

Les *Culicidae* sont une famille de moustiques dont plusieurs espèces sont vectrices de parasitoses ou d'arboviroses. Les taxonomistes les intègrent dans l'embranchement des arthropodes (pattes articulées), la classe des insectes (corps segmenté en trois parties), la sous-classe des ptérygotes (présence d'ailes), l'ordre des diptères (deux ailes fonctionnelles) et le sous-ordre des nématocères (antennes rondes et longues). Ce taxon comprend trois sous-familles : les *Anophelinae* (avec les genres *Anopheles*, *Bironella* et *Chagasia*), les *Culicinae* et les *Toxorhynchitinae* (Knight et Stone, 1977). Seul le genre *Anopheles*, avec 458 espèces décrites (Harbach, 1994), renferme les vecteurs du paludisme environ estimés à une cinquantaine et dont seulement une vingtaine assure l'essentiel de la transmission à l'échelle mondiale (Pagès et al., 2007). L'étude des conditions de transmission du paludisme a permis de mettre en évidence l'existence de faciès épidémiologiques où les caractéristiques de la transmission en termes de durée et d'intensité, les niveaux de la prévalence parasitaire et de l'incidence du paludisme sont typiques de chacun d'eux. Dans la zone Afro-tropicale, *An. arabiensis* Patton, *An. gambiae* s.s. (deux espèces du complexe *gambiae*) et *An. funestus* Giles constituent les vecteurs majeurs. L'action de l'homme sur le milieu, les facteurs climatiques et géographiques, ainsi que les différences de comportements entre espèces et à l'intérieur d'une même espèce déterminent fortement le niveau de contact homme-vecteur (Pagès et al., 2007). L'essentiel des vecteurs du paludisme évoluent dans les zones rurales (à haute transmission) et sont théoriquement rares dans les espaces urbains (en raison de l'absence/réduction et la pollution des gîtes larvaires potentiels des vecteurs) où la transmission du paludisme est à la fois faible et localisée (Trape, 1986 ; Faye, 1994 ; Donnelly et al., 2005 ; Wang et al., 2006). Toutefois, certaines activités humaines telles que la pratique du maraîchage, favorisent la mise en place de sites de ponte près des zones d'habitation et contribuent réellement à la transmission du paludisme en ville (Pagès et al., 2007 ; Alemu et al., 2011). A ce facteur s'ajoutent l'absence d'une immunité naturellement acquise contre le paludisme (Carlson et al., 2004) et l'adaptation de certaines espèces au milieu urbain (Pagès et al., 2007).

Au Sénégal, 20 espèces d'anophèles ont été inventoriées dont les plus fréquentes sont *An. gambiae* Giles, *An. arabiensis* Patton, *An. funestus* Giles, *An. pharoensis* Theobald, *An. rufipes* Gough et *An. ziemanni* Grünberg (Diagne et al., 1994). *An. gambiae* s.l. est le vecteur majeur du paludisme urbain, notamment à Dakar (Vercruyse & Jancloes, 1981 ; Faye et al., 1995a, 1995b ; Diallo et al., 1998, 2000 ; Trape, 1986 ; Faye, 1994 ; Pagès et al., 2008 ; Gadiaga et al., 2011).

I.2 Le complexe *An. gambiae*

I.2.1 De l'approche morphologique à la description cytogénétique et moléculaire

Les anciennes théories sur la notion d'espèce étaient basées sur des critères morphologiques et d'interfécondité. Ainsi, au début du 19^{ème} siècle, Cuvier avait défini l'espèce comme « une collection de tous les corps organiques nés les uns des autres ou de parents communs et de ceux qui leur ressemblent, autant qu'ils se ressemblent entre eux ». Cependant, avec l'avènement de la génétique, de nouveaux concepts sont apparus.

Selon Mayr (1942), il s'agit plutôt de « groupes de populations naturelles capables d'intercroisements et reproductivement isolés d'autres groupes semblables ». Cette nouvelle

perception a fortement souligné la condition d'existence de flux de gènes entre deux populations d'une même espèce, aboutissant à la déstructuration d'espèces morphologiques.

Chez *An. gambiae* Giles, des différences écologiques constatées à l'état larvaire (Peterson, 1963), l'étude des croisements entre souches d'eau douce et saumâtre (Peterson, 1963 ; Davidson, 1964) et l'étude de l'hérédité de la résistance à la dieldrine par croisements entre populations susceptibles et résistantes à cet organochloré (Davidson, 1964), avaient permis de démontrer l'existence de cinq écotypes appelés *An. gambiae* A, *An. gambiae* B, *An. gambiae* C (formes d'eau douce), *An. melas* et *An. merus* (formes d'eau saumâtre). Dès lors, *An. gambiae* fut décrite comme étant un complexe d'espèces (différentes génétiquement mais identiques morphologiquement). Plus tard, les espèces A, B et C furent respectivement appelées *An. gambiae* Giles 1902 (*An. gambiae* s.s.), *An. arabiensis* Patton 1905 et *An. quadriannulatus* Theobald 1911 (Coluzzi et al., 1979). Deux autres espèces furent également décrites : l'espèce D (*An. bwambae* White 1985) apparentée à *An. melas* (White, 1973) et une autre nommée *An. quadriannulatus* B (Hunt et al., 1998), espèce éthiopienne proche d'*An. quadriannulatus* Theobald. Le complexe se retrouva alors avec 7 espèces : *An. arabiensis* Patton 1905, *An. bwambae* White 1985, *An. gambiae* s.s. Giles 1902, *An. melas* Theobald 1903, *An. merus* Dönitz 1902, *An. quadriannulatus* (A) Theobald 1911 et *An. quadriannulatus* (B) Hunt 1998.

Chez *An. gambiae* s.s., l'étude des chromosomes polytènes des cellules nourricières des follicules ovariens de femelles semi-gravides ont permis de démontrer l'existence d'inversions paracentriques au niveau du chromosome 2, permettant de caractériser cinq formes chromosomiques (Mopti, Bamako, Savane, Forêt et Bissau) chez cette espèce. Les fréquences des inversions chromosomiques ayant permis de définir ces formes/cytotypes sont corrélées à différentes zones écologiques respectives, suggérant ainsi l'existence d'écotypes avec une probable adaptation à de nouvelles aires géographiques (White et al., 1974 ; Coluzzi et al., 1979, 1985). Cependant, des analyses moléculaires (PCR-RFLP), réalisées sur des échantillons d'*An. gambiae* s.s. collectés un peu partout en Afrique, ont permis de montrer que ces 5 cytotypes ne sont que la synthèse de deux formes moléculaires non panmictiques nommées M et S, dont la distribution s'étend de la forêt à la savane (figure 1). Dans les savanes arides, la forme S est essentiellement caractérisée par les inversions polymorphes typiques des formes chromosomiques Savane et Bamako, tandis que M présente les arrangements spécifiques aux formes Mopti et/ou Savane et/ou Bissau, selon l'origine géographique (della Torre et al., 2001). Les formes M et S sont homoséquentielles pour les inversions du chromosome 2 dans les zones de forêt et de savane (figure 2). Cependant, l'étude de la distribution du gène *Kdr* dont l'unique présence chez la forme S avait été démontrée (Chandre et al., 1999) et l'absence ou la rareté d'hétérozygotes M/S (Chandre et al., 1999; della Torre et al., 2001) chez des populations M et S sympatriques, ont indiqué l'absence de flux de gène entre M et S. Cela semble se traduire par un phénomène de spéciation en cours chez ces formes moléculaires.

La cytogénétique s'est donc montrée efficace pour la détermination des espèces chez *An. gambiae* s.l. Cependant, son application est assez fastidieuse et ne peut être accomplie que chez des femelles semi-gravides. Pour contourner cette difficulté, des approches alternatives ont été mises au point.

Nous pouvons citer la technique basée sur l'analyse des allozymes (Mahon et al., 1976), la chromatographie en phase gazeuse des hydrocarbures cuticulaires (Carlson et al., 1980),

l'amplification par PCR de l'ADN ribosomal et, plus récemment, l'utilisation du profilage des protéines par MALDI-TOF-MS (Yssouf et *al.*, 2013). La PCR demeure encore la méthode standard d'identification des espèces du complexe *gambiae*. Elle se base sur le polymorphisme des régions inter-géniques (IGS) non transcrites de l'ADN ribosomal (rDNA) chez *An. gambiae s.l.*, permettant de discriminer les espèces jumelles (Collins et *al.*, 1987 ; McLain et *al.*, 1989 ; Scott et *al.*, 1993 ; Favia et *al.*, 2001 ; Fanello et *al.*, 2002 ; Wilkins et *al.*, 2006). Les méthodes de Scott et *al.* (1993), de Fanello et *al.* (2001) et de Wilkins et *al.* (2006) seraient les plus achevées car permettant une identification simultanée de toutes les espèces du complexe. L'approche PCR-RFLP de Fanello et *al.* (2002) amplifie une portion de l'IGS suivie d'une digestion des produits avec l'enzyme de restriction *Hha* I pour produire des fragments d'analyse de n'importe quel type d'ADN ribosomal. La méthode de Wilkins, elle, s'appuie sur le polymorphisme mononucléotidique (SNP) d'une séquence de l'espace inter-génique de l'ADN ribosomal (IGS rDNA) avec l'utilisation d'amorces présentant un décalage volontaire (Intentional Mismatch Primers, IMPs) au niveau de l'extrémité 3' des sites SNP. Cela empêche l'extension de l'ADN polymérase (*DNA Taq Polymerase*) et permet l'obtention de fragments plus spécifiques.

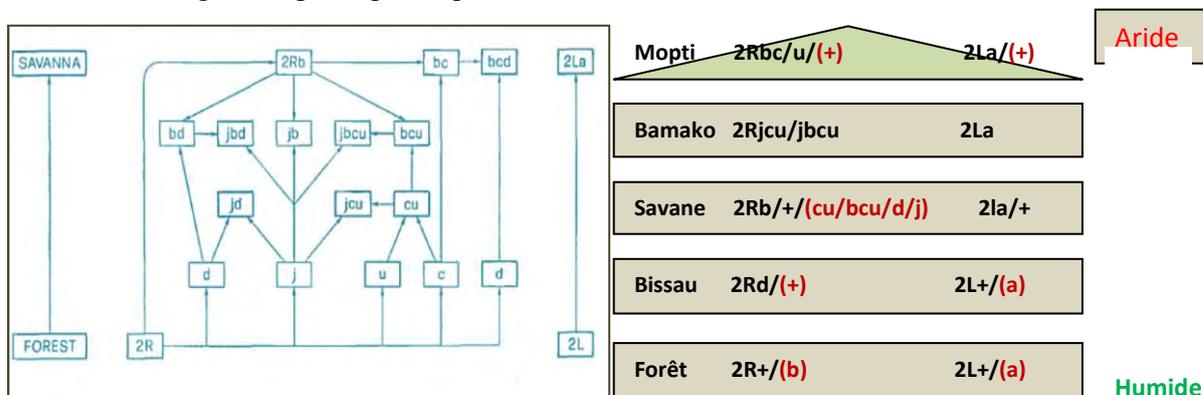


Figure 1 : Inversions différentielles du chromosome 2 chez *An. gambiae s.s.* suivant un transect imaginaire de la forêt à la savane (Sources : Coluzzi et *al.*, 1985 ; della Torre et *al.*, 2001).

	Bamako	2Rjcu/jbcu	2La	
	Savanna	2Rb+/(cu/bcu/d/j)	2La/+	S
	Forest	2R+/(b)	2L+/(a)	
M	Mopti	2Rbc/u/(+)	2La/(+)	
	Bissau	2Rd/(+)	2L+/(a)	

Figure 2 : Relations entre formes chromosomiques et formes moléculaires montrant (en encadré) une zone de transition entre les formes M et S (Source : della Torre et *al.*, 2001).

Actuellement, les deux formes moléculaires sont érigées au rang d'espèce, la forme S devenant *An. gambiae* Giles et la forme M, *An. coluzzii* Coetzee & Wilkerson. En même temps, *An. quadriannulatus* B est devenue *An. amharicus* Hunt, Wilkerson & Coetzee. A ces trois espèces s'ajoutent les six autres (*An. arabiensis*, *An. melas*, *An. merus*, *An. quadriannulatus*, *An. bwambae* et *An. comorensis*) formant le complexe *gambiae* (Coetzee et al., 2013).

I.2.2 Bio-écologie, distribution et rôle vecteur d'*Anopheles gambiae s.l.*

Pour déposer ses œufs, *An. gambiae s.l.* préfère les petites collections temporaires d'eau de pluie ou les grandes étendues d'eau permanentes (figure 3). Les espèces du complexe *gambiae* présentent des aires de répartition très variées. Les figures 4 et 5 montrent la distribution d'*An. gambiae s.l.* respectivement en Afrique et au Sénégal en particulier.

Bien que toutes les espèces du complexe soient potentiellement vectrices (génétiquement compétentes), le contraste de caractéristiques bio-écologiques et génétiques observé chez *An. gambiae s.l.* détermine fortement le rôle vectoriel de chacune dans la transmission du paludisme (Carnevale et al., 2009).

Au Sénégal, parmi les espèces du complexe présentes, *An. gambiae s.s.* et *An. arabiensis* sont celles qui transmettent majoritairement le paludisme (Faye, 1994). Cependant, à travers le territoire, l'essentiel de la transmission est assuré par *An. arabiensis* (Faye et al., 2011). La présence et le rôle vecteur de cette espèce sont exclusifs en milieu urbain de Dakar (Vercruysse & Jancloes, 1981 ; Faye et al., 1995a, 1995b ; Diallo et al., 1998, 2000 ; Pagès et al., 2008 ; Gadiaga et al., 2012).

L'étude des préférences trophiques des espèces du complexe a montré qu'*An. gambiae s.s.* pique plus fréquemment l'homme (espèce très anthropophile) qu'*An. arabiensis*, mais la présence d'hôtes alternatifs peut changer ces tendances (Vercruysse & Jancloes, 1981 ; Faye, 1994 ; Niang, 2009). En milieu urbain, des études montrent qu'*An. arabiensis* peut être exclusivement anthropophile (Vercruysse & Jancloes, 1981) ou présenter des degrés d'anthropophilie et de zoophilie équivalents (Niang, 2009). Chez *An. gambiae s.s.*, les deux formes moléculaires M et S semblent présenter les mêmes préférences trophiques (Ndiath et al., 2008). Cependant, la forme M est plus fréquente au Sénégal (Niang, 2009). Toutefois, dans certaines zones du pays, durant la saison des pluies, ces deux formes coexistent, avec une prépondérance de M en Septembre, tandis que S s'impose en Août (Ndiath et al., 2008).

Dans les zones du littoral, *An. melas*, espèce halophile et fortement inféodée aux zones côtières, assure la transmission (Diop et al., 2002). Cependant, même très anthropophile, *An. melas* est un mauvais vecteur du fait de son espérance de vie relativement faible.



A : gîte à *An. gambiae s.s.* B : gîte à *An. arabiensis* C : gîte à *An. melas*

Figure 3 : Gîtes préférentiels de trois espèces du complexe *gambiae* : A) empreinte de roue ; B) mare temporaire; C) mangrove (Source Carnevale et al., 2009)

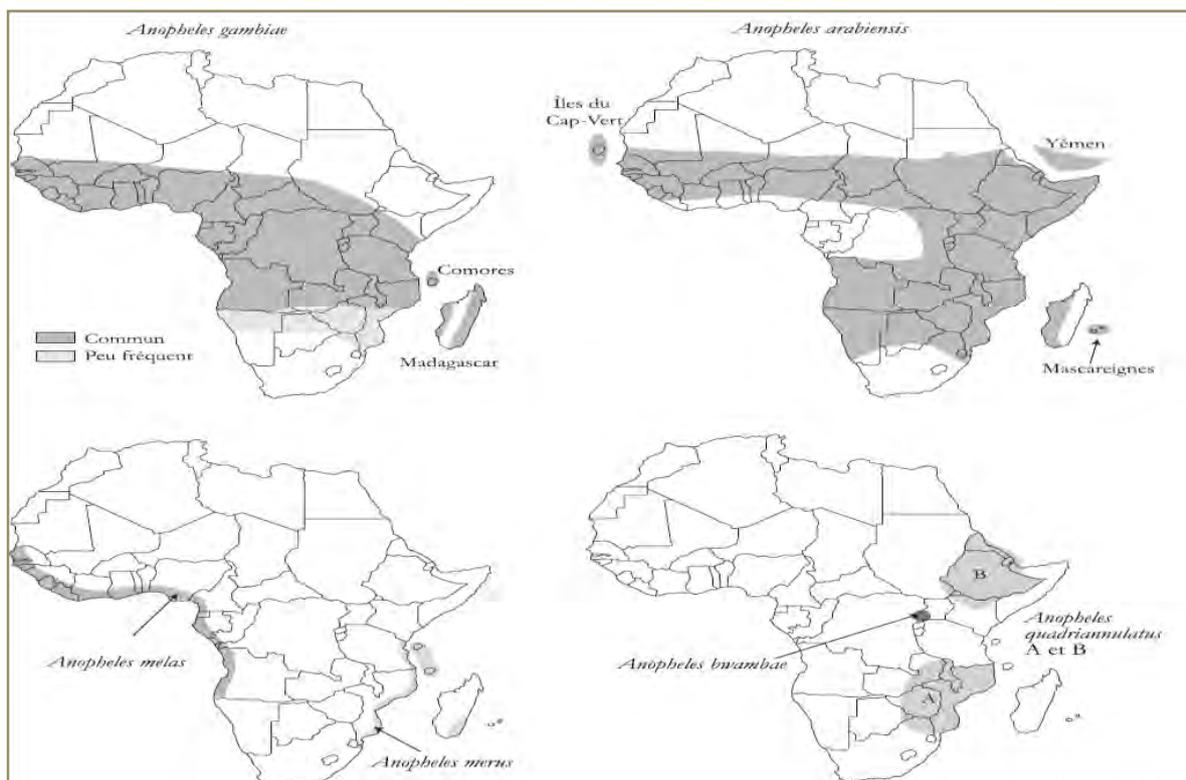


Figure 4 : Distribution des espèces du complexe *gambiae* en Afrique (Source : Mouchet et *al.*, 2004)

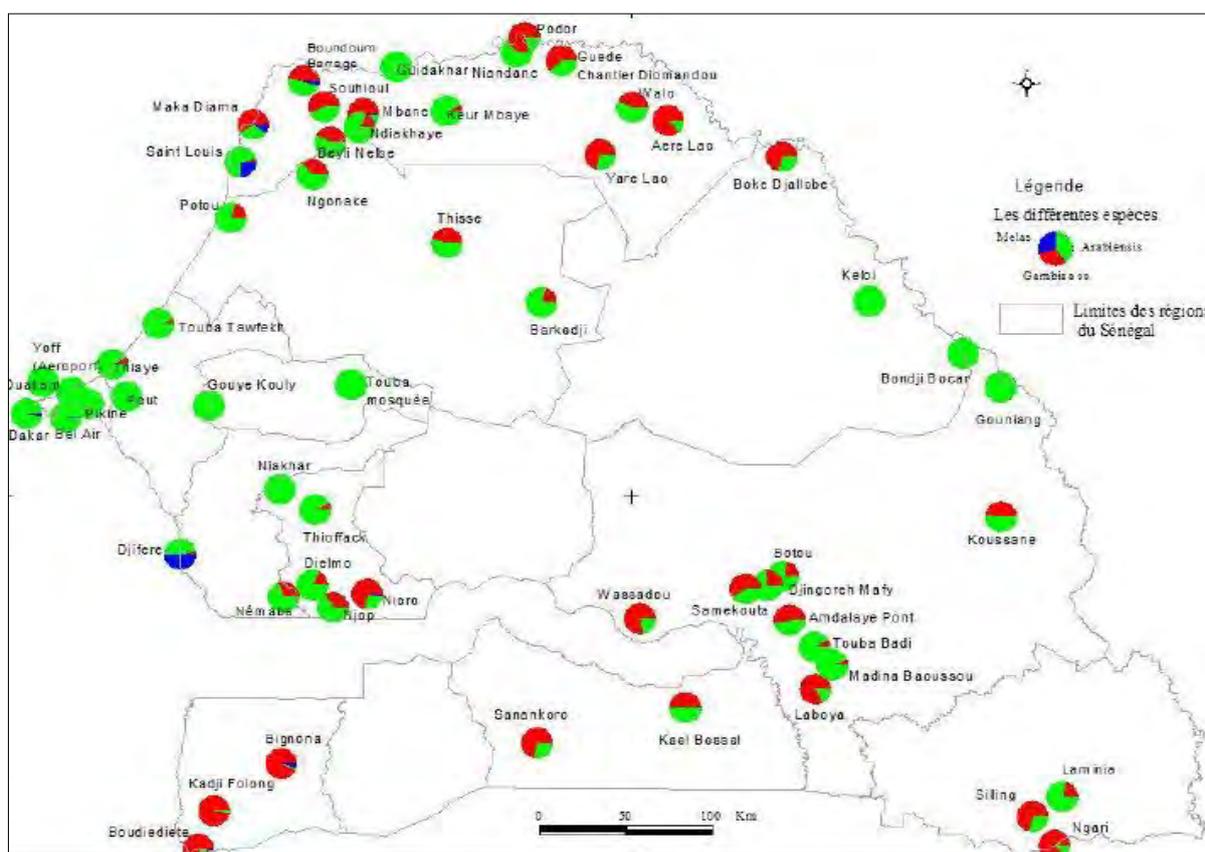


Figure 5 : Distribution du complexe *gambiae* au Sénégal (Source : Faye et *al.*, 2011)

I.3 Insecticides et lutte anti-vectorielle

La lutte anti-vectorielle constitue un aspect important des opérations visant à réduire la transmission du paludisme. L'usage de moustiquaires imprégnées d'insecticides à longue durée d'action (MILDA) et l'aspersion intra-domiciliaire d'insecticides à effet rémanent (AID) restent encore les principales méthodes de lutte anti-vectorielle (OMS, 2012). Ces méthodes d'intervention font appel à une utilisation exclusive d'insecticides recommandés et dont les normes d'emploi en santé publique sont régies par le Système OMS d'évaluation des pesticides (WHOPES).

I.3.1 Définitions

Les insecticides sont des substances actives ou des préparations ayant la propriété de tuer les insectes ou d'autres arthropodes tels que les acariens. Ils sont inclus dans le groupe des pesticides qui eux-mêmes appartiennent à la grande famille des biocides.

Les insecticides utilisés dans les programmes de contrôle vectoriel appartiennent essentiellement à quatre classes chimiques : les pyréthrinoïdes (alpha-cyperméthrine, deltaméthrine, lambda-cyhalothrine, cyfluthrine, perméthrine, etofenprox), les organochlorés (Dichloro-Diphényl-Trichloro-éthane, dieldrine), les carbamates (bendiocarb, propoxur) et les organophosphorés (malathion, fénitrothion, pirimiphos-méthyl, téméphos). Deux formes de pyréthrinoïdes sont définies : les pyréthrinoïdes naturels d'origine végétale (extraits de *Chrysanthemum cinerariaefolium*) qui sont très instables et facilement dégradables par l'air, la lumière ou la chaleur ; et les pyréthrinoïdes synthétiques, qui sont photostables, avec une sélectivité d'espèce plus prononcée.

I.3.2 Modes d'action

Le système nerveux des insectes constitue la cible principale des insecticides. Ces derniers agissent plus précisément au niveau des canaux ioniques voltage-dépendants (canal sodium) ou sur des récepteurs ionotropes (récepteurs cholinergiques de type nicotinique, à GABA, à L-glutamate) (figures 6).

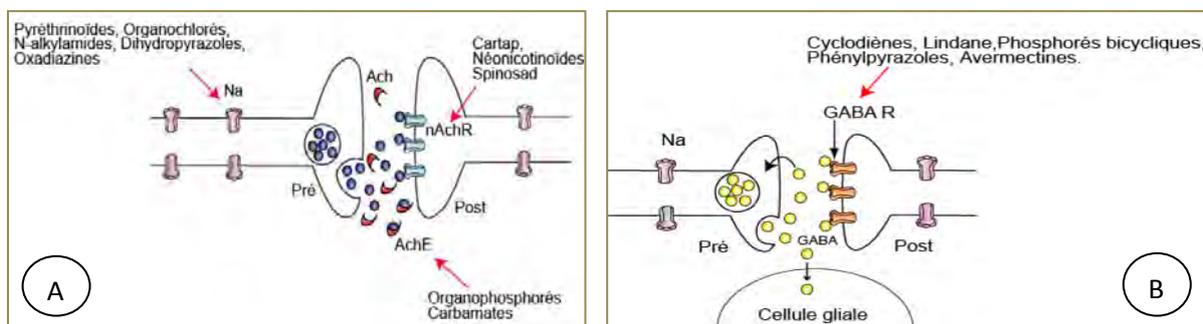


Figure 6 : Représentation schématique des principales cibles des insecticides, où A) canal sodium et synapse cholinergique ; B) synapse GABAergique (Raymond-Delpech et al., 2005).

Les pyréthrinoïdes et le DDT modulent les canaux sodium voltage-dépendants, sièges des potentiels d'action. En fonction du mode d'action et de l'absence ou de la présence d'un groupe cyané (figure 7), les pyréthrinoïdes de synthèse sont respectivement subdivisés en

types I et II (tableau 1). Ceux du type I retardent plus longuement l'inactivation des canaux sodiques que ceux du type II (Bloomquist, 1996 ; Hemingway et *al.*, 2004).

Les pyréthriinoïdes de type I induisent une décharge pré-synaptique répétitive en bloquant les canaux à sodium, maintenant ainsi les neurones dans un état permanent de dépolarisation. Le prolongement du message nerveux occasionne une incoordination des mouvements (paralysie ou effet knock down) puis la mort de l'insecte (effet « killing »). Les pyréthriinoïdes de type II provoquent une dépolarisation de la membrane par libération tonique de neurotransmetteurs, entraînant ainsi la diminution du gradient électrochimique et donc la baisse de l'amplitude des potentiels d'action, d'où la perte de l'excitabilité de la cellule nerveuse (Bloomquist, 1996 ; Zlotkin, 1999).

Les carbamates et les organophosphorés inhibent l'acétylcholinestérase (figure 6). L'hydrolyse de l'acétylcholine étant ainsi empêchée, son accumulation dans l'espace synaptique cause une hyperexcitabilité nerveuse qui induit la mort de l'insecte.

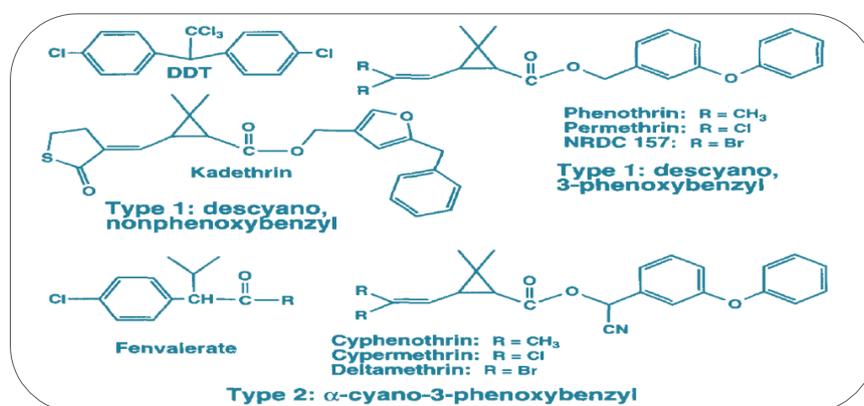


Figure 7 : Insecticides à canaux sodium : DDT et pyréthriinoïdes de type I et II (Source : Bloomquist, 1996)

Tableau 1 : Pyréthriinoïdes de types I et II (Source : Alignon et *al.*, 2010)

<i>Pyréthriinoïdes synthétiques</i>	<i>Exemples</i>
<i>Type I (absence du groupe -CN)</i>	<i>Alléthrine, Bifenthrine, Perméthrine, Phénothrine, Resméthrine, Tefluthrine, Tetraméthrine</i>
<i>Type II (présence du groupe -CN)</i>	<i>Cyfluthrine, Lambdacyhalothrine, Alphacyperméthrine, Deltaméthrine, Fenvalérate, Fenpropathrine, Flucythrinate, Fluméthrine, Fluvalinate, Tralométhrine</i>

I.4 Résistance des vecteurs aux insecticides

I.4.1 Définitions

De manière classique, la résistance se définit comme l'apparition dans une population d'insectes, de la faculté de tolérer des doses de substances toxiques qui exerceraient un effet létal sur la majorité des individus composant une population normale de la même espèce. Cependant, la définition proposée par l'Insecticide Resistance Action Committee (IRAC) semble plus pratique pour un programme de contrôle vectoriel, considérant la résistance

comme la sélection d'un caractère héréditaire entraînant l'échec répété d'un insecticide, utilisé selon les recommandations d'usage, à fournir le niveau de contrôle attendu au sein d'une population d'insectes. Ainsi, une résistance détectée au laboratoire n'indique pas forcément une contre-performance de l'insecticide sur le terrain.

Par ailleurs, quelle que soit la définition proposée, retenons que les vecteurs intègrent un certain nombre de mécanismes pour amoindrir ou annuler l'effet des insecticides, à travers les zones impaludées et au niveau desquelles, la distribution des formes de résistance s'avère parfois très caractéristique.

I.4.2 Principaux mécanismes de résistance

Deux types de mécanismes sont fondamentalement impliqués dans la résistance des insectes aux insecticides (Hemingway et *al.*, 2004) :

- ✓ **Résistance métabolique** (la plus fréquente) : grâce à trois systèmes enzymatiques (estérases, mono oxygénases à cytochrome P450 et glutathion-S-transférases), les insectes sont capables de dégrader les corps étrangers. Chez les individus résistants, l'activité de ces enzymes est tellement importante que le métabolisme ou la détoxification de l'insecticide a lieu avant que le produit soit capable d'exercer son effet toxique. Les mono oxygénases à cytochrome P450 (oxydases) sont des enzymes à fonction mixte (MFO) pouvant métaboliser une large gamme d'insecticides (pyréthriinoïdes, organochlorés, carbamates et organophosphorés). Leur activité peut être inhibée par un synergiste, le pipéronyl butoxide (PBO). Quant aux glutathion-S-transférases (GST) et estérases, ce sont des enzymes responsables de l'hydrolyse des organophosphorés et carbamates, par clivage de la liaison anhydride, conférant ainsi une résistance à ces molécules (OMS, 1980). Les activités des estérases et GST peuvent être bloquées en utilisant respectivement comme synergistes le S.S.S-tributylphosphorotrithioate (DEF) et l'acide éthacrynique (EA).
- ✓ **Résistance par modification du site cible** : une modification du site cible de l'insecticide, à l'issue d'une mutation, empêche sa fixation. Ces mutations ont lieu au niveau des gènes codant pour le canal sodium (gène *Kdr*), l'acétylcholinestérase (gène *Ace-I*) et le récepteur GABA (gène *Rdl*) (Hemingway et *al.*, 2004).

La mutation *kdr* (la plus répandue) a été mentionnée un peu partout en Afrique chez *An. gambiae s.l.*, notamment au Burkina Faso (Namountougou, 2007 ; Badolo et *al.*, 2012), au Bénin (Yadouleton et *al.*, 2010 ; Djègbè et *al.*, 2011), au Sénégal (Niang, 2008), au Tchad (Kerah-Hinzoumbé et *al.*, 2008), au Libéria (Temu et *al.*, 2012), au Kenya (Ochomo et *al.*, 2013). Elle se présente sous deux formes en Afrique : « Kdr West » pour la région Ouest africaine et « Kdr East » pour l'Afrique de l'Est.

La mutation *kdr* consiste en la substitution de la leucine par la phénylalanine (Leu/Phe) en Afrique de l'Ouest (Martinez-Torres et *al.*, 1998) et par la sérine en Afrique de l'Est (Leu/Ser) (Ranson et *al.*, 2000). Ces substitutions ont lieu au niveau du sixième segment hydrophobe du domaine II du gène codant pour le canal sodium. La mutation *kdr* est un héritage de l'utilisation intensive du DDT, engendrant par la suite une résistance croisée aux pyréthriinoïdes, qui restent jusqu'ici les seuls insecticides approuvés pour l'imprégnation des moustiquaires.

La mutation *Ace-I* confère une résistance croisée organophosphorés-carbamates tandis que la mutation *Rdl* est responsable de la résistance croisée Lindane-cyclodiènes-Phénylpyrazoles.

La résistance des vecteurs aux insecticides constitue, entre autres, une véritable menace pour la lutte anti-vectorielle (Sokhna et *al.*, 2013). Ainsi, la détermination du statut de sensibilité/résistance et des principaux mécanismes mis en jeu devrait constituer le préambule de tout programme de lutte anti-vectorielle. Pour cela, un certain nombre d'outils et d'approches ont été mis au point et certifiés par l'OMS.

I.4.3 Outils d'évaluation de la sensibilité/résistance des vecteurs aux insecticides

Pour déterminer la sensibilité des imagos des vecteurs du paludisme aux insecticides, les méthodes employées, selon les recommandations de l'OMS, reposent sur des tests de bio-essais standardisés : le Kit test OMS (cylindres OMS) et le test en bouteille du CDC (CDC Bottle Bioassay).

I.4.3.1 Le Kit test OMS

Il utilise des tubes cylindriques en plastique dont l'intérieur est tapissé de papier imprégné à la dose diagnostique de l'insecticide à tester. Le principe du test consiste à exposer pendant 1 heure un échantillon de moustiques adultes à tester et à déterminer leur mortalité après 24 heures d'observation post-exposition, comparativement à des témoins non exposés. Il s'agit d'une méthode simple, pouvant être accomplie aussi bien au laboratoire que sur le terrain.

I.4.3.2 Le test en bouteille CDC

Le test en bouteille du CDC (Centers for Disease Control, Atlanta, USA) est une autre méthode de détection de la résistance aux insecticides chez des populations de vecteurs. Il permet de déterminer si une formulation particulière d'insecticide est efficace pour un contrôle vectoriel dans une zone donnée et en un temps bien précis.

Le test en bouteille du CDC se base sur les résultats du temps de mortalité, qui correspond au temps que prend un insecticide pour « pénétrer » un vecteur, traverser ses tissus intermédiaires, parvenir au site cible et agir à ce niveau. De ce fait, tout phénomène empêchant ou retardant l'insecticide pour l'atteinte de cet objectif (tuer les moustiques), contribue à la résistance.

Le test en bouteille du CDC, comme son nom l'indique, utilise des bouteilles de 250 ml (figure 8) dont l'intérieur est imprégné d'insecticide à une dose diagnostique à laquelle sont exposés des moustiques adultes, pendant un temps donné appelé temps diagnostique.



Figure 8 : Bouteilles CDC de 250 ml (type Wheaton)

Le test OMS demeure sans doute la méthode la plus employée pour déterminer la sensibilité des vecteurs aux insecticides. Toutefois, la méthode des tests en bouteille a été utilisée dans certaines études et les résultats obtenus étaient en conformité avec ceux obtenus avec le kit OMS (Brogdon & McAllister, 1998 ; Perea *et al.*, 2009 ; Ochomo *et al.*, 2013 ; Aïzoun *et al.*, 2013).

Un des avantages du test bouteille est de pouvoir évaluer différentes concentrations pour un même insecticide et de tester certains insecticides pour lesquels les papiers ne sont pas disponibles (dibrome et resméthrine). En plus, il n'est pas aisé d'intégrer les résultats du kit test dans les méthodes biochimiques de détection de la résistance (synergistes, microplates). En contrepoint, l'accomplissement des tests en bouteille est simple, rapide et peu coûteux.

Chapitre II : Matériel et méthode

II.1 Sites d'étude

Les études ont été menées, entre septembre et novembre 2012, dans la ville de Dakar, capitale du Sénégal. D'une superficie de 550 km², la région de Dakar est limitée à l'Est par celle de Thiès et est bordée intégralement par l'océan atlantique, dans ses parties nord, ouest et sud. Elle se situe dans le vaste domaine climatique sahélo-soudanien, entre les isohyètes 300 et 600 mm, avec une température variant entre 17-25° C (Décembre à Avril) et 27-30°C (Mai à Novembre).

Données géographiques

A l'instar des grands centres urbains d'Afrique, la ville de Dakar est caractérisée par son surpeuplement, avec 2 496 244 habitants en 2006, soit une densité de 4 459 habitants/km² (ANSD, 2006). L'étude a été menée dans le département de Dakar et celui de Guédiawaye (Figure 9).

Département de Dakar

Quatre quartiers du département de Dakar ont été ciblés : Colobane, Fass, Mariste et Camberène. Ces localités sont fortement ou moyennement urbanisées.

- **Colobane et Fass** (commune d'arrondissement de Gueule-Tapée-Fass-Colobane) représentent d'anciens quartiers de Dakar caractérisés par une population assez forte (61 378 habitants) évoluant dans un espace relativement bien assaini avec la plupart des maisons connectées au réseau d'évacuation d'eaux usées.
- La **cité Mariste**, avec une population estimée à 90 000 habitants, est localisée dans la commune d'arrondissement de Hann-Bel Air qui constitue un grand domaine industriel caractérisée par l'implantation de manufactures, d'instituts de recherche, de bases militaires et d'une réserve forestière et animale (Parc zoologique).
- **Cambérène**, avec 45.000 habitants, constitue un village traditionnel et religieux, situé entre Yoff et Guédiawaye, au nord-est des Parcelles Assainies. Cette zone est encore confrontée à des problèmes d'assainissement, avec l'absence d'un système d'évacuation des eaux usées et de pluies, suite au rejet, par les communautés locales, du projet de l'émissaire des eaux usées de cette commune d'arrondissement. Cette localité est également caractérisée par la pratique de l'horticulture, notamment dans la Grande Niaye de Cambérène, accompagnée par des centres de recherche et de formation, tels que le **CDH** (Centre de Développement Horticole) et le **CFPH** (Centre de Formation Professionnel et Horticole)

Département de Guédiawaye

Le département de Guédiawaye, avec près de 300 000 habitants, se situe au Nord-Est de la région de Dakar. Une bonne partie de la ville est composée de dépressions inter-dunaires plus connues sous le nom de « Niayes », aux sols relativement argileux, où la pratique intense du maraîchage et de l'horticulture (importantes sources de revenus des populations) s'élargit jusqu'aux dépressions qui bordent le littoral, s'accompagnant d'une utilisation excessive de pesticides.

Par ailleurs, la ville présente un niveau d'assainissement faible matérialisé par la persistance des inondations dans la plupart des quartiers, souvent liée à un dysfonctionnement de canaux d'évacuation des eaux en périodes d'inondations.



Figure 9 : Carte de la région de Dakar montrant l'emplacement des gîtes