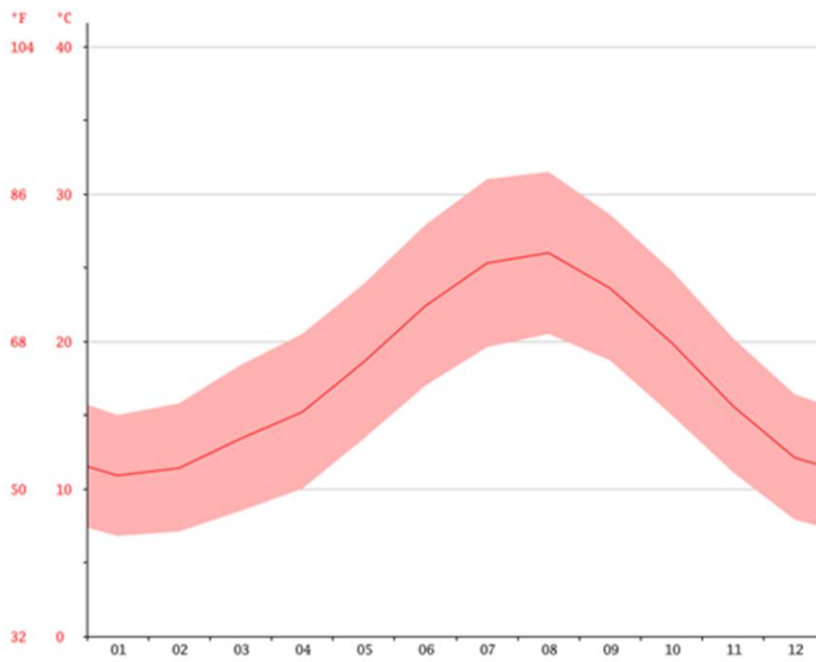


Figure 15 : Courbe De Température Ain Touila

1-2- Matériel utilisé

1-2-1- Choix de site

Plusieurs critères sont considérés dans le choix de site de prélèvement. Les gîtes recherchés sont soit naturels : mare, fosse, bords d'oued ... soit artificiels citerne, réservoir, bassin

Dans notre étude il y a une seul gite artificiel dans une zone urbaine rempli de l'eau de pluie.



Photo 01 : Gite artificiel bassin à AinTouila (photo originale 2018)

1-2-2- Appareillages et matériel

Appareillages et matériel			
1.	des boîtes de Pétri	10.	Bellon à fond plat
2.	une loupe de poche	11.	des flacons de verre
3.	laboratoire Ciseaux	12.	des tubes à essai
4.	un pinceau	13.	Pipette
5.	film transparent	14.	Capsule
6.	Lame et lamelle	15.	La louche
7.	Verre de montre	16.	Cristallisoir
8.	Agitateur	17.	Éprouvette
9.	Eau distillée	28.	Bécher
Les produits :			
➤ Les insecticides (Deltamethrine 2.5% + Chlorofet 48)			
➤ Glycérine			

1- 3- méthode de travail

1- 3-1- La méthode d'échantillonnage et triage

Les prélèvements ont été réalisés selon la technique du coup de louche ou dipping (**Rioux et al., 1965 ; Subra, 1971**). Elle consiste à prélever à l'aide d'une louche 70 ml un volume d'eau de gîte étudiées, Pui déplacée d'un mouvement uniforme en évitant les remous. Dix coups de louche sont ainsi donnés dans différents points du gîte avec un espacement de 1m. La larve soumise aux tests de toxicité provient de gîtes larvaires non traités. Le triage des larves s'est fait au laboratoire, elle ont été identifiées principalement à l'aide d'un logiciel d'identification (moustique d'Europe) (**Schaffner et al., 2001**) et une clé dichotomique (**Himimi et al., 1995**)

Notre travail consiste en un échantillonnage qualitatif et quantitatif. Le plan d'échantillonnage adopté consiste à faire des prospections bimensuelles régulières au cours quatre mois au moyenne de 15 jours entre deux sorties successives le prélèvement a été faite à deux sorties 16 avril 2018 et le 1 mai 2018 seulement à cause de changement climatique exceptionnelle dans la région cette année (le froid), les pêches larvaires ont eu lieu dans des collectes d'eau de pluie dans le bassin.



Photo 02 : louche de prélèvement (originale)



Photo 03 : Triage de la larve L4 (originale)

1-3-2-l'identification

l'identification des espèces des larves récoltés nécessite à une observation sous le microscope puis l'utilisation d'un logiciel de l'identification « **moustique d'Europe** » (schaffner et al., 2011) ; ce logiciel rend l'identification très facile et à partir des caractéristiques biologiques et écologiques des déférentes espèces tel que les antennes, la tête, le thorax ,l'abdomen et le siphon respiratoire.

1-3-3 - Traitement insecticide

Notre travail vise sur l'évaluation de l'effet larvicide de la deltaméthrine 2.5% soit 25 g/L et de chlorofet 48% (chlorpyriphos 480 g/L). Les larves soumises aux tests de toxicité proviennent de gîtes larvaires non traités.

A-La deltaméthrine 2.5%

selon l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS) recommande l'usage de la deltaméthrine aux doses de 20 à 25 mg/m² avec une persistance d'action de 3 à 6 mois (WHO, 2006a).

Pour la préparation d'une solution dosé comme elle été indiqué dans sa fiche technique (10 à 20g/L) on a fait dilué 1g de produit deltaméthrine (25%) en 100 ml d'eau distillé et agité la solution pour obtenir 100 ml de la deltaméthrine



Photo 04 : Préparation des solutions (photo originale 2018) .

En supposant au cas de lutte aquatique qu'un m² contenant 1L litre d'eau de gîte larvaire donc l'estimation de cette dose d'utilisation en laboratoire sera approximativement par le dosage croissant dans un bécher de 1 ml solution dosé / 1L d'eau de gîte larvaire (10 mg/l) contenant 20 larve (*Culiseta longiareolata*, *Ochlerotatus geniculatus*) de quatrième stade, puis on augmente la dose de lutte à 15 mg/l, puis à 20 mg/l et on contrôle le taux de mortalité des larves après 30 min , 1 h et 24 h dans chaque dose avec une préparation témoin .



Photo 05 : Préparation des tests de toxicité (photo oroginale 2018)

B- le Chlorofet 48% (chlorpyriphos 480g/l)

Déterminées en laboratoires sur différentes espèces de moustiques sensibles aux insecticides, les doses du chlorpyriphos-méthyl ont été de 0,2 % (ou 72,8 mg/m²) sur *Cx. quinquefasciatus*; 0,4 % (ou 145,5 mg/m²) sur *An. gambiae* et 0,8 % (ou 291,2mg/m²) sur *Ae. Egypte* (**Darriet & Hougard, 2003a**).

Pour la préparation d'une solution dosé comme elle été indiqué dans sa fiche technique (1.5 l/h) donc un surface d'un m² de gîte nécessite au moins 0.15 ml et en supposant aussi qu'un m² contenant 1L litre d'eau de gîte larvaire, donc l'estimation aussi de cette dose d'utilisation au laboratoire sera approximativement par le dosage 0.15 ml du chlorofet 48% dans un bécher contenant litre eau de gîte larvaire c'est l'équivalent 72 mg/l.

Notre travail est basé sur l'évaluation d'effet larvicide du chlorofet 48 à des doses très faibles sur taux de mortalité des larves de quatrième stade à des concentrations différentes comme suivant :

On a préparé une solution dosé à l'aide d'un agitateur par dilution de 9.6 g de poudre Chlorofet 48% dans 20 ml d'eau distillée à l'aide d'une micro pipette, Les doses utilisées sont : 0.1ml (solution dosé)/L (eau de gite) contenant 20 larve (*Culiseta longiareolata*, *Ochlerotatus geniculatus*) de quatrième stade puis 0.15ml (solution dosé) /L (eau de gite) puis 0. 2 ml (solution dosé) /L (eau de gite) équivaux successivement à 48 mg/L, 72 mg/L et de 96 mg/L avec une préparation témoin, et on note la mortalité des larves après 30 min, 1 h et 24 h dans chaque dose.

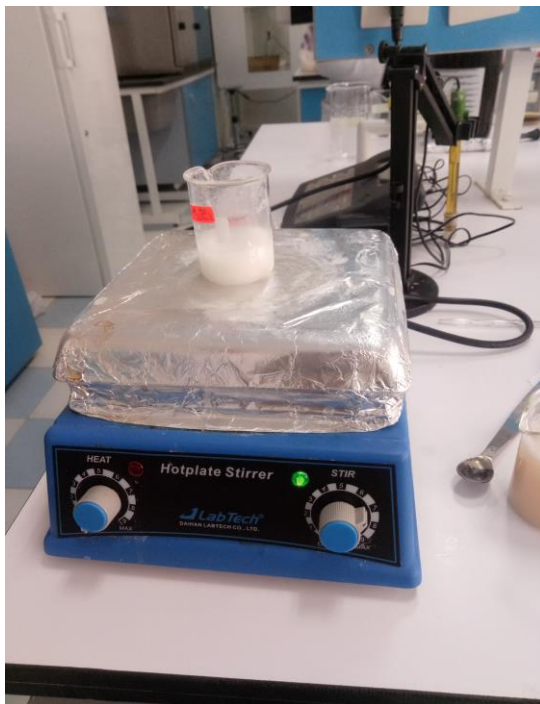


Photo 06 : préparation de solution de chlorofet (photo originale)

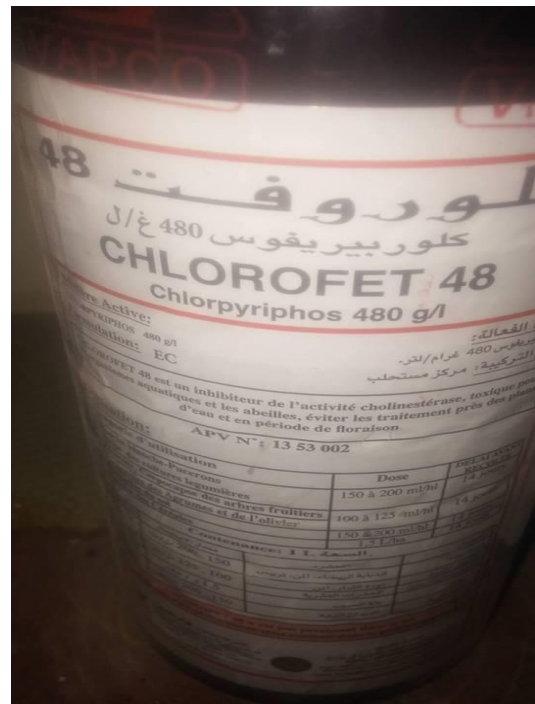


Photo07 : une bouteille de chlorofet (photo originale)

1-Les différents moyens de lutte anti-vectorielle

Basées sur le contrôle des moustiques, elles sont constituées des luttes mécaniques (physique). Biologiques, génétiques et chimique. Ainsi, le contrôle des maladies vectorielles constitue aujourd'hui un enjeu majeur. Ce contrôle passe par la compréhension des mécanismes de transmission de la maladie, qui sont généralement complexes du fait du mode de transmission indirect des maladies à transmission vectorielle faisant intervenir de nombreux acteurs : plusieurs vecteurs impliqués dans le cycle de transmission, éventuellement plusieurs hôtes, ou la présence d'un réservoir (population, vertébrée ou invertébrée), assurant le maintien de l'agent infectieux dans la nature (**Rodhain et al., 1985**).

L'objectif principal de la lutte antivectorielle est la diminution de la morbidité et de la mortalité palustre grâce à l'abaissement du taux d'inoculation entomologique. L'inoculation nécessitant la présence du vecteur infecté, les méthodes actuelles visent principalement la réduction du contact homme vecteur, la densité du vecteur et la durée de vie du vecteur adulte (**OMS, 2004a**).

1-1- La lutte mécanique

Elle a pour but de limiter la prolifération des insectes vecteurs et de réduire le contact homme-moustique. Elle se fait par l'élimination des gîtes larvaires potentiels de moustiques autour des habitations humaines (l'assèchement et le remblaiement des marins, le creusement de dépression etc...), l'utilisation des moustiquaires imprégnées, l'entretien des habitats (**Carnevale et Mouchet, 1999 cité par Kone, 2009**).

1-2- La lutte physique

C'est une modification intentionnelle du biotope, qui vise à faire disparaître ou réduire par des moyens physiques les nappes d'eau de surface dans lesquelles les moustiques se développent. On distingue : le drainage, la mise en boîte, le captage des résurgences, le comblement et le boisement, L'action physique consiste généralement à entreprendre des travaux de régularisation du régime des eaux, d'aménagement de l'écoulement ou de modification physique par d'autres moyens (**OMS, 1999**).

1-3 - Lutte biologique

L'action contre les larves de moustiques par des agents naturels consiste à détruire les larves ou à empêcher leur développement par l'utilisation de forces naturelles animées ou inanimées (**OMS, 1974**).

Il s'agit d'introduire dans le biotope des moustiques des espèces d'organismes différents constituant leurs ennemis. Il s'agit du poisson larvivoire (*Gambusia affinis*) dont l'action est limitée aux eaux permanentes et les poissons herbivores (carpes) sont utilisés en Chine pour dévorer les herbes qui servent d'abris aux larves de moustiques (**Wu et al., 1991 cité par Kone, 2009**).

Aussi la bactérie *Bacillus* qui provoque une mortalité chez les larves de moustique des genres *Culex* et *Anopheles* à degré moindre sur les *Aedes* (**Margot, 2010**).

1-3-1- Exemple sur la lutte biologique

Le *Bacillus thuringiensis* variété *israelensis* sérotype H14 (*Bti*) :

Le *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* (*Bti*) a été découvert en 1976 par **Goldberg et Margalit** dans le désert du Néguev en Israël (**Goldberg & Margalit, 1977**) à partir de larves mortes de *Culex pipiens*. Cette variété nommée *israelensis* a été identifiée à l'Institut Pasteur de Paris comme appartenant au 14^e sérotype de *B. thuringiensis* et a montré une importante activité entomopathogène sur les larves de moustiques (**de Barjac, 1978**). Les spores de *Bti* sont terminales et non déformantes. Ces spores renferment des protoxines sous forme de cristaux qui sont ingérées par les larves de moustiques. Une fois dans l'intestin où règne un pH alcalin favorable à la solubilisation des cristaux, l'action d'enzymes protéolytiques permet l'hydrolyse de ces protoxines en toxines actives (**Hofte & Whiteley, 1989**). Une fois activées, les toxines de *Bti* entraînent une lyse complète des cellules de l'intestin moyen, puis la mort de la larve (**Charles & de Barjac, 1983**). Le *Bti* présente une toxicité faible sur les mammifères avec une DL50 pour le rat par ingestion supérieure à 2 670 mg/kg = 1 x 10¹¹ spores/kg (Tomlin, 2000).

Le *Bti* est considéré comme le larvicide de référence pour les opérations de lutte contre les moustiques. Aux doses normalement létales sur ces derniers, les toxines demeurent inoffensives pour les autres insectes, les poissons et les animaux supérieurs dont l'homme (**Rozendaal, 1999**). A noter qu'à ce jour, aucun mécanisme de résistance n'a été détecté chez les moustiques, les toxines constitutives du cristal agissant en synergie (**Xue et al., 2005**).

Le *Bti* est couramment utilisé dans le traitement des eaux de boisson à des doses comprises entre 1 et 5 mg/L, ce qui à grande échelle, représente des doses de traitement de l'ordre de 125 à 750 g/ha (**WHO, 2006a**). L'inconvénient du *Bti* actifs au fond des gîtes, ce qui réduit sa rémanence et oblige de retraiter régulièrement les gîtes. Il est important de préciser aussi que le temps d'activité du *Bti* est différent selon la nature des gîtes (gîtes ouverts ou fermés, à l'ombre ou ensoleillés), la nature des eaux traitées (eaux claires ou polluées) et la formulation utilisée. La forme tablette dispersible (formulation DT = Dispersible Tablet) est utilisée dans les lieux de stockage des eaux de boisson à raison d'une tablette pour 100 L d'eau

avec une activité résiduelle de l'ordre de 3 à 8 semaines (WHO, 2006b). Le *Bti* est aussi commercialisé sous la forme de suspension concentrée (SC) et de granules dispersibles dans l'eau (WG) (WHO, 2004a). Quelles que soient les formulations employées, un taux de matière organique important dans les eaux à traiter combiné à un ensoleillement direct des gîtes limite fortement l'activité résiduelle du *Bti* (WHO, 2006b).

Le *Bti* a été notifié dans le cadre de la Directive Européenne Biocides 98/8 et un dossier d'homologation a été déposé dans les délais fixés (30/04/2006). Il peut donc continuer à être utilisé en attendant l'évaluation de son dossier d'homologation par la Commission Européenne. (Darriet *et al.*, 2007).

1-4 - La lutte génétique

Elle consiste à la manipulation du patrimoine génétique des moustiques afin d'obtenir des individus transgéniques qui peuvent être soit stériles, soit réfractaires aux parasites qu'ils transmettent habituellement. Les manipulations intéressent également les plantes telles les algues qui se reproduisent dans les gîtes larvaires. Ces algues génétiquement modifiées par intégration de gènes de toxines bactériennes agissent sur les larves de moustiques (Tabachnick, 2003 cité par Kone., 2009).

1-5- La lutte chimique

La lutte chimique ou biocide comprend l'utilisation d'insecticides pour diminuer l'abondance des vecteurs en ciblant un ou plusieurs stades de développement (larves, adultes). Les insecticides regroupent différentes molécules appartenant à plusieurs familles chimiques (organophosphorés, carbamates, pyréthrinoïdes, bio-insecticides, etc.) et ayant des modes d'action variés (Goislard. 2012).

La stratégie de choix d'un insecticide pour la lutte collective dépend du contexte épidémiologique (traitements adulticides pertinents en cas d'épidémie) mais aussi de l'espèce de moustique concernée : pour lutter contre les moustiques des genres *Aedes* et *Culex*, l'insecticide doit être larvicide (gîtes larvaires d'eaux stagnantes assez limités dans l'espace) ; pour la LAV dirigée contre les Anopheles, le choix d'un insecticide actif sur le stade adulte est le plus approprié (moustiquaires imprégnées, pulvérisations intra-domiciliaires) (ANSES, 2011; Fontenille *et al.*, 2009). La lutte biocide doit être associée à d'autres mesures de LAV puisque bon nombre des substances insecticides ont un impact négatif sur l'environnement ainsi que sur les professionnels de la démoustication (certains

insecticides sont des cancérogènes, des neurotoxiques ou des perturbateurs endocriniens potentiels). De plus, utilisés seuls, ils représentent une pression de sélection favorable à l'émergence de populations de moustiques résistants (**Fécherolle, 2008 ; ANSES, 2011**).

Les composés utilisés au début contre les organismes nuisibles étaient des pesticides de première génération relativement simple à base d'arsenic, de soufre, de chaux, de dérivés du pétrole, de substance à base de fluor ou extraite de plantes comme la nicotine. Ces pesticides se caractérisent par leur toxicité relativement élevée pour les organismes non visés et surtout leur rémanence ou encore leur lente décomposition dans l'environnement (**Philogene, 1991**).

Par la suite des composés synthétiques dits de deuxième génération ont été mis en place, il s'agit des organochlorés, des organophosphorés et des carbamates (**Philogene, 1991**). Ces dits pesticides de deuxième génération et les pyréthrinoïdes sont encore utilisés de nos jours en agriculture et dans la lutte antivectorielle.

Les campagnes de lutte contre les moustiques peuvent s'exercer sur les larves et les nymphes aussi bien que sur les moustiques adultes. Il va de soi que les deux méthodes radicalement différentes l'une de l'autre font appel à des insecticides différents, tant au niveau de leur mode d'action que de la façon dont ils sont appliqués sur les surfaces à traiter.

2- La classification actuelle des insecticides utilisés dans la lutte antivectorielle

2-1-Les organochlorés : DDT

Le dichloro-diphényl-trichloréthane (DDT) est un composé qui présente une grande solubilité dans les solvants organiques, les graisses et le pétrole.

La combinaison de ses trois propriétés (répulsivité, irritabilité et toxicité) vis-à-vis des moustiques lui a valu sa place dans les programmes de lutte contre le paludisme. L'OMS ne recommande son usage que pour la lutte antivectorielle et sous la forme de pulvérisations intra domiciliaires à effet rémanent (appliquées uniquement sur les murs intérieurs des habitations) (**OMS, 2004b**).

Le DDT agit en perturbant l'ouverture des canaux sodium le long de l'axone chez l'insecte qui meurt après hyperexcitation, convulsions et paralysie.

2-2- Les organophosphorés

Les organophosphorés agissent en inhibant l'acétylcholinestérase, provoquant ainsi l'accumulation d'acétylcholine et le blocage de la transmission de l'influx nerveux.

On distingue deux grands groupes d'organophosphorés :

- les insecticides exothérapeutiques: le malathion, le fénitrothion, le parathion et le temephos , ils pénètrent directement dans l'organisme des insectes par des voies diverses.

- les insecticides endothérapeutiques ou systémiques qui ont la propriété de pénétrer dans les végétaux et d'être transportés par la sève. Ces insecticides subissent quelques fois des transformations chimiques, mais restent toxiques pour les insectes qui consomment ces végétaux. La forme oxydée de ces pesticides a la faculté de se fixer sur l'acétylcholinestérase.

2-2-1- Le malathion

Formule chimique : diéthyl [diméthoxyphosphinothioyl)thio] butanedioate. Ce composé appartient au groupe chimique des organophosphorés qui inhibent l'acétyl cholinestérase, une enzyme intervenant dans la régulation de l'influx nerveux (**Aldridge, 1950**). Cet insecticide présente une faible toxicité sur les mammifères avec une DL50 pour le rat par ingestion de 1 375 à 2 800 mg/kg (**Tomlin, 2000**).

Le malathion est l'un des insecticides à effet rémanent les plus utilisés dans la lutte contre les moustiques. Il est fréquemment employé à Tahiti, en Guyane et en Guadeloupe pour lutter contre *Ae. aegypti*, vecteur de la dengue. Le malathion est le moins cher de tous les organophosphorés et ne présente que peu de danger pour l'homme s'il est appliqué suivant les recommandations de l'OMS. En aspersions intradomiciliaires, les doses recommandées sont de 2 g/m² avec une persistance d'action de 2 à 3 mois (**WHO, 2006a**). L'OMS préconise aussi son utilisation en aspersion spatiale (ULV) aux doses de 112 à 600 g/ha si la nébulisation est faite à froid et de 500 à 600 g/ha si celle-ci est réalisée à chaud (**WHO, 2006a**).

Le malathion possède l'avantage de se dégrader rapidement dans l'environnement, ce qui limite dans le temps son impact sur l'environnement. De plus le malathion est peu toxique sur les oiseaux et les mammifères ; en revanche son action biocide est élevée pour les poissons et les abeilles (**Tomlin, 2000**). Pour ce qui est de la surveillance de la sensibilité d'*Ae. Aegypti* au malathion, une étude menée sur des populations sauvages d'Amérique latine a été réalisée à l'Institut de Médecine Tropicale de la Havane (Cuba).

Les auteurs ont rapporté que les populations sauvages d'*Ae. Aegypti* étaient restées sensibles à ce composé mais qu'en revanche, les populations de *Cx. Quinque fasciatus* récoltées dans les mêmes zones affichaient des sensibilité au malathion de 16 à 208 fois (RR50) inférieures à celle de la souche de référence sensible (**Rodriguez et al., 2000**). De même dans de nombreuses régions des Caraïbes où le malathion a été utilisé pendant plus de 15 ans, il n'a été découvert que des niveaux de résistance faibles à modérés d'*Ae. Aegypti* à cet insecticide (**Georghiou et al., 1987; Mekuria et al., 1991, Rawlins & Ou Hing, 1995**).

Le malathion a été notifié dans le cadre de la Directive Européenne Biocides 98/8 mais aucun dossier d'homologation n'a été déposé dans les délais fixés (30/04/2006). Suite à cela, aucune intention de dépôt de dossier en dernier recours n'a été adressée dans les délais fixés (14/09/2006). Ainsi, depuis cette dernière date, cette molécule n'est plus autorisée.

2-2-2- Le fénitrothion

Formule chimique : *O,O*-diméthyl*O*-(3-méthyl-4-nitrophényl) phosphorothioate. Comme l'émalathion, ce composé appartient au groupe chimique des organophosphorés qui inhibent l'acétylcholinestérase, une enzyme intervenant dans la régulation de l'influx nerveux (**Aldridge, 1950**).

Cet insecticide présente une toxicité modérée sur les mammifères avec une DL50 pour le rat par ingestion de 1 700 à 1 720 mg/kg (**Tomlin, 2000**). Ainsi classé comme modérément dangereux, le fénitrothion est considéré par l'OMS comme plus toxique pour l'homme et la faune non cible que le malathion. Son action insecticide s'exerce non seulement par contact mais aussi par inhalation, ce qui fait que ce composé reste souvent plus actif sur les insectes résistants au malathion (**Rozendaal, 1999**). En aspersions intradomiciliaires, l'OMS préconise l'utilisation du fénitrothion à la dose de 2 g/m² pour une durée d'efficacité de 3 à 6 mois. Pour les aspersions spatiales (ULV), il est recommandé de l'utiliser aux doses de 250 à 300 g/ha pour les nébulisations à froid et à chaud (**WHO, 2006a**).

Le fénitrothion a été pendant un temps utilisé à l'île de la Réunion pour lutter contre *Ae. albopictus*, le vecteur du Chikungunya. Toutefois son manque de sélectivité vis-à-vis de la faune non cible combiné à un risque probable de toxicité sur l'homme n'a pas permis son utilisation sur une plus grande échelle. Des cas de résistance modérée ont été découverts au Brésil chez certaines populations sauvages d'*Ae. Aegypti* (**Macoris et al., 2003**). De même, dans de nombreuses îles des Caraïbes (Jamaïque, Sainte Lucie, Porto Rico, Trinité ...) des résistances ont été trouvées sur *Ae. aegypti* à l'encontre des organophosphorés, dont le fénitrothion (**Rauwlins et Ragoonansingh, 1990**).

Le fénitrothion a été notifié dans le cadre de la Directive Européenne Biocides 98/8 et aucun dossier n'a été déposé dans les délais fixés (30/04/2006). Suite à cela, une intention de dépôt de dossier en dernier recours a été adressée dans les délais fixés (14/09/2006). Ainsi, cette molécule peut continuer à être utilisée en attendant le dépôt effectif d'un dossier d'homologation, dont le délai a été fixé au 30/04/2008.

2-3- Les carbamates

Les carbamates ($\text{NH}_2\text{CO}_2\text{H}$) sont des esters de l'acide carbamique. Ce sont également des inhibiteurs de l'acétylcholinestérase. Ils sont considérés comme des insecticides de circonstances spéciales ou seulement utilisés dans les cas où l'utilisation des autres insecticides se heurte à un échec (**Diabaté, 1999**). Le propoxur est le plus utilisé de ce groupe.

2-4 - Les Pyréthrinoïdes

Selon leur origine, ils ont été classés en pyréthrinoïdes naturelles ou insecticides botaniques extraites des plantes (Solanaceae, Compositaceae) et en pyréthrinoïdes synthétiques (carboxylester).

Ils pénètrent facilement dans la cuticule des insectes et interviennent au niveau du système nerveux de l'insecte pour perturber l'action du neurotransmetteur GABA. Ils ont également pour cible le canal sodium voltage dépendant constitué par quatre domaines (I-IV) et six domaines transmembranaires. Leur action à ce niveau contribue aussi à perturber le signal nerveux (**Hemingway et al., 2004**).

Les pyréthrinoïdes sont largement utilisés dans l'agriculture (**Chandre et al., 1999; Diabaté et al., 2004**) et dans l'imprégnation des moustiquaires à cause de leur effet irritant marqué sur les moustiques (**Chandre et al., 1999**). Les plus utilisés sont :

La pennéthrine, la deltaméthrine, la lambdacyalothrine la cypennéthrine et la cyfluthrine. Parmi ces insecticides, l'alpha-cyperméthrine confère une efficacité maximale aux moustiquaires imprégnées contre *An. gambiae* (**Hougard, 2003**).

2-4-1- La deltaméthrine

Formule chimique : [1R-[1 α (S*),3 α]-cyano(3-phénoxyphényl)méthyl 3-(2,2-dibromoéthényl)- 2,2-diméthylcyclopropanecarboxylate. Cet insecticide qui appartient à la famille chimique des pyréthrinoïdes agit en perturbant la cinétique d'inactivation du canal

sodium, entraînant la paralysie puis la mort de l'insecte (**Lund et Narahashi, 1983**). Cet insecticide est pratiquement sans danger pour les mammifères avec une DL50 pour le rat par ingestion de 135 à plus de 5 000 mg/kg (**Tomlin, 2000**).

Depuis plus de 20 ans, la deltaméthrine est recommandée pour lutter contre les stades adultes des moustiques. Comme pour la perméthrine (**Darriet et al., 1984**), la deltaméthrine a été l'un des premiers pyréthrinoïdes évalués en imprégnation de moustiquaires (**Ranque et al., 1984 ; Carnevale et al., 1988 ; Robert et al., 1991**). L'effet excitorépulsif de ce composé entraîne une limitation importante du contact entre l'homme et le moustique et en particulier pour *Anopheles gambiae*, le vecteur majeur du paludisme en Afrique. De surcroît son efficacité insecticide puissante (effet *knock down**) tue rapidement les moustiques qui entrent en contact avec les matériaux traités. Ces deux actions diminuent le taux de gorgement des moustiques, ce qui provoque une baisse de la transmission de la maladie.

De nos jours, la deltaméthrine est l'insecticide le plus utilisé pour les imprégnations de moustiquaires car c'est un composé extrêmement efficace sur les moustiques à des doses très faibles (25 mg/m²). Cette efficacité n'est d'ailleurs pas réduite dans les régions où résident des populations d'*An. gambiae* résistantes aux pyréthrinoïdes par l'intermédiaire du gène *Kdr* (**Darriet et al., 2000 ; Corbel et al., 2004a**).

En aspersion intradomiciliaire, l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS) recommande l'usage de la deltaméthrine aux doses de 20 à 25 mg/m² avec une persistance d'action de 3 à 6 mois (**WHO, 2006a**). Ainsi limité à un espace domestique, l'usage de la deltaméthrine en imprégnation de moustiquaires ou bien en aspersion intradomiciliaires donne de bons résultats. Si la deltaméthrine s'avère l'un des meilleurs insecticides utilisables à l'intérieur des habitations, elle peut en revanche montrer certaines limitations quand les traitements sont effectués à l'extérieur des habitations. Les doses de deltaméthrine recommandées par l'OMS en aspersion spatiales à chaud et à froid sont comprises entre 0,5 à 1 g/ha (**WHO, 2006a**).

Toutefois, des essais réalisés en Martinique ont montré que la deltaméthrine tuait moins de 50% des moustiques adultes issus de la population locale (**Corriveau et al., 2003**). Ces faibles taux de mortalité s'expliquent par des résistances fortes de populations sauvages d'*Ae. aegypti* aux pyréthrinoïdes (**Mebrahtu et al., 1997 ; Brengues et al., 2003**).

Il existe donc un besoin urgent de rechercher des produits de remplacement de la deltaméthrine afin de disposer d'un panel d'insecticides toujours plus efficaces sur les populations de moustiques nuisibles et vecteurs de maladies.

La deltaméthrine a été notifiée dans le cadre de la Directive Européenne Biocides 98/8 et un dossier d'homologation déposé dans les délais fixés. Elle peut donc continuer à être utilisée en attendant l'évaluation de son dossier d'homologation par la Commission Européenne.

3- Description des molécules alternatives pour la santé publique

3-1- Les larvicides

3-1-1- Le spinosad

Formule chimique : [50 à 95% de (2*R*,3*aS*,5*aR*,5*bS*,9*S*,13*S*,14*R*,16*aS*,16*bR*)-2-(6-déoxy-2,3,4-tri-*O*-méthyl- α -L-mannopyranosyloxy)-13-(4-diméthylamino-2,3,4,6-tétradéoxy- β -Dérythropyranosyloxy)- 9-éthyl-2,3,3*a*,5*a*,5*b*,6,7,9,10,11,12,13,14,15,16*a*,16*b*hétéradécahydro-14-méthyl-1*H*-8 oxacyclododéca[*b*]as-indacène-7,15-dione et de 50 à 5% (2*S*,3*aR*,5*aS*,5*bS*,9*S*,13*S*,14*R*,16*aS*,16*bR*)-2-(6 déoxy-2,3,4-tri-*O*-méthyl- α -L-mannopyranosyloxy)- 13-(4-diméthylamino-2,3,4,6-tétradéoxy- β -D-érythropyranosyloxy)- 9-éthyl-2,3,3*a*,5*a*,5*b*,6,7,9,10,11,12,13,14,15,16*a*,16*b*-hétéradécahydro-4,14-diméthyl-1*H*- 8-oxacyclododéca[*b*]as-indacène-7,15-dione].

Le spinosad est un insecticide d'origine biologique (famille chimique des naturalites) composé d'un mélange de deux métabolites (spinosynes A et D) synthétisés par la bactérie *Saccharopolysporaspinoso*, du groupe des actinomycètes. Le mode d'action du spinosad est unique car il agit à la fois sur les récepteurs GABA et nicotiques (Salgado, 1998).

Le spinosad possède une très faible toxicité pour les mammifères [(DL50 pour le rat par ingestion de 3 783 à 5 000 mg/kg (Tomlin, 2000), l'environnement et la faune non cible (Dow Elenco 1994 ; Miles & Dutton, 2000 ; Williams *et al.*, 2003)]. Il est par exemple 100 à 1 000 fois moins toxique pour la faune aquatique et en particulier les poissons que les insecticides de la famille des pyréthrinoïdes (Bret *et al.*, 1997).

Les études en laboratoire réalisées avec la matière active ont montré une bonne activité larvicide du spinosad, aussi bien sur les souches sensibles aux insecticides d'*Aedes aegypti*, d'*Anopheles gambiae* et de *Culex quinquefasciatus* que celles résistantes aux organophosphorés, aux carbamates et aux pyréthrinoïdes (Darriet *et al.*, 2005a). Sur les souches sensibles de ces trois moustiques d'intérêt médical, les concentrations létales 50 (CL50) ont été respectivement de 0,35 ; 0,01 ; et 0,093 mg/L.

Une autre étude réalisée avec un concentré émulsifiable (EC) de spinosad titrant 4,8 % de matière active a donné des CL50 de 0,0096 mg/L sur *Ae. aegypti*, 0,0064 mg/L sur *Cx pipiens* et de 0,039 mg/L sur *An. stephensis* (Romi *et al.*, 2006). Par rapport aux essais effectués avec la matière technique, la plus grande efficacité larvicide du spinosad sous sa formulation EC

pourrait s'expliquer par la nature huileuse de la formulation qui empêcherait les larves de moustiques de respirer à la surface de l'eau.

A ce jour, il n'a pas été rapporté de mécanisme de résistance croisée avec les insecticides couramment utilisés en santé publique (pyréthrinoïdes, organophosphorés et carbamates). Toutefois, nous ne disposons actuellement pas de données permettant de prévoir le spectre de résistance croisée avec d'autres familles d'insecticide.

Les évaluations réalisées sur le terrain sont encore peu nombreuses. Sur *Ae. aegypti*, une étude a montré qu'à la concentration de 10 mg/L, l'efficacité de ce larvicide était totale sur une durée de cinq mois (**Bond et al., 2004**). L'Organisation Mondiale de la Santé préconise d'ailleurs son utilisation dans la confection de pièges insecticides vis-à-vis des mouches domestiques (**WHO, 2006a**). Pour lutter contre les larves de moustiques, les doses recommandées sont de l'ordre de 0,1 à 0,5 mg/L avec une rémanence estimée à 10 à 12 semaines (**WHO, 2007**).

Les formulations disponibles sur le marché se présentent sous la forme de suspension concentrée (SC) et de concentré émulsifiable (EC). Le statut de bioinsecticide du spinosad est un atout aussi important que précieux pour son utilisation dans des situations écologiques fragiles. De surcroît, sa bonne efficacité aux faibles concentrations (de l'ordre de 10^{-2} et 10^{-3} mg/L) sur les larves de moustiques sensibles et résistantes aux insecticides en fait un alternatif de choix pour la lutte antivectorielle. A noter que le spinosad a été notifié dans le cadre de la Directive Européenne Biocides 98/8 et qu'un dossier d'homologation a été déposé dans les délais fixés (30/04/2006). Il peut donc continuer à être utilisé en attendant l'évaluation de son dossier d'homologation par la Commission Européenne.

3-1-2- Le pyriproxifen

Formule chimique : [4-phénoxyphényl (RS)-2-(2-pyridyloxy)propyl éther]. Le pyriproxifen est un analogue d'hormone juvénile qui se caractérise par une action quasi sélective sur les nymphes (type juvénoïde). Son action provoque un déséquilibre profond du système hormonal de l'insecte qui se traduit par une inhibition du développement, des troubles de comportement et des baisses importantes de la fertilité des adultes (**Ishaaya et Horowitz, 1992**). Ce composé présente une très faible toxicité sur les mammifères avec une DL50 pour le rat par ingestion supérieure à 5 000 mg/kg (**Tomlin, 2000**).

Des études de laboratoire ont permis d'établir la sensibilité de différentes espèces de moustiques à ce composé. La concentration létale 95 (CL95) qui totalise la mortalité des larves, des nymphes et des adultes à l'émergence s'est chiffrée à 0,017 mg/L pour *An. quadrimaculatus*, 0,0026 mg/L pour *Ae. aegypti* et de 0,00032 mg/L pour *Cx. Tarsalis* (**Estrada & Mulla, 1986**).

Sur *Ae. aegypti*, cet inhibiteur de croissance a montré qu'il agissait également à des concentrations très faibles (CL50 = 0,00011 mg/L et CL95 = 0,00032 mg/L) (**Darriet et Corbel, 2006**). Les tests de sensibilité réalisés sur différentes souches de moustiques n'ont pour l'instant pas révélé de résistance croisée avec les insecticides pyréthrinoïdes, organophosphorés et carbamates. Pour les autres familles d'insecticide, la découverte d'une résistance croisée n'a jamais été décrite sur les moustiques.

Les études sur le terrain ont montré que le pyriproxifen contrôlait sur plusieurs mois, les émergences imaginales des moustiques de *Culex*, *Anopheles* et *Aedes* (**Kamimura & Arakawa 1991 ; Okazawa et al., 1991 ; Yapabandara & Curtis, 2004 ; Sihuinha et al., 2005**). Il a par ailleurs été montré qu'une nouvelle formulation de pyriproxifen dite à relargage progressif (slow release formulation) à la dose de 0,036 mg/L engendrait une inhibition des émergences imaginales d'*Ae. aegypti* pendant six mois (**Sengn et al., 2006**). Cette formulation se caractérise par la dilution progressive de la matière active dans l'eau, ce qui induit des persistances d'action particulièrement longues. Par ailleurs, le pyriproxifen est recommandé par l'OMS pour lutter contre les larves de moustiques à des concentrations comprises entre 0,02 et 0,05 mg/L (5 à 10g/ha) avec un temps d'activité de 6 semaines (**WHO, 2001, 2006a**). Le pyriproxifen peut être utilisé dans le traitement des eaux de boisson (**WHO, 2004b**).

En principe, le traitement des eaux de boisson avec des substances larvicides n'est pas recommandé si ces eaux servent à une utilisation domestique. Toutefois, à des doses inférieures ou égales à 0,01 mg/L de matière active, le pyriproxifen ne pose pas de problème de toxicité, ni sur l'homme ni sur les animaux (**Najera & Zaim, 2002**). Si le pyriproxifen est efficace sur les moustiques tout en ne possédant aucune toxicité sur les mammifères, il conserve néanmoins les caractéristiques inhérentes aux inhibiteurs de la croissance des insectes, à savoir une action létale qui ne se fait sentir que plusieurs jours après le traitement.

En effet, les larves ne sont que faiblement affectées par le pyriproxifen ce qui peut poser certains problèmes opérationnels si les populations ne perçoivent pas immédiatement son action. Pour pallier à cet effet, les recherches se sont orientées ces dernières années vers des mélanges d'insecticides possédant des modes d'action différents. Sur *Ae. aegypti*, une combinaison composée de pyriproxifen et de *Bti* a été évaluée en Malaisie (**Lee et al., 2005**) alors qu'en laboratoire, le pyriproxifen a été étudié en mélange avec le spinosad (**Darriet & Corbel, 2006**). Dans les deux cas, l'action du biolarvicide (centrée sur les larves de moustiques) combinée avec celle du pyriproxifen (dont l'action est plus spécifiquement dirigée sur les nymphes et les adultes) a montré des résultats prometteurs pour le contrôle d'*Ae. aegypti*. Une complémentarité des actions qui a fait que le mélange a agi en synergie sur l'ensemble des stades préimaginaux

des moustiques (**Darriet& Corbel, 2006**). L'action rapide des biolarvicides sur les larves pourrait donc faire disparaître les inconvénients liés à l'utilisation des inhibiteurs de croissance, à savoir la persistance des larves dans les milieux, plusieurs jours après le traitement.

Les formulations de pyriproxifen disponibles sur le marché se présentent sous la forme de granules à 0,5 % ainsi que sous la forme de briquettes qui libèrent progressivement le produit actif dans les milieux traités. Ce larvicide extrêmement actif sur les populations pré-imaginales des moustiques combiné à un conditionnement qui utilise la pointe de la technologie en matière de formulation fait de celui-ci un composé incontournable pour beaucoup de professionnels de la santé. Comme le spinosad, le pyriproxifen a été notifié dans le cadre de la Directive Européenne Biocides 98/8 et un dossier d'homologation a été déposé dans les délais fixés (30/04/2006). Il peut donc continuer à être utilisé en attendant l'évaluation de son dossier d'homologation par la Commission Européenne.

3-1-3- Le méthoprène

Formule chimique: [(E,E)-(±)-1-méthyléthyl 11-méthoxy-3,7,11-triméthyl-2,4 dodécadiénoate]. Le méthoprène est un inhibiteur de la croissance des insectes qui appartient à la famille chimique des mimétiques d'hormone juvénile (type juvénoïde). Ce composé se caractérise par une action qui provoque un déséquilibre profond du système hormonal de l'insecte se traduisant par une inhibition du développement des nymphes de nombreux insectes et en particulier des moustiques. Ce composé présente une très faible toxicité sur les mammifères avec une dose létale 50 pour le rat par ingestion supérieure à 5 000 mg/kg (**Tomlin, 2000**).

Des tests de sensibilité effectués en laboratoire avec des larves de stade 3 de trois espèces de moustiques ont montré des CL50 de 0,0041 mg/L pour *An. dirus*, de 0,0034 mg/L pour *Ae. aegypti* et de 0,0008 mg/L pour *Cx. quinquefasciatus* (**Phonchevin et al., 1985**). En laboratoire toujours, les CL90 et les CL99 ont été de respectivement, 0,0032 et de 0,034 mg/L pour *An. quadrimaculatus*, de 0,01 et 0,099 mg/L pour *Ae. aegypti* et de 0,027 et 0,096 mg/L pour *Cx. Quinquefasciatus* (**WHO, 2001**).

Depuis plus de vingt ans, le méthoprène est utilisé dans de nombreux pays pour lutter contre les vecteurs de dengue. Aux doses de 0,05 et de 0,1 mg/L, le méthoprène sous sa forme microcapsules (CS) et suspension concentrée (SC) entraîne durant 3 à 5 semaines, des réductions d'émergences imaginales d'*Ae. aegypti* de 98 à 100 %. A la même dose mais commercialisé sous sa forme concentré émulsifiable (EC), le méthoprène entraîne sur cette même espèce des réductions d'émergence de 85 à 91 % pendant 1 mois (**WHO, 2001**). L'OMS estime que ce produit peut être utilisé sans danger pour traiter les eaux de boissons (**WHO, 1985**). A la dose de

0,1 mg/L, les formulations en briquettes et en granules sont efficaces sur *Ae. albopictus*. A la dose de traitement la plus élevée (10 mg/L), ces deux dernières formulations entraînent 100 % d'inhibition des émergences pendant cinq semaines (WHO, 2001). En Malaisie également, (Sulaiman *et al.*, 1994) rapportent une inhibition complète de l'émergence d'*Ae. Albopictus* pendant 2 mois à la dose de 14 mg/L. Enfin, sur *Cx. quinquefasciatus*, les formulations SC et EC induisent aux doses de 0,2 et de 0,4 mg/L, des réductions d'émergence de 72 % et 94 % pendant 3 à 5 semaines (WHO, 2001).

Le méthoprène est un inhibiteur de la croissance des insectes qui convient particulièrement aux programmes de lutte intégrée. Aux doses recommandées, ce larvicide agit efficacement sur les larves de moustiques tout en n'étant pas toxique pour les hommes et les autres vertébrés. Les formulations en briquettes et en microcapsules libèrent lentement le produit actif, ce qui confère une activité résiduelle plus grande du larvicide, notamment dans les milieux riches en matière organique (latrines, puisards, caniveaux ...) et dans les marais salants. Quelques cas de résistance/tolérance des moustiques au méthoprène ont été signalés, notamment chez *Ochlerotatus nigromaculis* aux Etats-Unis (Cornel *et al.*, 2002), et *Culex quinquefasciatus* en Afrique de l'Est (Amin & White, 1984). Le méthoprène n'a pas été notifié dans le cadre de la Directive Européenne Biocides 98/8 et ne peut donc plus être utilisé depuis le 01/09/2006.

3-1-4 La cyromazine

Formule chimique : (N-cyclopropyl-1, 3, 5-triazine-2, 4 ,6-triamine). La cyromazine est un inhibiteur de la croissance des insectes de la famille chimique des amino-triazines qui affecte le développement des larves et des nymphes d'insectes, dont les diptères. Le mode d'action de la cyromazine est encore mal connu ; toutefois son principal effet se traduit par une perturbation de la synthèse de la chitine entre les mues larvaires (inhibiteur de la croissance des insectes de type ecdysoïde) (Bel *et al.*, 2000). Cette molécule interfère aussi avec la synthèse de l'ADN en empêchant dans la cellule, l'intégration de la cytosine et de l'adénosine (Binnington & Retnakaran, 1991). Ce composé présente une faible toxicité sur les mammifères avec une dose létale 50 pour le rat par ingestion de 3 387 mg/kg (Tomlin, 2000).

Les études réalisées sur les moustiques sont actuellement peu nombreuses en laboratoire et inexistantes sur le terrain. Les tests de sensibilité en laboratoire ont montré des CL50 de 0,0042 mg/L pour *An. dirus*, de 0.23 mg/L pour *Ae. aegypti* et de 0,0062 mg/L pour *Cx. quinquefasciatus* (Phonchevin *et al.*, 1985). Des tests de sensibilité similaires sont en cours de réalisation sur *Ae.aegypti*, *Cx. quinquefasciatus* et *An. gambiae* sensibles et résistants aux

insecticides, dans le cadre du programme WHOPES au laboratoire de Lutte contre les Insectes Nuisibles (LIN/IRD) à Montpellier.

Outre son application sur les cultures pour lutter contre certains ravageurs (mouche mineuse et moucheron), la cyromazine est utilisée pour le traitement des structures d'élevage. L'OMS préconise son utilisation pour lutter contre les larves de mouches aux doses de 0,5 à 1 g de matière active/m² (WHO, 2006a). Toutefois, des cas de résistance à la cyromazine ont été décrits sur des populations de mouches domestiques (*Musca domestica*) récoltées au Brésil (Pinto & Prado, 2001), dans l'état du Mississippi (USA) (Tang *et al.*, 2002) et au Danemark (Kristensen & Japersen, 2003). Cette résistance à la cyromazine semblerait se croiser avec le diflubenzuron, un inhibiteur de la croissance des insectes de type ecdysoïde appartenant à la famille chimique des benzoylphénylurées (Shen & Plapp, 1990). A ce jour, aucune population de moustique n'a été identifiée résistante à la cyromazine, ce qui en fait un larvicide alternatif intéressant dans les zones où les résistances aux pyréthrinoïdes et aux organophosphorés demeurent un obstacle à la LAV. Toutefois, la cyromazine n'a pas été notifiée dans le cadre de la Directive Européenne Biocides 98/8 et elle ne peut donc plus être utilisée depuis le 01/09/2006.

3-2- Les adulticides

3-2-1- Le chlorpyrifos-méthyl

Formule chimique: (0,0-diméthyl 0-3, 5, 6-trichloro-2-pyridyl phosphorothioate). Cecomposé appartient au groupe chimique des organophosphorés qui inhibent l'acétyl cholinestérase, une enzyme intervenant dans la régulation de l'influx nerveux (Aldridge, 1950). Cet insecticide présente une faible toxicité sur les mammifères avec une DL50 pour le rat par ingestion supérieure à 3000 mg/kg (Tomlin, 2000). Déterminées en laboratoires sur différentes espèces de moustiques sensibles aux insecticides, les doses diagnostiques 3 du chlorpyrifos-méthyl ont été de 0,2 % (ou 72,8 mg/m²) sur *Cx. quinquefasciatus*; 0,4 % (ou 145,5 mg/m²) sur *An. gambiae* et 0,8 % (ou 291,2 mg/m²) sur *Ae. aegypti*. Ces doses diagnostiques largement inférieures à la dose diagnostique du malathion (5 %) montrent les fortes propriétés insecticides de ce composé (Darriet & Hougard, 2003a). Toujours en laboratoire, l'imprégnation des moustiquaires à la dose de 50 mg/m² de chlorpyrifos-méthyl a révélé l'existence d'un fort effet excitérépulsif de ce composé sur *An. gambiae* (Darriet *et al.*, 2005b).

De plus, ce composé s'est avéré aussi efficace sur les moustiques sensibles d'*An. gambiae* que sur ceux résistants aux pyréthrinoïdes (*Kdr*). Une légère baisse d'efficacité du chlorpyrifos-méthyl a toutefois été observée sur des souches de *Cx. quinquefasciatus* 3 Dose diagnostique : dose qui correspond à 2 fois la DL100 observée sur la souche sensible de référence. Résistants aux carbamates et aux organophosphorés (mutation *Ace.1R*) (Darriet & Hougard, 2003a). Sur

Ae. aegypti, cette mutation n'a jamais été mise en évidence et la probabilité de voir apparaître cette résistance est pratiquement nulle car cela nécessiterait un double événement mutationnel (Weill *et al.*, 2004). Les mécanismes de résistance connus aux organophosphorés chez *Ae. aegypti* sont dus à une surproduction ou à une amélioration des propriétés catalytiques des enzymes (estérases et/ou glutathion-S-transférases) intervenant dans la dégradation de ces molécules (Hemingway & Ranson, 2000).

Des études menées en cas expérimentales en Côte d'Ivoire ont montré un taux de mortalité de 70 % sur *An. gambiae* avec l'utilisation de moustiquaires imprégnées de chlorpyrifos-méthyl à 250 mg/m² (Asidi *et al.*, 2004). La station expérimentale où s'est déroulée cette étude se situait dans une zone rizicole proche de la ville de Bouaké dans le centre de la Côte d'Ivoire, où *An. gambiae* se caractérisait par une prévalence de la mutation *Ace1R* (résistance aux organophosphorés et carbamates) d'environ 40 % (N'guessan *et al.*, 2003). Cette étude a montré que le chlorpyrifos-méthyl restait efficace sur les anophèles vecteurs de paludisme et ceci malgré la présence d'une proportion relativement élevée de moustiques résistants. Il existe sur le marché de nombreuses formulations en concentré émulsifiable (EC) et des spécialités commerciales adaptées pour les pulvérisations ultra-bas volume (ULV).

Le chlorpyrifos-méthyl est validé par l'OMS pour le traitement spatial contre les mouches (WHO, 2006a). Ses spécificités à la fois exciton répulsives et létales à l'encontre des moustiques adultes en font un insecticide de choix à utiliser dans le domaine de la santé publique. Le chlorpyrifos-méthyl a été notifié dans la Directive Européenne Biocides 98/8 mais aucun dossier d'homologation n'a été déposé dans les délais fixés (30/04/2006). Suite à cela, aucune intention de dépôt de dossier en dernier recours n'a été adressée dans les délais fixés (14/09/2006). Ainsi, depuis cette dernière date, cette molécule n'est plus autorisée.

3-2-2- Le pyrimiphos-méthyl:

Formule chimique: O-[2-(diéthylamino)-6-méthyl-4-pyrimidinyl] O,O-diméthylphosphorothioate. Comme le chlorpyrifos-méthyl, ce composé appartient au groupe chimique des organophosphorés qui inhibent l'acétylcholinestérase, une enzyme intervenant dans la régulation de l'influx nerveux (Aldridge, 1950). Cet insecticide est considéré comme peu dangereux pour les mammifères avec une DL50 pour le rat par ingestion de 1 414 mg/kg (Tomlin, 2000).

Le pyrimiphos-méthyl est un insecticide communément utilisé dans la lutte contre les moustiques adultes. Au laboratoire, la sensibilité au pyrimiphos-méthyl de populations sauvages d'*Ae. aegypti* et d'*Ae. albopictus* de Singapour a été comparée à des souches de référence

sensibles appartenant à ces deux espèces. Les résultats ont montré qu'*Ae. Aegypti* et *Ae. albopictus* n'avaient pas développé de mécanisme de résistance à ce composé et ce, malgré son utilisation pendant plus de neuf ans dans des programmes de LAV (Ping *et al.*, 2001).

A la dose de 1 g/m², cet adulticide utilisé en imprégnation de moustiquaires a entraîné des mortalités de 100 % sur *An. gambiae* et *Cx. quinquefasciatus* (Kolaczinski *et al.*, 2000). Toutefois, sept mois après l'imprégnation, les mortalités n'étaient plus que de 5 % sur ces deux mêmes espèces de moustiques. La faible rémanence du pyrimiphos-méthyl est due à sa tension de vapeur élevée qui le diffuse rapidement dans l'atmosphère ambiante. En Gambie, des moustiquaires imprégnées de pyrimiphos-méthyl (à 1 g/m²) ont entraîné des mortalités proches de 100 % sur *An. gambiae* mais seulement sur une période de trois mois (Miller *et al.*, 1991). Ces expériences ont montré que les doses élevées d'organophosphorés en font des insecticides peu adaptés pour le traitement des moustiquaires, dans la mesure où ils pourraient entraîner des effets indésirables à ces concentrations. En aspersion intradomiciliaires (traitement des murs et plafonds d'habitations), l'OMS recommande son utilisation aux doses de 1 à 2 g/m² (WHO, 2006a). Ce composé est également préconisé par l'OMS pour les pulvérisations spatiales dans les zones urbaines et rurales. Les doses recommandées sont de 230-330 g/ha de matière active lorsque les nébulisations sont faites à froid. Les nébulisations à chaud demandent moins d'insecticide puisque les concentrations préconisées sont de 180 à 200 g/ha de matière active (WHO, 2006a).

Récemment, le pyrimiphos-méthyl utilisé en association avec le *Bti* a fait l'objet d'une étude à Singapour sur *Ae. Aegypti* (Chung *et al.*, 2001). La formulation concentrée émulsifiable (EC) du pyrimiphos-méthyl mélangée à la suspension concentrée (SC) du *Bti* a été pulvérisée à l'aide d'un thermonebulisateur aux doses de 100 g/ha de pyrimiphos-méthyl et de 150 L/ha de *Bti*. Les résultats de l'étude ont montré que le pyrimiphos-méthyl seul ne possède que peu d'efficacité sur les larves d'*Ae. Aegypti* alors que son efficacité sur les adultes est particulièrement bonne. Avec le *Bti*, les larves seules étaient éliminées des gîtes. Le mélange du pyrimiphos-méthyl et du *Bti* a permis de détruire efficacement à la fois les larves et les adultes de moustiques. Seul ou en association avec un biolarvicide, le pyrimiphos-méthyl pourrait montrer d'intéressantes potentialités dans la lutte contre *Ae. Aegypti* et *Ae. albopictus*. Le pyrimiphos-méthyl a été notifié dans la Directive Européenne Biocides 98/8 mais aucun dossier d'homologation n'a été déposé dans les délais fixés (30/04/2006). Suite à cela, aucune intention de dépôt de dossier en dernier recours n'a été adressée dans les délais fixés (11/07/2006). Ainsi, depuis cette dernière date, cette molécule n'est plus autorisée.

3-2-3- Le naled

Formule chimique: 1,2-dibromo-2,2-dichlorovinyl diméthyl phosphate. Comme le chlorpyrifos-méthyl, ce composé appartient au groupe chimique des organophosphorés qui inhibent l'acétylcholinestérase, une enzyme intervenant dans la dégradation de l'acétylcholine au niveau synaptique (Aldridge, 1950). Ce composé agit principalement par contact et par ingestion. Le naled est considéré comme modérément dangereux pour les mammifères avec une DL50 pour le rat par ingestion de 430 mg/kg (Tomlin, 2000).

Le naled est efficace sur de nombreux insectes (mouches, moustiques, similies, blattes, puces, tiques, etc.). Aux Etats-Unis, ce composé est recommandé par l'Agence de Protection de l'Environnement (US EPA) pour la lutte contre les ravageurs des cultures et pour le contrôle des moustiques. Ce composé est préconisé par l'OMS en pulvérisations spatiales (224 g/ha) et intradomiciliaires (400 mg/m²) pour le contrôle de mouches (WHO, 2006a).

Le naled semble être aussi efficace sur *Ae. albopitius* que sur *Ae. Aegypti* (Robert & Olson, 1989). Aux Etats-Unis, son efficacité a été démontrée sur de nombreuses espèces de moustiques (*Culex sp*, *Aedes sp.* et *Anopheles sp.*) en pulvérisations spatiales ultra bas volume (ULV) à la dose de 22,4 g/ha (Mount *et al.*, 1996; Linley & Jordan, 1992). A noter toutefois, que quelques cas de résistance spécifique au naled ont été observés chez *Culex quinquefasciatus* en Amérique du Nord (Boike *et al.*, 1979). Il existe des formulations spécialement adaptées pour la lutte contre les moustiques, notamment pour les pulvérisations spatiales ULV (DIBROM®, Trump *et al.*®).

Le naled a été notifié dans la Directive Européenne Biocides 98/8 et un dossier d'homologation a été déposé dans les délais fixés (30/04/2006). Il peut donc continuer à être utilisé en attendant l'évaluation de son dossier d'homologation par la Commission Européenne.

3-2-4- Le pyréthrum

Pas de formule chimique propre : Le pyréthrum est un mélange composé de 6 esters organiques (pyréthrine I + pyréthrine II + cinérine I + cinérine II + jasmolin I + jasmolin II) dérivés des fleurs de *Chrysanthemum cinerariaefolium*, qui appartient à la famille des Composées. La combinaison de ces six composants explique les propriétés létales et *Knock down** (KD) importantes du pyréthrum. Comme les pyréthrinoïdes, ce composé agit en perturbant la cinétique d'inactivation du canal sodium, entraînant ainsi la paralysie puis la mort de l'insecte (Lund & Narahashi, 1983). Tout en ayant une activité insecticide sur un grand nombre d'insectes (Silcox & Roth, 1994), le pyréthrum ne présente qu'une faible toxicité pour les mammifères (Satelle & Yamamoto, 1988) et se dégrade rapidement dans l'environnement

(Katsuda, 1999). L'OMS recommande l'utilisation du pyréthrum sur les puces directement dans les chambres à coucher et la literie à la dose de 2 g/L. En shampoing, le pyréthrum associé à un synergiste (PBO) peut être également appliqué sur les animaux à la dose de 20 g/L (WHO, 2006a).

Des tests de sensibilité au pyréthrum sont actuellement en cours de réalisation sur des moustiques d'*An. gambiae* sensibles et résistants aux pyréthrinoïdes, dans le cadre des activités insecticides du Centre Collaborateur de l'OMS au laboratoire de Lutte contre les Insectes Nuisibles (LIN/IRD) de Montpellier. Sur *Ae. aegypti* des études de sensibilité seront prochainement entreprises dans le cadre d'un projet de recherche sur les nouveaux composés insecticides, déposé à l'Agence Française de Sécurité Sanitaire de l'Environnement et du Travail (Afsset). De même sur le terrain, des évaluations du pyréthrum sont en cours de réalisation sous l'égide de l'OMS. Ces études concernent l'efficacité de ce composé en imprégnation de moustiquaires, en aspersion intradomiciliaires et en traitement spatial.

En dépit de la longue histoire des pyréthrines naturelles et du nombre toujours croissant d'insectes résistants aux pyréthrinoïdes (mutation *Kdr*), peu de cas de résistance au pyréthrum ont été rapportés (Cochran, 1995). Le fait que le pyréthrum soit constitué de plusieurs isomères pourrait être un atout en termes de sélection de la résistance. Ce composé se présente donc comme un alternatif prometteur pour le contrôle des moustiques adultes d'*Ae. Aegypti* devenus résistants aux pyréthrinoïdes.

Le pyréthrum a été notifié dans la Directive Européenne Biocides 98/8 et aucun dossier d'homologation n'a été déposé dans les délais fixés (30/04/2006). Suite à cela, une intention de dépôt de dossier en dernier recours a été adressée dans les délais fixés (14/09/2006). Ainsi, cette molécule peut continuer à être utilisée en attendant le dépôt effectif d'un dossier d'homologation, dont la date limite a été fixée au 30/04/2008.

3-2-5- L'étofenprox

Formule chimique : $1-[[2-(4\text{-éthoxyphényl})-2\text{-méthylpropoxy}]méthyl]-3\text{-phénoxybenzène}$. Ce composé qui appartient à la famille chimique des pseudo pyréthrinoïdes (absence de liaison ester) agit en perturbant la cinétique d'inactivation du canal sodium, entraînant la paralysie puis la mort de l'insecte (Lund & Narahashi, 1983). Cet insecticide est sans danger pour les mammifères avec une DL50 pour le rat par ingestion supérieure à 42 880 mg/kg (Tomlin, 2000). C'est d'ailleurs l'un des rares insecticides pyréthrinoïdes classé U par l'OMS.

L'étofenprox est un insecticide recommandé dans la lutte contre les moustiques depuis plus de 15 ans. Au Burkina Faso, le traitement des maisons à la dose de 1 g/m² avait entraîné par rapport au témoin, une diminution des taux d'entrées des anophèles dans les maisons de 70 %. De même, la présence de l'insecticide dans les habitations provoquait une exophilie induite de 94 %. Les effets à la fois dissuasif et irritant de l'étofenprox provoquent une forte diminution du nombre de moustiques qui entrent dans les maisons tout en repoussant vers l'extérieur ceux qui subissent l'action de l'insecticide. Au cours de cette étude, la mortalité d'*An. Gambiae* et d'*An. Funestus* avait été de 48 % (**Darriet, 1991**). L'OMS préconise désormais l'utilisation de l'étofenprox en aspersions intra domiciliaires à des doses comprises entre 100 et 300 mg/m² (**WHO, 2006**).

A la dose de 25 mg/m² en imprégnation de moustiquaires, l'étofenprox ne possède qu'un faible effet létal avec 30 % seulement de moustiques morts (**Lemasson & Lechouarn, 1992**). Par contre l'effet dissuasif est toujours aussi important avec une limitation du nombre de moustiques qui entrent dans les maisons de 83 %. Cette étude montre une fois encore la forte action insectifuge de l'étofenprox, action d'évitement qui se traduit par un contact limité du moustique avec les substrats traités et donc des taux de mortalité relativement faibles. Cet effet insecticide faible doublé d'une action insectifuge forte n'est pas sans rappeler le mode d'action de la perméthrine. L'OMS recommande l'imprégnation des moustiquaires à la dose de 200 mg/m² (**WHO, 2006a**). En traitement spatial également, l'OMS préconise son utilisation en ULV à froid ou à chaud aux doses de 10 à 20 g/ha de matière active. L'absence de liaison ester de l'étofenprox pourrait être un avantage en terme de gestion de la résistance dans la mesure où il serait moins facilement dégradé par les enzymes de détoxification de type estérases.

L'étofenprox étant un insecticide possédant une toxicité remarquablement faible sur les mammifères - bien inférieure à celle de la perméthrine -, son usage est polyvalent et s'étend de la pulvérisation à l'intérieur des habitations à l'imprégnation des moustiquaires en passant par les pulvérisations spatiales. L'étofenprox se trouve dans le commerce principalement sous les formes d'émulsion dans l'eau (EW), de poudre mouillable (WP) et de concentré émulsifiable (EC). L'étofenprox a été notifié dans la Directive Européenne Biocides 98/8 et un dossier d'homologation a été déposé dans les délais fixés (30/04/2006). Il peut donc continuer à être utilisé en attendant l'évaluation de son dossier d'homologation par la Commission Européenne.

4- Autres molécules testées récemment en santé publique

Les molécules décrites ci-dessous possèdent des caractéristiques intéressantes, notamment dans leur capacité à ne pas induire de résistance croisée avec les pyréthrinoïdes et les

organophosphorés. Toutefois, leur efficacité intrinsèque parfois limitée et/ou leur relative toxicité sur l'homme en font des composés difficiles à utiliser dans des programmes de LAV, en particulier contre les *Aedes*.

4-1- Le carbosulfan

Formule chimique : 2,3-dihydro-2,2-diméthyl-7-benzofuranyl [(dibutylamino)thio] méthylcarbamate. Ce composé appartient au groupe chimique des carbamates qui inhibent l'acétylcholinestérase, une enzyme intervenant dans la régulation de l'influx nerveux. Cet insecticide est considéré par l'OMS comme modérément dangereux sur les mammifères avec une DL50 pour le rat par ingestion de 250 mg/kg pour le mâle et de 185 mg/kg pour les femelles (Tomlin, 2000). La particularité du carbosulfan vient du fait qu'il se dégrade avec le temps en carbofuran, un métabolite de la famille des carbamates beaucoup plus toxique pour les mammifères et l'environnement. La DL50 du carbofuran sur le rat par ingestion est de 8 mg/kg, soit une toxicité 31 fois plus élevée sur les mâles et 23 fois supérieure sur les femelles.

De nombreuses études ont été réalisées avec ce composé en santé publique. En aspersions intradomiciliaires, le carbosulfan utilisé à la dose de 1 g/m² a entraîné une mortalité de 94 % d'*An. gambiae* entrant dans les maisons (Darriet, 1998). La mortalité observée était rapide (90 % de moustiques morts au moment de la capture) et seulement 4 % des moustiques sont morts après 24 heures d'observation. Globalement, une réduction de 75 % du nombre d'anophèles entrant dans les maisons a été observée par rapport aux habitations qui n'avaient pas reçu de traitement insecticide (témoin). En imprégnation de moustiquaires, le carbosulfan utilisé à la dose de 300 mg/m² a induit une mortalité d'*An. gambiae* de 90 % ainsi qu'une réduction des taux de gorgement de 76 %.

Concernant *Cx. quinquefasciatus*, 99 % des moustiques ont été retrouvés morts au moment de la capture et les taux de gorgement ont été réduits de 80 % (Guillet *et al.*, 2001). Une autre étude réalisée en Côte d'Ivoire a montré que le carbosulfan en imprégnation de moustiquaires possédait des propriétés insecticides remarquables sur des moustiques d'*An. gambiae* et de *Cx. Quinquefasciatus* résistants aux insecticides (Kolaczinski *et al.*, 2000).

De même, les imprégnations de rideaux à la dose de 200 mg/m² de carbosulfan ont permis de réduire les taux d'entrée d'*An. gambiae* dans les habitations de 84 %. Dans des maisons différentes où les rideaux étaient imprégnés de perméthrine à la dose de 1 g/m², ces réductions d'entrées étaient seulement de 64 % (Fanello *et al.*, 2003).

Comme pour les aspersions intradomiciliaires, le carbosulfan utilisé en imprégnation de

rideaux possède un effet dissuasif qui limite considérablement le nombre de moustiques qui entrent dans les habitations traitées. Malgré l'efficacité remarquable du carbosulfan sur les moustiques vecteurs, sa toxicité intrinsèque et surtout sa transformation en carbofuran, le rendent très peu utilisable pour une lutte larvaire ou spatiale contre les vecteurs d'arboviroses. Il n'en reste pas moins un insecticide efficace à manier avec beaucoup de précautions. Les formulations utilisées en santé publique sont principalement les poudres mouillables (WP) pour les pulvérisations intradomiciliaires et les suspensions concentrées (SC) pour le traitement des tissus et des moustiquaires. Ce composé ne figure pas dans la liste des insecticides notifiés dans la Directive Européenne Biocides 98/8 et ne peut donc plus être utilisé depuis le 01/09/2006.

4-2- L'indoxacarb (pas de classification OMS)

Formule chimique: Méthyl (S)-7-chloro-2,5-dihydro-2-[[méthoxycarbonyl][4(trifluoro-métoxy)phényl]amino]carbonyl]-indéno[1,2-e][1,3,4]oxadiazine-4a(3H)-carboxylate. Ce composé est un insecticide de la famille des oxadiazines agissant par contact et par ingestion. Son mode d'action se situe au niveau des canaux sodiques (Harder *et al.*, 1996 ; Wing *et al.*, 1998 ; Wing *et al.*, 2000 ; Lapied *et al.*, 2001) et de certains récepteurs nicotiniques (Zhao *et al.*, 1999 ; Narahashi, 2002). Au niveau de l'insecte, l'indoxacarb est décarbométhoxylé en DCJW qui constitue la forme active de l'insecticide (Wing *et al.*, 1998). La DL50 orale de l'indoxacarb sur les rats mâles est de 1732 mg/kg et de 268 mg/kg sur les rats femelles (Tomlin, 2000).

Cet insecticide possède un large spectre d'action (Harder *et al.*, 1996) et montre une bonne efficacité sur plusieurs espèces d'insectes nuisibles notamment les mouches domestiques (Sugiyama *et al.*, 2001). Concernant les moustiques, la CL50 de l'indoxacarb est de 0.0079 mg/L sur les larves d'*Ae. aegypti* et de 0.054 mg/L sur les larves d'*An. gambiae* (Paul *et al.*, 2006). En applications topiques sur des femelles d'*An. gambiae*, les DL50 et DL95 sont respectivement de 7.89 et 102.75 ng/mg par femelle. L'indoxacarb ne semble pas posséder de propriétés excitorépulives et son action insecticide est retardée (délai de 24 heures et plus pour voir apparaître de la mortalité). Les tests en cônes OMS et les tests tunnels réalisés sur des moustiquaires imprégnées ont montré que l'indoxacarb tuait 60 à 70 % des adultes pour des doses de 250 à 500 mg/m² (N'guessan *et al.*, 2007a). Seule une dose de 1 000 mg/m² permettait d'obtenir 100 % de mortalité.

L'indoxacarb ne montre cependant pas de résistance croisée avec les insecticides usuels (carbamates, organophosphorés et pyréthrinoïdes). A noter que ce composé ne synergise pas l'action des pyréthrinoïdes (N'guessan *et al.*, 2007a). Aucune donnée d'efficacité sur le terrain

n'est actuellement disponible pour ce composé. Son effet retardé associé à des doses d'insecticides élevées est un critère ne favorisant pas son utilisation prochaine pour la lutte contre les *Aedes*.

L'indoxacarb est principalement commercialisé sous les formes de poudre mouillable (WP) et de suspension concentrée (SC). Ce produit n'a pas été notifié dans le cadre de la Directive Européenne Biocides 98/8 et ne peut donc plus être utilisé depuis le 01/09/2006.

4-3- Le chlorfénapyr :

Formule chimique : 4-bromo-2-(4-chlophényl)-1-(éthoxyméthyl)-5-(trifluorométhyl)-1Hpyrrole-3-carbonitrile. Le chlorfénapyr est un insecticide de la famille des pyrrolles. Il agit par contact et par ingestion (**Tomlin, 2000**) en empêchant la synthèse de l'ATP au niveau des mitochondries (Anon, 1995). Ce composé nécessite toutefois une activation *in vivo* par des enzymes de détoxification pour agir sur sa cible (**Black et al., 1994**). La DL50 orale du chlorfénapyr sur les rats mâles est de 441 mg/kg et de 1 152 mg/kg sur les rats femelles (**Tomlin, 2000**).

Cet insecticide est utilisé pour lutter contre plusieurs espèces d'insectes et d'acariens nuisibles, notamment contre la mouche des cornes (**Lovell et al., 1990 ; Pimprale et al., 1997 ; Sheppard & Joyce, 1998 ; Guglielmone et al., 2000**). En laboratoire, la CL50 du chlorfénapyr a été estimée à 0.0016 mg/L sur les larves d'*Ae. Aegypti* (**Paul et al., 2006**). Une étude menée sur des adultes d'*An. gambiae* a montré que des moustiquaires imprégnées de chlorfénapyr à des doses de 100 et 250 mg/m² induisaient une mortalité équivalente ou supérieure à celle de la perméthrine (**N'guessan et al., 2007b**). Toutefois, ce composé n'a pas montré de propriétés excito-répulsives sur les moustiques et la mortalité enregistrée n'est apparue qu'entre 48 h et 72 h après l'exposition (mortalité retardée). Le chlorfénapyr ne montre pas de résistance croisée avec les insecticides conventionnels tels que les pyréthriinoïdes, les carbamates et les organophosphorés (**N'guessan et al., 2007b**). L'absence d'effet irritant et la mortalité différée du chlorfénapyr (type indoxacarb) font de cet insecticide un candidat peu prometteur pour la lutte contre les vecteurs d'arboviroses.

Le chlorfénapyr est principalement commercialisé sous les formes concentrées émulsifiables et suspensions concentrées (**Tomlin, 2000**). Contrairement aux autres molécules, ce composé a été notifié dans le cadre de la Directive Européenne Biocides 98/8 et un dossier d'homologation a été déposé dans les délais fixés (30/04/2006). Il peut donc continuer à être utilisé en attendant l'évaluation de son dossier d'homologation par la Commission Européenne.

4-4- Le dinotéfuran (pas de classification OMS)

Formule chimique : N-méthyl-N'-nitro-N''-[(tétrahydro-3-furanyl)méthyl]guanidine. Le dinotéfuran découvert en 1998 est un insecticide de la famille des néonicotinoïdes qui agit par contact et par ingestion (**Kodaka et al., 1998**). C'est un agoniste de l'acétylcholine qui perturbe les récepteurs nicotiniques synaptiques au niveau du système nerveux central (**Tomizawa & Yamamoto, 1993 ; Tomizawa & Casida 2005**). La DL50 du dinotéfuran sur les rats par ingestion est de 2 804 mg/kg (**Tomlin, 2000**).

Les néonicotinoïdes sont utilisés pour lutter contre plusieurs espèces d'insectes nuisibles et notamment les blattes (**Kiriyama & Nishimura 2002 ; Elbert et al., 1998 ; Tomlin 2000**). En laboratoire, les CL50 du dinotéfuran sur les larves d'*An. gambiae*, d'*Ae. aegypti* et de *Cx. quinquefasciatus* ont été estimées respectivement à 0,17 mg/L, 0,21mg/L et 0,34 mg/L. En applications topiques sur des femelles d'*An. gambiae*, d'*Ae. aegypti* et de *Cx. quinquefasciatus*, les DL50 du dinotéfuran sont de 0,18 nga.i./mg, 7,14 nga.i /mg et 13,75 a.i/mg de moustique (**Corbel et al., 2004b**). Bien que le dinotéfuran présente une efficacité 30 à 100 fois plus faible que les organophosphorés et les pyréthriinoïdes sur les moustiques sensibles, il ne montre cependant pas de résistance croisée avec les insecticides couramment utilisés en santé publique. A ce jour, aucune étude de terrain n'a été réalisée sur l'efficacité de ce composé sur les moustiques.

Les formulations disponibles sont des microcapsules en suspension (CS), des émulsions dans l'eau (EW), des gels et des sprays directement utilisables. Ce composé n'a pas été notifié dans la Directive Européenne Biocides 98/8 et ne peut donc plus être utilisé depuis le 01/09/2006.

5-4- Les moustiquaires imprégnées d'insecticides

Depuis plus de vingt ans, les moustiquaires imprégnées d'insecticides sont recommandées pour lutter contre les vecteurs du paludisme. Les pyréthriinoïdes sont les seuls insecticides recommandés par l'OMS pour les imprégnations, compte tenu de leur rapidité d'action, de leur fort pouvoir répulsif et irritant vis-à-vis des moustiques et de leur faible toxicité pour l'homme (**Zaim et al., 2000**). Une moustiquaire imprégnée d'un pyréthriinoïde tue le moustique d'autant plus vite que l'effet KD* de l'insecticide est puissant. De surcroît, l'effet irritant de l'insecticide repousse les moustiques vers l'extérieur des habitations, ce qui diminue grandement le contact entre l'homme et le vecteur (**Darriet et al., 1984**). La moustiquaire imprégnée d'insecticide représente donc un moyen de protection personnel et/ou communautaire extrêmement simple tout en étant doté d'une grande efficacité (**Carnevale et al., 1988**). A titre d'exemple, l'utilisation de moustiquaires imprégnées de pyréthriinoïdes a permis de réduire

d'environ 60 % la mortalité infantile en Gambie (Alonso *et al.*, 1993). La diminution semble toutefois moins importante dans les zones à forte transmission que celles à transmission plus faible mais de façon générale, on estime que les moustiquaires imprégnées pourraient sauver annuellement 6 vies pour 1 000 habitants (Lengeler, 1998). Les principaux insecticides pyréthrinoïdes recommandés par l'OMS (WHO, 2006a) pour les imprégnations de moustiquaires sont regroupés dans le tableau suivant :

Tableau 3 : Les principaux insecticides pyréthrinoïdes recommandés par l'OMS

Insecticides	Formulations	Dosage (mg/m ²)
alpha-cyperméthrine	Suspension concentrée 10 %	20-40
cyfluthrine	Emulsion (huile dans l'eau) 5 %	50
deltaméthrine	Suspension concentrée 1 %	15-25
	Tablette soluble dans l'eau 25 %	
étofenprox	Emulsion (huile dans l'eau) 10 %	200
lambda-cyhalothrine	Microcapsules en suspension 2,5 %	10-20
perméthrine	Concentré émulsifiable 10 %	500

Depuis une quinzaine d'années environ, la résistance des moustiques aux pyréthrinoïdes s'étend à presque toutes les régions du monde et représente par conséquent une menace pour l'efficacité des programmes de LAV. La recherche d'insecticides de remplacement et de stratégies alternatives pour les moustiquaires est devenue une priorité et c'est dans cette optique que furent évalués en laboratoire et sur le terrain des mélanges composés de pyréthrinoïdes (bifenthrine, lambda cyhalothrine) et d'organophosphorés (chlorpyrifos-méthyl) ou de carbamates (carbosulfan) (Guillet *et al.*, 2000; Corbel *et al.*, 2002; Darriet *et al.*, 2003b; Hougard *et al.*, 2003; Asidi *et al.*, 2005). Bien que ces mélanges aient montré de relativement bonnes performances contre les moustiques résistants, les résultats ont montré que les propriétés excito répulsives des mélanges se renforçaient (effet additif) et généraient une diminution encore plus importante du temps de contact entre les moustiques et les moustiquaires traitées. Cette relation directe de cause à effet a pour conséquence de ne pas induire d'effet de synergie mais seulement un effet additif au niveau de la mortalité (Darriet *et al.*, 2005). Le comportement du moustique s'avère donc capital dans l'efficacité des insecticides à utiliser seuls ou en association sur les moustiquaires.

A ce jour, les études menées sur le terrain sur *An. Gambiae* ont montré que les moustiquaires imprégnées étaient toujours efficaces en zones de résistance aux pyréthrinoïdes et ce en terme de protection personnelle (**Darriet et al., 2000 ; Corbel et al., 2004a**) et collective (**Henry et al., 2005**). Toutefois, il est actuellement très difficile de présager de l'efficacité des moustiquaires imprégnées de pyréthrinoïdes dans les zones où les moustiques seront devenus multi résistants aux insecticides (présence simultanée de mécanismes de résistance moléculaire et métabolique).

1- Présentation général de la wilaya de khenchela

1- 1- la situation géographique :

La wilaya de Khenchela est située à l'Est du pays (Algérie), au sud-est de Constantine.

Elle est délimitée :

- au nord, par la wilaya d'Oum El Bouaghi;
- au sud, par la wilaya d'El Oued;
- à l'ouest, par les wilayas de Batna et de Biskra;
- à l'est, par la wilaya de Tébessa (DSPK, 2015).

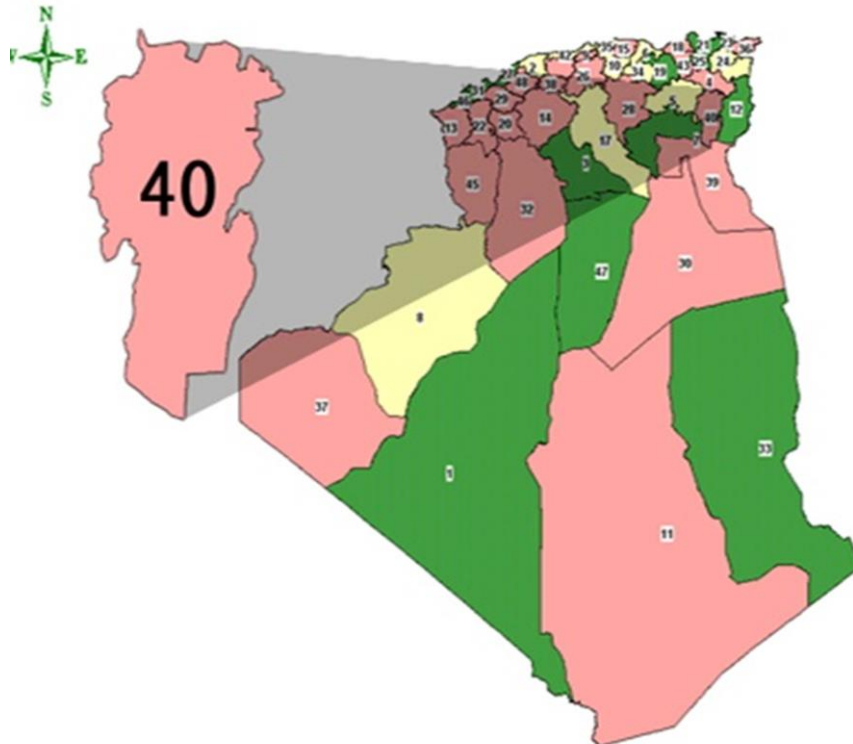


Figure 11 : la situation géographique de la wilaya de Khenchela dans l'Algérie (DSPK , 2015).

1- 2- Les Reliefs

Sa structure physique est très hétérogène. Elle se caractérise par trois régions naturelles distinctes:

- Les Hautes plaines au Nord; couvrent 15 % du territoire. C'est une région de plaines à fortes potentialités hydriques qui offrent de grandes possibilités pour le développement agricole.
- La Zone montagneuse, occupe les parties centrale et ouest de la wilaya avec 36 % du territoire (les massifs des Aurès et les monts des Nememchas).
- Les parcours steppiques et sahariens : qui couvrent la moitié sud de la wilaya avec 49 % de la superficie totale (région à vocation pastorale) **(DSPK, 2015)**.

1- 3 - Le Climat

La région se caractérise par trois climats :

- climat très rude en hiver, modéré en été dans les régions montagneuses centrales.
- climat modéré en hiver, chaud et sec en été dans les steppes sahraouies du sud.
- climat très froid en hiver, sec en été dans les hautes steppes au nord (**DSPK , 2015**).

1- 4- Population

La wilaya compte une population de 440 280 habitants selon le recensement de 2014 .

Densité : 45.31hab./km² (**DSPK , 2015**).

1- 4-1- 1'Organisation territoriale de la wilaya de Khenchela.

Dairas : La wilaya compte huit daïras :

1. Khenchela

2. Ouled Rechache

3. Chechar

4. Kais

5. Ain-Touila

6. Babar

7. Elhamma

8. Bouhmama

La fiche technique de chlorofet 48%

CHLOROFET - 48%**INSECTICIDE
EMULSIFIABLE CONCENTRATE****VAPCO****Class:
Organophosphate**

A non-systemic organophosphate insecticide with contact, stomach and respiratory action, used to control insects that affect Potatoes, Carrot, Citrus and fruit trees, etc

COMPOSITION: Each liter contains:

CHLORPYRIFOS

48% W/V (A.I)

PROPERTIES:

CHLOROFET-48%: Insecticide specific to control sucking and scale insect and other insects affecting crops including Citrus, Pome fruits, Stone fruits, and olives.

CHLOROFET-48%: Non-systemic insecticide which acts primarily by contact, stomach and respiratory action.

CHLOROFET-48%: Used to control soil insects.

CHLOROFET-48%: Non phytotoxic to most species of plants when used as recommended.

USES AND APPLICATION RATE:

CROP	PESTS	APPLICATION RATE ML / 20 LT. WATER	SAFETY PERIOD (DAYS)
Grapes	Scale insects, Jassids, Bud worms	14	21
Citrus	Red scale insect, Mealy bug, Black scale insect, Brown scale insect, Citrus flower cut, Whitefly, Thrips.	21 - 25 spray during June-September before infestation of the fruit, Spray 3 times during the season.	21
Apple, Pear, Apricot, Peach, Plum, Olive.	Aphid, Fruit worm, Leaf piercing insect, olive scale, Spider mite, Codling moth, Woolly aphid.	17 - 25	14
Tomato, Eggplant, Pepper	Fruitworm, Cutworms, Leafworms, Aphids, Whitefly, Thrips.	40 - 50 spray when worms or eggs appear. Repeat spraying every 2 weeks	14 7
Cucurbits	Cutworms, Leafworms, Aphids, Whitefly, Thrips.	40 - 50 spray when worms or eggs appear. Repeat spraying every 2 weeks	14 7

La fiche technique de delamethrine 2.5%



Insecticides

DELTAMETHRINE TERMINATOR 25 PW-EC

Une nouvelle formulation pour la lutte contre la *Leishmaniose* et le *Paludisme*

Propriétés

DELTAMETHRINE-2.5 WP et EC agit par contact et par ingestion sur un grand nombre d'insectes. Elle a un mode d'action sur la transmission axonale.

La formulation **WP** est présentée sous forme de sachets solubles de 100 mg et concentré émulsionnable.

DELTAMETHRINE-2.5 WP et EC de 100g de poudre mouillable ou liquide est utilisé pour lutter contre les insectes volants et rampants néfastes pour la santé publique (teigne, charançons, fourmis, triboïum, phlébotomes, cafards, mouches, moustiques, etc.).

DELTAMETHRINE-2.5 WP et EC n'est pas altérée par les températures élevées et la lumière.

Utilisation

Mode	Insectes	Litres Préparés/Surface	Dose en litres de solution
Fumigation	Insectes volants		1l par 24l de gazoil
Pulvérisation Intra-domiciliaire (Leishmaniose, paludisme, etc.)	Insectes volants	1Litre pour 22.5 à 25m ²	Moustique-phlébotome, mouche, etc. 1 à 2 Sachets /10 litres d'eau 1 à 2 Litres /100 litres d'eau
Pulvérisation	Insectes rampants	1Litre pour 17-25m ²	Cafard, fourmis, puca, tique etc. 1kg/50 litres d'eau

Environnement et faune

• **DELTAMETHRINE-2.5** est moyennement toxique et ne présente aucun effet secondaire sur l'homme et les animaux quand il est utilisé selon les recommandations.

Précautions d'emploi

• Lire attentivement l'étiquette avant utilisation **DELTAMETHRINE-2.5** et se conformer aux instructions données.
• Avant de commencer les traitements, mettre des vêtements protecteurs adéquats : bottes, combinaison, masque et lunettes de protection, etc.

Rémanence

DELTAMETHRINE-2.5 possède une durée d'efficacité de plus de 6 mois.

Élimination du produit et de l'emballage

- Tenir **DELTAMETHRINE-2.5** hors de la portée des enfants et loin des denrées alimentaires.
- Ne pas réutiliser les emballages vides à d'autres fins.
- Ne pas polluer les eaux courantes et plans d'eau.
- Ne pas vider les restes de bouteille dans les eaux poissonneuses ou servant à abreuver les animaux.

Stockage

- **DELTAMETHRINE-2.5** doit être stocké dans son emballage d'origine, dans un endroit sec et bien aéré, à température ambiante et loin des rayons solaires.
- Tenir **DELTAMETHRINE-2.5** hors de la portée des enfants et loin des denrées alimentaires.



Famille : Pyréthrinoides - Matière active : Deltaméthrine
Concentration : 2,5 % - Etat physique : WP et EC

Les premiers secours

En cas de :

- Contamination des yeux par **DELTAMETHRINE-2.5**, rincer avec de l'eau propre pendant 15 minutes, puis consulter un médecin si l'irritation persiste.
- Contact avec la peau, enlever ses habits et se laver correctement avec de l'eau et du savon.
- Intoxication par ingestion ne pas faire vomir le malade et consulter un médecin en urgence. Déplacer le malade vers un endroit bien aéré et procéder à la respiration artificielle.
- Ne pas respirer les poussières du produit.
- Éviter tout contact avec les yeux, la peau et les vêtements.
- Ne pas fumer, manger et boire pendant l'application et se laver soigneusement après utilisation.
- Tenir **DELTAMETHRINE-2.5** à l'écart de toute source d'eau ou plans d'eau.

Antidote

- Traitements selon le symptôme.
- En cas de convulsions, faire prendre au malade du DIAZEPAM.

La fiche technique de chlorofet 5%

SARL DOUDAH Catalogue 2009 Produits Insecticides



CHLOROFET-5% DP

Propriétés

Chlorofet 5% DP agit par contact, absorption et inhalation contre les scorpions, fourmis, cafards, et autres insectes rampants.
Chlorofet 5% DP possède une très longue rémanence.

Utilisation

Nuisibles	Utilisation	Observations
Scorpion	1kg/60-80 m ²	Saupoudrer dans les endroits infestés particulièrement sous les pierres, dans fissures de mur et au pourtour des habitations.
Fourmi		
Cafard		
Insectes		
Rampants		

Précautions d'emploi

- lire attentivement la notice avant utilisation du produit et bien suivre les instructions.
- Mettre des vêtements, de chaussures, des gants de protection et des masques protecteurs.
- Bien se laver les parties du corps en contact avec le produit avant de manger, de boire ou de fumer.
- Ne pas polluer les plans d'eau et les rivières.
- Eviter de pulvériser en direction du vent et cas de temps pluvieux à l'extérieure des maisons.
- Eviter de boire, de manger ou de fumer pendant la pulvérisation du produit.
- Se débarrasser de l'emballage en respectant l'environnement.
- Le produit est très toxique pour les abeilles et les poissons.

Élimination du produit et de l'emballage

- tenir **Chlorofet 5% DP** hors de la portée des enfants et loin des denrées alimentaires.
- ne pas réutiliser les emballages vides à d'autres fins.
- ne pas polluer les eaux courantes et planes d'eau
- ne pas vider les restes de bouillie dans les eaux poissonneuses ou servants à abreuver les animaux

Stockage

- A stoker dans son emballage d'origine et hermétiquement fermé.
- Entreposer hors de la portée des enfants, des animaux et loin de toute source de nourriture et de boisson, préférablement dans un entrepôt verrouillé.
- Entreposer dans un endroit frais, sec, bien aéré et pas exposé au soleil.



Famille : Organophosphoré - Matière active : Chlorpyrifos – éthyl
 Concentration : 5 % - Etat physique : DP

Les premiers secours

- En cas d'atteinte des yeux : se rincer avec de l'eau pendant 15 mn.
- En cas de contact avec la peau : enlever les vêtements, laver abondamment les parties du corps touchées avec de l'eau et de savon.
- En cas d'une inhalation de l'insecticide : ramener la personne atteinte dans un endroit bien aéré et pratiquer éventuellement une respiration artificielle.
- En cas d'ingestion, faire vomir en introduisant un doigt dans le fond de la gorge répéter jusqu'à ce que le liquide vomit soit clair, la personne doit être évacuée immédiatement à l'hôpital.

NE PAS FAIRE VOMIR UNE PERSONNE INCONSCIENTE OU PRISE DE CONVULSIONS

Antidote

Contrathion (pralidoxime) voie la prescription médicale.

Conclusion

Les moustiques ont toujours été considérés comme source de nuisance pour l'homme, principalement en raison du fait qu'ils peuvent être des vecteurs de maladies. Les femelles en période de reproduction ont besoin de sang pour le développement des œufs et certaines espèces ont une préférence marquée pour le sang humain.

Parmi les méthodes de lutte anti-vectorielle, figure l'utilisation d'insecticides qui est sans doute le meilleur moyen pour lutter contre ces espèces potentiellement dangereuses, ces insecticides peuvent être soit biologiques ou extraits de produits naturels; tel le spinosad, le *Bacillus thuringiensis (Bti)*, le *Bacillus sphaericus (Bsp)*, soit des insecticides chimiques appartenant à différents groupes comme les organophosphorés, les régulateurs de croissance, les pyréthrinoïdes et les carbamates.

Le moyen le plus efficace et le plus utilisé aujourd'hui dans le monde pour lutter contre les moustiques reste l'utilisation d'insecticides chimiques. Les insecticides peuvent être utilisés en tant que larvicides ou bien en tant qu'adulticides selon les espèces ciblées et le contexte local en matière de topographie des gîtes, législation et des moyens à disposition.

L'objectif de ce travail scientifique est l'évaluation de l'activité larvicide des insecticides purement chimique sur les larves de moustique. Les larves utilisées pour nos tests, sont originaires des gîtes larvaires de la région d'Ain Touilla qui est caractérisée par un climat généralement semi-aride.

L'identification des moustiques se fait sur quatrième stade larvaire prélevés à un seul site urbain (citerne), avec 9 sorties au cours quatre mois au moyenne de 15 jours entre deux sorties successives le prélèvement a été faite à deux sorties 16 avril 2018 et le 1 mai 2018 seulement à cause de changement climatique exceptionnelle dans la région cette année (le froid).

Les deux espèces inventoriés et identifiées à partir des larves de quatrième stade sont : *Culiseta longiareolata* et *Ochlerotatus geniculatus* à l'aide d'une clé d'identification moustique d'Europe) (**Schaffner et al, 2001**) et une clé dichotomique (**Himimi et al, 1995**)

Dans notre mémoire, nous avons dressé une synthèse bibliographique des molécules

Insecticides déjà utilisées en sa quasi-totalité en Algérie et on a pris la deltaméthrine et Le chloropyriphos-éthyl (chlorofet 48) comme une exemple dans notre étude expérimentale.

Le chloropyriphos-éthyl et la deltaméthrine sont efficaces à des doses faibles par rapport à celles recommandées par OMS ; notre teste montre que le chloropyriphos-éthyl est la plus efficace.

Toutefois, l'efficacité de certains de ces composés et leurs effets sur la santé publique est encore mal connue dans des conditions normales d'utilisation (terrain) et c'est pour cette raison qu'un projet intitulé « Evaluation de nouveaux candidats insecticides et de nouvelles stratégies de lutte contre les moustiques vecteurs devrait être entreprise en Algérie.

1-Résultats et discussion

1-1- Description des espèces inventoriées

1-1 -1- *Culiseta longiareolata*

Ce moustique à une taille qui varie de 3 à 5 mm, Il possède un corps mince et des pattes longues et fines avec des ailes membraneuses, longues et étroites (**Villeneuve et Desire, 1965**).

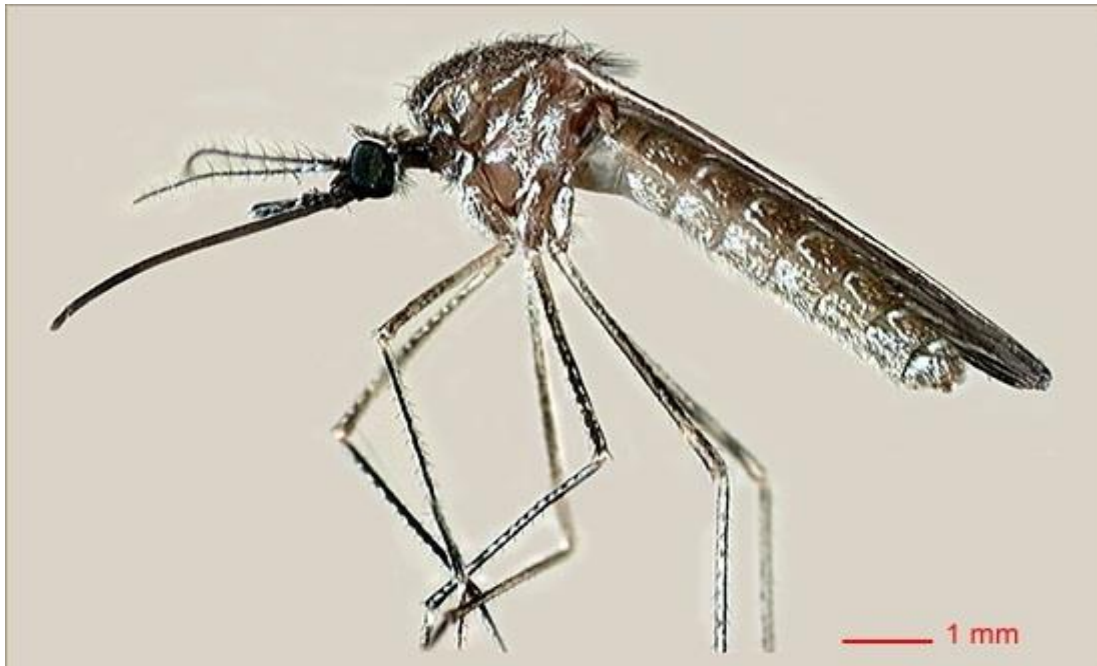


Figure 16 : *Culiseta longiareolata* femelle. (Anonyme 2011)

1-1-1-1- Caractéristiques

Culiseta longiareolata est multivoltine, peut présenter une diapause hivernale chez les imagos femelles (régions froides) et chez les larves (régions tempérées). Les adultes sont présents toute l'année avec un max de densité au printemps et un autre en automne (**BRUHNES et al, 1999**). Les œufs de *Culiseta* groupés en nacelle sont cylindro-coniques, porte environ 50 à 400 œufs (**BOULKENAFET, 2006**).

Les femelles sont sténogames et autogènes. Elles piquent de préférence les vertébrés surtout les oiseaux, très rarement l'humain, l'espèce est considérée comme un vecteur de Plasmodium d'oiseau. La larve est caractérisée par un peigne siphonal dont ses dents sont implantées irrégulièrement. Chez l'adulte, on remarque la présence au moins d'une tache d'écailles sombres sur l'aile, le thorax avec trois bandes blanches longitudinales et l'absence des soies longues et fortes au niveau du lobe basal du gonocoxite (**BRUHNES et al, 1999**).

1-1-2- *Ochlerotatus geniculatus* (Olivier, 1791)

Les œufs sont dépourvus de flotteurs et pondus séparément sur le sol exondé. La coque, dure et imperméable, leur permet de résister, parfois pendant plusieurs années à la dessiccation (**Schaffner et al ., 2001**)

La larve porte des antennes courtes le plus souvent nettement spicules. Le segment X porte une plaque sclérifiée en général limitée à la partie dorsale, sauf chez quelque espèces ou elle forme un anneau, une seule soie sub-ventrale est présente sur le siphon. L'absence de la soie 12 sur le segment abdominale, Il permet de distinguer *Ochlerotatus*. Les stades immatures des *Ochlerotatus* se rencontrent dans des gîtes très variés trous d'arbre, récipients, trous de rocher, eau douce ou saumâtre.....etc. Ils se développent après la mise en eau du gîte (**Schaffner et al., 2001**)

Imago vol peu et est très agressif de jour. Abdomen : noir avec triangles blancs latéraux, Thorax : jaunes avec motifs noirs centraux caractéristiques Patte III : noires, non annelées, point blanc au niveau du genou

Le virus de Chinkungunya est un arbovirus, transmis par l'*Ochlerotatus geniculatus* qui piquer l'humain et parfois causée de nuisance considérable et responsable d'une maladie aiguë caractérisée par fièvre (**Pialoux et al., 2006**)

Larve se développant dans les creux d'arbres

- En ville dans les alignements de platane notamment.
- Mais aussi dans les grandes forêts (Sud-ouest), les ripisylves
- Confusions possibles : *Oc. gillcoladoi*, *Oc. echinus*

1-2- Evaluation de l'effet larvicide des insecticides chimiques sur la mortalité des larves de moustiques:

La méthodologie de nos tests a été inspirée de la technique des tests de sensibilité normalisés par l'Organisation Mondiale de la Santé, adoptée pour tester la sensibilité des larves, vis-à-vis des insecticides utilisés en campagnes de lutte (OMS, 1963), (Aouinty et al.,2006).

Après un temps de contact de 24 h, on dénombre les larves mortes et vivantes. On calcule le pourcentage de mortalité chez les témoins.

L'observation a été faite à l'œil nu, puis nous avons compte le nombre de larves mortes et déduire le pourcentage.

Le pourcentage de la mortalité

$$\frac{\text{le nombre total des larves mortes}}{\text{le nombre total des larves exposées}} \times 100$$

1-2-1- La deltaméthrine (Terminator) 2.5% (nous utilisons 10 g de /litre d'eau)

Le tableau (04) présenté les résultats expérimentaux obtenus par administration de la deltaméthrine aux larves de quatrièmes stades des Culicidae dans des conditions différentes.

Tableau 04 : résultats obtenus après administration de la deltaméthrine (**Terminator**) aux larves des Culicidae.

Les insecticides	Dose d'utilisation (volume de solution dosée/volume eau de gite)	Le pourcentage des larves mortes			
		30 min	1h		24h
La deltaméthrine Terminator 2.5% (10 g /L)	1 ml/L (10 mg/L)	5%	20%		45%
	1.5 ml/L (15mg/L)	15%	35%		75%
	2 ml/L (20mg/L)	35%	70%		100%

1-2-1-1- Définition de la dose létale 50 (DL₅₀)

La dose létale **DL₅₀** est la quantité d'une matière, administrée une seul fois, qui cause la mort de 50% (la moitié) d'un groupe d'animaux d'essai. La **DL₅₀** est une façon de mesurer le potentiel toxique à court terme (toxicité aiguë) d'une matière.

Après 24 heures de l'exposition des larves de quatrième stade aux différentes concentrations de la deltaméthrine ; la **DL₅₀** de la deltaméthrine = 1ml/L

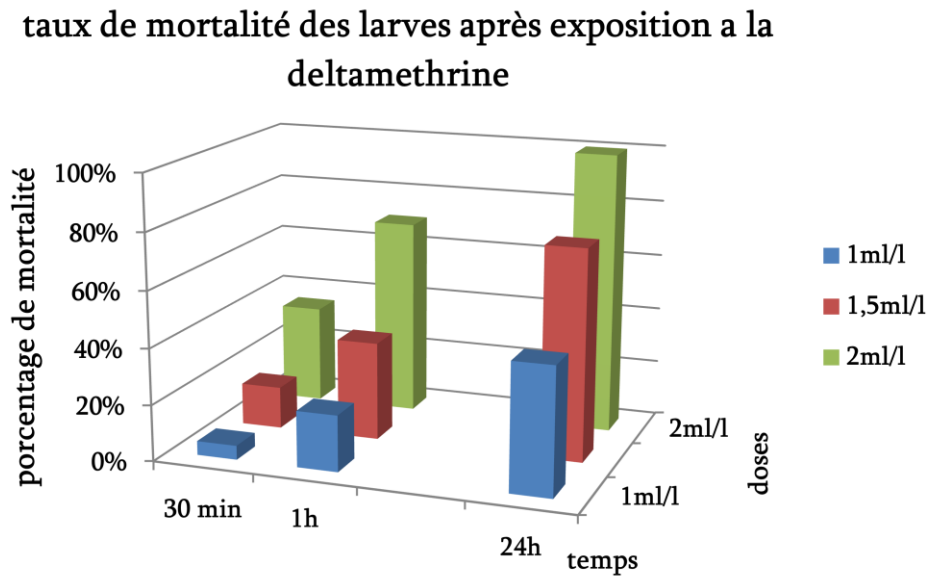


Figure 17: Diagramme de taux de mortalité des larves après exposition a la deltamethrine

Les résultats obtenus concernant l'effet larvicide de la deltaméthrine expliquent que les larves de quatrième stade sont plus sensibles à la deltaméthrine dès les premières 30 minutes. Ce taux de mortalité augmente avec l'augmentation de la concentration, atteignant jusqu'à 70% à une concentration de 2 ml/L. Ces concentrations sont moyennement élevées, causant des effets néfastes sur la faune aquatique de telle sorte que ces concentrations se baissent en cas d'exposition des larves pendant 24 heures ($DL_{50} = 1 \text{ ml/L}$) et ne deviennent pas dangereuses comme les deux premiers cas sur la faune aquatique (la vitesse de lutte approximative avec la concentration d'insecticide).

1- 2-2- le Chlorofet 48% (chlorpyrifos 480g/l) : Les résultats expérimentales obtenus par administration de **le Chlorofet** aux larves de quatrième stades des Culicidae dans des conditions différentes sont présenté dans le tableau 5 :

Tableau 05 : Résultats obtenus après administration de la chlorpyrifos 480g/l aux larves de quatrième stades des culicidae.

Les insecticides	Dose d'utilisation (volume de solution dosée/volume eau de gite)	Le pourcentage des larves mortes		
		30 min	1h	24h
chlorpyrifos 480g/L	0.1 ml/L (48mg/L)	10%	30%	100%
	0.15 ml/L (72mg/L)	20%	60%	100%
	0.2 ml/L (96mg/L)	70%	100%	100%

Après 24 heures de l'exposition des larves de quatrième stade aux déférentes concentrations de chlorofet 48% ; la DL_{50} de la de chlorofet 48% = 0.05 ml/L

taux de mortalité des larves après exposition a la chlorefet

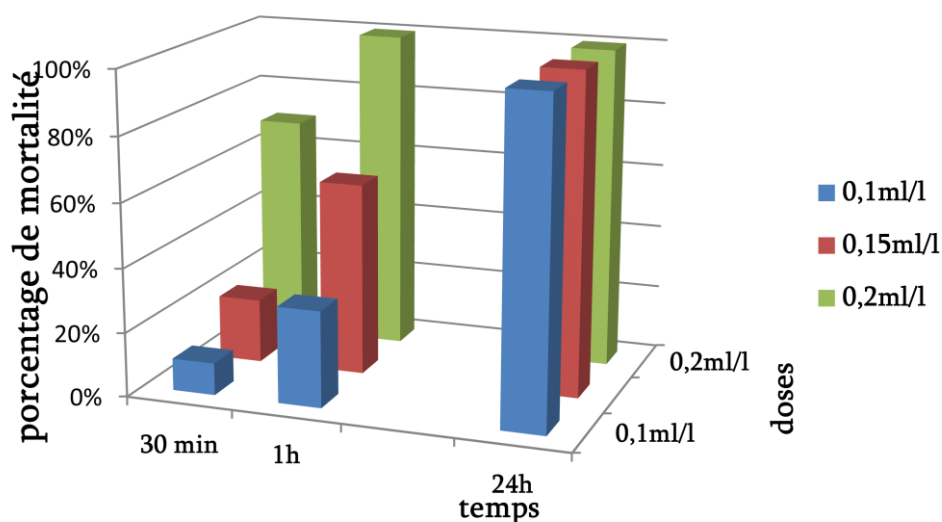


Figure 18 : Diagramme de taux de mortalité des laves

Les résultats obtenus concernant effet larvicide de chlorofet 48% indiquent que ce derniers est très efficace sur les larves des moustiques de tel que le taux de mortalité atteindre jusque 70% en 30 minute à 0.2 ml/L , aussi que ce taux de mortalité atteindre 100% à même concentration après une heure. En cas de l'exposition des larves pendant 24 heures, la concentration de 0.1ml/L devient suffisante pour la mortalité de 100% des larves, cette dernière concentration plus efficace et le moins redoutable pour les autres êtres vivants.

La deltaméthrine appartient à la famille chimique des pyréthrinoïdes agit en perturbant la cinétique d'inactivation du canal sodium, entraînant la paralysie puis la mort de l'insecte (**Lund et Narahashi, 1983**). Cet insecticide est pratiquement sans danger pour les mammifères avec une DL₅₀ pour le rat par ingestion de 135 à plus de 5 000 mg/kg (**Tomlin, 2000**).

Le chlorpyrifos (480g/l) appartient au groupe chimique des organophosphorés qui inhibent l'acétylcholinestérase, une enzyme intervenant dans la régulation de l'influx nerveux (**Aldridge, 1950**). Cet insecticide présente une faible toxicité sur les mammifères avec une DL₅₀ pour le rat par ingestion supérieure à 3000 mg/kg (**Tomlin, 2000**).

De plus, ce composé s'est avéré aussi efficace sur les moustiques que sur ceux résistants aux pyréthrinoïdes (la deltaméthrine) (**Darriet & Hougard, 2003a**).

Aujourd'hui, l'ensemble des molécules chimiques disponibles sur le marché sont toutes menacées par les phénomènes de résistance des moustiques aux insecticides. Dans l'attente de nouvelles molécules insecticides, la priorité actuelle consiste donc à optimiser l'efficacité des insecticides existants et à prolonger leur durée de vie en limitant au maximum les phénomènes de résistance.

Ces résultats ouvrent des perspectives intéressantes pour l'application des insecticides dans LAV, cette application demande la plus haute technicité par utilisation des insecticides à des concentrations les plus appropriées pour l'environnement comme utilisation des insecticides les plus spécifiques à spectre d'action très étroits .

Pour assurer une meilleure intervention, tout en préservant au maximum le milieu naturel, de nouvelles méthodes préventives ainsi que de nouveaux produits sont constamment recherchés.

Référence bibliographique

- Aldridge W.N. 1950. Some properties of specific cholinesterase with particular reference to the mechanism of inhibition by diethyl *p*-nitrophenyl thiophosphate (E605) and analogues. *Biochemistry Journal*, 46 : 451-460.
- Alonso P.L., Lindsay, S.W., Armstrong-Schellenberg, J.R.M., Konteh, M., Keita, K., Marshall, C., Phillips, A., Cham, K. & Greenwood, B.M. 1993. A malaria control triausing insecticide-treated bed nets and targeted chemoprophylaxis in a rural area of The Gambia, West Africa. 5. Design and implementation of the trial. *Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg*, 87: 31-
- Amin, A.M. and White, G.B. 1984. Resistance potential of *Culex quinquefasciatus* against the insect growth regulators méthoprène and diflubenzuron. *Entomologia Experimentalis et applicata*, 36: 69-76.
- Anon, 1995. insecticide-miticide, American Cyanamid Company. Pages 1-20.
- Asidi A.N., N'Guessan R., Koffi A.A., Curtis C.F., Hougard J.M., Chandre F., Corbel V., Darriet F., Zaim M. & Rowland M.W. 2005. Experimental hut evaluation of bed nets treated an organophosphate (chlorpyrifos-methyl) or a pyrethroid (lambdacyhalothrin) alone and in combination against insecticide resistant *Anopheles gambiae* and *Culex quinquefasciatus* mosquitoes. *Malaria Journal*, 4: 25.
- Ayitchedji, A.M., 1990.- Bioécologie de *Anopheles melas* et de *Anopheles gambiae*s.s. Comportement des adultes vis-à-vis de la transmission du paludisme en zone côtière lagunaire, République du Bénin. 76 p.
- Barjac (de). 1978. Une nouvelle variété de *Bacillus thuringiensis* très toxique pour les moustiques : *B. thuringiensis* var. *israelensis* sérotype H14. *Comptes Rendus de l'Académie des Sciences de Paris*, (série D), 286 : 797-800.
- BEH. 2006. *Anonyme Direction Générale de la Santé. Comment se protéger des piqûres de moustiques vecteurs de Chikungunya*. N° Hors-série, Janvier 2006. Bel, Y., Wiesner, P. & Kayser, H. 2000. Candidate target mechanisms of the growth inhibitor cyromazine: studies of phenylalanine hydrolase, puparial amino acids and dihydrofolate reductase in dipterian insects. *Arch Insect Biochemistry Physiology*, 45: 69-78.
- Berchi S., 2000a.- Résistance de certaines populations de *Culex pipiens* L. au malathion à Constantine (Algérie) (Diptera, Culicidae), *Bulletin de la société entomologique de France*, 105(2) : 125 – 129.

- Berchi S., 2000b.- Bio écologie du *Culex pipiens* (Diptera, Culicidae) dans la région de Constantine et respectives de lutte – Thèse de Doctorat des sciences, option Entomologie. Univ. Constantine, 133 pp.
- Binnington, K.C. & Retnakaran, A. 1991. *Physiology of the insect epidermis*. Eds Binnington, K.C. & Retnakaran, A., CSIRO, Australia, Melbourne.
- Black, B.C., Hollingsworth, R.M., Ahammadsahib, K.I., Kukel, C.D. & Donovan, S. 1994. Insecticidal action and mitochondrial uncoupling activity of AC-303,630 and related halogenated pyrroles. *Pesticide biochemistry and physiology*, 50: 115-128.
- Boike, A.H., Rathburn, J.R., Hallmon, C.F. & Cotterman, S.G. 1979. *Insecticide susceptibility levels of some Florida mosquitoes*. Proceedings of the Florida Anti- Mosquito Association. 62-67.
- Bond, J.G., Marina, C.F. & Williams, T. 2004. The naturally derived insecticide spinosad is highly toxic to *Aedes* and *Anopheles* mosquito larvae. *Medical and Veterinary Entomology*, 18: 50-56.
- Brengues, C., Hawkes, N.J., Chandre, F., Mc Carrolls, L., Duchon, S., Guillet, P., Manguin, S., Morgan, J.C. & Hemingway J. 2003. Pyrethroid and DDT cross-resistance in *Aedes aegypti* is correlated with novel mutations in the voltage-gated sodium channel gene. *Medical and Veterinary Entomology*, 17: 87-94.
- Bret, B.L., Larson, L.L. Schoonover, J.R. Parks, T.C. & Thompson. G.D. 1997. Biological properties of spinosad. *Dow to Earth*, 52: 6-13.
- Brunhes I., Rhaim A., Geoffroy B., Angel G. & Hervy J. P., 1999.- Les moustiques de l’Afrique méditerranéenne, Logiciel d’identification et d’enseignement, I.R.D.
- Carnevale, P., Robert, V., Boudin, C., Halna, J.M., Pazart, L., Gazin, P., Richard, A., & Mouchet, J. 1988. La lutte contre le paludisme par des moustiquaires imprégnées de pyréthrinoides au Burkina Faso. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique*, 81: 832-846.
- Charles, J.F. & de Barjac, H. 1983. Action des cristaux de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* sur l’intestin moyen des larves d’*Aedes aegypti* L. en microscopie électronique. *Ann. Microbiol. (Institut Pasteur)*, 134A : 197-218.
- Chouaibou, M., Simard, F., Chandre, F., Etang, J., Darriet, F. & Hougard, J.M. 2006. Efficacy of bifenthrin-impregnated bednets against *Anopheles funestus* and pyrethroid resistant *Anopheles gambiae* in North Cameroon. *Malaria Journal*, 5: 77.
- Chung, Y.K., S.G. Lam-Phua, Y.T. Chua, & R. Yatiman. 2001. Evaluation of biological and chemical insecticide mixture against *Aedes aegypti* larvae and adults by thermal fogging in Singapore. *Medical and Veterinary Entomology*, 15: 321-327.

- Cochran, D.G. 1995. *Insect resistance to pyrethrins and pyrethroids*. In *Pyrethrum flowers: production, chemistry, toxicology, and uses*. ed. J.E. Casida and G.B. Quistad. New York, NY ; Oxford, University Press: 234-248.
- Corbel, V., Chandre, F., Brengues, C., Akogbeto, M., Lardeux, F., Hougard, J.M. and Guillet, P. 2004a. Dosage dependent effects of permethrin-treated nets on the behaviour of *Anopheles gambiae* and the selection of pyrethroid resistance *Malaria Journal*, 3: 22. Corbel, V., Duchon, S., Zaim, M. & Hougard, J.M. 2004b. Dinotefuran: A Potential Neonicotinoid Insecticide Against Resistant Mosquitoes. *Journal of medical entomology*, 41: 712-717.
- Corbel, V., Darriet, F., Chandre, F. & Hougard, J.M. 2002. Insecticides mixtures for mosquito net impregnation against malaria vector. *Parasite*, 9: 255-259.
- Cornel, A.J., Stanich, A.M., McAbee, R.D. & Mulligan III, F.S. 2002. High level méthoprène resistance in the mosquito *Ochlerotatus nigromaculis* (Ludlow) in Central California. *Pesticides Management Science*, 58: 791-798.
- Corriveau, R., Philippon, B. & Yébakima, A. 2003. *La dengue dans les départements français d'Amérique*. IRD éditions, collection expertise collégiale, Institut de Recherche pour le Développement, Paris.
- Darriet F., 1998.- La lutte contre les moustiques nuisants et vecteurs de maladies, Khartala-orstom, Paris. 91p.
- Darriet, F & Corbel, V. 2006. Laboratory evaluation of pyriproxyfen and spinosad, alone and in combination, against *Aedes aegypti* mosquito larvae. *Journal of Medical Entomology*., 43: 1190-1194.
- Darriet, F & Hougard J.M. 2003a. *Resistance profile of chlorpyrifos-methyl to vector mosquitoes*. DOC/LIN/07/03: 6 pages.
- Darriet, F. 1991. Evaluation sur le terrain de l'efficacité de trois pyréthrinoïdes dans le cadre de la lutte contre les vecteurs du paludisme. *Parassitologia*, 33 : 111-119.
- Darriet, F. 1998. *La lutte contre les moustiques nuisants et vecteurs de maladies*. Collection économie et développement, Coédition Karthala-ORSTOM : 114 pages
- Darriet, F., Corbel, V. & Hougard, J.M. 2003b. Efficacy of mosquito nets treated with a pyrethroid-organophosphorous mixture against Kdr- and Kdr+ malaria vector (*Anopheles gambiae*). *Parasite*, 10: 359-362.
- Darriet, F., Hougard, J.M. & Corbel V. 2005b. Comportement d'*Anopheles gambiae* Kdr+ face à des moustiquaires bi-imprégnées d'insecticides pyréthrinoïdes et organophosphorés. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique*, 98: 201-204.

- Darriet, F., N'guessan, R., Koffi, A.A., Konan, L., Doannio J.M.C., Chandre, F. & Carnevale, P. 2000. Impact de la résistance aux pyréthrinoïdes sur l'efficacité des moustiquaires imprégnées dans la prévention du paludisme : résultats des essais en cases expérimentales avec la deltaméthrine SC. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique*, 93 :131-134.
- Darriet, F., Robert V., Tho Vien N. & Carnevale P. 1984. *Evaluation de l'efficacité sur le vecteurs du paludisme de la perméthrine en imprégnation de moustiquaires intactes et trouées*. Document miméographié OMS, WHO/VBC/84.899 et WHO/MAL/84.1008 : 20 pages.
- Darriet, F., S. Duchon, & J.M. Hougard. 2005a. Spinosad: a new larvicide against insecticide resistant mosquito larvae. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 21: 495-496.
- Di Ilio V, Cristofaro M, Marchini D, Nobili P.,Dallai R., 1999.- Effects of a neem compound on the fecundity and longevity of *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). *J Econ Entomol*, 92:76–82.
- Diedhiou S.M et Faye O, 2010. Etude de l'agressivité des Culicinae associées à la faune Anophélienne en zone urbaine et périurbaine : exemple de la région de Dakar (sénégal).Mim.Mast.Ento.Med.Uni.Cheikh anta diop.38p
- Direction de la santé et de la population kenchela , 2015.
- DowElanco. 1994. *Spinosad technical guide*. DowElanco, Indianapolis,IN.
- Duvant C et Robillard , 2007.- Transmission materno-foetale du Chikungunya [Texte imprimé] : expérience de l'épidémie réunionnaise de 2005-2006 dans le sud de la Réunion.Thes.Doc.Fac.Meci.Uni.Paris2.p105.
- Elbert, A., Nauen, R. & Leicht, W. 1998. *Imidacloprid, a novel chloronicotinyl insecticide: biological activity and agricultural importance*. pp. 50-73. In I. Ishaaya and D. Degheele [eds.], *Insecticides with novel modes of action: mechanism and application*. Springer, Berlin, Germany.
- Elise S ., 2011.- Réunion Synthèse et caractérisation de is(oxazolidines)dérivées du tris(hydroxyméthyl)aminométhane pour la conception de pro drogues de répulsifs naturels, thèse de doc, Université de La Réunion. p184.
- Estrada, J.G & Mulla M.S. 1986. Evaluation of two new new insect growth regulators against mosquitoes in laboratory. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 2: 57-60.
- Fanello, C., Carneiro, I., Ilboudo-Sanogo, E., Cuzin-ouattara, N., Badolo, A. & Curtis C.F. 2003. Comparative evaluation of carbosulfan and permethrin impregnated curtains for

- preventing house-entry by the malaria vector *Anopheles gambiae* in Burkina Faso. *Medical and Veterinary Entomology*, 17: 333-338.
- Georghiou, G.P., Wirth, M., Tran, H., Saume, F., Knudsen, A.B. 1987. Potential for organophosphate resistance in *Aedes aegypti* in the Caribbean area and neighboring countries. *Journal of Medical Entomology*, 24: 290-294.
 - Goldberg L.H. & Margalit J. 1977. A bacterial spore demonstrating rapid larvicidal activity against *Anopheles sergentii*, *Uranotaenia unguiculata*, *Culex univittatus*, *Aedes aegypti* and *Culex pipiens*. *Mosquito News*, 37: 355-358.
 - Grjebine A ; Coz J ; Elouard J.M ; Mouchet J et Rageau J., 1976. La notion d'espèce, Chez les moustiques : étude de quatre complexes.Sou.OIP.p65.
 - Gubler, D.J. 1998. Dengue and dengue hemorrhagic fever. *Clinical & Microbiology Revue*, 11: 480-496.
 - Gubler, D.J. 2004. Cities spawn epidemic dengue viruses. *Nature Medicine*, 10: 129-130.
 - Guglielmone, A.A., Volpogni, M.M., Scherling, N., Cobenas, M.M., Mangold, A.J., Anziani, O.S., Ioppolo, M. & Doscher, M. 2000. Chlorfenapyr ear tags to control *Haematobia irritans* (L.) (Diptera: Muscidae) on cattle. *Veterinary Parasitology*, 93: 77-82.
 - Guillaumot, L., 2006.- Les moustiques et la dengue. Institut Pasteur de Nouvelle Calédonie. 15 p.
 - Guillet, P., N'guessan, R., Darriet, F., Traoré-Lamizana, M., Chandre, F. & Carnevale, P. 2001. Combined pyrethroid and carbamate « two in one » treated mosquito nets: field efficacy against pyrethroid-resistant *Anopheles gambiae* and *Culex quinquefasciatus*. *Medical and Veterinary Entomology*, 15: 105-112.
 - Harder, H.H., Riley, S.L., McCann, S.F. & Irving, S.N. 1996. *DPX-MP062 : a broadspectrum, environmentally soft, insect control compound*. Proc. Brighton Crop. Prot. Conf. 449.
 - Hemingway, J. & Ranson, H. 2000. Insecticide resistance in insect vectors of human disease. *Annual Review Entomology*, 45: 371-391.
 - Henry, M.C., Assy, S., Rogier, C., Dossou-Yovo, J., Chandre, F., Guillet, P. & Carnevale, P. 2005. Protective efficacy of lambda-cyhalothrin treated nets in *Anopheles gambiae* pyrethroid resistance areas of Côte-d'Ivoire. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 73: 859-864.
 - Himmi O, Dakki M, Bouchra T et El Agbani M A., 1995.- Les Culicidae du Maroc : Clés d'identification, avec données biologiques et écologiques, Travaux de l'Institut Scientifique .série Zoologie N°44, Rab.50p.

- Hofte, H & Witeley, H.R. 1989. Insecticidal crystal proteins of *Bacillus thuringiensis*. *Microbiology review*, 53: 242-255.
- Hougard, J.M., Corbel, V., N'guessan, R., Darriet, F., Chandre, F., Akogbéto, M., Baldet, T., Guillet, P., Carnevale, P. & Traoré-Lamizana, P. 2003. Efficacy of mosquito nets with insecticide mixtures or mosaics against insecticide resistant *Anopheles gambiae* and *Culex quinquefasciatus* (Diptera : Culicidae) in Côte d'Ivoire. *Bulletin of Entomological Research*, 93: 491-498.
- Hougard, J.M., Duchon, S., Zaim M. & Guillet, P. 2002. Bifenthrin: A useful pyrethroid insecticide for treatment of mosquito nets. *Journal of Medical Entomology*, 39: 526-533.
- <http://travelcliniccoventry.co.uk/facts-about-yellow-fever/> (14.11.11)
- Ichimori K., 1981.- Observation on the oviposition behavior of *Aedes polynesiensis* Marks in laboratory. *Jap. J. Sanit. Zool.*, 32 (1) : 84-85.
- IGASS. 2006. *Mission d'appui à la lutte contre le chikungunya à la Réunion*. Rapport Janvier 2006 012. (<http://www.chikungunya.net/Communique/rapportmission.htm>).
- InVS, Institut de veille sanitaire (2012b). Recommandation sanitaires pour les voyageurs 2012. *Bulletin épidémiologique hebdomadaire*; 20-21 ; 223-253.
- InVS. 2006. *Surveillance de la dengue. Point épidémiologique hebdomadaire, situation à la semaine 2006-20 (du 15 au 21 mai 2006 (N°6)*.
- Ishaaya, I., & A.R. Horowitz. 1992. Novel phenoxy hormone analog (pyriproxyfen) suppresses embryogenesis and adult emergence of sweet potato whitefly. *Journal of Economic Entomology*, 85: 2113-2117.
- Kamimura, K., and R. Arakawa. 1991. Field evaluation of an insect growth regulator, pyriproxyfen, against *Culex pipiens pallens* and *Culex tritaeniorhynchus*. *Japan Journal Zoology*, 42: 249-254.
- Katsuda, Y. 1999. Development of and future prospects for pyrethroid chemistry. *Pesticide Science*, 55: 775-782.
- Kiriya, K. & Nishimura, K. 2002. Structural effects of dinotefuran and analogues in insecticidal and neural activities. *Pesticides Management Science*, 58: 669-676.
- Knight K.L et Stone A., 1977.- A catalog of the mosquitoes of the world (Diptera, Culicidae). The Thomas say foundation, vol. 6,2e edit., publier par Entomological Society of America, Mary land., 35: 278 – 282.
- Kodaka, K., Kinoshita, K., Wakita, T., Yamada, E., Kawahara, N. & Yasui, N. 1998. *MTI-446: a novel systemic insect control compound*. pp. 616-632. In Proceedings of the Brighton Crop Protect Conference-Pests and Diseases. BCPC, Farham, Surrey, United Kingdom.

- Kolaczinsky, J.H., Fanello, C., Hervé, J.P., Conway, D.J., Carnevale, P. & Curtis, C.F. 2000. Experimental and molecular genetic analysis of the impact of pyrethroid and nonpyrethroid insecticide impregnated bednets for mosquito control in an area of pyrethroid resistance. *Bulletin of Entomological Research*, 90: 125-132.
- Kristensen, M. & Jespersen, J.B. 2003. Larvicide resistance in *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) populations in Denmark and establishment of laboratory strains. *Journal of Economic Entomology*, 96: 1300-1306.
- Kuno, G. 1995. Review of the factors modulating dengue transmission. *Epidemiological Revue*, 17: 321-335.
- Lapied, B., Grolleau, D.B. & Sattelle, B. 2001. Indoxacarb, an oxadiazine insecticide blocks insect neuronal sodium channels. *Br. J. Pharmacol.* 132: 587-595.
- Lee, Y.W., J. Zairi, H.H. Yap, & C.R. Adanan. 2005. Integration of *Bacillus thuringiensis* H-14 formulations and pyriproxyfen for the control of larvae of *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus*. *Journal of American Mosquito Control Association*, 21: 84-89.
- Lemasson, J.J. & Lochouarn, L. 1993. *Evaluation en phase 2 de l'efficacité de quatre insecticides en imprégnation de moustiquaires contre les culicidés à la station expérimentale de Soumousso, Burkina Faso*. Document Technique OCCGE n° 10050/93 : 15 pages.
- Lengeler, C. 1998. *Insecticide treated bednets and curtains for malaria control*. The Cochrane Library Edition, Issue 3, Oxford.
- Linley, J.R. & Jordan, S. 1992. Effects of Ultra Low Volume and thermal fog malathion scourge and Naled applications against cage adult *Culicoides furens* and *Culex quinquefasciatus* in open and vegetated terrain. *Journal of American Mosquito Control Association*, 8: 69-76.
- Lovell, J.B., Wright, D.P., Gard, I.E., Miller, T.P., Treacy, M.F., Addor, R.W. & Kamhi, V.M., 1990. *An insecticide/acaricide from a novel class of chemistry*. Brighton Crop. Conf. 2-3, 37-42.
- Lund, A.E. & Narahashi, T. 1983. Kinetics of Sodium Channel Modification as the Basis for the Variation in the Nerve Membrane Effects of Pyrethroids and DDT Analogs. *Pesticide Biochemistry & Physiology*, 20: 203-216.
- Macoris, Mde. L., Andrighetti, M.T., Takaku, L., Glasse, C.M., Garbeloto, V.C. & Brocco, J.E. 2003. Resistance of *Aedes aegypti* from the state of Sao Paulo, Brazil, to organophosphates insecticides. *Mémoires de l'Institut Oswaldo Cruz*, 98: 703-708.
- Margot, P., 2010.- Evolution de la résistance au bactério-insecticide Bti chez les moustiques. Thèse de doc en biologie .Université JOSEPH FOURIER – GRENOBLE P 16-17.

- Marquardt, W. C., 2005.- *Biology of Disease Vectors*. Second Edition, Elsevier Academic Press. 816 p.
- Maryse .N. K., 2008.- Développement des larves de moustiques dans un écosystème particulier : milieu sous jacinthe d'eau Eichhorniacrassipes (Mart). Université d'abomey-calavi école polytechnique d'abomey – calavi. Thé de Licence Professionnelle. 113 p.
- Mc Daniel I.N., Bentley H.P et Yatangal L., 1976.- Effet of color and larval produce oviposition attractants on oviposition of *Aedes triseriatus*. *Envir. Entomol.*, 5 (3) : 553-556.
- Mebrahtu, Y.B., Norem, J. & Taylor, M. 1997. Inheritance of larval resistance to permethrin in *Aedes aegypti* and association with sex ratio distortion and life history variation. *American Journal of the Tropical Medicine and Hygiene*, 56: 456-465.
- Méditerranéenne: espèces présentes et répartition (Diptera: Nématocera). *Bull. Soc. Ent. France.*, 105 (2): 195-204.
- Mekuria, Y., Gwinn, T.A., Williams, D.C. Tidwell, M.A. 1991. Insecticide susceptibility of *Aedes aegypti* from Santo Domingo, Dominican Republic. *Journal of American Mosquito Control Association*, 7: 69-72.
- Merabti B, Ouakid M.L,. 2011.- Contribution A L'étude Des Moustiques (Diptera : Culicidae) Dans Les Oasis De La Region De Biskra (Nord-Est D'algerie). Actes du Séminaire International sur la Biodiversité Faunistique en Zones Arides et Semi-arides.Ouargla.4 :185-189.
- Merabti B., Lebouz I., Adamou A E et Ouakid M L., 2015.- Effet toxique de l'extrait aqueux des fruits de *Citrullus colocynthis* (L.) Schrad sur les larves des Culicidae.Jour. Vol 5 N° 2.RBRS. (10) :120-130.
- Miles, M & Dutton, R. 2000. *Spinosad, a naturally derived insect control agent with potential for use in glasshouse integrated pest management systems*. Mededelingen Faculteit Landbouwkundige en Toegepaste Biologische Wetenschappen Universiteit Gent. 65-2a: 393-400.
- Miller, J.E., Lindsay S.W. & Armstrong, J.R.M. 1991. Experimental hut trials of bednets impregnated with synthetic pyrethroid or organophosphate insecticide for mosquito control in the Gambia. *Medical and Veterinary Entomology*, 5: 465-476.
- Mount, A.G., Biery, L.T & Haile, D.G. 1996. A review of Ultra Low volume aerial sprays of insecticide for mosquito control. *Journal of American Mosquito Control Association*, 12: 601-618.
- N'guessan, R., Boko , P., Odjo, A., Yates, A. & Rowland, M. 2007b. Chlorfenapyr: a pyrrole insecticide for the control of pyrethroid or DDT resistant *Anopheles gambiae* (Diptera: Culicidae) malaria vectors. *Acta Tropica*, 102(1): 69-78.

- N'guessan, R., Corbel, V., Bonnet, J., Yates, A., Asidi, A., Akogbeto, M. & Rowland, M. 2007a. Evaluation of indoxacarb, an oxadiazine insecticide for the control of insecticideresistant *Anopheles gambiae* s.s. (Diptera: Culicidae). *Journal of medical entomology*, 44(2): 270-276.
- Najera, J.A. & Zaim M. 2002. *Lutte contre les vecteurs du paludisme. Critères et procédures de prises de décisions pour une utilisation raisonnée des insecticides*. Document WHO/CDS/WHOPES /2002.5.Rev.1. Geneva, Switzerland. 129 pages.
- Narahashi, T. 2002. Nerve membrane ion channels as the target site of insecticides. *Mini Rev Med Chem*, 2: 419-32.
- N'guessan, R., Darriet, F., Guillet, P., Carnevale, P., Traoré-Lamizana, M., Corbel, V., Koffi, A.A. & Chandre F. 2003. Resistance to carbosulfan in *Anopheles gambiae* from Ivory Coast, based on reduced sensitivity of acetylcholinesterase. *Medical and Veterinary Entomology*, 17: 1-7.
- Okazawa, T., B. Bakote'e, H. Suzuki, H. Kawada, and N. Kere. 1991. Field evaluation of an insect growth regulator, pyriproxyfen, against *Anopheles punctulatus* on north Guadalcanal, Solomon Islands. *Journal of American Mosquito Control Association*, 7: 604-607.
- OMS 2004.-Appel à candidatures de l'OMS pour les membres de la nouvelle Commission des Déterminants sociaux de la Santé 21 septembre 2004
- OMS., 1999.- La lutte anti vectorielle, méthode à usage individuel et communautaire. (449p)
- OMS., 1999.- La lutte anti vectorielle, méthode à usage individuel et communautaire. (449p).
- OMS., 2003.- Entomologie du paludisme et contrôle des vecteurs: Guide du stagiaire. Provisoire. Edi OMS, Genève.102 p.
- Pant C.P., Mount G., Jatanasen S, & Mathis H.L. 1971. Ultra-low volume ground aerosol of technical malathion for the control of *Aedes aegypti*. *Bulletin of the World Health Organization*, 45: 805-817.
- Pant, C.P., Mathis, H.L., Nelson, M.J. & Phanthumachinda B. 1974. A large-scale field trial of ultra-low-volume fénitrothion applied by a portable mist blower for the control of *Aedes aegypti*. *Bulletin of the World Health Organization*, 51: 409-415.
- Paul, A., Harrington, L.C. & Scott, J.C. 2006. Evaluation of novel insecticides for control of dengue vector *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *Journal of Medical Entomology*, 43: 55-60.

- Phetsouvanhet R et Sidavong B.,2003.- Moustiques et santé publique éléments d'entomologie générale et principes de base de la démoustication, centre National de Malaria –Entomologie-Parasitologie Vientiane, Laos, Rattanaxay-IFMT.65p
- Phonchevin, T., Upatham, E.S., Phantumanchinda B., Prasittisuk, C & Sukhapanth, N. 1985. Effects of cyromazin and methoprene on the developmental stages of *Anopheles dirus*, *Aedes aegypti* and *Culex quinquefasciatus* (Diptera : Culicidae). *Southeast Asian of the Journal Tropical Medicine Public Health*, 16: 240-247.
- Pimprale, S.S., Besco, C.L., Bryson, P.K. & Brown, T.M., 1997. Increased susceptibility of pyrethroid-resistant tobacco budworm (Lepidoptera: Noctuidae) to chlorfenapyr. *Journal of economic entomology*, 90: 49-54.
- Ping,L.T., Yatiman, R. & Gek, L.P. 2001. Susceptibility of adult field strains of *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus* in Singapore to pirimiphos-methyl and perméthrine. *Journal of American Mosquito Control Association*, 17: 144-146.
- Pinto, M.C. & Prado, A.P. 2001. Resistance of *Musca domestica* L. populations to cyromazine (insect growth regulator) in Brasil. *Mémoire de l'Institut Oswaldo Cruz*, 96: 729-732.
- Ranque, P., Toure, Y.T., Soula, G., Du, L., Diallo, Y., Traore, O., Duflo, B. & Balique, H. 1984. Etude expérimentale sur l'utilisation de moustiquaires imprégnées de deltaméthrine dans la lutte contre le paludisme. *Parassitologia*, 26: 261-168.
- Rawlins, S.C & Ou Hing Wan, J. 1995. Resistance in some Carrabean populations of *Aedes aegypti* to several insecticides. *Journal of American Mosquito Control Association*, 11: 59-65.
- Rawlins, S.C. & Ragoonansingh, R. 1990. Comparative organophosphorous insecticide susceptibility in Caribbean population *Aedes aegypti* and *Toxorynchites moctezuma*. *Journal of American Mosquito Control Association*, 6: 315-317.
- Rhodain, F. and Perez C., 1985.- Précis d'entomologie médicale et vétérinaire – Notions d'épidémiologie des maladies à vecteurs. Paris. pp: 458
- Rioux J A., 1958.- Les Culicidae du « Midi » méditerranéen.Etude systématique et écologique, Ed. Paulle chevalier, Paris : 301 p.
- Robert, L.L. & Olson, J.K. 1989. Susceptibility of female of *Aedes albopictus* from texas to commonly used adulticides. *Journal of American Mosquito Control Association*, 5: 251- 253.
- Robert, V & Carnevale, P. Influence of deltamethrin treatment of bed nets on malaria transmission in the Kou Valley, Burkina Faso. *Bulletin of the World Health Organization*, 69:735-740.

- Robert., 2001.- Les Insectes. Editeur Delachaux&Niestle, Edition mise jour par Jacque d'Aguilar .4 édition. Par 2001. Février 2001.p461.
- Rodhain F., Perez C, 1985- Précis d'Entomologie Médicale et Vétérinaire. Maloine, s.a. 114 p.
- Rodriguez Coto, M.M., Bisset Lascano, J.A., Molina de Fernandez, D. & Soca, A. 2000. Malathion resistance in *Aedes aegypti* and *Culex quinquefasciatus* after its use in *Aedes aegypti* control programs. *Journal of American Mosquito Control Association*, 16: 324-330.
- Romi, R., Proietti, S., Di Luca, M. & Cristofaro, M. 2006. Laboratory evaluation of the bio insecticide Spinosad for mosquito control. *Journal of American Mosquito Control Association*, 22: 93-96.
- Rosine, J. 1999. *Résistance d'Aedes aegypti et de Culex quinquefasciatus aux insecticides organophosphorés, biologiques et aux pyréthrinoïdes en Martinique et en Guadeloupe.* Mémoire DEA : Santé publique et e pays en voie de développement, Paris 6, Institut Santé et Développement : 76 p.
- Rozendaal, J.A. 1999. *La lutte antivectorielle. Méthodes à usage individuel et communautaire.* [WHO] World Health Organization. Geneva, Switzerland.
- Salgado, V.L. 1998. Studies on the mode of action of spinosad: insect symptoms and physiological correlates. *Pesticide Biochemistry & Physiology*, 60: 91-102.
- Sattelle, D.B. and Yamamoto, D. 1988. Molecular targets of pyrethroid insecticides, *Advance in Insect Physiology*, 20: 147-213.
- Schaffner F., Angel G., Geoffroy B., Hevry J.P., Rhaïem A., Brunhes J, 2001- Moustique d'Europe. Institut de recherche pour le développement. IRD. Logiciel d'identification.
- Senevet G et Quievreux L. 1941. Les moustiques de la Martinique. (2e Memoire). Arch. Inst. Pasteur Alger. 19:248-264, ill
- Seng, C.M., Seta, T., Chanta, N., Socheat, D., Guillet, P & Nathan M.B. 2006. Inhibition of adult emergence of *Aedes aegypti* in simulated domestic waterstorage containers by using a controlled-release formulation of pyriproxyfen. *Journal of American Mosquito Control Association*, 22: 152-154.
- Shen, J.L. & Plapp F.W. 1990. Cyromazine resistance in the house fly (Diptera: Muscidae): genetics and cross resistance to diflubenzuron. *Journal of Economic Entomology*, 83: 1689-1697.
- Sheppard, D.C. & Joyce, J.A. 1998. Increased susceptibility of pyrethroid-resistant horn flies (Diptera :Muscidae) to chlorfenapyr. *Journal of economic entomology*, 91: 398-400.

- Sihuincha, M., E. Zamora-Perea, W. Orellana-Rios, J.D. Stancil, V. Lopez-Sifuentes, C. Vidal-Ore & G.J. Devine. 2005. Potential use of pyriproxyfen for control of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) in Iquitos, Peru. *Journal of Medical Entomology*, 42: 620- 630.
- Silcox, C.A. & Roth, E.S. 1994. *Pyrethrum for pest control*. In: Casida, J.E., Quistad, G.B. (Eds), *Pyrethrum flowers*. Oxford University Press, *Oxford*: 285-301.
- Sinègre G., 1974.- Contribution à l'étude physiologique d'*Aedes (O) caspius* (pallas,1771) (Nematocera-Culcidae).Ecllosion, dormance, développement, fertilité.Théseés-Sciences, Uni..sci.Tech.Languedoc, 285p
- SMV et SFP, Société de médecine des voyages et Société française de parasitologie (2010). Recommandations de bonne pratique – Texte court : «protection personnelle anti-vectorielle ou protection contre les insectes piqueurs et les tiques ».
- Soltani, N. 2015. Laboratoire de Biologie Animale Appliquée, Département de Biologie, Faculté des Sciences, Université Badji Mokhtar de Annaba 23000-Annaba, Algérie noureddine.soltani@univ-annaba.org
- Sugiyama, S., Tsurubuchi, Y., Karasawa, A., Nagata, K., Kono, Y. & Shono, T. 2001. Insecticidal activity and cuticular penetration of indoxacarb and its Ndecarbomethoxylated metabolite in organophosphorous insecticide-resistant and -susceptible strains of the housefly, *Musca domestica* (L.). *Journal of Pesticide Science*, 26: 117-120.
- Sulaiman, S., Jeffery, J. & Sohadi, A.R. 1994. Residual efficacy of triflumuron and methoprene against the dengue vector *Aedes albopictus* (Skuse). *Bulletin of the Society of Vector ecology*, 19: 111-114.
- Taai K et Harbach R. E., 2015.- Systematics of the *Anopheles barbirostris* species complex (Diptera: Culicidae: Anophelinae) in Thailand: The *Anopheles Barbirostris* Complex. *Zoological Journal of the Linnean Society*.174 p 244–264.
- Tang, J.D., Caprio, M.A., Sheppard, D.C. & Gaydon, D.M. 2002. Genetics and fitness costs of cyromazine resistance in the house fly (Diptera: Muscidae). *Journal of Economic Entomology*, 95: 1251-1260.
- Tomizawa M. & Casida J.E. 2005. Neonicotinoid insecticide toxicology: mechanisms of selective action. *Annu Rev Pharmacol Toxicol*, 45: 247-68.
- Tomizawa, M. & Yamamoto, I. 1993. Structure-activity relationships of nicotinoids and imidacloprid analogs. *Journal of Pesticide Science*, 18: 91-98.
- Tomlin, C. 2000. *The pesticide manual*. 12th ed. British Crop Protection Council, London, United Kingdom.
- Villeneuve F et Desire CH., 1965.- Zoologie. 1 ère M'.Edition. Edi BORDAS, 335 p.

- Wandscheer CB, Duque JE, da Silva MAN, Fukuyama Y, Wohlke JL, Adelman J, Fontana JD., 2004.- Larvicidal action of ethanolic extracts from fruit endocarps of *Melia azedarach* and *Azadirachta indica* against the dengue mosquito *Aedes aegypti*. *Toxicon*, 44, 829–835.
- Weill, M., Berthomieu, A., Berticat, C., Lutfalla, G., Negre, V., Pasteur, N., Philips, A., Leonetti, J.P., Fort, P. & Raymond, M. 2004. Insecticide resistance : a silent base prediction. *Curr Biology*, 14 : 552-553.
- WHO/CDS/WHOPES/2004.8. Geneva, Switzerland.
- Williams., T., Valle, J. & Viñuela, E. 2003. Is the naturally-derived insecticide spinosad compatible with insect natural enemies? *Biocontrol Science and Technology*, 13: 459- 475.
- Wing, K.D., Sacher, M., Kagaya, Y., Tsurubuchi, Y., Mulderig, M., Connair, M. & Schnee, M.E. 2000. Bioactivation and mode of action of the oxadiazine indoxacarb in insects. *Crop Protection*, 19: 537-545.
- Wing, K.D., Schnee, M.E., Sacher, M. & Connair, M. 1998. A novel oxadiazine insecticide is bio-activated in lepidopteran larvae. *Arch. Insect Biochem. Physiol*, 37: 91-103.
- Xue, J.L., Cai, Q.X., Zheng, D.S. & Yuan Z.M. 2005. The synergistic activity betweenand Cry 1c from *Bacillus thuringiensis* against *Spodoptera exigua* and *Helicover armigera*. *Letters in Applied Microbiology*, 40: 460-465.
- Yapabandara, A.M., and C.F. Curtis. 2004. Control of vector and incidence of malaria in an irrigated settlement scheme in Sri Lanka by using the insect growth regulator pyriproxyfen. *of American Mosquito Control Association*, 20: 395-400.
- Yébakima, A. 1991. *Recherches sur Aedes aegypti et Culex quinquefasciatus en Martinique : écologie larvaire, résistance aux insecticides, application à la lutte*. Thèse de l'Etat, Université de Montpellier II : 210 p.
- Zaidi et Aissaoui L., 2007.- Etude Systématique et lutte Biologique Avec *Bacillus Thuringiensis* Vectobac (D.W.G) contre les moustiques. Mim de Magistère.Uni de Tebessa. 116 p.
- Zaim, M., Aitio, A., Nakashima, N., 2000. Safety of pyrethroid-treated nets. *Medical and Veterinary Entomology*, 14: 1-5.
- Zhao, X., Nagata, K., Marszalec, W., YEH, J.Z. & Narahashi, T. 1999. Effects of the oxadiazine insecticide indoxacarb, DPX-MP062, on neuronal nicotinic acetylcholine receptors in mammalian neurons. *Neurotoxicology*, 20: 561-70.
- [WHO] World Health Organization. 1985. *Sécurité d'emploi des pesticides. Neuvième rapport du comité OMS d'experts de la biologie des vecteurs et de la lutte antivectorielle*. Série de rapports techniques, N° 720, Geneva, Switzerland.

- [WHO] World Health Organization. 2001. *Report of the fourth WHOPES working group meeting. Review of: IR3535; KBR3023; (RS)-methoprene 20% EC; pyriproxyfen 0.5% GR and lambda-cyhalothrin 2.5% CS.* Document WHO/CDS/WHOPES/2001.2. Geneva, Switzerland.
- [WHO] World Health Organization. 2004a. *Report of the seventh WHOPES working group meeting. Review of Vectobac WG, Permanet, Gokilaht-S-5EC.* Document
- [WHO] World Health Organization. 2004b. *Pyriproxyfen in drinking-water. Background document for development of WHO Guidelines for Drinking-water Quality.* Document WHO/SDE/WSH/03.04/113. Geneva, Switzerland.
- [WHO] World Health Organization. 2005. *The WHO recommended classification of pesticides hazard and guidelines to classification: 2004.* Document WHO/IPCS/WA240/2005. Geneva, Switzerland.
- [WHO] World Health Organization. 2006a. *Pesticides and their application for the control of vectors and pests of public health importance.* Document WHO/CDS/WHOPES/GCDPP/2006.1. Geneva, Switzerland.
- [WHO] World Health Organization. 2006b. *Report of the ninth WHOPES working group meeting. Review of Dimilin® GR and DT, Vectobac® DT, Aqua K-othrine®, Aqua Reslin Super®.* Document WHO/CDS/NTD/WHOPES/2006.2. Geneva, Switzerland.
- [WHO] World Health Organization. 2007. *Report of tenth WHOPES working group meeting.* Geneva, Switzerland. (en préparation).
- Adisso D. N., Alia A.R., 2005.- *Impact des fréquences de lavage sur l'efficacité et la durabilité des moustiquaires à longue durée d'action de types Olyset Net ® et Permanet ® dans les conditions de terrain. Mémoire de fin de formation en. ABM-DITEPAC-UAC, Cotonou. 79p.*

Résumé :

Notre travail a fait l'objet de renforcer les connaissances en matière de lutte anti –vectorielle, de produits anti-moustiques et de dresser une synthèse bibliographique claire sur les substances disponibles sur le marché en Algérie pour les opérations de démoustication (larvicides et adulticides),

L'étude a été réalisée dans la localité d'Ain Touila, wilaya de khenchela au cours d'une période d'étude allant de mois février 2018 à mai 2018 repartit en 9 sorties au moyenne de 15 jours entre deux sorties successives, le prélèvement a été faite à deux sorties 16 avril 2018 et le 1 mai 2018 seulement à cause de changement climatique exceptionnelle dans la région cette année.

Les deux espèces inventoriés et identifiées à partir des larves de quatrième stade sont : *Culiseta longiareolata* et *Ochlerotatus geniculatus* à l'aide d'une clé d'identification moustique d'Europe) (Schaffner *et al*,2001) et une clé dichotomique (Himimi *et al*, 1995)

Le teste du sensibilité des larves de moustique, vis-à-vis des insecticides utilisés (deltaméthrine, Chlorofet) à des doses inférieurs à celles recommandées par OMS montrent l'efficacité élevée de Chlorofet envers ces deux espèces par rapport à celle de la deltaméthrine.

Mots clés : *Culisetalongiareolata*, *Ochlerotatusgeniculatus*,deltaméthrine, Chlorofet,deltaméthrine,démoustication, Ain Touila,larvicides,adulticides.

المخلص:

يتمحور موضوع دراستنا حول توسيع المعارف و تطوير المهارات التطبيقية على المستوى المحلي لمكافحة حشرة البعوض وكيفية استعمال المبيدات الحشرية المتوفرة حاليا في السوق الجزائرية ضد هذه الحشرة.

أجريت الدراسة على مستوى منطقة عين الطويلة التابعة لولاية خنشلة في الفترة الممتدة بين شهري فيفري و ماي 2018 متوزعة على 9 خرجات علمية حيث تم العثور على العينة في اثنتين منها فقط (16 أفريل، 1 ماي 2018) بسبب سوء الأحوال الجوية التي ميزت المنطقة لهذا الموسم.

تتمثل العينات في يرقات البعوض في المرحلة الرابعة للتطور تشمل نوعين هما:

Culiseta longiareolata et *Ochlerotatus geniculatus*

بينت التجارب المخبرية الفعالية العالية لمبيد Chlorofet ضد يرقات هاذين النوعين مقارنة مع مبيد deltaméthrine.

الكلمات المفتاحية : *Culisetalongiareolata*, *Ochlerotatusgeniculatus*, deltaméthrine, Chlorofet، البعوض، عين الطويلة، العينة، الفعالية، اليرقة.

summary

Our work has been used to reinforce the knowledge of anti-vector control, anti-mosquito products and to draw up a clear bibliographical summary of the substances available on the market in Algeria for mosquito control operations (larvicides and adulticides). The studying was made in the locality of Ain Touila, wilaya of khenchela during a period of study going from February 2018 to May 2018 divided into 9 out of which 2 outlets only took the sample (presence of lava).

The sample is larvae of fourth instar mosquitoes including 2 species ; *Culiseta longiareolata* and *Ochlerotatus geniculatus*.

The susceptibility of mosquito larvae to the insecticides used (Deltamethrin, Chlorofet) at doses lower than those recommended by WHO shows the high efficacy of Chlorofet against these two species compared to that of deltamethrin.

Key words: *Culiseta longiareolata*, *Ochlerotatus geniculatus*, deltamethrin, Chlorofet, mosquito control, Ain Touila, larvicides, adulticides.