

LISTE DES FIGURES

Figure 1. Mode de transmission du paludisme et cycle de développement du <i>Plasmodium</i> sp.	6
Figure 2. Schéma d'un anophèle femelle adulte (moitié gauche).....	13
Figure 3. Cycle biologique des anophèles.....	15
Figure 4. Carte représentant la localisation du site d'étude	25
Figure 5. Photo d'un type de gîte larvaire.....	27
Figure 6. Photo d'une louche émaillée	28
Figure 7. Photo d'une pipette.....	28
Figure 8. Photo des matériels utilisés lors des collectes des moustiques adultes.....	29
Figure 9. Photo d'une capture des anophèles adultes dans une étable.....	30
Figure 10. Photo d'une glacière	31
Figure 11. Photo des œufs de <i>Culex</i> , d' <i>Aedes</i> et d' <i>Anopheles</i>	32
Figure 12. Larve de <i>Culex</i> et d' <i>Anopheles</i>	32
Figure 13. Différences de la tête de Culicinae et d'Anophelinae	33
Figure 14. Position de Culicinae et d'Anophelinae sur un support	33
Figure 15. Photo d'un tube à essai	35
Figure 16. Photo d'une loupe binoculaire.....	35
Figure 17. Photo d'un flacon contenant des larves de moustiques	37
Figure 18. Photo des échantillons de kits OMS utilisés pour le test de sensibilité	39
Figure 19. Photo de la disposition des tubes pendant le test de sensibilité	40
Figure 20. Composition des faunes anophéliennes dans le village ANDRANOVOLO	44
Figure 21. Histogramme des états de réplétions des anophèles capturés à Andranovolo	50

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I. Nombre des anophèles capturés selon les gîtes de captures	43
Tableau II. Composition des faunes anophéliennes rencontrées à ANDRANOVOLO pendant les captures du 28 janvier à 4 février 2016.....	43
Tableau III. Répartition des ANOPHELINAE capturés le 28 Janvier 2016 avec leurs états de réplétion selon les gîtes de captures	47
Tableau IV. Répartition des ANOPHELINAE capturés le 31 Janvier 2016 avec leurs états de réplétion selon les gîtes de captures	48
Tableau V. Répartition des ANOPHELINAE capturés le 4 Février 2016 avec leurs états de réplétion selon les gîtes de captures	49
Tableau VI. Répartition des anophèles capturés selon leurs états de réplétions	50
Tableau VII. Nombre des espèces d'anophèles obtenues après élevage des stades pré-imaginaux	51
Tableau VIII. Température et humidité relative enregistrées lors de la réalisation du test avec la Deltaméthrine 0,05%	52
Tableau IX. Récapitulation des <i>An. gambiae s.l.</i> d'une souche sauvage en knock-down durant le test de sensibilité avec l'insecticide Deltaméthrine 0,05%	53
Tableau X. Résultat du test de sensibilité des <i>An. gambiae s.l.</i> d'une souche sauvage avec la Deltaméthrine 0,05%	54
Tableau XI. Récapitulation des <i>An. gambiae s.l.</i> d'une souche d'élevage en knock-down durant le test de sensibilité avec l'insecticide Deltaméthrine 0,05%	54
Tableau XII. Résultat du test de sensibilité des <i>An. gambiae s.l.</i> d'une souche d'élevage avec la Deltaméthrine 0,05%	55
Tableau XIII. Température et humidité relative enregistrées lors de la réalisation du test avec le Pirimiphos-méthyl 0,25%	55
Tableau XIV. Résultat du test de sensibilité des <i>An. gambiae s.l.</i> d'une souche sauvage avec le Pirimiphos-méthyl 0,25%.....	56
Tableau XV. Résultat du test de sensibilité des <i>An. gambiae s.l.</i> d'une souche d'élevage avec le Pirimiphos-méthyl 0,25%	56
Tableau XVI. Température et humidité relative enregistrées lors de la réalisation du test avec le Propoxur 0,1%	57
Tableau XVII. Résultat du test de sensibilité des <i>An. gambiae s.l.</i> d'une souche sauvage avec le Propoxur 0,1%	57

Tableau XVIII. Résultat du test de sensibilité des <i>An. gambiae s.l.</i> d'une souche d'élevage avec le Propoxur 0,1%	58
Tableau XIX. Récapitulation des résultats des tests de sensibilités des vecteurs (souches sauvages) : <i>An. gambiae s.l.</i>	58
Tableau XX. Récapitulation des résultats des tests de sensibilités des vecteurs (souches élevages) : <i>An. gambiae s.l.</i>	59
Tableau XXI. Tableau comparatif des sensibilités d' <i>An. gambiae s.l.</i> d'une souche sauvage et d'une souche d'élevage aux 3 types d'insecticides	60

LISTE DES ABREVIATIONS

An. :	<i>Anopheles</i>
CAID :	Campagne d'Aspersions Intra-Domiciliaire
CSB :	Centre de Santé de Base
DDT :	Dichloro-diphényl-trichloréthane
DLP :	Direction de Lutte contre le Paludisme
DMS :	Degrés, Minutes, Secondes
HCH :	Hexachlorocyclohexane
INSTAT :	Institut National de la Statistique de Madagascar
MID :	Moustiquaire à Imprégnation Durable
MII :	Moustiquaire imprégnés d'insecticides
OMS :	Organisation Mondiale de la Santé
P. :	<i>Plasmodium</i>
PNLP :	Programme National de Lutte contre le Paludisme
RBM :	Roll Back Malaria
s.l. :	sensu lato ou sens large
s.s. :	sensu stricto ou sens strict
sp. :	Espèces

GLOSSAIRE

Anthropophiles :	Les anophèles qui aiment prendre leurs repas sanguins chez les humains.
Effet exito-répulsif :	Faculté d'un insecticide à repousser les insectes à l'extérieur de la maison peu après leur entrée.
Effet knock-down :	Faculté d'un insecticide d'assommer ou neutraliser les insectes.
Effet létal :	Faculté d'un insecticide de tuer les insectes peu après leur contact avec un support traité.
Emergence :	La sortie des moustiques au stade nymphal du milieu aquatique vers le milieu aérien pour devenir des moustiques adultes.
Endémique :	La présence courante d'une maladie sévissant une zone donnée.
Endophages :	Les anophèles qui préfèrent prendre leur repas sanguin à l'intérieur d'une habitation.
Endophiles :	Les anophèles qui préfèrent se reposer pendant la journée à l'intérieur d'une habitation.
Epidémie :	Une propagation simultanée d'une maladie à un grand nombre d'individus dans une zone géographique déterminée.
Exophages :	Les anophèles qui préfèrent prendre leur repas sanguin à l'extérieur d'une habitation.
Exophiles :	Les anophèles qui préfèrent se reposer pendant la journée à l'extérieur d'une habitation.
Faciès épidémiologique :	L'ensemble des traits caractérisant un milieu pendant une période donnée.
Hématophages :	Ceux qui se nourrissent du sang.
Hématozoaires :	Les microorganismes qui vivent et se développent dans les globules rouges.

Hépatocytes :	Les cellules du foie.
Holométaboles :	Les animaux qui subissent une métamorphose complète au cours de leur développement.
Incidence :	L'extension nouvelle du paludisme au sein d'une population.
Insecticide :	Une substance active susceptible de tuer les insectes.
Knock down :	Les moustiques assommés ou neutralisés par les insecticides.
Métamorphose :	La transformation du corps des anophèles au cours de leur développement et qui conduit à l'état adulte.
Morbidité :	Le nombre de cas de maladie sur une population et à une période donnée.
Mortalité :	Le nombre d'individu mort du paludisme par rapport à l'effectif total de la population.
Mue :	Le renouvellement périodique de l'enveloppe externe ou les cuticules des anophèles aux stades larvaires.
Oogenèse :	Le processus de formation et de développement des ovocytes.
Oviposition :	La mise en ponte des œufs.
Phytophages :	Ceux qui se nourrissent des aliments d'origines végétaux.
Prémunition :	La résistance que confèrent certaines maladies à un organisme infecté et qui le protège contre toute surinfection.
Profil épidémiologique :	La configuration générale de la situation et de l'évolution du paludisme.
Résistance :	La capacité d'un individu d'anophèle à tolérer une dose d'insecticides létale à la majorité de la population.
Sensible :	L'incapacité d'un individu d'anophèle à tolérer une dose d'insecticides létale à la majorité de la population.
Zoophiles :	Les animaux qui préfèrent se nourrir du sang des animaux.

SOMMAIRE

MEMBRES DU JURY DU MEMOIRE	i
REMERCIEMENTS	ii
LISTE DES FIGURES	iii
LISTE DES TABLEAUX	iv
LISTE DES ABREVIATIONS	vi
GLOSSAIRE	vii
SOMMAIRE	ix
INTRODUCTION.....	1
Première partie : GENERALITES	3
I. Généralités sur le paludisme	3
I.1. Histoire du paludisme	3
I.2. Mode de transmission du paludisme.....	4
I.3. Situation du paludisme dans le monde.....	6
I.4. Situation du paludisme à Madagascar.....	7
II. Généralités sur les vecteurs du paludisme.....	8
II.1. Classification systématique des vecteurs du paludisme.....	8
II.2. Cycle biologique des anophèles.....	9
II.3. Morphologie externe.....	10
II.3.1. Œuf.....	10
II.3.2. La larve.....	10
II.3.3. La nymphe.....	11
II.3.4. L'adulte ou imago.....	11
II.4. Cycle gonotrophique.....	13
II.4.1. La recherche d'un hôte et la prise du repas sanguin.....	14
II.4.2. La digestion du sang et la maturation ovarienne	14
II.4.3. La recherche de lieu de ponte et la ponte	14
II.5. Ecologie et comportement des anophèles	15
II.5.1. Ecologie et comportement des larves	15
II.5.2. Ecologie et comportement des adultes	16
II.6. Complexes d'espèces	16
III. Lutte contre les vecteurs du paludisme.....	17
III.1. Types de lutttes anti-vectorielles.....	17

III.1.1.	Lutte biologique.....	17
III.1.2.	Lutte physique	17
III.1.3.	Lutte chimique	18
III.1.4.	Lutte génétique	18
III.2.	Stratégie de lutte anti vectorielle	18
III.2.1.	Lutte anti-larvaire	18
III.2.2.	Lutte contre les anophèles adultes	19
III.3.	Situation actuelle de Madagascar sur la lutte anti-vectorielle.....	20
IV.	Généralités sur les insecticides	21
IV.1.	Types d'insecticides	21
IV.1.1.	Insecticides d'origines naturelles.....	21
IV.1.2.	Insecticides synthétiques	22
IV.2.	Problèmes de résistances des vecteurs aux insecticides	23
Deuxième partie : METHODOLOGIE		24
I.	Recherches bibliographiques.....	24
II.	Site d'étude.....	24
II.1.	Situation géographique	24
II.2.	Climat et végétation	26
II.3.	Situation du paludisme dans la zone d'étude	26
III.	Matériels et méthodes utilisés lors du travail sur terrain	26
III.1.	Recherches des gîtes larvaires et des gîtes de repos des anophèles	26
III.2.	Capture des anophèles	27
III.2.1.	Capture des larves d'anophèle	27
III.2.2.	Captures des anophèles à l'état adulte	29
III.3.	Transport des anophèles collectés	30
III.3.1.	Matériels utilisés.....	31
III.3.2.	Méthode de transport	31
III.4.	Triage et identification des espèces d'anophèles capturés	31
III.4.1.	Identification des Anophélinées des autres moustiques	32
III.4.2.	Identification des anophèles mâles et des anophèles femelles	33
III.4.3.	Détermination des espèces des anophèles femelles.....	34
III.5.	Elevage des stades larvaires d'anophèles	36
III.5.1.	Matériels d'élevage.....	36



III.5.2. Mécanisme d'élevage	37
III.6. Tests de sensibilités aux insecticides des anophèles	38
III.6.1. Matériels utilisés	38
III.6.2. Méthodes de la réalisation des tests de sensibilités	39
IV. Matériels d'enregistrement	41
Troisième partie : RESULTATS, INTERPRETATIONS ET DISCUSSIONS.....	42
I. Résultats et interprétations	42
I.1. Résultats des captures d'anophèles	42
I.1.1. Collectes des larves d'anophèles	42
I.1.2. Captures des anophèles aux stades adultes	42
I.2. Résultats des identifications des anophèles adultes capturés	43
I.3. Résultats de l'élevage	51
I.4. Résultats des tests de sensibilités	51
I.4.1. Test de sensibilité avec l'insecticide Deltaméthrine 0,05%	52
I.4.2. Test de sensibilité avec l'insecticide Pirimiphos-méthyl 0,25%	55
I.4.3. Test de sensibilité avec l'insecticide Propoxur 0,1%	56
I.5. Comparaison des tests de sensibilités d' <i>An. gambiae</i> s.l. d'une souche sauvage et d'une souche d'élevage	59
II. Discussions	61
II.1. Composition de la faune anophélienne	61
II.2. Facteurs influant la présence des espèces anophéliennes	62
II.2.1. Facteurs liés aux conditions du milieu de vie des anophèles	63
II.2.2. Facteurs anthropiques	63
II.3. Tests de sensibilités des <i>An. gambiae</i> s.l. aux insecticides	63
II.4. Facteurs influant sur la sensibilité des populations d'anophèles	65
II.4.1. Facteurs liés aux insectes	65
II.4.2. Facteurs liés aux conditions d'expositions	66
III. Intérêts du travail	67
Quatrième partie : INTERETS PEDAGOGIQUES	68
CONCLUSION	81
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	82
LISTE DES ANNEXES	a

INTRODUCTION

INTRODUCTION

L'anophèle vient du mot grec « ophèles » qui veut dire utile, mais la présence du préfixe « a- », qui est un privatif, indique la signification du mot anophèle comme insectes nuisibles ou inutiles. Il a été découvert en 1897 par un médecin militaire nommé ROSS que les anophèles sont le responsable de la transmission des hématozoaires agents pathogènes du paludisme (DANIS, MOUCHET, 1991). Il y a plus de 400 espèces d'anophèles dans le monde, mais environ une soixantaine de ces espèces d'*Anopheles* sont capables de transmettre le paludisme (DANIS, MOUCHET, 1991 ; AUBRY, GAÜZER, 2015). C'est le complexe *Anopheles gambiae* qui représente le principal vecteur des hématozoaires dites *Plasmodium* sp. responsable du paludisme en Afrique (HOLSTEIN, 1952).

Actuellement, plusieurs pays du monde ont déjà pu éradiquer le paludisme. Quant à Madagascar, il reste encore un problème de santé publique. Il cause encore des centaines de décès chaque année. Il est l'une des préoccupations du Ministère de la Santé Publique. Ainsi, depuis 1998, le gouvernement malagasy (avec ses partenaires) s'est engagé et a élaboré un programme national pour la lutte contre le paludisme (PNLP). Des différentes stratégies de luttas ont été planifiées et mises en œuvre en vue de l'élimination du paludisme dans la grande île. (MINISTERE DE LA SANTE PUBLIQUE, 2015)

La lutte contre les vecteurs du paludisme tient une place importante dans les luttas antipaludiques. Cependant, un des problèmes menaçant la lutte anti-vectorielle à travers certains pays souffrant encore de cette maladie (y compris Madagascar) est l'apparition, dans quelques régions, de la résistance des vecteurs du paludisme aux insecticides (OMS, 2015). Celle-ci menace l'efficacité de la lutte anti-vectorielle et la pérennisation de la lutte contre le paludisme (WILLIAMS, PINTO, 2012). Face à cette situation, des suivis et des évaluations des luttas anti-vectorielles ont été mises en place par la pratique des tests de sensibilités des vecteurs avant les distributions des Moustiquaires à Imprégnations Durables (MID) et/ou les Campagne d'Aspersion Intra-Domiciliaire (CAID) et des tests de rémanences des insecticides utilisés dans ces différents moyens de luttas.

Lors de la réalisation des tests de sensibilités des vecteurs aux insecticides, les protocoles standards de l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS) recommandent l'utilisation primordiale des d'anophèles vecteurs du paludisme issus d'une souche d'élevage d'âge connus (environ 3jours à 5jours) (WILLIAMS, PINTO, 2012). La problématique qui se pose, c'est que Pourquoi les tests de sensibilité des vecteurs du paludisme aux insecticides ne sont pas pratiqués avec des vecteurs d'une souche sauvage?

La sensibilité des anophèles d'une souche sauvage et celle d'une souche d'élevage serait probablement différente. Différents paramètres tels que le milieu naturel (l'habitat), l'état physiologique, l'âge ... influenceraient probablement la sensibilité des anophèles face aux insecticides.

Le présent travail intitulé « **Etude comparative des sensibilités aux pyrethrinoïdes, aux organophosphorés et aux carbamates du complexe *Anopheles gambiae*, vecteur du paludisme, issu d'une souche d'élevage et d'une souche sauvage collectée au fokontany Andranovolo – Vohitrindry** » a comme objectif d'évaluer la sensibilité entre les 2 souches de ce type de vecteur à ces trois familles d'insecticides (carbamates, organophosphorés et organochlorés) dans ce village.

Pour vérifier l'hypothèse, ce manuel comportera quatre grandes parties dont la première partie consistera à expliquer les généralités sur le paludisme aussi bien à Madagascar que dans le monde, les généralités sur leur vecteur et les différents moyens de lutte anti-vectorielle. La seconde partie mettra en exergue les méthodologies appliquées au cours du travail. Les résultats, les interprétations et les discussions des tests effectués seront développés dans la troisième partie. Et dans la quatrième partie, les intérêts pédagogiques de ce manuel seront évoqués.

Première partie :

GENERALITES

Première partie : GENERALITES

I. Généralités sur le paludisme

Le terme paludisme vient des mots latin « palus » = marais et « udus » = chargé d'eau. Il est synonyme de « malaria » provenant de l'italien ancien « mal'aria » qui veut dire mauvais air. (PAGES, 1966)

Le paludisme est une maladie parasitaire due à un hématozoaire du genre *Plasmodium* qui a été introduit chez l'Homme par une piqûre d'une femelle d'un moustique du genre *Anopheles*. (DANIS, MOUCHET, 1991)

I.1. Histoire du paludisme

L'histoire du paludisme se confond avec celle de l'humanité.

Dans le passé, le paludisme était fréquent dans les marais Pontins autour de Rome où il était connu sous le nom de « fièvre romaine ». Ensuite, il a envahi plusieurs pays du monde. Et à travers le temps, des centaines de millions d'êtres humains ont été déjà morts à cause de cette maladie. (PAGES, 1966)

Mais, c'est à partir de 1630 que les indiens du Pérou ont découvert la plante *Quinquina* comme un remède à la maladie par l'infusion de son écorce. (PAGES, 1966)

En 1820, les pharmaciens PELLETIER et CAVANTOU ont pu extraire la quinine à partir de l'écorce du *Quinquina* qui est la substance responsable au remède de la maladie. (PAGES, 1966)

Etant intéressé aux causes du paludisme, en 1878, le médecin militaire Alphonse LAVERAN a découvert dans le sang des malades atteints du paludisme la présence d'agent pathogène responsable de la maladie qui est un organisme microscopique sous forme de cellules rondes, pigmentées et animées de mouvement amiboïdes. Il les nomme **hématozoaire** (« animal du sang »). (PAGES, 1966)

En 1885, les italiens nommés MARCHIAVA, GOLGI, GRASSI et FELLETTI décrivent les trois premières espèces d'hématozoaires qui sont *Plasmodium falciparum*, *Plasmodium vivax* et *Plasmodium malariae*. (PAGES, 1966)

D'ailleurs, la façon que l'hématozoaire arrive dans le sang de l'Homme suscitait encore la curiosité de nombreux scientifiques. Ainsi, en 1897, le médecin de l'armée des Indes, ROSS a découvert que ce sont les moustiques qui sont les vecteurs de ces hématozoaires à l'Homme. (PAGES, 1966)

En 1922, STEPHENS a décrit un autre type d'hématozoaire *Plasmodium ovale*. (DANIS, MOUCHET, 1991)

Quant - à Madagascar, la première épidémie du paludisme sévit sur l'île en 1887. Celle-ci s'est coïncidée avec la généralisation du riz et à l'arrivée des mains d'œuvre venant du continent africain. Ces étrangers introduirent le *Plasmodium falciparum* dans l'île (RAKOTOBÉ, 2012). Une deuxième épidémie se manifesta en 1895 et provoqua des centaines de morts. Ainsi, pour lutter contre le paludisme, en 1921, le premier service de contrôle du paludisme a été établi à Madagascar avec l'introduction des larvicides et des poissons larvivores (*Gambusia affinis*) ; mais c'est en 1949 que le programme national d'éradication du paludisme dirigé par l'OMS a été mis en place. Ce dernier fut abandonné en 1962 à cause de différents problèmes mondiaux. Le paludisme s'est aggravé et a provoqué une dizaine de milliers de décès au niveau des Hautes Terres, en 1988, lors de la maladie dite « BEMANGOVITRA » à cause des tremblements qui sont les principaux symptômes du paludisme à cette époque (ROLL BACK MALARIA, 2013). Et en 1998, les communautés internationales contribuent à la mise en place des Politiques Nationales de Lutte contre le Paludisme (PNLP) à Madagascar (MINISTÈRE DE LA SANTÉ PUBLIQUE, 2015). Ce programme vise à réduire la morbidité et la mortalité palustres dans l'ensemble du pays (RAKOTOBÉ, 2012).

I.2. Mode de transmission du paludisme

Trois entités entrent en jeu dans la transmission du paludisme ; tels sont les **parasites** (hématozoaires du genre *Plasmodium*), les **vecteurs** (moustique femelle du genre *Anopheles*) et l'**Homme**.

Le paludisme est une maladie parasitaire due à l'introduction et à l'action pathogène d'un hématozoaire du genre *Plasmodium* dans l'organisme humain (DANIS, MOUCHET, 1991). Cinq espèces de ce genre sont responsables de la maladie dans le monde, à savoir l'espèce *Plasmodium falciparum*, *P. vivax*, *P. ovale*, *P. malariae* et *P. knowlesi*. Le *P. falciparum* est le plus répandu aussi bien dans le monde qu'à Madagascar et le principal responsable des majeurs cas graves du paludisme (ANOFEL, 2014).

Ces parasites appartiennent dans la classification suivante : (RADAVIARISON, 2012)

- REGNE : ANIMAL
- SUPER EMBRANCHEMENT : PROTOZOAIRE
- EMBRANCHEMENT : SPOROZOAIRE
- SOUS EMBRANCHEMENT : APICOMPLEXA
- CLASSE : SPOROZOE
- ORDRE : HAEMOSPORIDA
- FAMILLE : PLASMODIIDAE
- Genre : *Plasmodium*
- Espèce : *P. falciparum* *P. vivax* ; *P. malariae* ;
P. ovale; *P. knowlesi*.

Ces hématozoaires sont inoculés dans l'organisme humain par l'intermédiaire d'une piqûre d'un moustique femelle du genre *Anopheles*.

En effet, au cours d'une piqûre, les anophèles infestés injectent les plasmodies sous forme de **sporozoïtes** avec leurs salives dans les vaisseaux sanguins de l'Homme. Une fois à l'intérieur de l'organisme humain, les sporozoïtes rejoignent le foie pour continuer leur croissance. A l'intérieur duquel, ils se transforment en **trophozoïtes**. Ces derniers, à leurs tours, se divisent en formant des **schizontes** matures très volumineux. Après une à trois semaines, ces schizontes volumineux déforment l'hépatocyte en repoussant leurs noyaux en périphérie. A maturité, ces schizontes s'éclatent et libèrent les **mérozoïtes** qui vont pénétrer dans les globules rouges. (C'est la **phase hépatique**). (MOUCHET, *et al.*, 2004)

En acquérant le centre des globules rouges, les **mérozoïtes** se multiplient à nouveau jusqu'à ce qu'ils lysent les globules rouges parasités. C'est ce qui déclenche les symptômes du paludisme. Une fois que les globules rouges parasités sont détruits, ils vont envahir d'autres globules rouges. (C'est la phase sanguine). Les mérozoïtes se transforment à maturité en **gamétocytes**. (MOUCHET, *et al.*, 2004)

Une fois que les anophèles femelles piquent un paludéen, ils absorbent différents stades de *Plasmodium* avec le repas sanguin mais seuls les gamétocytes poursuivent leur développement en formant les **gamètes mâles** et les **gamètes femelles**. Au niveau de l'estomac de l'anophèle s'effectue alors l'union de ces gamètes mâles et femelles. La fécondation donne naissance ainsi à un œuf mobile dit **ookinète**. Les parasites sous forme

d'ookinète vont traverser la paroi de l'estomac et forme à la face externe de l'estomac l'**Oocyste**. Ce dernier va se multiplier et à maturité, il s'éclate et libère de nombreux **sporozoïtes** qui vont migrer dans les glandes salivaires de l'anophèle. Et ce sont ces sporozoïtes qui seront injectés dans un individu lors d'une piqûre. (MOUCHET, *et al.*, 2004)

Par contre, la transmission interhumaine sans intervention du moustique est possible, mais uniquement par transfusion sanguine, greffes d'organes, ou encore par voie trans-placentaire de la mère au fœtus. Ces cas se présentent très rarement. (DANIS, MOUCHET, 1991)

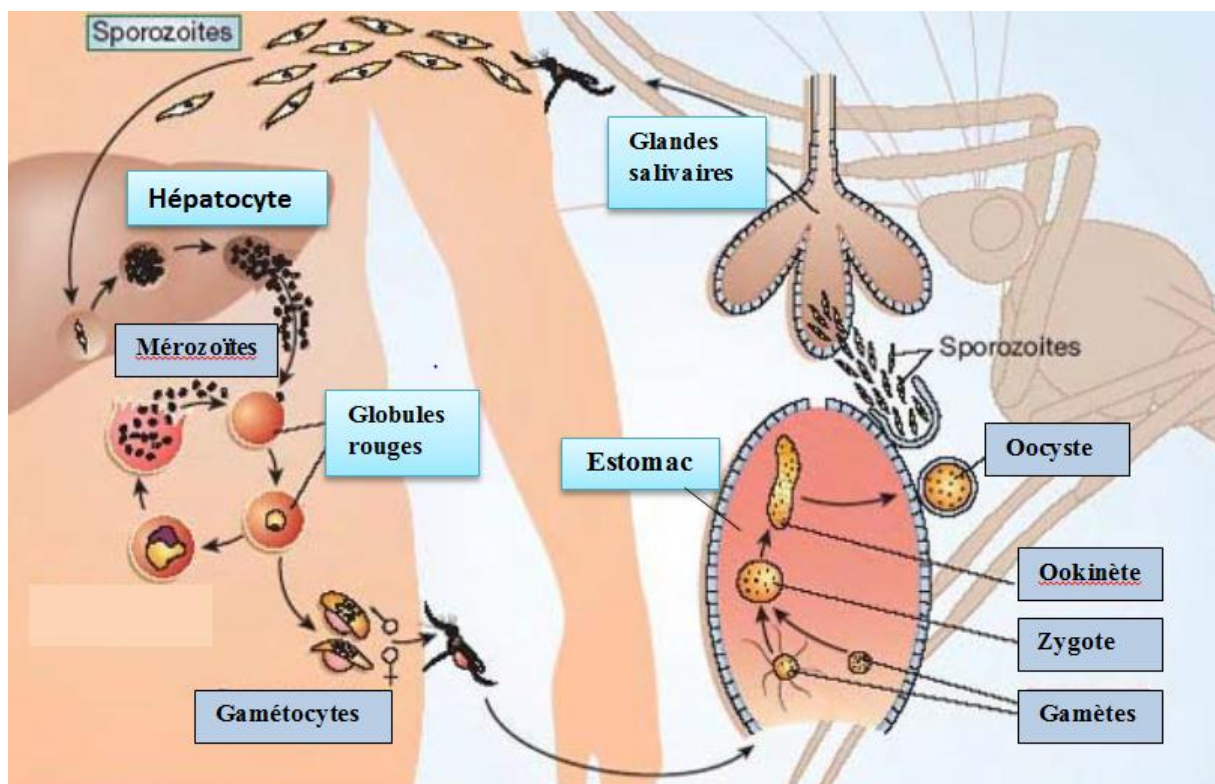


Figure 1. Mode de transmission du paludisme et cycle de développement du *Plasmodium* sp.

Source : http://www.santeromande.ch/TSR36_9/20130925_1.html

I.3. Situation du paludisme dans le monde

A l'échelle mondiale, le paludisme est dû à cinq espèces plasmodiales : *Plasmodium falciparum*, *Plasmodium vivax*, *Plasmodium malariae*, *Plasmodium ovale* et *Plasmodium knowlesi* dont *P. falciparum* est le plus répandu en Afrique. Ces parasites sont transmis à l'Homme par soixantaine d'espèces d'anophèles. (DANIS, MOUCHET, 1991 ; ANOFEL, 2014)

Selon le rapport de l’OMS sur la situation du paludisme en 2015 dans le monde, la lutte contre le paludisme avance dans un sens croissant. En effet, entre 2000 et 2015, l’incidence du paludisme et la mortalité ont diminué respectivement de 37% et de 60%. Selon les dernières estimations de l’OMS, publiées en décembre 2015, 214 millions des cas de paludisme ont été comptés et 438000 personnes décédées de la maladie, pour l’année 2015. (AUBRY, GAÜZER, 2015)

La transmission du paludisme est encore élevée dans les zones intertropicales entre la 30° de latitude Nord et 30° de latitude Sud. Quatre-vingt-quinze (95) pays et territoires étaient confrontés à une transmission continue du paludisme, plus particulièrement, en Afrique subsaharienne. Dans cette région, 89% des cas de paludisme et même 91% des décès dus à cette maladie sont comptabilisés. (AUBRY, GAÜZER, 2015)

I.4. Situation du paludisme à Madagascar

Selon la stabilité de la transmission de paludisme, Madagascar présente deux profils épidémiologiques, à savoir : (MINISTERE DE LA SANTE PUBLIQUE, 2015)

- Le **paludisme stable** à transmission pérenne le long des côtes. Les enfants de moins de 5 ans et les femmes enceintes sont les plus vulnérables.
- Le **paludisme instable** à transmission saisonnière sur les Hautes Terres Centrales et dans le Sud subdésertique. Dans ces régions, toute la population est à risque et les épidémies peuvent survenir avec un fort taux de mortalité. Son incidence atteint son apogée après la saison de pluie (entre Décembre et Avril).

En fonction de la durée et de l’intensité du paludisme, Madagascar se subdivise en quatre faciès épidémiologiques (*cf.* Annexe I), tels que :

- Le **faciès équatorial** constitue la côte Est. Il est caractérisé par une transmission forte et pérenne tout au long de l’année.
 - Le **faciès tropical** constitue la côte Ouest. Il se caractérise par une transmission saisonnière le long de plus de 6 mois.
 - Le **faciès subdésertique** forme le Sud de l’île où la transmission est épisodique et courte et prenant des allures épidémiques.
 - Le **faciès des Hauts Plateaux et des marges** où le paludisme est épidémique.
- (MINISTERE DE LA SANTE PUBLIQUE, 2015)

Pour le cas de paludisme sévissant l'île, à partir de l'année 2011, une réascension de la morbidité est observée; elle est égale à 3,1% pour tout âge confondu. De ce fait, en 2013, le paludisme représente la 5^{ème} cause de morbidité au niveau du CSB pour tout âge confondu. (MINISTERE DE LA SANTE PUBLIQUE, 2015)

Quant au taux de mortalité, en 2013, il est de 19% chez les enfants moins de 5 ans s'il est de 8,32% pour tout âge confondu. Ce fort taux de mortalité chez les enfants de moins de 5 ans s'explique par la diminution de la lutte anti-vectorielle réalisée (MID et CAID) et au retard de la prise en charge surtout celle des enfants. (MINISTERE DE LA SANTE PUBLIQUE, 2015)

Entre l'an 2000 à 2014, la réduction de l'incidence du paludisme à Madagascar est encore faible, (inférieur à 50%). (OMS, 2015)

Ce paludisme est causé sur l'île par 4 espèces de *Plasmodium* (*P. falciparum*, *P. vivax*, *P. malariae* et *P. ovale*) avec une prédominance de *P. falciparum* à plus de 90% des cas (SUC, 2014). Ces parasites sont transmis par 3 espèces d'anophèles qui sont dites espèces vectrices (cf. annexe II), à savoir : (AUBRY, GAÜZER, 2015)

- *Anopheles gambiae* sl. comprenant *An. gambiae* ss. et *An. arabiensis*
- *Anopheles funestus*
- *Anopheles mascarensis*

II. Généralités sur les vecteurs du paludisme

Un anophèle femelle est dit vecteur du paludisme s'il assure une partie du cycle de développement des *Plasmodium* sp. ainsi que leur transmission dans l'organisme humain. (BONNEVILLE, et al., 2008)

II.1. Classification systématique des vecteurs du paludisme

Les anophèles vecteurs du paludisme se trouvent dans la classification systématique suivante : (CARNEVALE, ROBERT, 2009 ; RADAVIARISON, 2012)

Règne :	ANIMALIA
Embranchement :	ARTHROPODA (= pattes articulées)
Classe :	INSECTA (=HEXAPODES : trois paires de pattes)
Ordre :	DIPTERA (= avec 2 ailes ou avec une paire d'ailes)

Sous-ordre :	NEMATOCERA (= antennes rondes et longues : nombreux articles, plus de 4)
Famille :	CULICIDAE (= moustiques)
Sous-famille :	ANOPHELINAE (= anophèles)
Genre :	<i>Anopheles</i>
Espèces:	<i>An. gambiae</i> , <i>An. arabiensis</i> , <i>An. funestus</i> , <i>An. mascarensis</i>

II.2. Cycle biologique des anophèles

Au cours de leur vie, les anophèles subissent, des métamorphoses complètes, d'où on les qualifie comme étant des insectes holométaboles (CARNEVALE, *et al.*, 2009).

Le développement de toutes les espèces de moustiques, ainsi que les anophèles, est caractérisé par la succession de deux phases : une phase aquatique où se développent la vie pré-imaginale, c'est-à-dire l'œuf, les stades larvaires et la nymphe et une phase aérienne où se développe les anophèles adultes ou imago. (PAGES, 1966)

Les anophèles femelles pondent des œufs séparément à la surface de l'eau (MOUCHET, *et al.*, 2004). A l'éclosion, les œufs pondus, qui sont allongés, effilés et pourvus de flotteurs latéraux, donnent naissance à des larves au premier stade (L1) au bout de 24 à 48 heures dès que l'embryon est entièrement développé. (PAGES, 1966).

Les larves se tiennent horizontalement à la surface de l'eau et respirent l'air atmosphérique grâce à des stigmates placés sur leur face dorsale (PAGES, 1966). Au cours de leurs développements, les larves du premier stade subissent 3 mues et passent en fin au quatrième stade larvaire ou larves au stade IV. (Larve L1 → mue 1 → Larve L2 → mue 2 → Larve L3 → mue 3 → Larve L4). La mue entre chaque stade permet l'accroissement de la taille des larves ainsi que le durcissement de leurs cuticules. La durée des stades larvaires varie d'une à deux semaines selon l'espèce d'anophèle considérée et selon également les conditions écologiques. (CARNEVALE, ROBERT, 2009)

A la fin des stades larvaires, les larves du quatrième stade subissent une métamorphose dite nymphose et deviennent des nymphes ou pupes. Ces derniers sont toujours aquatiques et respirent l'air atmosphérique à l'aide des siphons respiratoires. (PAGES, 1966)

Comme la nymphe représente le dernier stade de la vie pré-imaginale et de la phase aquatique, elle est donc l'objet de remaniements internes très importants au cours de la métamorphose pour permettre leur transformation en adulte ailé qui s'effectue au bout de 1 à 2 jours (CARNEVALE, ROBERT, 2009). Au moment de l'émergence, la nymphe mature s'immobilise à la surface de l'eau, une fente se produit sur le thorax émergé et le moustique adulte sort peu à peu hors de l'eau. Cette émergence ne dure que quelques minutes. (PAGES, 1966)

Après son émergence, les adultes se reposent sur un support émergé, durant 10 à 24 heures pour les femelles et pendant 3 jours pour les mâles, pendant laquelle leur cuticule se durcit, leurs ailes se déploient et les organes reproducteurs se mettent bien en place afin de les rendre fonctionnel. C'est à partir du troisième jour de leur vie imaginale que les anophèles adultes font l'accouplement. (CARNEVALE, ROBERT, 2009)

Après l'accouplement, les femelles fécondées stockent le sperme dans le **spermathèque**. Ensuite, elles relarguent les spermatozoïdes lors des pontes successives du fait qu'elles ne sont fécondées qu'une seule fois dans sa vie, contrairement aux mâles qui peuvent s'accoupler plusieurs fois durant leur vie. Quant aux ovocytes, ils ne sont fécondés que lors de leur passage dans l'oviducte. Mais ceci ne peut y avoir lieu qu'après une nutrition appropriée pour les femelles, c'est-à-dire après un repas de sang que le développement ovarien ou maturation des œufs peut se poursuivre. (CARNEVALE, ROBERT, 2009 ; RAZANATSIMBA, 2012)

II.3. Morphologie externe

La morphologie externe des anophèles que ce soit pour les larves soit pour les adultes permet de distinguer les espèces appartenant à la sous-famille ANOPHELINAE et celles qui se trouvent dans la sous-famille CULICINAE.

II.3.1. Œuf

La forme de l'œuf de l'anophèle est allongée et évoque celle d'un cylindre incurvé aux extrémités. Il mesure environ 0,5mm de long (MOUCHET, *et al.*, 2004). Il est muni de deux flotteurs latéraux et est protégé par plusieurs enveloppes particulières qui lui permettent, toutefois, de résister à la sécheresse. (ROBERT, 2001)

II.3.2. La larve

Elle se compose de trois parties : la tête, le thorax et l'abdomen.

- La tête comporte les yeux, les antennes et les pièces buccales qui entourent la bouche ventrale. Un cou membraneux sépare la tête du thorax.
- Le thorax est formé de trois segments non individualisé.
- L'abdomen, en forme cylindrique, se compose en 9 segments. Les 7 premiers segments portent des plaques dorsales sclérifiées et des soies palmées qui leur maintien en parallèle à la surface de l'eau. Le 8^{ème} segment porte les stigmates respiratoires qui sont ouverts en surface car les larves se respirent de l'air atmosphérique. Le dernier segment porte l'anus. (CARNEVALE, *et al.*, 2009)

II.3.3. La nymphe

En fin du stade larvaire, la larve du stade IV se transforme en nymphe. Ce dernier présente deux parties : le céphalothorax et l'abdomen. Le céphalothorax est issu de la coalescence de la tête non individualisée et du thorax. Il porte 2 trompettes respiratoires qui servent pour la respiration aérienne. L'abdomen comprend 8 segments bien visibles dont le 8^{ème} porte une paire de palettes natatoires. (ROBERT, 2001)

II.3.4. L'adulte ou imago

L'anophèle adulte comporte à trois (03) parties distinctes : la tête, le thorax et l'abdomen. (DOUCET, 1951)

❖ La tête

La tête comporte une paire d'yeux composés, une paire d'antennes qui marquent le dimorphisme sexuel, (les mâles présentent des antennes plumeuses, c'est-à-dire avec des soies longues et plumeuses, tandis que les femelles ont des antennes glabres, c'est-à-dire avec des soies courtes et verticillées), une trompe ou un proboscis qui est de type suceur chez le mâle et de type vulnérant chez la femelle (chez les femelles, la trompe ne sert à se nourrir non seulement des jus sucrés et des nectars mais aussi à sucer du sang, tandis que les mâles ne se nourrissent que des jus sucrés et des nectars) et une paire de palpes maxillaires situés de part et d'autre de la proboscis portant des écailles sombres et claires et des ornements permettant de distinguer une espèce à une autre. (CARNEVALE, *et al.*, 2009)

❖ Le tronc

Le thorax est formé de trois segments (prothorax, mésothorax et métathorax) portant chacun une paire de pattes. Le prothorax est réduit. Le mésothorax est le plus développé et où s'insère une paire d'ailes. Le métathorax porte une paire d'haltères ou balancier qui est

homologue d'une paire d'ailes postérieures atrophiées. Les haltères jouent un rôle important dans l'équilibration du vol. (DOUCET, 1951)

- **Les ailes** : ce sont des expansions membraneuses de la chitine tégumentaire, de forme allongée ovalaire. Elles sont recouvertes d'écailles sombres et claires dont leur ornementation est utilisée dans les diagnostics spécifiques. (CARNEVALE, ROBERT, 2009). Les ailes se fixent au thorax par leurs bases. Elles sont limitées par un bord antérieur renforcé par une forte nervure et constituée de nombreuses écailles atteignant le sommet de l'aile appelé la costa, un bord postérieur plus mince et orné de frange de longues écailles et un apex en pointe arrondie où la frange vient se confondre avec les écailles de la costa (SEVENET, 1935). A part la nervure au niveau du costa, une aile porte 6 nervures longitudinales écaillées dont certaines sont ramifiées. Ces nervures longitudinales sont unies par des nervures transverses qui sont plus courtes. (DOUCET, 1951)
- **Les pattes** : elles sont longues et fines. Selon leur emplacement au niveau du thorax, on distingue les pattes antérieures (ceux qui s'insèrent au niveau du prothorax), les pattes moyennes (au niveau du mésothorax) et les pattes postérieures (au niveau du métathorax). Elles sont tous recouvertes d'écailles de différentes couleurs selon les espèces. Chaque patte comprend 5 parties bien distinctes : la hanche ou coxa, le trochanter, le fémur, le tibia et le tarse qui contient 5 articles. (CARNEVALE, ROBERT, 2009)

❖ L'abdomen

L'abdomen des anophèles est composé de 10 segments dont 7 sont bien visibles. Il porte également des écailles qui sont indispensables dans la détermination des espèces. (MOUCHET, *et al.*, 2004)

Les 7 premiers segments de l'abdomen sont composés de 2 plaques chitineuses rigides : une dorsale (dite tergite) et une ventrale (dite sternite) qui sont maintenues par une membrane pleurale souple qui va permettre à l'abdomen de la femelle de se distendre lors de l'alimentation sanguine et de l'oogenèse. Les trois derniers segments portent l'anus et les appendices génitaux ou génitalias. (CARNEVALE, ROBERT, 2009)

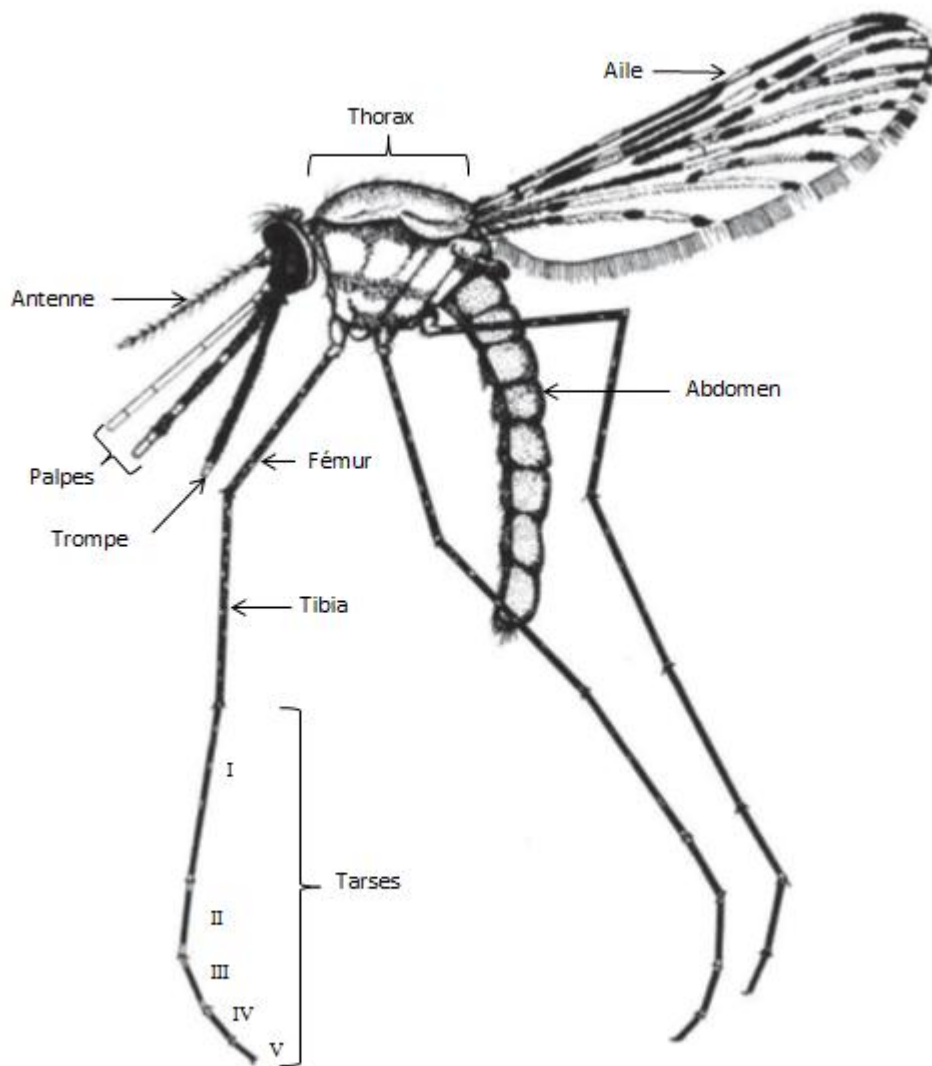


Figure 2. Schéma d'un anophèle femelle adulte (moitié gauche)

Source : (CARNEVALE, ROBERT, 2009)

II.4. Cycle gonotrophique

Le cycle gonotrophique, ou parfois appelé également trophogonique, est la succession des phénomènes physiologiques qui se produisent chez les moustiques entre deux repas de sang successifs. (DANIS, MOUCHET, 1991)

Il présente, en général, 3 phases successives : (DANIS, MOUCHET, 1991)

- La recherche et prise d'un repas sanguin ;
- La digestion du sang et la maturation ovarienne ;
- La recherche du lieu de ponte et la ponte.

II.4.1. La recherche d'un hôte et la prise du repas sanguin

La nuit, la femelle d'un anophèle à jeun se met à la recherche d'un repas sanguin. Ainsi, une fois que l'hôte est ciblé, elle passe à la prise du repas sanguin (DANIS, MOUCHET, 1991). En fait, les repas sanguins fournissent des éléments protéiques indispensables au développement des ovocytes (PAGES, 1966). C'est la raison pour laquelle, seules les femelles des moustiques se nourrissent du repas sanguin. Les moustiques mâles ne se nourrissent que du jus sucré, des nectars et des sèves qui sont des fournisseurs d'énergie. (CARNEVALE, ROBERT, 2009)

II.4.2. La digestion du sang et la maturation ovarienne

Après la prise d'un repas sanguin, la femelle d'anophèle passe à la digestion. Sur ce, au fur et à mesure de la digestion du sang, l'état de réplétion de l'anophèle femelle change (cf. annexe III). Après avoir pris du repas sanguin, la femelle se repose et ayant un abdomen rougeâtre du fait du sang frais ingéré, on dit qu'elle est **gorgée**. Ensuite, elle passe à la digestion. Le sang absorbé se concentre, devient noir et exsude des produits aqueux pendant 1 à 2 heures. Ainsi, pendant la digestion, les ovocytes grossissent progressivement en donnant tout d'abord à la partie apicale de l'abdomen de l'anophèle femelle une couleur blanche. A ce temps, la femelle est dite en état **semi-gravide**. Ensuite quand les ovocytes sont à maturité, ils occupent la grande partie de l'abdomen qui paraît blanc par transparence et gonflé. Elle est à l'état **gravide** et prêt à être pondu. Cependant, c'est au cours de la ponte, lors de son passage dans l'oviducte, que les ovocytes mures sont fécondés par les spermatozoïdes stockés dans la spermathèque et devient un œuf. (CARNEVALE, ROBERT, 2009)

II.4.3. La recherche de lieu de ponte et la ponte

Dès que les œufs sont matures, la femelle se met en quête de gîtes favorables à la ponte. (CARNEVALE, et al., 2009)

Remarque

A chaque ponte, une cicatrice se présente dans l'ovaire, comme la modification des extrémités des trachéoles des ovaires en étant pelotonnées (**nullipares**) en avant et devenant déroulées (**pares**) après ponte. (DANIS, et al., 1991)

Après la ponte, l'anophèle part à la recherche d'un nouvelle hôte pour prendre un autre repas de sang. (CARNEVALE, et al., 2009)

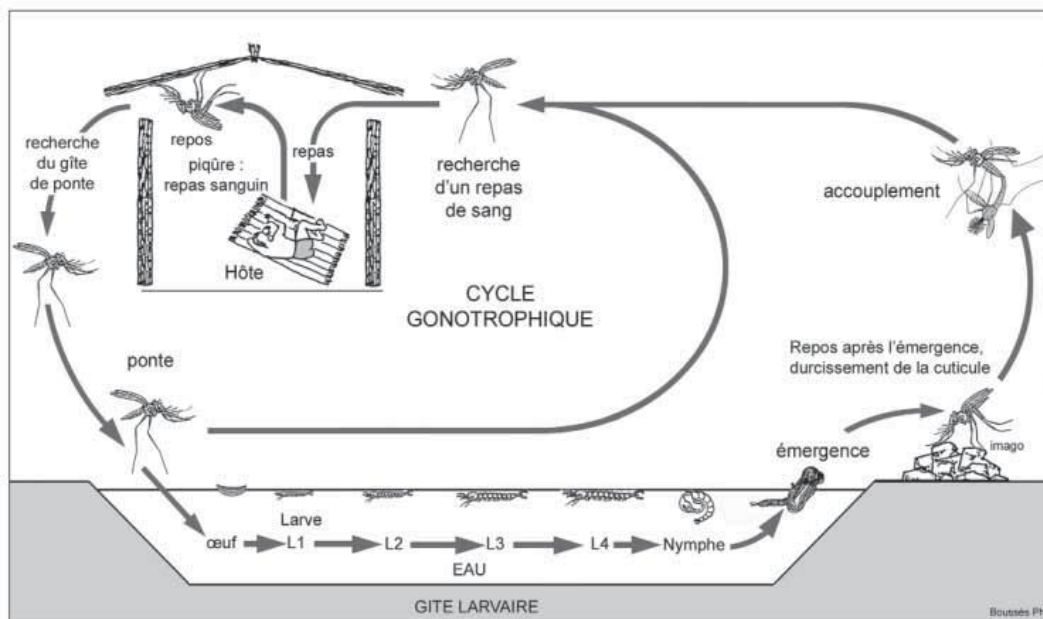


Figure 3. Cycle biologique des anophèles

Source : (CARNEVALE, ROBERT, 2009)

II.5. Ecologie et comportement des anophèles

Le milieu de vie des anophèles varie selon leur stade de vie. Au stade larvaire et au stade nymphal, ils occupent le milieu aquatique et au stade adulte ils se multiplient dans le milieu aérien.

II.5.1. Ecologie et comportement des larves

Dans l'eau, les larves d'anophèles se nourrissent des matières organiques et des microorganismes si les pupes ne se nourrissent pas. Les différentes espèces d'anophèles aux stades pré-imaginaux exploitent une grande variété de collection d'eau. Leurs gîtes sont très variés car le choix de site de ponte dépend du comportement de chaque espèce (STEPHANE, 2014). Ils peuvent être des eaux stagnantes et peu profondes, des eaux des marais, des eaux douces, des anfractuosités des rives des cours d'eau, des flaques d'eau de pluie,.... D'autres espèces ont des goûts différents et infiniment variables : tronc d'arbres (*An. plumbeus*), feuilles engainantes des BROMELIACEES, eaux ensoleillées (*Anopheles gambiae sl.*) ou eaux ombragées (*An. funestus* à Madagascar), eaux douces ou eaux saumâtres (*An. melas* et *An. merus* en Afrique sub-saharienne), eaux courantes (*An. labranchiae*, *An. minimus s.l.*) ou eaux mortes (*An. gambiae*, *An. funestus*, *An. dirus s.l.*), eaux herbeuses (*An. funestus*, *An. pharoensis*) ou eaux nues (*An. gambiae*). Certaines larves vivent dans l'eau salée des étangs côtiers. Cependant, une espèce définie peut choisir des gîtes larvaires différents comme par

exemple *Anopheles ludlowi* pond aux Indes en eau douce et à Java en eau salée. (PAGES, 1966) (CARNEVALE, et al., 2009)

Par ailleurs, il y a certains éléments qui limitent le développement des larves dans ces gîtes, tels sont : (DANIS, et al., 1991)

- les mouvements de l'eau : les larves ne se tiennent qu'à l'abri des courants d'eau.
- la pollution des eaux : les rejets organiques, les détergents et les produits chimiques inhibent le développement des anophèles.

II.5.2. *Ecologie et comportement des adultes*

Les Anophèles adultes sont naturellement phytophages et se nourrissent de sucs de plantes mais les femelles sont hématophages et elles ne peuvent être fécondées qu'après un repas sanguin. Sur ce, elles piquent pendant la nuit. C'est la raison pour laquelle que les anophèles sont nocturnes. La plupart des vecteurs attaquent à partir de 23h au crépuscule. Lors de la prise des repas sanguin, la plupart des anophèles vecteurs du *Plasmodium* se nourrissent sur l'Homme et sont qualifiés d'anthropophiles, mais il y a d'autres espèces d'anophèles qui se nourrissent sur différentes espèces animales et sont dites zoophiles. (PAGES, 1966)

D'ailleurs, certains anophèles femelles, dites endophages, prennent leurs repas sanguins dans la maison. Au contraire, celles qui ont un comportement exophage prennent leurs repas sanguins à l'extérieur de l'habitation. (MOUCHET, et al., 2004)

Après leur repas de sang, la journée, les anophèles se reposent dans des endroits obscurs et à l'abri du vent pour effectuer la digestion. Certains d'entre-eux restent dans la même maison durant cette période. Ils sont dits endophiles. Or, d'autres espèces quittent rapidement des maisons pour gagner des refuges extérieurs. Ils sont dits exophiles. (MOUCHET, et al., 2004)

II.6. Complexes d'espèces

Toutes les espèces d'anophèles sont distinguables par leur morphologie. D'ailleurs, certaines espèces présentent le même trait morphologique. Elles sont très semblables au point de vue morphologique. Elles sont qualifiées ainsi comme des espèces jumelles et constituent un complexe d'espèce. Les espèces se trouvant dans un complexe d'espèce n'est donc distinguable que sur le point génétique à l'aide d'une identification moléculaire.

Par exemple, le complexe *Anopheles gambiae* contient 7 espèces d'anophèles qui présentent une similitude morphologique. Ce sont : *Anopheles gambiae s.s.*, *An. arabiensis*, *An. melas*, *An. merus*, *An. bwambae* et *An. quadriannulatus* qui présente 2 catégories A et B.

III. Lutte contre les vecteurs du paludisme

Selon la loi de Grassi, il n'y a pas de paludisme sans anophélisme (SEVENET, 1935). Ainsi, la lutte anti-vectorielle est nécessaire. Elle est essentiellement préventive. Elle vise à réduire la densité de la population vectrice à un niveau très bas et à supprimer et/ou à limiter tout contact Homme-vecteur afin de prévenir l'infection des Plasmodiums. (BONNEVILLE, *et al.*, 2008)

III.1. Types de luttes anti-vectorielles

La lutte ou protection contre les vecteurs font appel à des différentes techniques dont les produits chimiques comme les insecticides et répulsifs, les agents biologiques, les moyens mécaniques et les matériels génétiques. (DANIS, MOUCHET, 1991)

III.1.1. Lutte biologique

Le contrôle biologique constitue l'ensemble de moyens de luttes naturelles utilisés contre les vecteurs du paludisme. Généralement, la lutte biologique vise le contrôle des anophèles au stade larvaire. Elle consiste à introduire des bactéries et des poissons larvivores dans les différents gîtes larvaires (DANIS, MOUCHET, 1991).

La bactérie *Bacillus thuringiensis* est un agent de lutte biologique qui agit sur les larves des moustiques par ingestion en libérant des toxines dans l'estomac des larves (BONNEVILLE, *et al.*, 2008).

Quant-aux poissons mangeurs des larves, il y a *Guppsys* et *Gambusia* qui sont originaires d'Amérique (BONNEVILLE, *et al.*, 2008). Ce dernier type de poisson larvivateur a été déjà introduit à Madagascar pendant la mise en place du premier service de contrôle du paludisme en 1921 (ROLL BACK MALARIA, 2013).

III.1.2. Lutte physique

Les luttes physiques sont basées sur l'aménagement de l'environnement, la construction des habitats loin des gîtes larvaires, l'interposition des barrières mécaniques entre l'Homme et les anophèles comme les grillages aux portes et fenêtres, ainsi que l'hygiène péri-domestique. (MOUCHET, *et al.*, 2004)

III.1.3. Lutte chimique

La lutte chimique se base sur l'utilisation des différents produits chimiques, à savoir les différents types et forme d'insecticides afin de traiter les gîtes larvaires, l'intérieur ou l'extérieur d'une habitation. L'utilisation des serpentins fumigène, des bombes à insecticides et des répulsifs constitue aussi les moyens de lutte chimiques. (MOUCHET, *et al.*, 2004)

III.1.4. Lutte génétique

Elle consiste à l'utilisation de la génétique moderne. Le but est d'adopter des moustiques mâles stériles afin de réduire la densité des anophèles vecteurs du paludisme. D'ailleurs, cette technique des mâles stériles n'a pas encore donné un succès pour les moustiques malgré qu'il ait donné de bons résultats pour l'élimination de *Cohlyomyia hominivox* aux Etats-Unis. Le problème c'est que les moustiques du laboratoire n'a que peu de chance dans la compétition avec les populations sauvages qui sont déjà adaptées à leur milieu à l'issue de la sélection naturelle. (DANIS, MOUCHET, 1991)

III.2. Stratégie de lutte anti vectorielle

Comme la lutte anti-vectorielle a pour objectif de réduire la population des anophèles vecteurs et à limiter le contact des vecteurs avec les Humains, elle peut se faire soit au stade aquatique soit au stade de la vie adulte.

III.2.1. Lutte anti-larvaire

Comme la lutte anti-larvaire consiste à éliminer les larves et les nymphes dans les gîtes larvaires, les moyens de lutte contre les larves permettent d'empêcher la prolifération des moustiques vecteurs du paludisme. La lutte peut prendre plusieurs formes (*cf.* annexe X) :

- Elimination ou modification des lieux de pontes des moustiques par le drainage ou l'assèchement des marécages ou curages des canaux pour que les larves ne puissent se développer. (MOUCHET, *et al.*, 2004)
- Protection des réserves d'eau domestique pour rendre inaccessible les lieux de pontes par les moustiques adultes. (MOUCHET, *et al.*, 2004)
- Introduction dans les gîtes de pontes des moustiques des poissons larvivores et des bactéries comme *Bacillus thuringiensis* et *B. sphaericus* (BONNEVILLE, *et al.*, 2008). L'utilisation de ces deux bactéries a permis de réduire la population des vecteurs du paludisme et la transmission du *Plasmodium* par *An. funestus* dans un village au centre du Côte d'Ivoire. (STEPHANE, 2014)

- Epandage des larvicides comme le temephos et aspersions d'huile à la surface des gîtes larvaires pour tuer les larves qui s'y développent. (MOUCHET, *et al.*, 2004)

Toutefois, pour que les luttes anti-larvaires aient des résultats concrets, elles doivent atteindre la quasi-totalité des gîtes et les traiter avec des techniques ou des produits qui entraînent une mortalité des larves voisine de 100%. (DANIS, MOUCHET, 1991)

III.2.2. Lutte contre les anophèles adultes

La lutte anti-adulte consiste à réduire la densité, la longévité des femelles d'anophèles vecteurs du paludisme et de réduire la transmission des *Plasmodium*, ainsi que le contact Homme-vecteur (DANIS, MOUCHET, 1991). Il existe différentes méthodes pour lutter contre les vecteurs adultes (*cf.* annexe XI) :

- **La pulvérisation intradomiciliaire (PID)** : elle consiste à appliquer un insecticide chimique à longue durée d'action sur les murs et les toits des maisons et abris pour animaux domestiques dans une zone donnée, afin de tuer les moustiques vecteurs adultes et autres arthropodes se posant sur ces surfaces. Cette méthode permet de réduire la durée de vie des moustiques vecteurs de sorte qu'ils ne puissent plus transmettre le parasite du paludisme d'une personne à l'autre ; et de réduire également la densité des moustiques vecteurs. Ainsi, elle peut conduire à l'élimination des principaux vecteurs du paludisme au niveau local. D'ailleurs, certains insecticides repoussent aussi les moustiques, ceci provoque la réduction du nombre des moustiques entrant dans la salle pulvérisée, et donc elle peut réduire le contact Homme-vecteur. (OMS, 2006)
- **L'utilisation des Moustiquaires imprégnées d'insecticides (MII)** : elle offre une bonne protection mécanique pour limiter le contact entre les vecteurs et l'Homme à condition qu'elle soit en bonne état. L'insecticide repousse les moustiques d'éloigner les dormeurs (effet excito-répulsif) ou d'autre présente un effet létal. Mais quand les moustiquaires ne sont pas imprégnées d'insecticides, leurs efficacités sont limitées surtout lorsqu'une partie du corps touche les voiles car les moustiques peuvent piquer à travers les mailles. (OMS, 2006)
- **La protection de l'habitation à l'aide des grillages** posés sur les fenêtres et les portes afin d'empêcher les moustiques d'entrer à l'intérieur de l'habitation. (DANIS, MOUCHET, 1991)

- Les protections individuelles comme **les répulsifs** appliqués sur la peau et/ou les vêtements (DANIS, MOUCHET, 1991)
- **Diffusions d'insecticides répulsifs** comme les serpentins et les diffuseurs électriques. (RAZANATSIMBA, 2012)

III.3. Situation actuelle de Madagascar sur la lutte anti-vectorielle

La mesure de la lutte anti-vectorielle adoptée pour la première fois à Madagascar est la lutte anti-larvaire par l'utilisation des poissons larvivores, *Gambusia affinis*. Ceci est mobilisé grâce à la mise en place du 1^{er} service anti-paludique en 1921.

A partir de 1949, la lutte antipaludique fut basée sur des opérations de PID de DDT sur l'ensemble de territoire. Mais, en 1961, à la suite de l'enquête de l'OMS, le paludisme a été considéré comme éradiqué ainsi la pulvérisation fut arrêtée.

Après la vague d'épidémie dite BEMANGOVITRA sévissant sur les Hautes Terres en 1985 à 1988, la lutte anti-vectorielle par la PID de DDT reprit.

A partir de la mise en place du PNLP à Madagascar en 1998 jusqu'actuellement, les stratégies de lutte anti-vectorielle se basent sur la distribution et l'utilisation des MIDs et la campagne d'aspersion intra-domiciliaire (CAID) d'insecticides (MINISTERE DE LA SANTE PUBLIQUE, 2015).

Pour la campagne de distribution universelle de MIDs en 2012, elle a été réalisée au niveau de 31 districts à l'Est et au niveau de 63 autres districts ciblés restant. Cependant, la non-utilisation des MIDs a été élevée en fin 2013 aussi bien en milieu urbain (56%) qu'en milieu rural (50%) et particulièrement élevée dans le faciès Subdésertique, environ 81%. (MINISTERE DE LA SANTE PUBLIQUE, 2015)

Quant-aux CAID, le manque de financement n'a permis aucune campagne en 2013 et 2014. (MINISTERE DE LA SANTE PUBLIQUE, 2015)

Face à ces problèmes, à partir de l'année 2015 jusqu'en 2017, les stratégies de distribution de MIDs ciblent 90% de la population et surtout les enfants de moins de 5 ans et les femmes enceintes à dormir sous MID. La stratégie de couverture universelle en MID consiste à fournir une MID pour 2 personnes. Pour les CAID, la stratégie mise en œuvre consiste à l'aspersion focalisée au niveau des 17 districts des Hautes Terres Centrales avant le

début de la saison de transmission. En cas d'épidémies confirmées, le programme prévoit de mener une CAID de riposte. (MINISTÈRE DE LA SANTÉ PUBLIQUE, 2015)

IV. Généralités sur les insecticides

Les insecticides jouent un rôle très important dans les maladies à transmission vectorielle comme le paludisme. Ils sont des produits destinés à tuer les insectes ou à empêcher le déroulement normal de leur cycle de vie. Certains d'entre-eux exercent un effet exuto-répulsif sur les insectes si d'autres présentent un effet létal. (OMS, 2014)

Dans le cas de paludisme, les insecticides sont généralement utilisés pour traiter les moustiquaires et autres matériels et pour réaliser les pulvérisations intra domiciliaires (PID). (OMS, 2014)

IV.1. Types d'insecticides

Les insecticides utilisés en santé publique sont aussi bien d'origines naturelles que synthétiques.

IV.1.1. Insecticides d'origines naturelles

Les molécules d'origine végétale dotées d'un effet insecticide sont connues depuis très longtemps. Ils sont très actifs et ne présentent pas des inconvénients multiples comme les produits de synthèses, par exemple sur la toxicité pour les animaux homéothermes. (DAJOZ, 1959). Ce sont :

- Les **nicotines** : ce sont le principal alcaloïde extrait du tabac, plante de la famille des SOLANACEES (*Nicotiana tabacum*, *N. glauca*, *N. rustica*). (DAJOZ, 1959)
- Les **roténones** : extraites des plantes actives de famille de PAPILIONACEES comme la plante *Derris elliptica* en Malaisie, la plante *Lonchocarpus nicou* en Pérou. Ils ont un effet « knock-down » sur les moustiques. (DAJOZ, 1959)
- Les **pyréthrines** : ils sont extraits des pyrèthres qui se trouvent dans les plantes *Chrysanthemum cinerariaefolium*, *C. roseum*, *C. tamrutense* (famille des COMPOSEES). Ils immobilisent très rapidement les arthropodes par leur effet « knock down » et provoquent une modification de la perméabilité de la gaine nerveuse aux ions potassium (K^+) et sodium (Na^+), perturbant ainsi l'équilibre entre ces ions. (DAJOZ, 1959)
- La molécule d'**azadirachtine** : elle se trouve dans les fruits et les feuilles du neem et provoque chez les insectes qui l'absorbent ou subissent son contact, des troubles de la

nutrition et une inhibition du développement qui aboutissent généralement à la mort. (STEPHANE, 2014)

- Les **avermectines** : elles sont produites par les bactéries appelées *Streptomyces avermectilis*. Ce sont des insecticides chers mais remarquablement efficaces. A fortes doses, les avermectines paralysent les insectes et perturbent les échanges hydriques alors qu'à des doses sublétales ces produits provoquent une inhibition de la prise alimentaire, de la fécondation et de l'oviposition. (STEPHANE, 2014)

IV.1.2. *Insecticides synthétiques*

Quatre classes d'insecticides sont recommandées par l'OMS pour être utilisé dans la lutte contre les vecteurs du paludisme. Ce sont : (OMS, 2014)

- **Les pyréthrinaïdes** : Les plus connus et les plus puissants de ces composés sont: la perméthrine, la deltaméthrine, la cyperméthrine, l'alphaméthrine, la lambda-cyhalothrine. Ils présentent une bonne rémanence mais leurs coûts sont assez élevés. Ils sont utilisés dans la lutte anti-vectorielle du paludisme pour les CAID et l'imprégnation des moustiquaires et des tissus. Ils présentent un effet neurotoxique qui bloque le fonctionnement des canaux à sodium pour empêcher la transmission des influx nerveux. (DAJOZ, 1959 ; BONNEVILLE, *et al.*, 2008)
- **Les organochlorés** : Les insecticides DDT, la dieldrine et l'hexachlorocyclohexane (HCH) sont les organochlorés les plus utilisés. Le DDT fut le premier insecticide ayant provoqué une révolution dans la lutte anti vectorielle à cause de sa remarquable stabilité et son coût bas. La dieldrine est un insecticide très efficace mais plus coûteux que le DDT, et son emploi dans les programmes de santé publique a été rendu impossible à cause de sa forte toxicité pour l'homme. Le HCH, deux fois plus toxique et deux fois moins rémanent que le DDT, n'avait guère de résultats satisfaisants. (DAJOZ, 1959 ; BONNEVILLE, *et al.*, 2008. Ce sont des insecticides de contacts. Ils altèrent le fonctionnement des canaux sodium indispensables à la transmission de l'influx nerveux. (CARNEVALE, ROBERT, 2009)
- **Les organophosphorés** : L'apparition d'une résistance des vecteurs aux organochlorés a conduit à leur remplacement par les organophosphorés et des carbamates. Les Chlorpyrifos, Fenthion, Malathion, Temephos, Pirimiphos-méthyl sont les plus utilisés. Ils sont utilisés fréquemment dans les épandages à l'extérieur. D'ailleurs, ils présentent une très faible rémanence ce qui présente une contrainte sur l'utilisation plus fréquente (DAJOZ, 1959 ; BONNEVILLE, *et al.*, 2008). Ils agissent sur le

système nerveux des insectes en inhibant le cholinestérase qui empêche la transmission de l'influx nerveux et entraîne la mort de l'insecte (DAJOZ, 1959).

- **Les carbamates** : les insecticides les plus utilisées en santé publique sont le propoxur, le carbonyl, le bendiocarb et le carbosulfan. C'est un bon insecticide en traitement spatial extérieur contre les anophèles. Ils agissent tout comme les organophosphorés (DAJOZ, 1959).

IV.2. Problèmes de résistances des vecteurs aux insecticides

La résistance aux insecticides se définit par l'apparition des populations d'insectes qui sont capables de tolérer une dose de substance toxique à la majorité des individus d'insectes (CARNEVALE, ROBERT, 2009). De ce fait, la résistance des moustiques vecteurs aux insecticides est actuellement un problème mondial et croissant. Elle menace la pérennisation des programmes de lutte contre le paludisme. Les vecteurs sont dits résistants quand ils tolèrent les doses d'insecticides normalement létales.(WILLIAMS, PINTO, 2012)

C'est après l'utilisation massive du DDT (insecticide appartenant à la famille des organochlorés) que la résistance des anophèles vecteurs du paludisme se propage. En effet, les anophèles présentent au cours du temps une adaptation à cet insecticide selon le processus de sélection naturelle. Les individus résistants présentent donc une mutation génique qui empêche l'insecticide d'atteindre son cible en dégradant ou en modifiant les cibles. Ceci permet aux insectes mutés de survivre à des doses d'insecticides létales. Ensuite la fréquence des individus d'insectes résistants augmente dans les populations exposées au fur et à mesure des générations. (BALDET, *et al.*, 2014)

Les phénomènes de résistances peuvent évoluer au niveau de la population et ceux-ci provoquent la réduction des insecticides pouvant être utilisés. (BALDET, *et al.*, 2014)

Deuxième partie :
METHODOLOGIE

Deuxième partie : METHODOLOGIE

Cette partie présente les différents processus effectués à la réalisation de ce manuel. Elle comporte également les matériels et les méthodes utilisés au cours de l'élaboration de ce travail de recherche.

I. Recherches bibliographiques

Avant de réaliser ce travail de recherche, les recherches ou les revues bibliographiques sont l'étape primordiale à réaliser afin de connaître les recherches et les ouvrages se référant au thème étudié pour orienter les travaux à réaliser. Elles consistent donc à la consultation des différents documents (manuels, ouvrages, publications, rapports, revues, mémoire, thèse,...) concernant le paludisme, les anophèles, les moustiques, insecticides,... aussi bien dans le monde qu'à Madagascar. Sur ce à part les recherches faites à l'internet, plusieurs bibliothèques ont été prospectés, à savoir :

- la bibliothèque de l'ENS ;
- la bibliothèque nationale d'Ampefiloha ;
- la bibliothèque du parc botanique et zoologique de Tsimbazaza ;
- la bibliothèque de la DLP (ex-PNLP) Androhibe ;
- le CIDST Tsimbazaza ;
- le C.I.T.E Ambatonakanga.

II. Site d'étude

Les travaux de recherche sont effectués dans le fokontany d'ANDRANOVOLO.

II.1. Situation géographique

Le site d'étude, qui est le fokontany ANDRANOVOLO, se situe à 22°22'46.8'' de latitude Sud et à 47°50'45.8'' de longitude Est en DMS. Il appartient dans la commune de VOHITRINDRY qui se trouve dans le district de VOHIPENO et dans la région de VATOVAVY FITOVINANY.

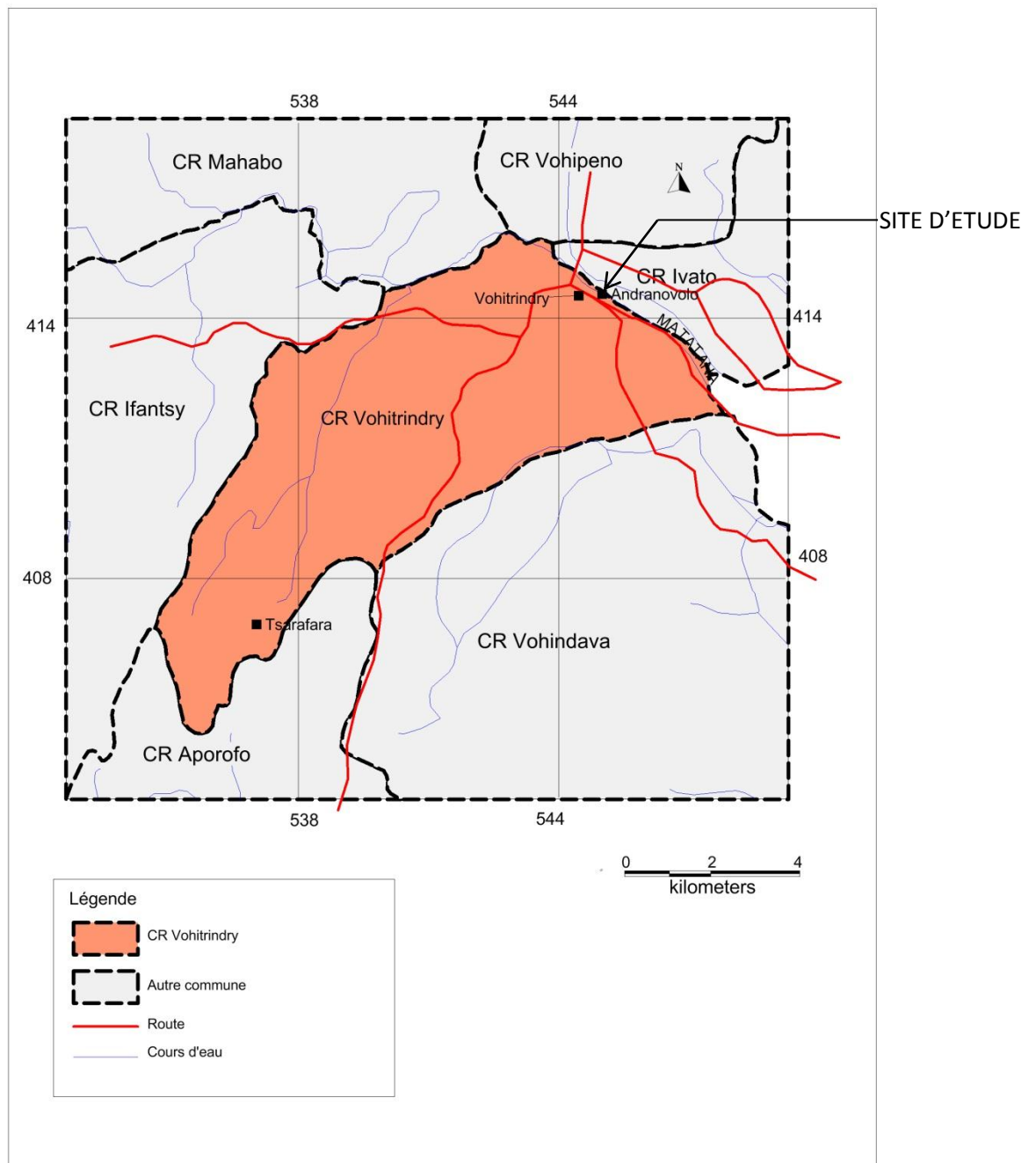


Figure 4. Carte représentant la localisation du site d'étude

Source : *Base de données FTM*

II.2. Climat et végétation

Le district de VOHIPENO présente un climat est de type tropical humide (chaud et humide). La température dans la région varie entre 15°C à 32°C. Il est marqué par la proximité de la bordure occidentale de l'anticyclone de l'Océan Indien. Par conséquent, l'Alizé soufflant constamment entraîne des masses d'air humide et chaud. La région est caractérisée par la présence d'une forte précipitation qui est emmenées par le vent d'alizée de l'Océan Indien, sont à l'origine de l'humidité. La précipitation annuellement dans cette région est de 2 500 mm de pluies en moyenne. Ainsi, le district est très humide dont la saison pluvieuse s'étale de Décembre à Avril et les mois le plus pluvieux sont Janvier et Février. (CREAM, 2013)

La végétation est constituée de savane et de pseudosteppe. Elle est dominée par les plantes de la famille des GRAMINAE, des ARECACEAE, des ANNONACEAE.... (CREAM, 2013)

II.3. Situation du paludisme dans la zone d'étude

Le site d'étude se trouve dans le faciès épidémiologique équatorial où il y a une haute transmission du paludisme qui se présente toute l'année (MINISTERE DE LA SANTE PUBLIQUE, 2015). Selon les données du PNLP, l'incidence du paludisme dans le district de Vohipeno présente une nette recrudescence entre 2011 et 2014 allant de 10,3% en Janvier 2011 jusqu'à 58,8% en Décembre 2014. De plus, à chaque mois plus de 2000 cas de paludisme sont identifiés dans le district pendant le premier semestre de l'année 2015. Tels sont également les raisons du choix de site d'étude.

III. Matériels et méthodes utilisés lors du travail sur terrain

Au cours de la descente sur terrain, plusieurs étapes de travaux ont été effectuées. Ceci a été commencé par une descente pour prospecter les différents gîtes des moustiques aux alentours du village. C'est après qu'on réalise les véritables travaux qui se débute par les captures des souches d'anophèles. Puis, les moustiques capturés sont triés, identifiés des autres espèces d'anophèles puis dénombrés. Les tests de sensibilité sont à effectuer avec les femelles vectrices collectées et en nombre suffisant pour le test (protocole OMS).

III.1. Recherches des gîtes larvaires et des gîtes de repos des anophèles

Pour avoir les individus d'anophèles nécessaires aux tests, l'étape primordiale réalisée est la descente sur terrain pour prospecter tous les gîtes : gîtes larvaires pour la collecte des

larves et/ou de nymphes ; ou gîtes de repos pour trouver des adultes. On peut trouver les larves d'anophèles en prospectant toutes les collections d'eau aux alentours du village, telles que les rizières, les canaux d'irrigation des rizières, les petites flaques d'eau, les rives,.... Et pour trouver également les lieux de repos des anophèles adultes : ces gîtes de repos sont généralement des endroits ombragés, à l'abri du vent fort, pratiquement à l'extérieur des habitations humaines (gîtes extérieurs), surtout pour les espèces exophiles, à savoir les étables (fermées), les maisons abandonnées ou en construction, les broussailles, les fosses,....



Figure 5. Photo d'un type de gîte larvaire

Source : Auteur

III.2. Capture des anophèles

Elle consiste à collecter des échantillons d'anophèles pour la réalisation des tests de sensibilités aux insecticides. Nous avons besoin des anophèles aux stades larvaires pour avoir des anophèles d'une souche d'élevage ; et pour avoir des anophèles sauvages, ils sont collectés au stade adulte.

III.2.1. Capture des larves d'anophèle

III.2.1.1. Matériels utilisés

Les matériels utilisés pour collecter les larves d'anophèles sont les suivants :

- **Louche émaillée** pour collecter les larves dans les gîtes larvaires ;
- **un plateau** pour mettre les larves collectées par la louche ;

- **une pipette à poire** pour servir d'aspirer les larves d'anophèles afin de les transférer dans le pilulier ;
- **un pilulier, un récipient ou un flacon** pour le transport des larves dans le lieu d'élevage ;



Figure 6. Photo d'une louche émaillée

Source : Auteur

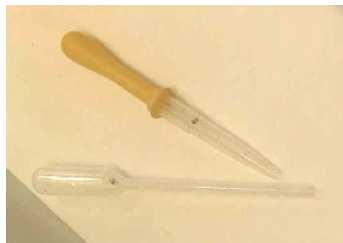


Figure 7. Photo d'une pipette

Source : Auteur

III.2.1.2. Méthode de capture

Pour capturer des larves, il faut tout d'abord approcher du gîte larvaire prudemment du côté face au soleil de peur de ne pas perturber les larves par l'ombre. Une fois bien installée, la louche est plongée doucement dans l'eau avec le bord de la louche sous la surface de l'eau en essayant de ne pas déranger les larves. Toujours dans l'eau, la louche est déplacée le long du gîte. Après, on sort la louche de l'eau mais en évitant de faire renverser l'eau de louche contenant les larves et les nymphes capturées. Ensuite, aspirer les larves et les nymphes collectées par une pipette à poire et les mettre dans un flacon sur lequel on met l'étiquette, indiquant le lieu et la date de capture.

Avant de les transporter, il faut fermer le flacon contenant les larves capturées et apporter dans une bouteille l'eau de gîte pour l'élevage de ces larves.

III.2.2. Captures des anophèles à l'état adulte

Pour obtenir des moustiques adultes mais **vivants**, différentes techniques peuvent être utilisées, telles que la capture sur appât humain volontaire, collecte en utilisant des pièges (double moustiquaire...) lorsque les femelles sont en quête de leurs hôtes pour se nourrir du sang la nuit (activité nocturne : recherche de repas de sang) ; ou bien ces moustiques peuvent être directement recherchés dans leurs gîtes de repos le jour (pour la digestion). Du point de vue pratique, cette dernière est la technique utilisée pour avoir les moustiques pour les tests. Ainsi, la capture des anophèles que nous avons effectuée se fait pendant le jour dans leurs gîtes de repos.

III.2.2.1. Matériels de capture utilisés

Lors de la capture, nous avons utilisé les matériels suivants :

- Un **aspirateur à bouche** pour aspirer les moustiques qui se trouvent dans les gîtes trouvés ;
- Des **gobelets en carton enfermés par une voile** pour mettre les moustiques capturés par l'aspirateur à bouche ;
- Des **cotons hydrophiles** pour boucher sur le voile des gobelets en carton afin que les moustiques capturés ne s'échappent pas ;
- Une **lampe torche** pour observer les moustiques car ils ont l'habitude de se reposer dans des milieux obscurs et aussi en contact des lumières ils ne bougent pas.

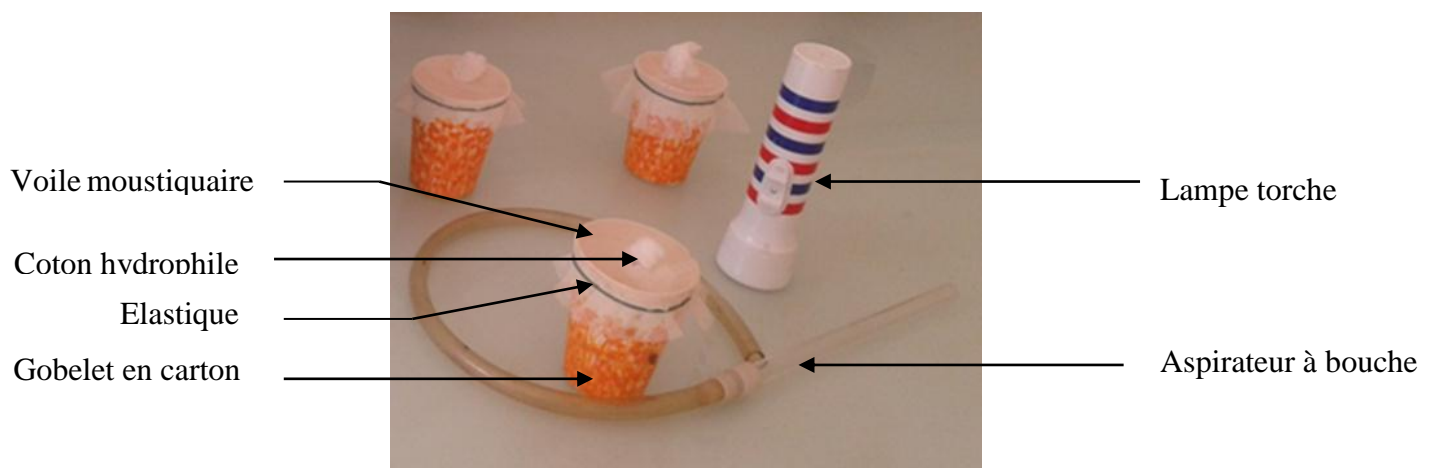


Figure 8. Photo des matériels utilisés lors des collectes des moustiques adultes

Source : Auteur

III.2.2.2. Méthodes de collectes

Les captures des moustiques au stade adulte ne peuvent se faire qu'après avoir identifié leur gîte de repos.

A l'aide d'une lampe torche, on cherche les moustiques qui se reposent sur les murs ou dans leur gîte de repos. Il suffit d'illuminer le moustique par la lampe dans le but qu'il ne s'échappe pas. Ensuite, en se servant de l'aspirateur à bouche, le tube en caoutchouc à la bouche et le tube en verre à quelques centimètres du moustique ciblé (1cm environ), on aspire doucement et rapidement le moustique. Avant de transférer le moustique aspiré dans le gobelet en carton, il faut boucher l'ouverture du tube en verre par le doigt de peur qu'il ne s'échappe. On le transfère par la suite dans le gobelet en carton (préalablement couvert de voile moustiquaire avec une ouverture au milieu), en soufflant doucement l'aspirateur. Et enfin, quand le moustique est introduit dans le gobelet, le trou de la voile du gobelet où le moustique capturé est bouché par un coton. Le même procédé se fait toujours à chaque capture.

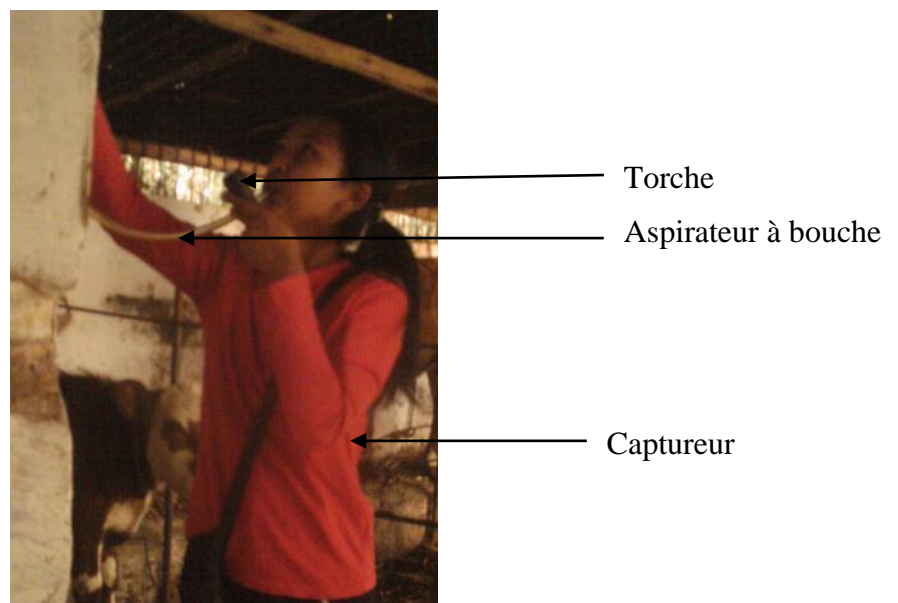


Figure 9. Photo d'une capture des anophèles adultes dans une étable

Source : Auteur

III.3. Transport des anophèles collectés

Les anophèles capturés, que ce soit des larves que des adultes, seront ensuite transportés dans l'endroit adéquat à la réalisation des tests de sensibilités.

III.3.1. Matériels utilisés

Lors du transport nous avons besoin d' :

- Une **glacière** pour transporter les gobelets ou les flacons contenant les moustiques capturés.
- Des **journaux** pour combler les vides entre les gobelets ou les flacons.



Figure 10. Photo d'une glacière

Source : Auteur

III.3.2. Méthode de transport

Après la capture, les anophèles collectés sont transportés dans le lieu où l'élevage et les tests de sensibilités aura lieu (un laboratoire ambulant installé dans un local sur le site pour les activités entomologiques).

Le transport se fait à l'aide d'une glacière isotherme. Sur ce, après avoir mis les gobelets renfermant les anophèles adultes capturés et les flacons contenant les larves collectées à l'intérieur de la glacière, les vides entre les gobelets et/ou les flacons dans la glacière sont comblés par des journaux pour éviter les chocs qui peuvent tuer les moustiques lors du trajet.

III.4. Triage et identification des espèces d'anophèles capturés

L'identification des moustiques se fait en 3 étapes :

- Identification des Anophelinae aux autres Culicidae
- Identification des anophèles mâles et des anophèles femelles
- Détermination des espèces d'anophèles femelles en utilisant les clés d'identification ; enfin séparer les vecteurs des non-vecteurs

III.4.1. Identification des Anophélinées des autres moustiques

La famille de CULICIDAE regroupant les moustiques présente deux sous familles qui sont la sous-famille de CULICINAE et la sous-famille ANOPHELINAE dans laquelle se trouve le genre *Anopheles*. En fait, ces 2 sous-familles se ressemblent sauf pour les caractères suivants :

- Les œufs des ANOPHELINAE sont pondus séparément et munis des flotteurs latéraux si ceux des CULICINAE sont pondus en masse et ne présentent pas des flotteurs.
- Les larves des ANOPHELINAE se positionnent en parallèle à la surface de l'eau tandis que ceux des CULICINAE se positionnent obliquement à la surface de l'eau grâce à la présence d'un siphon respiratoire.
- Les ANOPHELINAE adultes présentent des palpes maxillaires plus longs que la proboscis et se positionnent en formant un angle avec son support. Par contre, les CULICINAE ont des palpes plus courts que la proboscis et se positionnent parallèlement à leurs supports.

L'identification des anophèles aux autres moustiques se fait au cours de la capture en observant ses caractères morphologiques distinctifs.

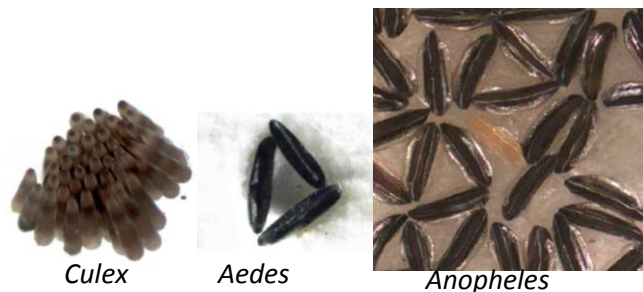


Figure 11. Photo des œufs de *Culex*, d'*Aedes* et d'*Anopheles*

Source: (WILLIAMS, PINTO, 2012)

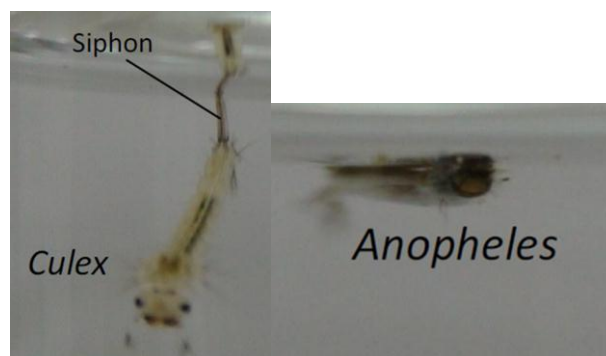


Figure 12. Larve de *Culex* et d'*Anopheles*

Source : (WILLIAMS, PINTO, 2012)

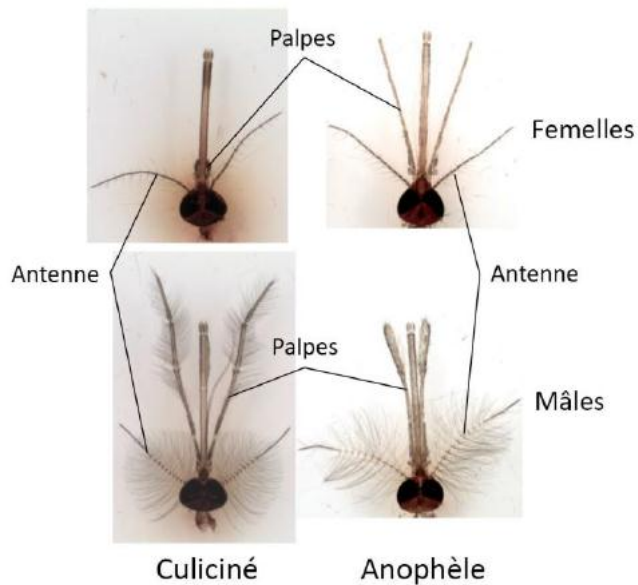


Figure 13. Différences de la tête de Culicinae et d'Anophelinae

Source : (WILLIAMS, PINTO, 2012)

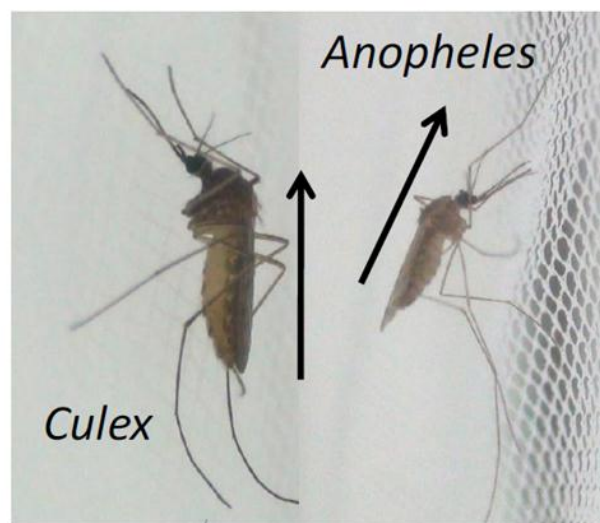


Figure 14. Position de Culicinae et d'Anophelinae sur un support

Source : (WILLIAMS, PINTO, 2012)

III.4.2. Identification des anophèles mâles et des anophèles femelles

Le but c'est de distinguer les anophèles mâles et les anophèles femelles. En effet, seules les femelles sont responsables de la transmission du paludisme du fait qu'elles seules se nourrissent du sang. La distinction des mâles aux femelles sont donc nécessaires.

Le dimorphisme sexuel des anophèles se repère facilement au niveau des antennes et des palpes. Les antennes des mâles sont garnies de très longs poils en lui donnant un aspect

plumeux ou touffu. En revanche, celles des femelles ne sont recouvertes que des poils courts et peu nombreux. En outre, concernant leurs palpes qui leur caractérisent aussi : ceux des mâles présentent une extrémité renflée en raquette contrairement à ceux des femelles n'ayant pas. (Figure 13)

III.4.3. Détermination des espèces des anophèles femelles

Le but de cette identification est de connaître les espèces d'anophèles présents dans ce site mais surtout de distinguer la (ou les) espèce(s) vectrice(s) la (les) plus abondante(s) et dominante(s) permettant de réaliser les tests de sensibilités aux insecticides.

Les femelles sont les seules à identifier du fait que ce sont elles qui transmettent le paludisme. Les espèces d'anophèles peuvent être identifiées soit en examinant leurs caractères morphologiques distinctifs, soit par la technique moléculaire, pour une étude plus poussée. Dans notre cas (test de sensibilité), l'identification morphologique est utilisée parce que des anophèles vivants sont utilisés pour le test.

III.4.3.1. Matériels d'identification morphologique des anophèles

Les spécimens d'anophèles sont distinguables par leur morphologie externe, plus précisément au niveau des ailes, des pattes, des palpes ainsi qu'au niveau de l'abdomen. Pour faire l'identification morphologique, les matériels suivants sont nécessaires :

- Des tubes à essais pour mettre l'anophèle à observer, ceci facilite l'observation sous la loupe binoculaire ;
- Des cotons hydrophiles pour boucher les tubes à essais afin que l'anophèle à observer ne s'échappe pas ;
- Une loupe binoculaire pour observer plus précisément les écailles recouvrant le corps de l'anophèle qui servent comme une clé de détermination des différentes espèces ;
- Clé de détermination de Grjebine (*cf.* annexe IV) pour réaliser l'identification des espèces.

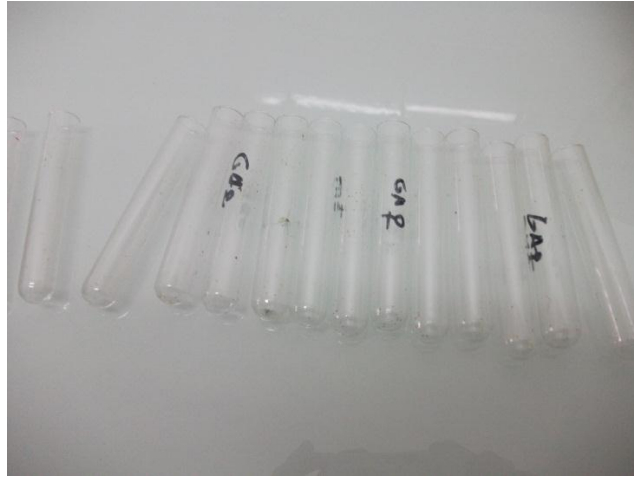


Figure 15. Photo d'un tube à essai

Source : Auteur



Figure 16. Photo d'une loupe binoculaire

Source : Auteur

III.4.3.2. Méthode d'identification morphologique des anophèles

Pour arriver à déduire le nom de l'espèce, il faut suivre certaines étapes :

- Introduire l'anophèle à identifier dans un tube à essai, puis boucher le bout du tube pour éviter que le cible ne s'échappe ;
- Puis identifier si l'anophèle à observer est un individu mâle ou femelle. Ces deux individus se distinguent par leurs antennes et leurs palpes maxillaires. Les anophèles mâles présentent des antennes garnies de très longs poils en lui donnant un aspect plumeux ou touffu et des palpes à extrémité renflée en raquette. En revanche, les

antennes des femelles ne sont recouvertes que des poils courts et peu nombreux et leurs palpes maxillaires ne présentent pas une extrémité renflée. (Figure 9)

- Mettre ensuite le tube contenant l'anophèle à identifier sous la loupe, puis ajuster la loupe et commencer l'identification en se référant sur la clé de détermination de Grjebine (cf. annexe IV). La clé de détermination de Grjebine est une clé dichotomique, elle présente les caractères par paires. En premier temps, il faut vérifier laquelle des deux caractères mentionnés convient à l'individu à identifier. Ensuite, une fois approuvée et sûre, on passe aux paires de caractères indiqués par le caractère approuvée précédemment, et ainsi de suite.

Par exemple, l'individu d'anophèle observé présente des ailes ayant des écailles claires et sombres, des pattes tachetées et du proboscis à moitié pâle. Le parcours de la clé ci-dessus identifiera l'espèce E.

La clé indique les caractères suivants :

1. Ailes avec écailles sombre.....	2
Ailes avec écailles sombres	3
2. Pattes avec écailles sombres	Espèce A
Pattes avec écailles claires et sombres	Espèce B
3. Pattes avec écailles sombres	Espèce C
Pattes avec écailles claires et sombres (tachetées)	4
4. Proboscis entièrement sombre	Espèce D
Proboscis avec écailles claires sur la moitié apicale	Espèce E

III.5. Elevage des stades larvaires d'anophèles

Pour avoir des anophèles d'une souche d'élevage, les larves collectées dans les différents gîtes larvaires sont élevées dans un lieu à condition très proche à leurs gîtes larvaires.

III.5.1. Matériels d'élevage

Les équipements utilisés pour l'élevage sont :

- Eau de gîtes et des fragments de végétaux pour effectuer l'élevage afin d'avoir une condition proche des gîtes naturels ;
- Bac pour mettre l'eau de gîtes et les larves capturées dans le lieu d'élevage ;
- Pipette plastique pour aspirer les larves afin de les transmettre dans les bacs ;

- Flacon contenant les larves capturées ;
- Biscuits de chat mixé pour nourrir les larves.

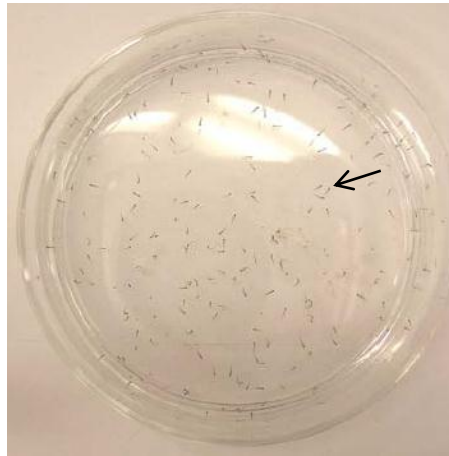


Figure 17. Photo d'un flacon contenant des larves de moustiques

Source : Auteur

III.5.2. Mécanisme d'élevage

Une fois arrivée dans la maison où se fait l'élevage, tout d'abord l'eau de gîtes prise lors des captures est versée dans les bacs à larves. Quelques feuilles des végétaux présents dans le gîte sont mises aussi dans les bacs. Ensuite, les larves capturées dans les flacons sont transmises dans le bac d'élevage. Le transfert des larves dans les bacs se fait à l'aide d'une pipette plastique aspirante (pipette à poire). Chaque jour, on ajoute dans les bacs à larves quelques pincées de biscuits de chat mixés qui vont servir de nourritures aux larves pendant l'élevage. Pendant leur développement, les larves d'anophèles passent par quatre stades (L1, L2, L3 et L4) pour le développement larvaire. Les larves de chaque stade sont généralement reconnaissables par leur taille croissante, (L1 mesure environ 1 à 2 mm tandis que L4 mesure 12 à 15 mm). Si les conditions sont favorables, le développement larvaire dure entre 8 -12 jours. Après le dernier stade larvaire (L4), cette dernière se transforme en nymphe, et on transfère les nymphes dans un pilulier ou un récipient sans couvercle, et le mettre dans une cage à émergence. Les nymphes ne se nourrissent pas et la durée du stade nymphal est de 2 à 3 jours.

Pendant la période de l'élevage certains paramètres importants sont enregistrés comme la température de l'eau du bac d'élevage, la température et l'humidité relative de l'insectarium (local d'élevage).

Après l'émergence des adultes d'anophèles, l'identification morphologique des spécimens est effectuée pour distinguer les vecteurs (destinés aux tests de sensibilité) des autres espèces d'anophèles.

III.6. Tests de sensibilités aux insecticides des anophèles

Les tests de sensibilité sont effectués pour déterminer la proportion de la population de vecteurs qui est physiologiquement résistante à un insecticide particulier.

III.6.1. Matériels utilisés

Pour les tests de sensibilités, les anophèles du complexe *Anopheles gambiae* (*An. gambiae* sl.) d'une souche sauvage et d'une souche d'élevage sont les individus à tester. Ainsi, à part ces deux souches d'anophèles, les matériels utilisés sont les **kits standards de l'OMS** et des **papiers imprégnés d'insecticides**, des **papiers contrôles qui sont imprégnés d'huiles** et des **papiers blancs sans insecticides**.

Les kits standards de l'OMS utilisés lors du test sont constitués de :

- Douze (12) tubes en plastique de 12,5cm de long et de 4,4cm de diamètre dont l'une de ses extrémités est en toile métallique. Quatre (04) parmi ces tubes présentent une pastille rouge et ils sont utilisés comme tubes d'expositions. Huit (08) autres tubes portent une pastille verte dont deux (02) sont servis de tubes témoins et les six (06) tubes restants sont utilisés comme tubes d'observations.
- 6 raccords à plaque coulissante pourvu d'un orifice de 15mm qui sont servis pour transmettre les anophèles dans le tube d'exposition ou dans le tube témoin vers le tube d'observation.
- 12 bagues ou anneaux à ressort dont 06 en aciers et 06 en cuivre. Ils sont utilisés pour tenir les papiers qui sont plaqués contre les parois des tubes. Sur ce, les 06 bagues en acier sont utilisés avec les tubes d'observation (ceux qui ont les pastilles vertes) et les 06 bagues en cuivre avec les tubes d'exposition (marquées par une pastille rouge) et avec les tubes témoins en pastille vertes également.
- Un aspirateur qui sert à introduire les anophèles à tester dans les tubes d'observation.
- Des feuilles d'étiquettes
- Une feuille d'instruction
- Une fiche de sensibilité (cf. annexe V)

Trois types de papiers imprégnés d'insecticides ont été utilisés : la **DELTA METHRINE 0,05%**, le **PIRIMIPHOS-METHYL 0,25%** et le **PROPOXUR 0,1%**. Ces trois insecticides appartiennent respectivement aux 3 différentes familles d'insecticides suivantes : pyréthrinoides, organophosphorés et carbamates.

Quand un test de sensibilité des anophèles à un insecticide est fait (c'est-à-dire après le temps d'exposition (1 heure) des moustiques aux insecticides : pendant la période d'attente de 24h), on utilise également :

- Des cotons hydrophiles pour faire nourrir les anophèles testés
- Une solution d'eau sucrée pour nourrir les anophèles lors du test
- Une solution d'éthanol pour stériliser les matériels utilisés après chaque test
- Un thermo-hygromètre pour déterminer la température et l'humidité lors de la réalisation du test
- Une glacière pour mettre les tubes contenant les anophèles testés après l'exposition aux insecticides

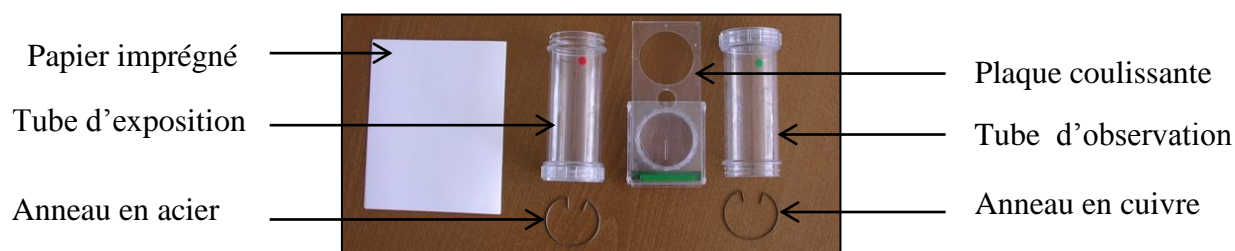


Figure 18. Photo des échantillons de kits OMS utilisés pour le test de sensibilité

Source : Auteur

III.6.2. Méthodes de la réalisation des tests de sensibilités

Les tests de sensibilité des anophèles aux insecticides sont réalisés avec les femelles d'*Anopheles gambiae* *sl* en suivant le protocole de l'OMS.

- les papiers imprégnés sont placés respectivement dans les tubes d'exposition et les tubes témoins (papiers imprégnés d'insecticide pour les tubes d'exposition et papiers imprégnés d'huile minérale pour les tubes contrôles ou tubes témoins). Des papiers blancs sans insecticides sont tapissés dans les tubes d'observation. Ces papiers sont fixés à l'aide des bagues (bagues en cuivre pour les tubes d'exposition et bagues en acier pour les tubes d'observations et les tubes témoins).

- Après avoir mis un papier blanc sans insecticide dans les tubes d'observations, 25 moustiques ont été introduits dans chacun des tubes d'observations. L'introduction de ces moustiques à l'intérieur desquels se fait à l'aide d'un aspirateur.
- A chaque test aux insecticides, on utilise 150 *Anopheles gambiae s.l.* dont 100 pour les tests et 50 pour les témoins. Sur ce, chaque tube ne contient que 25 moustiques.
- Pour commencer le test, on laisse les moustiques se reposer dans les tubes d'observation pendant une heure. Ensuite, ils sont transférés dans les tubes d'exposition et dans les tubes contrôles en couissant la plaque séparant ces 2 tubes. On les laisse à l'exposition à l'insecticide pendant une heure. Durant ce temps, on compte les moustiques neutralisés (en knock-down) toutes les 5 minutes et puis toutes les 10 minutes après 30 minutes d'exposition, pour les tests aux pyréthrinoides. Une fois que le temps d'exposition des moustiques aux insecticides est écoulé, tous les moustiques sont retransférés dans les tubes d'observation. Avant mettre les tubes d'observation dans une glacière, on place des cotons hydrophiles imbibés d'eau sucrée sur la maille à l'extrémité de chaque tube pour nourrir les moustiques. Enfin, après 24 heures, on passe à la lecture de la mortalité.

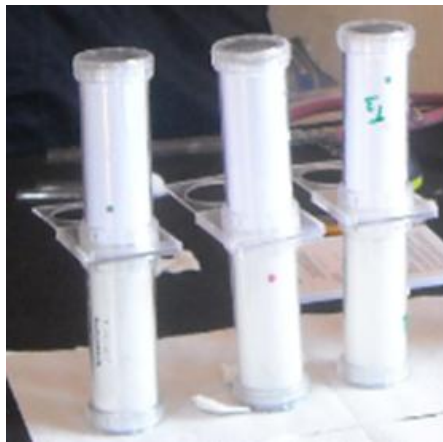


Figure 19. Photo de la disposition des tubes pendant le test de sensibilité

Source : Auteur

Critère d'interprétation des résultats

- Taux de mortalité observée supérieur ou égal à 98% : **population sensible** ;
- Taux de mortalité compris entre 90 à 98% : **résistance suspectée** (à confirmer)
- Taux de mortalité inférieur à 90% : **population résistante**.

Remarque

La mortalité observée du lot témoin doit-être inférieure à 5% pour une bonne interprétation du résultat; si cette mortalité est comprise entre 5% et 20%, le taux de mortalité des moustiques après exposition doit être corrigé suivant la formule d'Abbott. Mais si la mortalité du lot témoin est supérieure à 20%, le test est à refaire.

IV. Matériels d'enregistrement

Tous les travaux faits sur terrain ont été enregistrés afin de les exploiter pour l'élaboration de ce manuel. Les matériels utilisés lors de l'enregistrement sont les suivants :

- Un cahier de notes et un stylo pour prendre non seulement tous les travaux faits sur terrain (les méthodes utilisés, les résultats, les données essentielles) mais aussi les données essentielles lors des revues bibliographiques ;
- Un appareil photo pour photographier les outils utilisés et les différents lieux qu'on a pratiqué les travaux ;
- Une clé USB pour la prise des documents sur l'internet ;
- Un ordinateur pour réaliser la rédaction pendant laquelle le logiciel Word est utilisé pour les saisies et le logiciel Excel est utilisé pour les analyses des données.

Troisième partie :
RESULTATS,
INTERPRETATIONS
ET DISCUSSIONS

Troisième partie : **RESULTATS, INTERPRETATIONS ET DISCUSSIONS**

La partie suivante représente les résultats de tous les travaux faits sur terrain. Ces résultats sont ensuite discutés selon les travaux de recherches déjà faits auparavant.

I. Résultats et interprétations

I.1. Résultats des captures d'anophèles

Pour la réalisation des tests de sensibilités, 2 souches d'*An. gambiae s.l.* (souche sauvage et souche élevage) ont été utilisées. Ainsi deux types de capture ont été faits : les collectes des anophèles aux stades pré-imaginaux et les captures des anophèles au stade adulte.

I.1.1. Collectes des larves d'anophèles

Pour la collecte des larves, plusieurs gîtes ont été prospectés. Tels sont : les flaques d'eau, les rizières, les collections d'eau claire, les marécages, les égouts, les ruisseaux, les drainages d'eau courante, les aisselles des feuilles du palmier,.... Elle a été faite à partir du 25 Janvier 2016 au 03 Février 2016. Seules les larves d'anophèles ont été collectées (en se basant sur les caractères morphologiques et leur position sur la surface de l'eau). Pendant les collectes, nous avons obtenu des larves aux différents stades, allant du premier stade au quatrième stade, et même des anophèles au stade nymphal. L'identification à l'espèce n'a été faite que quand les larves arrivent au stade adulte.

I.1.2. Captures des anophèles aux stades adultes

Les captures des anophèles dans les gîtes extérieurs se font le matin. En fait, les anophèles, après avoir piqués la nuit, ont l'habitude de se reposer dans des endroits sombres. Sur ce, plusieurs gîtes sont prospectés à savoir l'étable, les maisons ravagées, les toits contre murs, puits, les trous,....

Le résultat de capture est résumé dans le tableau I suivant :

Tableau I. Nombre des anophèles capturés selon les gîtes de captures

Dates de captures	Types de gîtes	ANOPHELINAE capturées	Total
28-janv-16	Etable	221	421
	Puits	167	
	Broussailles	33	
31-janv-16	Etable	109	430
	Maison détruite	266	
	Toits contre murs	55	
04-févr-16	Etable	78	384
	Puits	133	
	Maison détruite	67	
	Abris des charrettes	71	
	Trou de talus	35	
	TOTAL	1235	1235

Au total, 1235 d'anophèles sont capturés dans différents gîtes de repos. Les anophèles capturés sont nombreux dans les étables, les puits, la maison détruite allant de 67 à 266, mais dans les broussailles, les toits contre murs, les abris de charrettes et trou de talus, ils sont peu nombreux allant de 32 à 71 individus. Ceci est dû probablement au fait que ces 3 premiers types de gîtes sont moins exposés au vent contrairement aux 4 autres. Les anophèles aiment probablement plus les endroits se trouvant à l'abri du vent.

I.2. Résultats des identifications des anophèles adultes capturés

Seuls les anophèles femelles sont identifiés car ce sont elles qui sont les vectrices de *Plasmodium* sp. Les espèces d'anophèles capturées dans tous les types de gîtes extérieurs pendant les périodes de collecte sont résumées dans le tableau II suivant :

Tableau II. Composition des faunes anophéliennes rencontrées à ANDRANOVOLO pendant les captures du 28 janvier à 4 février 2016

Espèces rencontrées	Nombre	%
<i>An. gambiae s.l.</i>	478	38,70
<i>An. funestus</i>	136	11,01
<i>An. mascarensis</i>	15	1,21
<i>An. coustani</i>	606	49,07
TOTAL	1235	100

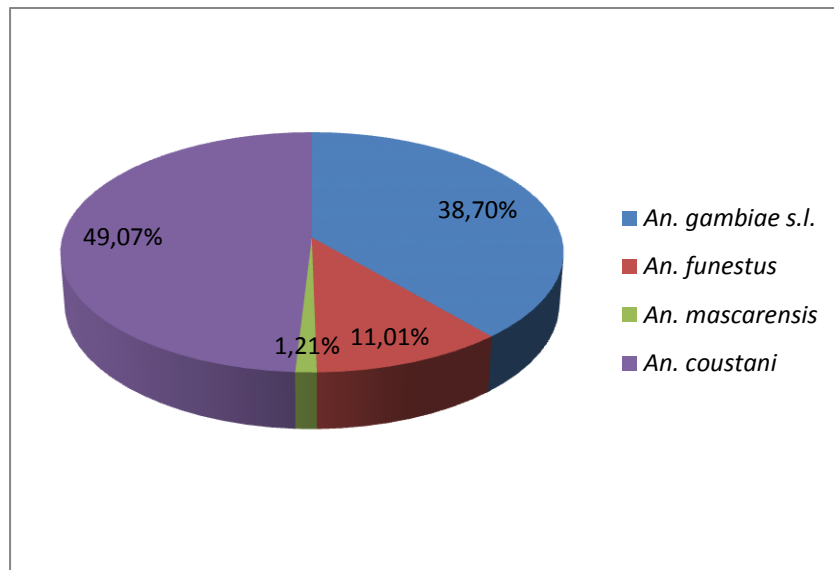


Figure 20. Composition des faunes anophéliennes dans le village ANDRANOVOLO

Durant les trois séries de captures des anophèles aux stades adultes faites à ANDRANOVOLO le 28 Janvier 2016 au 4 Février 2016, quatre (4) espèces d'anophèles sont rencontrées dans le site d'étude : *An. gambiae s.l.*, *An. funestus*, *An. mascarensis* et *An. coustani*. La période de collecte effectuée pendant la saison pluvieuse était probablement l'origine de l'abondance des anophèles rencontrés, car la saison pluvieuse consiste la période la plus propice au développement des anophèles.

Parmi les anophèles capturés, *An. coustani* était le plus abondant représentant 49,07% des faunes anophéliennes rencontrées alors qu'il n'est pas un vecteur. Trois vecteurs sont, donc, présents dans le site. Tels sont : *An. gambiae s.l.*, *An. funestus* et *An. mascarensis*. Parmi eux, *An. gambiae s.l.* était le vecteur majeur du paludisme dans le site qui constitue 38,70% des faunes anophéliennes. Par contre, *An. funestus* et *An. mascarensis* en étant aussi des vecteurs du paludisme présentent un taux de répartition faible (11,01% et 1,21%) sur le total des faunes anophéliennes récoltées. La raison de cette différence de proportion entre les vecteurs est que tous les vecteurs ne présentent pas les mêmes conditions de développement. Les *An. gambiae s.l.* sont très abondants pendant le début des saisons pluvieuses où les collections d'eau sont nombreuses et ensoleillées car ils n'aiment pas les endroits obscurs. A la différence, les *An. funestus* préfèrent les collections d'eau ombragées pour le développement larvaire. De ce fait, ils ne sont abondants que vers la fin de la période de pluies (période de la récolte du riz).

Description des espèces d'anophèles identifiées

❖ *Anopheles gambiae* s.l.:

En suivant la clé de détermination dichotomique de Grjebine (annexe II), le complexe *Anopheles gambiae* se caractérise comme suit :

- Il présente des palpes lisses avec 3 bandes pâles. La première bande claire recouvre la partie apicale des palpes ; elle est large. La seconde bande claire, médiane, est presque la moitié de la première bande. La dernière bande claire, basale, est de même épaisseur que la médiane.
- Leurs ailes sont à taches pâles dont leur nombre est supérieur à 4 sur la costa et la nervure 1. Il y a une tache claire sur la 3^{ème} aire principale de la nervure 1. Et la frange alaire est tachée d'une tache claire entre les nervures 5,2 et 6.
- Au niveau des pattes postérieures, leurs fémurs, leurs tibias et le premier article des tarses sont plus ou moins tachetés. Une bande étroite claire se trouve sur l'apex des tibias. L'apex du premier article et du quatrième article, et l'apex et la base du deuxième et troisième article présente une bande pâle. Mais le cinquième article des tarses postérieurs est complètement sombre.
- Leur abdomen ne possède pas des touffes latérales d'écailles saillantes et de couleur brun clair.

❖ *Anopheles funestus* :

Les *An. funestus* sont des anophèles qui se caractérisent par les points suivants :

- Ils présentent deux anneaux pâles sur la partie apicale des palpes. Ces anneaux sont étroits.
- Leurs ailes présentent au moins 4 taches pâles sur la costa et la nervure 1. Mais la nervure 6 est presque entièrement sombre.
- Leurs pattes sont en générale sombre, c'est-à-dire non tachetées. Mais, les articles 1 à 4 des tarses postérieurs sont sombres. L'article 5 des pattes postérieurs est partiellement sombre.
- Leur abdomen ne possède pas des touffes latérales d'écailles saillantes.

❖ *Anopheles mascarensis*

Ce sont des anophèles endémiques à Madagascar. Il se caractérise par les caractères suivants :

- Le deuxième et le troisième article des palpes présentent de petite tâche pâle apicale, le quatrième et le cinquième sont complètement pâles. Le quatrième porte parfois quelques écailles sombres médianes.
- Leurs ailes sont tachetées au moins de 4 taches pâles sur la costa et la nervure 1. Mais la troisième zone sombre principale de la nervure 1 est interrompue par une tache pâle.
- Leurs pattes sont non tachetées de pâles mais ayant des anneaux entièrement pâles au niveau des articles 1 à 4. Les articles 4 et 5 des pattes postérieurs sont partiellement sombres.
- Les segments abdominaux sont sans touffes latérales d'écailles saillantes.

❖ *Anopheles coustani*

Anopheles coustani se distinguent des autres anophèles par les caractères suivants :

- Ils présentent des palpes recouverts des écailles sombres et des écailles blanches. Ces écailles blanches forment 4 bandes dont l'une se trouve à la partie apicale des palpes.
- Leurs ailes sont très sombres. il n'y a que 3 taches claires, au plus, sur la costa. Mais en générale, la nervure costale est tachée de pâle à l'apex et au milieu. La moitié basale de la costa est complètement sombre.
- Les pattes postérieures des *An. coustani* sont de couleurs claires. En fait, les fémurs et les tibias présentent une tache apicale claire. Le premier article et la moitié distale du deuxième article des tarses postérieurs sont tachés de blanc. La partie basale du premier article présente un anneau clair qui est presque aussi long que l'anneau du tibia. Et la partie distale du troisième article vers l'apex des tarses est de couleur blanche.

Ces 4 espèces d'anophèles se sont réparties dans des gîtes différents. Les spécimens capturés présentaient un état de réplétion différente même s'ils sont tous présents dans le site. Ainsi, leur répartition selon leur gîtes et leur état de réplétion, durant les 3 séries de captures, sont résumés dans les tableaux III, IV et V suivants :

Tableau III. Répartition des ANOPHELINEAE capturés le 28 Janvier 2016 avec leurs états de réplétion selon les gîtes de captures

Types de gîtes	Espèces rencontrées	Nombre	Etat de réplétion			
			Non gorgé	Gorgé	Semi-gravide	Gravide
Etable	<i>An. gambiae s.l.</i>	82	6	59	12	5
	<i>An. funestus</i>	21	5	11	3	2
	<i>An. mascarensis</i>	5	2	2	1	0
	<i>An. coustani</i>	113	16	74	15	8
Puits	<i>An. gambiae s.l.</i>	61	7	38	13	3
	<i>An. funestus</i>	8	2	4	1	1
	<i>An. mascarensis</i>	1	0	1	0	0
	<i>An. coustani</i>	97	8	60	22	7
Broussailles	<i>An. gambiae s.l.</i>	13	7	6	0	0
	<i>An. funestus</i>	10	4	5	1	0
	<i>An. coustani</i>	10	4	6	0	0
Nombre total	<i>An. gambiae s.l.</i>	156	20	103	25	8
	<i>An. funestus</i>	39	11	20	5	3
	<i>An. mascarensis</i>	6	2	3	1	0
	<i>An. coustani</i>	220	28	140	37	15

Lors de la capture, les 4 espèces d'anophèles sont identifiées après la capture dans les 3 gîtes de repos à savoir *An. coustani*, *An. gambiae s.l.*, *An. funestus*, et *An. mascarensis*. *An. coustani* est le plus abondant quel que soit le type de gîtes de repos prospectés mais heureusement, qu'il n'est pas un vecteur. Au contraire, *An. mascarensis* ne se trouve qu'en faible proportion dans ces 3 gîtes de repos ; il est même absent dans les broussailles. Notamment, le vecteur majeur dans ces 3 gîtes est *An. gambiae s.l.* qui présente un taux élevé après *An. coustani*.

En outre, ces anophèles capturés présentent tous des individus ayant les 4 types d'états de réplétions. Cependant, la plupart sont gorgés.

Tableau IV. Répartition des ANOPHELINEAE capturés le 31 Janvier 2016 avec leurs états de réplétion selon les gîtes de captures

Types de gîtes	Espèces rencontrées	Nombre	Etat de réplétion			
			Non gorgé	Gorgé	Semi-gravide	Gravide
Etable	<i>An. gambiae s.l.</i>	40	2	31	4	3
	<i>An. funestus</i>	12	5	7	0	0
	<i>An. mascarensis</i>	1	0	1	0	0
	<i>An. coustani</i>	56	3	46	7	0
Maison détruite	<i>An. gambiae s.l.</i>	93	13	56	15	9
	<i>An. funestus</i>	27	4	14	8	1
	<i>An. mascarensis</i>	4	1	2	0	1
	<i>An. coustani</i>	142	20	98	13	11
Toits contre murs	<i>An. gambiae s.l.</i>	31	5	25	1	0
	<i>An. funestus</i>	10	4	5	1	0
	<i>An. coustani</i>	14	2	9	3	0
Nombre total	<i>An. gambiae s.l.</i>	164	20	112	20	12
	<i>An. funestus</i>	49	13	26	9	1
	<i>An. mascarensis</i>	5	1	3	0	1
	<i>An. coustani</i>	212	25	153	23	11

Comme la précédente, les 4 espèces d'anophèles sont identifiées pendant cette deuxième série de capture. Sur ce, *An. gambiae s.l.*, *An. funestus*, et *An. coustani* se trouvent toujours dans les gîtes prospectés alors que *An. mascarensis* ne se trouve que dans l'étable et les maisons abandonnées.

Dans chaque gîte de repos, il y a toujours des individus d'anophèles non gorgés, gorgés, semi-gravides et gravides.

En comparant les résultats de captures de cette deuxième série avec ceux de la première série de capture, les anophèles capturés dans l'étable ont diminué parce que les captures des anophèles, aussi bien pour la première série que pour la deuxième série, sont réalisées dans la même étable.

Tableau V. Répartition des ANOPHELINAE capturés le 4 Février 2016 avec leurs états de réplétion selon les gîtes de captures

Types de gîtes	Espèces rencontrées	Nombre	Etat de réplétion			
			Non gorgé	Gorgé	Semi-gravide	Gravide
Etable	<i>An. gambiae s.l.</i>	23	3	13	1	6
	<i>An. funestus</i>	12	4	7	0	1
	<i>An. mascarensis</i>	2	0	2	0	0
	<i>An. coustani</i>	41	8	25	6	2
Puits	<i>An. gambiae s.l.</i>	54	8	40	5	1
	<i>An. funestus</i>	10	3	5	2	0
	<i>An. mascarensis</i>	1	0	1	0	0
	<i>An. coustani</i>	68	5	61	2	0
Maison détruite	<i>An. gambiae s.l.</i>	29	3	25	1	0
	<i>An. funestus</i>	13	2	10	1	0
	<i>An. mascarensis</i>	1	0	1	0	0
	<i>An. coustani</i>	24	6	18	0	0
Abris des charrettes	<i>An. gambiae s.l.</i>	32	2	24	4	2
	<i>An. funestus</i>	9	3	5	1	0
	<i>An. coustani</i>	30	6	23	1	0
Trou de talus	<i>An. gambiae s.l.</i>	20	3	15	2	0
	<i>An. funestus</i>	4	1	2	0	1
	<i>An. coustani</i>	11	1	8	1	1
Nombre total	<i>An. gambiae s.l.</i>	158	19	117	13	9
	<i>An. funestus</i>	48	13	29	4	2
	<i>An. mascarensis</i>	4	0	4	0	0
	<i>An. coustani</i>	174	26	135	10	3

An. mascarensis ne se trouve pas dans les gîtes comme les fosses au niveau des talus et les abris de charrettes. Les 3 autres espèces sont présentes dans tous les types de gîtes. Sur ce, à chaque gîte, c'est l'*An. gambiae s.l.* est le plus nombreux parmi les espèces vectrices présentes dans le site.

Pendant les trois séries de capture, les anophèles capturés présentent également des états de réplétion différents (cf. annexe III).

Tableau VI. Répartition des anophèles capturés selon leurs états de réplétions

Espèces rencontrées	Etat de réplétion			
	Non gorgé	Gorgé	Semi-gravide	Gravide
<i>An. gambiae s.l.</i>	59	332	58	29
<i>An. funestus</i>	37	75	18	6
<i>An. mascarensis</i>	3	10	1	1
<i>An. coustani</i>	79	428	70	29
TOTAL	178	845	147	65
%	14,41	68,42	11,90	5,26

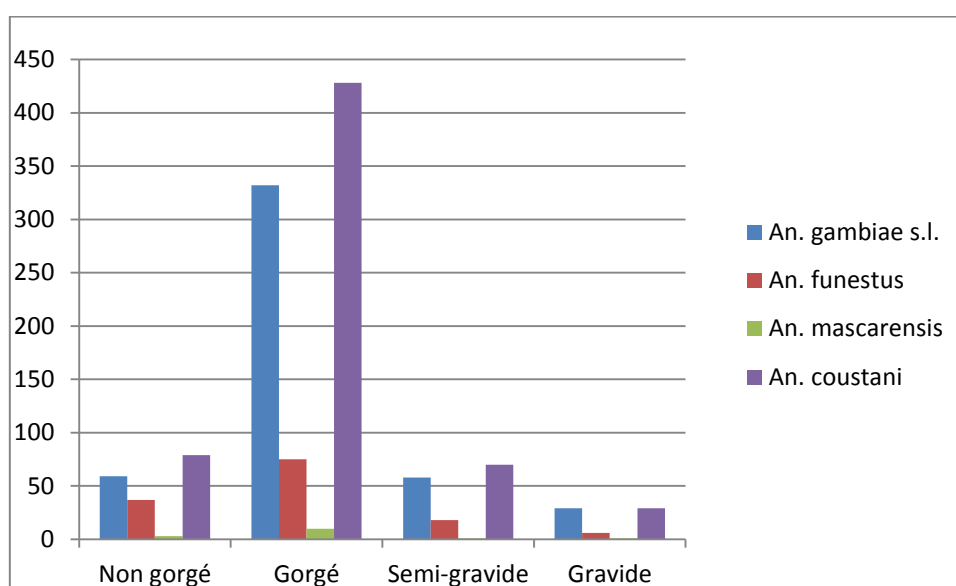


Figure 21. Histogramme des états de réplétions des anophèles capturés à Andranovolo

Les anophèles capturés présentent les 4 états de réplétion (*cf.* annexe III) : non gorgés, gorgés, semi-gravides et gravides. La majorité, environ 68,42% sont gorgées. Ce qui signifie que la majorité des anophèles capturés ont pris des repas la nuit précédente de la capture. Ainsi, ils présentent des abdomens encore rougeâtres à cause du sang frais qu'ils ont ingéré. Dans ces gîtes alors, ils vont passer leur cycle gonotrophique. Tandis que les anophèles semi-gravides qui présentent un taux de 11,90% sont en train de digérer déjà les repas sanguins qu'ils ont pris auparavant. C'est pourquoi, leurs abdomens présentent déjà un apical blanc. Pour les anophèles gravides, leurs proportions sont les plus faibles, varient de 5,26%. Ceci est dû probablement au fait que certains d'entre-eux sont déjà parti pour l'oviposition et ceux qui restent sont probablement sur le point de terminer leur cycle gonotrophique. D'ailleurs, pendant les captures, seules 14,41% des anophèles collectés n'ont pas pris encore du repas

sanguin et constituent les anophèles à état de réplétion non gorgés. Ils sont probablement des individus d'anophèles qui ont subi l'émergence depuis peu de temps.

I.3. Résultats de l'élevage

Pour avoir des anophèles d'une souche d'élevage, des captures des anophèles pré-imaginaux ont été effectuées. D'ailleurs c'est après l'émergence qu'on puisse pratiquer l'identification des spécimens d'anophèles capturés. Ainsi, le tableau suivant montre le résultat de l'identification des anophèles obtenus après élevage.

Tableau VII. Nombre des espèces d'anophèles obtenues après élevage des stades pré-imaginaux

Espèces d'anophèles	Nombre capturé	Pourcentage
<i>An. gambiae s.l.</i>	487	55,59
<i>An. funestus</i>	0	0,00
<i>An. mascarensis</i>	21	2,40
<i>An. coustani</i>	368	42,01
TOTAL	876	100,00

D'après le résultat mentionné dans le tableau ci-dessus, 876 d'anophèles ont été obtenus de l'élevage des larves. Parmi eux, 55,59% d'anophèles émergés sont des *An. gambiae s.l.* Les *An. coustani* représentent le 42,01% des anophèles émergés. Les *An. mascarensis* ne représentent que 2% des anophèles émergés. Par contre, aucun *An. funestus* n'a été obtenu.

Le nombre d'anophèles obtenu après émergence est différent pour ces 3 espèces obtenues. Ceci est dû par le fait, *An. coustani*, *An. mascarensis* et *An. gambiae s.l.* n'ont pas les même conditions de développement optimales. Chaque espèce d'anophèle présente leur condition de développement de préférence. De ce fait, certains *An. funestus* et *An. mascarensis* n'arrivent pas probablement à vivre après l'émergence et sont morts lors de l'élevage. Ce résultat nous a permis donc de réaliser le test de sensibilité avec le complexe *gambiae*.

I.4. Résultats des tests de sensibilités

Les tests de sensibilités aux 3 familles d'insecticides sont faits avec les 2 souches d'*An. gambiae s.l.* (souches sauvages et souches d'élevages). Les souches sauvages testées présentent les 4 états de réplétions tandis que les souches d'élevages sont âgées de 2 à 5 jours.

Trois types d'insecticides sont testés. Ce sont : la Deltaméthrine de concentration 0,05%, le Pirimiphos-méthyl de concentration 0,25% et le Propoxur 0,1%. Ils appartiennent respectivement à la famille de pyréthrinoïdes, organophosphorés et carbamates.

I.4.1. Test de sensibilité avec l'insecticide Deltaméthrine 0,05%

La Deltaméthrine est un insecticide appartenant à la famille des pyréthrinoïdes. La concentration de cet insecticide testé est de 0,05%. Ce test a été effectué le 28 Janvier 2016 dont les conditions des milieux enregistrées sont représentées dans le tableau suivant.

Tableau VIII. Température et humidité relative enregistrées lors de la réalisation du test avec la Deltaméthrine 0,05%

	Température		Humidité relative	
	T° min (°C)	T° max (°C)	HR min (%)	HR max (%)
Période d'exposition (1h)	25,7	27,2	69,2	73,9
Période d'attente (24h)	16,5	29,4	75,8	81,1

I.4.1.1. Test effectué avec les *An. gambiae s.l.* d'une souche sauvage

Pendant le test de sensibilité, 150 *An. gambiae s.l.* sont utilisés dont 50 sont utilisés dans les tubes témoins et 100 dans les tubes tests.

Après l'introduction de ces moustiques dans les tubes de contrôles et tubes d'expositions, les moustiques neutralisés pendant le temps d'exposition (60 minutes) sont comptés. Le comptage se fait toutes les 5 minutes jusqu'à 30 minutes mais au-delà de 30 minutes il ne se fait que toutes les 10 minutes.

Le tableau IX suivant montre les résultats du comptage des moustiques d'une souche sauvage d'*An. gambiae s.l.* neutralisés (en Knock down) pendant le test de sensibilité à l'insecticide Deltaméthrine :

Tableau IX. Récapitulation des *An. gambiae s.l.* d'une souche sauvage en knock-down durant le test de sensibilité avec l'insecticide Deltaméthrine 0,05%

	Tém 1	Tém 2	TOTAL	T1	T2	T3	T4	TOTAL	%
Nombre de moustiques exposés	25	25	50	25	25	25	25	100	100,00
5'	0	0	0	5	4	3	4	16	16,00
10'	0	0	0	8	7	7	6	28	28,00
15'	0	0	0	10	11	9	9	39	39,00
20'	0	0	0	14	15	13	13	55	55,00
25'	0	0	0	15	17	17	16	65	65,00
30'	0	0	0	18	19	19	17	73	73,00
40'	0	0	0	20	20	21	19	80	80,00
50'	0	0	0	22	21	22	21	86	86,00
60'	0	0	0	22	22	23	22	89	89,00

Tém 1: tube témoin n°1 ; Tém 2 : tube témoin n°2.

T1, T2, T3, T4 : tube test n°1, n°2, n°3 et n°4.

Pour les témoins, aucun moustique n'est en Knock-down (KD) durant le temps d'exposition 1h. La raison c'est que les papiers introduits dans les tubes témoins ne sont pas imprégnés d'insecticides. En conséquence, tous les moustiques sont à l'état normal.

Dans les tubes tests, les anophèles neutralisés augmentent au fur et à mesure que le temps d'exposition augmente. A la fin de 60 minutes, 89% d'*An. gambiae s.l.* sont neutralisés. La raison de ceci est l'activité de l'insecticide, de la Deltaméthrine 0,05%, imprégnée sur le papier tapissé à l'intérieur de ces tubes. Cependant, 11% des anophèles testés ne sont pas neutralisés pendant ce temps d'exposition. Ils ont pu probablement supporter la dose de l'insecticide durant ce temps d'exposition 1 heure.

Après l'exposition 1 heure dans les tubes tests et dans les tubes contrôles, les moustiques sont transférés dans le tube d'observation. Les moustiques sont restés dans ces tubes pendant 24 heures afin de déterminer leur taux de mortalité vis à vis de l'insecticide utilisé pour le test. En effet, être neutralisé ne signifie pas qu'ils sont morts.

Le tableau X suivant montre alors le résultat du test après l'attente 24 heures.

Tableau X. Résultat du test de sensibilité des *An. gambiae s.l.* d'une souche sauvage avec la Deltaméthrine 0,05%

	Nombre testé	KD après 1h	Morts après 24h	Mortalité observée (%)	Mortalité corrigée (%)
Témoin	50	0	0	0	-
Test	100	89	96	96	-

KD : Knock-Down

D'après ce résultat, 96% des moustiques testés sont morts après 24 heures d'attente après l'exposition. Ce taux de mortalité est compris entre 90% à 97%. Ceci signifie qu'une résistance d'*An. gambiae s.l.* d'une souche sauvage est suspectée selon le critère de l'OMS.

I.4.1.2. Test effectué avec les *An. gambiae s.l.* d'une souche élevage

Cinquante (50) individus d'*An. gambiae s.l.* d'une souche élevage sont utilisés dans les tubes témoins tandis que cent (100) de cette espèce d'anophèles sont testés à l'insecticide.

Le résultat des moustiques en Knock down pendant le temps d'exposition est représenté dans le tableau XI qui suit :

Tableau XI. Récapitulation des *An. gambiae s.l.* d'une souche d'élevage en knock-down durant le test de sensibilité avec l'insecticide Deltaméthrine 0,05%

	Tém 1	Tém 2	TOTAL	T1	T2	T3	T4	TOTAL	%
Nombre de moustiques exposés	25	25	50	25	25	25	25	100	100
5'	0	0	0	5	4	3	4	16	16
10'	0	0	0	8	7	7	6	28	28
15'	0	0	0	10	11	9	9	39	39
20'	0	0	0	15	15	17	16	63	63
25'	0	0	0	18	18	19	19	74	74
30'	0	0	0	21	20	21	20	82	82
40'	0	0	0	22	23	22	21	88	88
50'	0	0	0	23	23	23	24	93	93
60'	0	0	0	24	25	24	25	98	98

Tém 1 : tube témoin n°1 ; Tém 2 : tube témoin n°2.

T1, T2, T3, T4 : tube test n°1, n°2, n°3 et n°4.

Ce tableau montre que, pendant l'exposition dans les tubes d'exposition tapissée de la Deltaméthrine de concentration 0,05%, le nombre des anophèles en Knock down ne cessent d'augmenter. A la fin de l'exposition, 98% des individus exposés sont neutralisés.

Après leur introduction dans les tubes d'observations pendant 24 heures, le taux de mortalité suite à l'effet de l'insecticide est représenté dans le tableau XII suivant :

Tableau XII. Résultat du test de sensibilité des *An. gambiae* s.l. d'une souche d'élevage avec la Deltaméthrine 0,05%

	Nombre testé	KD après 1h	Morts après 24h	Mortalité observée (%)	Mortalité corrigée (%)
Témoin	50	0	0	0	-
Test	100	98	100	100	-

Après 24 heures d'attentes, tous les moustiques dans les tubes tests sont morts même si 98% seulement ont été neutralisés pendant l'exposition. La population d'*An. gambiae* s.l. d'une souche d'élevage est donc sensible à la Deltaméthrine 0,05%.

I.4.2. Test de sensibilité avec l'insecticide Pirimiphos-méthyl 0,25%

Le pirimiphos-méthyl, de concentration 0,25%, appartient à la famille des organophosphorés. Ce test a été effectué le 31 Janvier 2016, avec les conditions suivantes :

Tableau XIII. Température et humidité relative enregistrées lors de la réalisation du test avec le Pirimiphos-méthyl 0,25%

	Température		Humidité relative	
	T° min (°C)	T° max (°C)	HR min (%)	HR max (%)
Période d'exposition	27,2	28,4	61,8	65,6
Période d'attente	15,7	28,7	71,3	75,9

I.4.2.1. Test effectué avec les *An. gambiae* s.l. d'une souche sauvage

Cent cinquante (150) individus de moustiques sont utilisés pour ce test dont 50 parmi eux sont utilisés dans les tubes témoins et les 100 autres dans les tubes tests.

Le résultat du test est présenté dans le tableau XIV suivant :

Tableau XIV. Résultat du test de sensibilité des *An. gambiae s.l.* d'une souche sauvage avec le Pirimiphos-méthyl 0,25%

	Nombre testé	KD après 1h	Morts après 24h	Mortalité observée (%)	Mortalité corrigée (%)
Témoin	50	0	0	0	-
Test	100	100	100	100	-

Après le temps d'exposition 1h à l'insecticide, tous les moustiques dans les tubes tests sont neutralisés. Ceci signifie que cet insecticide a une action rapide sur la cible. Après l'attente 24 heures, tous les moustiques sont morts présentant un taux de mortalité 100%. A vrai dire, la population sauvage d'*An. gambiae s.l.* dans la zone d'étude est très sensible à ce type d'insecticide.

I.4.2.2. Test effectué avec les *An. gambiae s.l.* d'une souche élevage

Le nombre des individus utilisés au cours du test est le même que celui utilisé dans les tests avec les individus d'*An. gambiae s.l.* d'une souche sauvage.

Le tableau XV suivant représente le résultat de test :

Tableau XV. Résultat du test de sensibilité des *An. gambiae s.l.* d'une souche d'élevage avec le Pirimiphos-méthyl 0,25%

	Nombre testé	KD après 1h	Morts après 24h	Mortalité observée (%)	Mortalité corrigée (%)
Témoin	50	0	0	0	-
Test	100	100	100	100	-

De même, le résultat de test de sensibilité avec cet insecticide est semblable avec le résultat de test effectué avec les souches sauvages. Le taux de mortalité est 100% aussi bien après l'exposition 1 heure qu'après l'attente de 24 heures après l'exposition. L'efficacité rapide de ce type d'insecticide est confirmée encore plus. Les *An. gambiae s.l.* d'une souche d'élevage sont également sensibles à cet insecticide tout comme ceux d'une souche sauvage.

I.4.3. Test de sensibilité avec l'insecticide Propoxur 0,1%

L'insecticide testé est le Propoxur de concentration 0,1%. Cet insecticide appartient à la famille des carbamates.

Les conditions du milieu lors de test qui a été effectué le 4 Février 2016 sont :

Tableau XVI. Température et humidité relative enregistrées lors de la réalisation du test avec le Propoxur 0,1%

	Température		Humidité relative	
	T° min (°C)	T° max (°C)	HR min (%)	HR max (%)
Période d'exposition	25,1	26	58,3	62,8
Période d'attente	15,1	26,7	67,5	79,7

I.4.3.1. Test effectué avec les *An. gambiae s.l.* d'une souche sauvage

Le résultat des tests sont les suivants :

Tableau XVII. Résultat du test de sensibilité des *An. gambiae s.l.* d'une souche sauvage avec le Propoxur 0,1%

	Nombre testé	KD après 1h	Morts après 24h	Mortalité observée (%)	Mortalité corrigée (%)
Témoin	50	0	1	2	-
Test	100	97	98	98	-

Dans le tube témoin, après l'attente 24 heures après l'exposition dans les tubes contrôles, 2% des moustiques exposés sont morts. Ceci est probablement un défaut lors de la capture et de leur introduction dans les tubes de contrôles. Ainsi, ces 2 moustiques ne peuvent pas survivre très longtemps.

Pour les tubes tests, après le temps d'exposition 1 heure dans les tubes d'exposition, 97% des moustiques exposés sont neutralisés. Ceci montre que le propoxur de concentration 0,1% présente également un effet rapide. Après l'attente de 24 heures, 98% des moustiques sont morts dans les tubes tests. Ce taux de mortalité est incluse entre 98% et 100%. Ce qui permet d'affirmer que la population d'*An. gambiae s.l.* est également sensible à cet insecticide malgré qu'il y a 2% des moustiques dans les tubes témoins sont morts.

I.4.3.2. Test effectué avec les *An. gambiae s.l.* d'une souche élevage

Tous les individus adultes obtenus lors de l'élevage sont utilisés pour le test de sensibilité. Ils sont au nombre de 150 *An. gambiae s.l.* Sur ce, 50 sont utilisés dans les témoins et 100 dans les tubes tests.

Le résultat du test est le suivant :

Tableau XVIII. Résultat du test de sensibilité des *An. gambiae* s.l. d'une souche d'élevage avec le Propoxur 0,1%

	Nombre testé	KD après 1h	Morts après 24h	Mortalité observée (%)	Mortalité corrigée (%)
Témoin	50	0	0	0	-
Test	100	98	100	100	-

Après l'exposition 1 heure dans les tubes d'exposition et dans les tubes contrôles, 98 moustiques dans les tubes d'observation sont en *knock down* malgré qu'aucun moustique dans les tubes de contrôles n'est neutralisé. L'effet rapide de cet insecticide est encore confirmé. 24 heures après l'exposition dans les tubes d'observations, tous les moustiques ne résistent pas l'insecticide. Le taux de mortalité est de 100%. Les *An. gambiae* s.l. d'une souche d'élevage sont donc sensible au propoxur 0,1%.

Tous les résultats des tests de sensibilités sont récapitulés dans les 2 tableaux (XIX et XX) suivants.

Tableau XIX. Récapitulation des résultats des tests de sensibilités des vecteurs (souches sauvages) : *An. gambiae* s.l.

Dates de captures	Insecticides et concentrations	Témoin					Test					Statut
		Nb testé	KD après 1h	Mort après 24h	Taux de mortalité (%)	Mor. corrigée	Nb testé	KD après 1h	Mort après 24h	Taux de mortalité (%)	Mor. corrigée	
28-janv-16	Deltaméthrine 0,05%	50	0	0	0	-	100	89	96	96	-	RC*
31-janv-16	Pirimiphos-méthyl 0,25%	50	0	0	0	-	100	100	100	100	-	Sensible
04-févr-16	Propoxur 0,1%	50	0	1	2	-	100	97	98	98	-	Sensible

RC* : Résistance à confirmer ; Nb : nombre ; KD : Knock down ; Mor. corrigée : Mortalité corrigée

Tableau XX. Récapitulation des résultats des tests de sensibilités des vecteurs (souches élevages) : *An. gambiae s.l.*

Dates de captures	Insecticides et concentrations	Témoïn					Test					Statut
		Nb testé	KD après 1h	Mort après 24h	Taux de mortalité (%)	Mor. corrigée	Nb testé	KD après 1h	Mort après 24h	Taux de mortalité (%)	Mor. corrigée	
28-janv-16	Deltamethrin 0,05%	50	0	0	0	-	100	98	100	100	-	Sensible
31-janv-16	Pirimiphos-méthyl 0,25%	50	0	0	0	-	100	100	100	100	-	Sensible
04-févr-16	Propoxur 0,1%	50	0	0	0	-	100	98	100	100	-	Sensible

Nb : nombre ; KD : Knock down ; Mor. corrigée : Mortalité corrigée

I.5. Comparaison des tests de sensibilités d'*An. gambiae s.l.* d'une souche sauvage et d'une souche d'élevage

Selon les résultats des tests de sensibilités des 2 souches d'*An. gambiae s.l.* aux 3 types d'insecticides appartenant à 3 familles différentes, les *An. gambiae s.l.* d'une souche élevage sont tous sensibles aux 3 types d'insecticides (la Deltaméthrine 0,05%, le Pirimiphos-méthyl 0,25% et le Propoxur 0,1%). Ils présentent une sensibilité 100%, c'est-à-dire 0% de résistance à ces 3 types d'insecticides. Cependant, les *An. gambiae s.l.* d'une souche sauvage présentent une sensibilité de 96% contre 4% de résistance à la Deltaméthrine 0,05%. Il y aurait donc une résistance mais celle-ci est encore à confirmer. Pour les tests avec le Pirimiphos-méthyl 0,25%, ces souches sauvages ont une sensibilité 100%, tout comme les souches élevages. Ils sont donc sensibles à cet insecticide. D'ailleurs, si les souches d'élevage d'*An. gambiae s.l.* présentent un taux de sensibilité 100%, les souches sauvages n'ont qu'un taux de sensibilité 98%. Mais en tout cas, ils sont tous les deux sensibles à cet insecticide car le taux 98% de sensibilité est encore inclus dans le statut d'un insecticide sensible selon le protocole de l'OMS.

Tableau XXI. Tableau comparatif des sensibilités d'*An. gambiae s.l.* d'une souche sauvage et d'une souche d'élevage aux 3 types d'insecticides

Insecticides et concentrations utilisés pour les tests	<i>An. gambiae s.l.</i> (souche sauvage)		<i>An. gambiae s.l.</i> (souche élevage)	
	Taux de mortalité (%)	Statut	Taux de mortalité (%)	Statut
Deltaméthrine 0,05%	96	Résistance suspectée	100	Sensible
Pirimiphos-méthyl 0,25%	100	Sensible	100	Sensible
Propoxur 0,1%	98	Sensible	100	Sensible

D'après ce tableau, on peut en déduire que les 2 souches d'anophèles ne présentent pas forcément les mêmes sensibilités vis-à-vis d'un type d'insecticide, plus particulièrement la Deltaméthrine 0,05%. Ceci peut être dû au fait que les anophèles utilisés dans les tests ne présentent pas les mêmes âges, les mêmes états de réplétions et les mêmes milieux de développement (pour les anophèles issus d'une souche sauvage, ils se sont développés dans le milieu naturel, mais ceux d'une souche d'élevage, ils se sont développés dans le laboratoire de condition proche à leur milieu naturel).

A vrai dire, les *Anopheles gambiae s.l.* d'une souche sauvage sont plus âgés que ceux d'une souche d'élevage, surtout pour les tests à la Deltaméthrine de concentration 0,05%. En plus, les souches sauvages ont déjà pris des repas sanguins si les souches d'élevages sont encore à jeun. C'est-à-dire, leurs alimentations ne sont pas pareilles et ils ne présentent pas les mêmes états physiologiques (les souches d'élevages sont toutes non gorgés mais les souches sauvages sont constituées d'individus d'anophèles gorgés, semi-gravides et gravides et quelques individus non gorgés. En outre, la Deltaméthrine est essentiellement utilisée dans la lutte anti-vectorielle du paludisme. Plus précisément, les pyréthrinoides, une famille d'insecticides où appartient la Deltaméthrine, sont les insecticides utilisés dans les MID. Sur ce, les MIDs de type *permaset* sont imprégnés de Deltaméthrine et ceux de type *olyset* sont imprégnés de l'insecticide Permethrine (OMS, RBM, 2002). Dans la zone d'étude, la technique de lutte anti-vectorielle mise en œuvre par le Ministère de la Santé Publique est la campagne de distribution des MIDs pour chaque ménage. En conséquent, les anophèles d'une souche sauvage font toujours face à l'utilisation des MIDs par la population. En outre,

certaines habitants de la partie de VOHIPENO utilisent les MIDs dans la pêche. Les moustiques d'une souche sauvage sont soumis alors à la sélection naturelle du milieu. Ainsi, certains d'entre-eux commencent à s'accommoder et pourrait être résistant mais il faut refaire le test ou encore faire des études géniques des anophèles sauvages de la région pour le confirmer. Par contre, les anophèles d'une souche d'élevage ne sont pas généralement en contact du milieu naturel (habitat) des anophèles car ils sont élevés dans des cages à moustiques après l'émergence jusqu'à la réalisation du test de sensibilité. De ce fait, ils n'ont subi aucune pression du milieu.

Ce sont les raisons pour lesquelles les *An. gambiae s.l.* d'une souche d'élevage sont plus sensibles à la Deltaméthrine 0,05% que ceux d'une souche sauvage.

II. Discussions

II.1. Composition de la faune anophélienne

Dans la partie de Vohipeno, *An. gambiae s.l.*, *An. funestus*, *An. mascarensis* et *An. coustani* sont les 4 espèces d'anophèles qui constituent les faunes anophéliennes rencontrées dans la région. D'ailleurs, environ 50% des faunes anophéliennes sont des espèces vectrices des agents pathogènes responsables du paludisme qui sont *An. gambiae s.l.*, *An. funestus* et *An. mascarensis*. La variabilité et l'abondance des anophèles dans le site d'étude sont dues à la variabilité des gîtes larvaires et également du fait que le climat dans la région qui est chaud et humide convient bien au développement des anophèles.

An. gambiae s.l. est le majeur vecteur dans la région pendant la saison pluvieuse où s'effectue la descente sur terrain. En effet, le complexe *An. gambiae*, constitué de 7 espèces d'*Anopheles*, occupent des gîtes larvaires largement variés. D'après HOLSTEIN (1952), on peut admettre une légère préférence des larves d'*An. gambiae s.l.* pour les petites collections d'eau ensoleillées. La présence et l'abondance des larves d'*An. gambiae s.l.* est liée à toute activité humaine et en particulier la riziculture (DOUCET, 1951 ; HOLSTEIN, 1952 ; GRJEBINE, 1956). A Madagascar, pendant les premiers temps de croissance des plantations de riz, les rizières ensoleillées hébergent des larves d'*An. gambiae s.l.* à cause de la faible végétation. Mais, quand le riz pousse et que leur densité augmente, l'ensoleillement diminue, c'est alors que les larves des *An. funestus* se développent (DANIS, MOUCHET, 1991). En fait, selon CARNEVALE et ROBERT (2009), les larves d'*An. funestus* se rencontrent dans des eaux claires, ombragées avec une végétation flottante ou dressée, contenant peu des matières organiques et peu de sels minéraux. Sur les Hautes Terres et dans le Sud, ils

affirment qu'*An. funestus* est le vecteur principal dans les zones de rizières à partir du moment où les plants de riz sont bien développés.

C'est ce qui explique alors l'abondance des *An. gambiae s.l.* et la faible proportion des *An. funestus* que ce soit lors des captures des anophèles adultes dans les gîtes de captures qu'après élevage dans le fokontany ANDRANOVOLO.

Selon les travaux de recherche de SEVENET (1935), *An. gambiae s.l.* et *An. funestus* sont largement distribués en Afrique et sont les vecteurs majeurs du paludisme. D'ailleurs, chacun d'eux présente leur saison favorable et leur bioécologie correspondants. Pour *An. gambiae s.l.*, ils sont en abondance pendant la saison de pluies (chaude et humide) mais diminuent considérablement pendant la saison froide et sèche. La température optimum à leur développement varie entre 15°C à 25°C (SEVENET, 1935). Ils sont relativement exophiles sur la côte Est de Madagascar et même à Antananarivo s'ils sont endophiles au Sahel (MOUCHET, *et al.*, 2004).

Quant aux *An. funestus*, ils présentent une large distribution entre le 15° de latitude Nord et le 30° de latitude Sud. Leur fréquence est maximale vers la fin de la saison de pluies (SEVENET, 1935). Ils présentent des comportements endophiles et anthropophiles à Madagascar et dans le continent africain selon Mouchet (2004).

Par ailleurs pour l'*An. mascarensis*, il est endémique à Madagascar et est un vecteur notable dans l'île Sainte-Marie et aux alentours de Fort-Dauphin (MARRAMA, *et al.*, 1999). Il présente un comportement plutôt exophile et zoophile mais là où le bétail est rare, il se rabat sur l'Homme (MARRAMA, *et al.*, 1999). Leurs gîtes larvaires sont constitués des collections d'eau renouvelables comme les rizières en gradins repiqués ou en jachère et des canaux d'irrigation. (RADAVIARISON, 2012)

Bref, la présence d'une espèce d'anophèle dans une région dépend de plusieurs facteurs.

II.2. Facteurs influant la présence des espèces anophéliennes

Plusieurs facteurs influencent la présence des espèces d'anophèles. Tels sont les facteurs liés aux conditions du milieu de vie des anophèles (saison, altitude, température, hydrographie et pluviométrie) et les facteurs anthropiques.

II.2.1. Facteurs liés aux conditions du milieu de vie des anophèles

Selon DOUCET (1951) et CARNEVALE et ROBERT (2009), plusieurs facteurs abiotiques influencent la présence des espèces d'anophèles dans une région. Ce sont la saison, l'altitude, la température, l'hydrographie et la pluviométrie.

- La saison : elle entraîne une variation quantitative des espèces d'anophèles présentes dans une zone donnée. Sur ce, la saison chaude convient bien au développement des anophèles aussi bien pour la température que l'humidité.
- L'altitude : elle influence également la présence d'une espèce d'anophèle. En effet, au fur et à mesure que l'altitude augmente la température diminue. De plus, certaines espèces possèdent son altitude préférée. Par exemple, *An. coustani* est fréquent à une altitude entre 0 à 1600m.
- La température : c'est le principal facteur influençant le développement des anophèles. La température optimale au développement des anophèles est de 25°C environ. Le métabolisme de l'anophèle se ralentit à une température supérieure à 32°C. A une température au-delà de 10°C à 40°C, les anophèles meurent.
- L'hydrographie et la pluviométrie : les anophèles exigent la présence des milieux aquatiques pour le développement de leurs stades pré-imaginaux.

II.2.2. Facteurs anthropiques

L'homme constitue un facteur biotique qui influence la présence et la distribution des anophèles. Ceci se fait par l'utilisation de différentes techniques de lutttes anti-vectorielles comme les CAID. Par exemple, entre l'année 1948 à 1960, la campagne bisannuelle de pulvérisations murales d'insecticide dans les habitations au niveau des Hauts-Plateaux entraîne la disparition des espèces anthropophiles comme les *Anopheles gambiae s.l.* dans la région. Ils ne sont trouvés que sur la bordure orientale des Hauts-Plateaux alors que les conditions éco-climatiques de la région semblent être favorables à cette espèce. Ceci peut être la conséquence de ces traitements de CAID. (RADA VIARISON, 2012)

II.3. Tests de sensibilités des *An. gambiae s.l.* aux insecticides

Les insecticides testés sont la Deltaméthrine de concentration de 0,05%, le Pirimiphos-méthyl de concentration de 0,25% et le Propoxur de concentration de 0,1%. Ces trois types d'insecticides appartiennent respectivement aux familles des pyréthri-noïdes, des organophosphorés et des carbamates. Les insecticides appartenant à la famille des pyréthri-noïdes (y compris la Deltaméthrine) attaquent les nerfs et les muscles et présentent

une mode d'action très efficace avec son action létale en immobilisant rapidement les moustiques par leur effet knock down. Cependant, les organophosphorés (où se trouve le Pirimiphos-méthyl) et les carbamates (où appartient le Propoxur) provoquent chez les moustiques une excitabilité suivie de tremblement des extrémités et une paralysie entraînant la mort. Ainsi, l'insecte meurt d'hyperactivité et de convulsions. (DAJOZ, 1959)

Malgré l'efficacité des modes d'action de ces 3 types d'insecticides, lors de la réalisation des tests de sensibilités avec ces insecticides, les souches sauvages du complexe *An. gambiae* présente un signe de résistance à l'insecticide Deltaméthrine 0,05% qui est de 96%, taux de mortalité entre 90 et 98%, montrant une résistance suspectée (interprétation selon OMS) et on a ainsi besoin de confirmer par une méthode moléculaire ou test à refaire. Cette résistance peut être expliquée par le fait que la Deltaméthrine, à part la Permethrine, est un insecticide essentiellement utilisé dans l'imprégnation des MIDs qui constituent la principale lutte anti-vectorielle du paludisme dans le district de VOHIPENO. De ce fait, l'utilisation permanente, abusive ou non adéquate des MIDs pourraient aider les vecteurs à développer une résistance à l'égard de cet insecticide. Cependant, les souches d'élevage du complexe *An. gambiae* présentent une sensibilité 100% vis-à-vis de la Deltaméthrine 0,05%. Même si les conditions du milieu observées et enregistrées pendant la réalisation du test de sensibilité de ces 2 souches d'anophèles sont pareilles, les 2 souches *d'Anopheles gambiae s.l.* ne présentent pas les mêmes statuts de sensibilités vis-à-vis de ce même type d'insecticide. Cette différence peut être due et expliquée par le fait qu'en dehors de tout phénomène de résistance (qui nécessite une étude plus poussée), la sensibilité aux insecticides est sous la dépendance des facteurs liés à l'insecte et aux conditions d'exposition. Parmi ces facteurs on peut citer l'âge, les individus âgés sont moins sensibles que les individus jeunes (BRENGUES, COOSEMANS, 1977) ; nos souches sauvages pourraient être plus âgés que les souches d'élevage; l'état physiologique ainsi les individus à jeun sont plus sensibles que les individus gorgés et gravides (BRENGUES, COOSEMANS, 1977) et les souches d'élevage sont à jeun.

En outre, lors des études du test de sensibilités à la Deltaméthrine 0,05% des *Anopheles gambiaes.l.* collectés à Antananarivo, RAFENOARISOA (2013) ont également utilisé les deux souches d'anophèles (souches sauvages et souches d'élevages) même si les souches d'élevage n'atteignent pas les nombres suffisants pour les tests selon les protocoles de l'OMS. D'ailleurs, elle a comme résultat pour les souches sauvages qui présentent toutes des états de réplétion gorgés, ils ont également une sensibilité 95% contre 05% de résistance à

la Deltaméthrine 0,05%. En revanche, les souches d'élevages sont toutes sensibles à l'insecticide en présentant une sensibilité 100% contre 0% de résistance (RAFENOARISOA, 2013). Ceci affirme donc que les femelles gorgées sont moins sensibles que les femelles à jeun.

Pour les tests de sensibilité de ces 2 souches d'*An. gambiae s.l.* aux 2 autres insecticides (Pirimiphos-méthyl 0,25% et Propoxur 0,1%), les deux souches présentent les mêmes niveaux de sensibilités, elles sont toutes sensibles à ces insecticides (>98%). En d'autres termes, par rapport à la Deltaméthrine, ces deux insecticides sont très toxiques pour les vecteurs quelque que soit la souche utilisée (capturée à l'état sauvage ou issue d'un élevage). Pourtant leur faible rémanence (CARNEVALE, ROBERT, 2009), et l'utilisation de moustiquaire (imprégnées pyréthrinoides) dans cette région endémique palustre de Madagascar (suivant la stratégie de lutte antivectorielle) les classent parmi les insecticides non recommandables pour la lutte.

En résumant les résultats des tests de sensibilité effectués avec les deux souches de vecteurs (sauvage et d'élevage), à des conditions similaires, le taux mortalité entre les deux souches a été relativement différent. Les souches d'élevage ont été plus sensibles que les souches sauvages. Ce statut, en plus de l'uniformité des moustiques de test (même génération, à peu près de même âge ; même état physiologique: tous à jeun, nullipare, ...) est conforme et confirme la recommandation de l'OMS dans le protocole de test d'utiliser les souches d'élevage pour avoir des résultats plus fiables. Les souches sauvages ne seront utilisées qu'à défaut des souches produites à l'élevage.

II.4. Facteurs influant sur la sensibilité des populations d'anophèles

Les résultats de la sensibilité aux insecticides peuvent varier selon 2 facteurs dont le premier est lié à l'insecte et le second aux conditions d'expositions. (BRENGUES, COOSEMANS, 1977)

II.4.1. Facteurs liés aux insectes

A part l'âge et l'état physiologique d'un anophèle, plusieurs facteurs liés à l'insecte influent la sensibilité de la population d'anophèles selon HAMON et MOUCHET (1961) et selon les travaux de BRENGUES, et COOSEMANS (1977). Tels sont le sexe, la qualité de la nourriture ainsi que la variation saisonnière.

- La sensibilité peut varier d'un sexe à l'autre. Les mâles sont, en général, plus sensibles que les femelles.
- Chez les larves d'anophèles, la qualité de la nourriture et le parasitisme peuvent influencer le degré de la sensibilité.

II.4.2. Facteurs liés aux conditions d'expositions

Pendant la réalisation des tests, on a appliqué aux deux souches de complexe *gambiae* les mêmes conditions. C'est pourquoi les tests de sensibilités des deux souches à un insecticide se sont faits en même moment. En fait, selon HAMON et MOUCHET (1961), la sensibilité des insectes aux insecticides est conditionnée également par la température, l'humidité, l'éclairement et le nombre des individus se trouvant dans une même enceinte.

- La température influence de façon importante la sensibilité des moustiques aux insecticides. En fait, la température d'exposition à l'insecticide et celle de la mise en observation influent sur la vitesse de passage des insecticides sur la cuticule de l'insecte et sur la vitesse de sa détoxification (HAMON, MOUCHET, 1961). En général, l'augmentation de la température entraîne l'accroissement de la toxicité des produits des insecticides. Au contraire, l'humidité ne semble pas influencer la toxicité des insecticides (BRENGUES, COOSEMANS, 1977).
- La nature de l'insecticide (cristaux, poudre, suspension, solution, ou gaz) peut aussi provoquer une variation sur le niveau de sensibilité des insectes. Lorsqu'il s'agit par exemple des insecticides sous forme de cristaux, de poudres ou de suspensions, l'efficacité de l'insecticide est d'autant plus grande que la taille des particules est plus petite. Et s'il s'agit de solution, la nature du solvant modifie la toxicité de l'insecticide. (HAMON, MOUCHET, 1961).

C'est à cause de ces différents facteurs qui influencent la sensibilité des insectes que l'OMS a mis au point des tests normalisés pour mesurer la sensibilité des moustiques aux insecticides. Sur ce, il recommande l'utilisation des moustiques encore à jeun et d'âge connu (environ 2 à 5 jours) pour les tests de sensibilités des anophèles vecteurs du paludisme aux insecticides. (BRENGUES, COOSEMANS, 1977)

III. Intérêts du travail

Ce travail incluant plusieurs domaines scientifiques non seulement l'entomologie du paludisme mais aussi sur l'écologie. Il constitue une référence actualisée sur les anophèles et les luttes anti-vectorielles dans la partie Est de Madagascar. En effet, l'étude faunistique permet d'avoir connaissance sur les biologies des anophèles, sur leurs écologies, et sur l'importance des études entomologiques sur la mise en place des luttes contre les paludismes. A part ceci, L'étude et le suivi de la sensibilité des espèces vectrices du paludisme mènent à avoir une connaissance sur l'évolution de l'espèce vis-à-vis des insecticides utilisés dans le milieu.

Quatrième partie :

INTERETS

PEDAGOGIQUES

Quatrième partie : INTERETS PEDAGOGIQUES

Malgré ces longues années de lutte contre le paludisme, il persiste encore à travers de nombreux pays du monde et reste encore une des maladies meurtrières. Ainsi, l'éradiquer est alors une des préoccupations majeures de la Ministère de la Santé Publique. Sur ce, plusieurs techniques ont été adoptés. Parmi ceci, l'introduction de l'étude de cette maladie dans le programme scolaire de l'enseignement de la Science de la Vie et de la Terre pour les élèves de la classe de 9^{ème}, 8^{ème} et 5^{ème}. En effet, l'école est un moyen efficace pour transmettre les informations et la communication dans les sociétés et pour acheminer des connaissances.

Ce manuel peut donc servir de document aux enseignants de ces classes lors de la préparation des leçons concernant ce thème. Sur ce, des transpositions didactiques sont nécessaires.

Voici donc une proposition de fiche de préparation de l'enseignement de SVT pour les classes de 9^{ème}, 8^{ème} et 5^{ème} concernant le paludisme.

Classe de 9^{ème}

Matière : Connaissances usuelles

Titre : Le paludisme

Objectifs : l'élève doit être capable de :

- Reconnaître les symptômes de la maladie
- Connaître les mesures à prendre lorsque les symptômes apparaissent
- Prendre toute disposition pour éviter la propagation de la maladie

Objectifs spécifiques	Contenus	Observations
L'élève doit-être capable de :	Pré requis	Discussions sous forme de question-réponse sur le pré requis des élèves concernant le paludisme.
- Définir la maladie « paludisme »	1. Définition Le paludisme est une maladie transmise par un moustique femelle appelé anophèle ayant déjà piqué un individu impaludée.	Discuter les schémas sur la transmission du paludisme. (Annexe VI)
- Reconnaître les symptômes de la maladie	2. Symptôme de la maladie L'individu atteint du paludisme : <ul style="list-style-type: none">- a des maux de tête- n'a pas d'appétit- a une forte température- a des frissons- vomit après chaque repas- est maigre En absence de traitement, le paludisme peut provoquer la mort.	Discussions sur les manifestations de la maladie selon les connaissances des élèves et les schémas de l'annexe VII
- Connaître les	3. Traitements de la maladie	Demander aux

mesures à prendre lorsque les symptômes apparaissent	Il faut consulter le médecin dès les premiers symptômes.	élèves leurs avis quand les symptômes apparaissent ; insister sur l'importance de consulter un médecin
- Prendre toute disposition pour éviter la propagation de la maladie	<p>4. Prévention de la maladie</p> <p>Il faut éviter de se faire piquer :</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dormir sous une moustiquaire imprégnés d'insecticides ; - utiliser des répulsifs comme les sprays et les serpentins ; - pulvériser l'intérieur et l'extérieur de la maison par des insecticides; - fermer les portes et les fenêtres avant d'allumer les lumières <p>Il faut tuer les moustiques :</p> <ul style="list-style-type: none"> - Assécher les eaux stagnantes (lieux où les anophèles pondent) - Débroussailler les alentours de la maison (lieux où les anophèles se reposent) 	Inciter les élèves à donner leurs avis concernant les préventions pour lutter le paludisme. (Annexe X et Annexe XI)

Classe de 8^{ème}

Matière : Connaissances usuelles

Titre : Le paludisme

Objectifs : l'élève doit être capable de :

- Décrire les symptômes de la maladie
- Décrire la transmission du paludisme
- Décrire l'évolution du paludisme et montrer la gravité du paludisme
- Suivre les règles d'hygiène contre le paludisme

Objectifs spécifiques	Contenus	Observations
L'élève doit être capable de :	<p>Pré requis</p> <p>1. Définition</p> <p>Le paludisme est une maladie transmissible, endémique des pays de la région chaude. Il est une maladie très grave.</p>	Questions-réponses
<ul style="list-style-type: none">- Décrire la transmission du paludisme	<p>2. Transmission du paludisme</p> <p>Le paludisme est transmis par un moustique femelle appelé anophèle. Lorsque l'anophèle femelle pique un malade, elle avale le parasite contenu dans le sang du malade. Lorsqu'il pique une autre personne, il transmet la maladie.</p>	Discuter sur la transmission du paludisme (Annexe VI)
<ul style="list-style-type: none">- Décrire les symptômes de la maladie- Décrire l'évolution du paludisme et montrer la	<p>3. Symptômes de la maladie</p> <p>Le malade atteint de paludisme a une forte fièvre. Il a des frissons et a des maux de tête. Il vomit et manque d'appétit. Les parasites injectés par l'anophèle détruisent les globules rouges. En absence de traitement, le paludisme peut provoquer l'anémie et</p>	Discussions sur les manifestations de la maladie selon les connaissances des élèves et

gravité du paludisme	même la mort.	l'annexe VII.
	<p>4. Traitement de la maladie</p> <p>Consulter le médecin dès les premiers symptômes.</p>	Insister sur le fait que le paludisme est une maladie mortelle.
- Suivre les règles d'hygiène contre le paludisme	<p>5. Préventions</p> <ul style="list-style-type: none"> - Débroussailler les alentours de la maison - Pulvériser l'intérieur et l'extérieur de la maison par des insecticides - Dormir sous une moustiquaire imprégnée d'insecticides - Assécher les eaux stagnantes - Fermer les portes et les fenêtres avant d'allumer les lumières 	Encourager les élèves à donner leurs avis concernant les préventions du paludisme.

Classe de 5^{ème}

Matière : Science de la Vie et de la Terre

Chapitre : Les maladies parasitaires de l'Homme

Titre : Le paludisme

Durée : 3 heures

Objectif général : L'élève doit être capable de suivre scrupuleusement les règles de l'hygiène

Objectifs spécifiques :

L'élève doit être capable de

- Décrire et citer les symptômes et l'évolution du paludisme
- Décrire l'agent de la maladie et son cycle de développement
- Prendre les mesures de lutte contre le paludisme

Objectifs spécifiques	Contenus	Observations
L'élève doit être capable de :	Pré requis Le paludisme Le paludisme est une maladie transmissible, et très courante dans les pays de la région chaude. Il est causé par un microorganisme parasite appelé Plasmodium qui est transmis à un autre individu sain par un moustique femelle appelé anophèle ayant déjà piqué un individu impaludé.	Discuter à partir de la vie courante en relation avec le paludisme.
▪ Décrire les symptômes et l'évolution du paludisme	1. Symptômes et évolution de la maladie Le malade atteint de paludisme a une forte fièvre. Il a des frissons et a des maux de tête. Il vomit et manque d'appétit. Il devient ainsi maigre. Les parasites injectés par l'anophèle	Discuter sur les manifestations de la maladie selon les connaissances des élèves. Souligner que le paludisme est une

<ul style="list-style-type: none"> ▪ Décrire et l'agent du paludisme et expliquer son cycle de développement 	<p>détruisent les globules rouges. Ceux-ci provoquent l'anémie. Et en absence de traitement, l'anémie peut provoquer la mort.</p> <p>2. Agent de la maladie : <i>Plasmodium</i> et son cycle de développement</p> <p>L'agent de la maladie est un parasite appelé <i>Plasmodium</i>. C'est un organisme microscopique de forme ovale. Il est transmis à l'Homme par une pique des moustiques appelés anophèles femelles.</p> <p>2.1. Cycle évolutif du Plasmodiums chez l'Homme</p> <p>Quand l'anophèle infesté du parasite pique un Homme sain, il inocule en même temps que sa salive les plasmodiums.</p> <p>Les plasmodiums arrivés dans l'organisme humain vont être véhiculés par le sang vers le foie où ils se développent. Lorsque les cellules du foie éclatent, les parasites sont libérés dans le sang et vont attaquer les globules rouges. Ils se nourrissent, se développent et se multiplient ensuite dans ces globules rouges. Et quand ces derniers éclatent et meurent. Les parasites libérés vont attaquer d'autres globules rouges.</p> <p>2.2. Cycle évolutif du Plasmodiums chez le vecteur : Anophèles</p> <p>Quand l'anophèle pique le paludéen, il aspire le sang du malade qui est chargé de plasmodiums. Depuis ce, les plasmodiums continuent à évoluer dans les parois de la</p>	<p>maladie mortelle.</p> <p>Discuter selon les schémas du cycle de développement des Plasmodiums (annexe IX)</p>
---	---	--

	<p>tube digestifs de l'anophèle. Ils sont ensuite conservés dans les glandes salivaires des anophèles. Ainsi, ils seront transmis dans d'autre individu sain quand l'anophèle pique une personne.</p>	
<p>▪ Décrire et schématiser le vecteur du paludisme et expliquer son cycle de développement</p>	<p>3. Vecteurs de la maladie : Anophèles et son cycle de développement</p> <p>3.1. Description de l'anophèle</p> <p>L'anophèle est un moustique dont le corps est divisé en 3 parties :</p> <ul style="list-style-type: none"> - La tête qui porte les yeux, les antennes et les pièces buccales avec des stylets piqueurs ; - Le tronc ou le thorax qui porte surtout les organes de locomotions (3 paires de pattes et une paire d'ailes tachetées de noir) - L'abdomen : qui est formé de plusieurs segments. <p>Il se distingue du moustique simple par :</p> <ul style="list-style-type: none"> - Sa position : il est oblique au support - La longueur de ses pattes : très longues - Ses ailes : les ailes des anophèles sont tachetées de noir et des couleurs pâles <p>3.2.Cycle de développement des anophèles</p> <p>Les anophèles se développent dans 2</p>	<p>Inciter les élèves à décrire la morphologie des anophèles (Figure 2) et à comparer les moustiques simples en utilisant les figures 11 ; 12 et 13</p> <p>Discuter sur le schéma de l'annexe VIII</p>

<p>▪ Préconiser des moyens de lutttes contre le paludisme</p>	<p>milieux complémentaires : milieu aquatique et milieu aérien</p> <p>a. Milieu aquatique</p> <p>Après que les anophèles se reproduisent, la femelle pond ses œufs et les dépose à la surface des collections d’eaux (eaux stagnantes, flaques d’eaux, rizières,...).</p> <p>Ses œufs éclosent et donnent naissance à des larves qui descendent dans l’eau et respirent par des siphons l’oxygène de l’air à la surface de l’eau. Ces larves vont transformer en nymphes qui remontent à la surface de l’eau. Ces nymphes vont donner naissance aux anophèles adultes.</p> <p>b. Milieu aérien</p> <p>Après l’émersion, les anophèles adultes partent à la recherche de nourriture la nuit et ils se reposent dans des endroits obscurs, calmes et à l’abri du vent (étable, broussailles, ...) pendant la journée.</p> <p>4. Lutte contre le paludisme</p> <p>4.1.Prévention</p> <ul style="list-style-type: none"> - Débroussailler les alentours de la maison - Pulvériser l’intérieur et l’extérieur de la maison par des insecticides - Dormir sous une moustiquaire imprégnée d’insecticides - Assécher les eaux stagnantes - Fermer les portes et les fenêtres avant d’allumer les lumières 	<p>Discuter sur les différents moyens de lutttes contre le paludisme selon la vie courante et leur connaissance</p>
---	---	---

	<p style="text-align: center;">4.2.Traitements</p> <p>Le paludisme est traité par des médicaments antipaludiques à base d'artémisinines. Mais quand les premiers symptômes apparaissent, le mieux c'est d'aller consulter un médecin.</p>	
--	--	--

Afin de mieux transmettre la leçon, il faut faire participer les élèves pour attirer leur attention aux cours. C'est la raison pour laquelle, il est nécessaire d'utiliser des supports de cours comme des schémas. Sur ce, les élèves peuvent discuter les schémas avant que l'enseignant n'aborde les leçons. Lors de la discussion, il est préférable de suivre les méthodes participatives comme l'Observation suivie de l'Analyse, l'Interprétation et Conclusion qui sont faites par les élèves. A la fin, l'enseignant fait une synthèse.

D'ailleurs, le contenu de ce manuel peut servir également d'exemple et d'illustration dans certains chapitres de la Science de la Vie et de la Terre de certaines classes.

En classe de 5^{ème}, un des objectifs de l'enseignement de SVT est d'avoir des élèves capables de réaliser l'interdépendance des êtres vivants. Pour atteindre cet objectif alors, les élèves de la classe de 5^{ème} commencent à faire des études sur les êtres vivants et leurs milieux. Sur ce, l'étude écologique et biologique des anophèles est une très bonne illustration du sous chapitre concernant l'étude d'un milieu terrestre et d'un milieu aquatique. En effet, selon la biologie des anophèles, les anophèles occupent en tout cas ces 2 milieux. Les larves, les nymphes se développent dans les milieux aquatiques si les adultes se développent dans les milieux terrestres. Sur ce, la figure indiquant le cycle de développement des anophèles (annexe VII) peut être servi comme référence. Grâce à ce schéma, s'il y a descente sur terrain, les élèves peuvent identifier les différents animaux qu'ils trouvent dans le milieu propice, y compris les anophèles dont les documents dans les pages 24 à 27 indiqueront les formes des différents stades d'anophèles. Dans ce sous-chapitre, les élèves étudient non seulement les êtres vivants se trouvant dans ces 2 milieux et l'interdépendance entre les êtres vivants, mais ils commencent également à classifier les êtres vivants dont l'enseignant peut prendre comme exemple la classification des anophèles.

En classe de seconde, les élèves étudient également l'écologie. L'objectif de ce chapitre est que l'élève doit être capable de définir la diversité des êtres vivants et de réaliser

les interrelations entre eux et avec leur milieu. Pour bien atteindre cet objectif, il est indispensable de réaliser une sortie écologique. Cette dernière est une meilleure méthode pour mettre en exergue ce chapitre afin que les élèves soient toujours intéressés aux cours. En effet, lors d'une sortie écologique, les élèves peuvent identifier, à part les êtres vivants présents dans le milieu, les différents facteurs qui influencent la vie d'un être vivant dans le milieu. Voici donc un exemple d'une guide qui pourrait être utilisée lors d'une sortie sur terrain.

Classe : Seconde

Titre : Sortie écologique

Objectifs de la sortie

L'élève doit être capable :

- de connaître les êtres vivants qui peuplent les milieux visités.
- d'identifier les différentes conditions du milieu qui rendent la vie des êtres vivants favorables.
- de saisir les relations entre les êtres vivants du milieu.

Consignes pour l'enseignant

- Le site choisi pour la sortie doit comprendre les 2 milieux (milieu aquatique et milieu terrestre). Il doit être également un milieu où les hommes parviennent le moins souvent.
- Le site à étudier doit être bien délimité. Cependant, s'il s'étend à quelques superficies, il est nécessaire d'adopter un plan du site.
- Les élèves doivent être partagés en groupe pour faciliter les tâches.

Méthode d'étude pratique

Voici un exemple de distribution des groupes en fonction de leurs tâches

Milieu à étudier	Répartition des groupes	Travaux à réaliser	Matériels nécessaires
Milieu terrestre	Groupe 1	<ul style="list-style-type: none"> - Inventorier les végétaux rencontrés. - Récolter quelques échantillons. - Mentionner leur fréquence, 	Sachets plastiques Etiquettes Crayon Ciseaux

		<p>leur hauteur, leur grandeur et leur nom vernaculaire si possible.</p> <ul style="list-style-type: none"> - Définir les différents facteurs influençant la vie de ces végétaux. 	Appareil photographique
Milieu terrestre	Groupe 2	<ul style="list-style-type: none"> - Faire l'inventaire des animaux rencontrés dans le milieu. - Prendre des échantillons si possibles. - Mentionner leur nom, leur comportement, leur habitat et leur alimentation si possible. - Définir les différents facteurs influençant la vie de ces animaux 	<p>Flacons</p> <p>Etiquettes</p> <p>Crayon</p> <p>Filet à insectes</p> <p>Pinces</p> <p>Loupe de poche</p> <p>Lampe torche</p> <p>Sachets plastiques</p> <p>Appareil photographique</p>
Milieu aquatique	Groupe 3	<ul style="list-style-type: none"> - Inventorier les flores se trouvant dans l'eau, au bord de l'eau. - Déterminer leur nom, leur fréquence, leur hauteur et leur grandeur si possible - Définir les différents facteurs influençant la vie de ces végétaux 	<p>Sachets plastiques</p> <p>Etiquettes</p> <p>Crayon</p> <p>Ciseaux</p> <p>Appareil photographique</p>
Milieu aquatique	Groupe 4	<ul style="list-style-type: none"> - Inventorier les faunes se trouvant dans l'eau, au bord de l'eau. - Déterminer leur nom, leur localisation dans l'eau et leur comportement si possible - Définir les différents facteurs influençant la vie de ces 	<p>Flacons</p> <p>Etiquettes</p> <p>Crayon</p> <p>Filet à insectes</p> <p>Pinces</p> <p>Séries de tamis</p> <p>Loupe de poche</p> <p>Lampe torche</p>

		animaux	Sachets plastiques Appareil photographique
--	--	---------	---

Dans ce même chapitre (écologie), lors de l'étude de la notion des chaînes alimentaires, ce document peut servir comme des illustrations. Sur ce, un exemple peut s'établir comme suit avec l'anophèle : « les larves d'anophèle se nourrissent des matières organiques végétales. Ensuite, ils sont mangés par les poissons (*cf.* figure d'un poisson larvivoire à l'annexe X); ce dernier est mangé par l'Homme ».

En classe de première, sur le sous-chapitre régime alimentaire dans le chapitre concernant « Alimentation des hommes et des animaux », prendre les anophèles comme exemple sont très important. En effet, les anophèles femelles représentent un exemple d'animaux zoophages du fait qu'ils se nourrissent du sang. Ils sont classés parmi les animaux zoophages hématophages (*cf.* figure 3). Par contre, les anophèles mâles se nourrissent des nectars ; ils constituent donc un exemple d'animaux phytophages appartenant dans les groupes des nectarivores. Ceci peut mettre en évidence les variations des régimes alimentaires selon le sexe des animaux.

En classe de terminale, la connaissance des plasmodiums, agents responsable du paludisme, peut illustrer le chapitre concernant l'immunologie. Ce dernier constitue l'étude de toutes réactions de l'organisme qui tendent à éliminer les substances étrangères qui sont dites antigènes. Le plasmodium, une fois introduit dans l'organisme humain lors d'une piqûre d'un anophèle femelle infesté, constitue un antigène, ou une molécule étrangère (*cf.* figure du cycle de développement des *Plasmodium sp.* à l'annexe IX, dont l'organisme va éliminer si possible.

Bref, ce manuel présente un grand atout pour l'éducation car il fournit des données et des informations qui peuvent être utiles que ce soit pour les niveaux primaires que pour les niveaux secondaires.

CONCLUSION

CONCLUSION

Le paludisme est une maladie meurtrière, transmissible par la piqûre d'un anophèle femelle infesté du Plasmodium, agent pathogène responsable du paludisme. Cette maladie concerne plutôt les régions tropicales.

A Madagascar, de nombreuses techniques de lutte contre ces vecteurs du Plasmodium ont été mobilisées pour réduire l'incidence du paludisme. Elles se basent généralement sur les CAID et la distribution des MIDs à chaque ménage. Ces moyens de luttent sont, toutefois, menacés par la résistance des vecteurs aux insecticides.

Dans le fokontany ANDRANOVOLO, trois types de vecteurs sont identifiés dans la région : *An. gambiae s.l.*, *An. funestus* et *An. mascarensis*. Pendant la descente sur terrain, *An. gambiae s.l.* sont la majorité des vecteurs identifiés. Pour lutter contre ces vecteurs, des campagnes de distribution des MIDs ont eu lieu dans ce site.

D'ailleurs, pour évaluer l'efficacité et choisir le meilleur insecticide utilisé dans la prochaine campagne MID, des tests de sensibilités aux insecticides d'imprégnation de MIDs (Pyréthroïdes) et aux autres insecticides non utilisés dans le MID (Organophosphorés et carbamates) sont effectuées avec les souches d'*An. gambiae s.l.* présent dans le site. Les insecticides testés sont le Deltaméthrin (0,05%), le Pirimiphos-méthyl (0,25%) et le Propoxur (0,01%). Les tests de sensibilités ont été effectués avec des moustiques sauvages et des moustiques issus d'élevage suivant le protocole standard de l'OMS.

Ainsi, lors des tests, les *An. gambiae s.l.* sauvages sont moins sensibles que les *An. gambiae s.l.* issus d'élevage. Ils y auraient une résistance (qui sera encore à confirmer) à la Deltaméthrine (0,05%) si les souches d'élevage étant sensibles. La Deltaméthrine appartient à la famille d'insecticide pyréthroïdes avec qui les MIDs sont imprégnées. Aux 2 autres insecticides, Pirimiphos-méthyl (0,25%) et Propoxur (0,01%), les 2 souches sont tous sensibles. Comme les 2 souches d'*An. gambiae s.l.* ne présentent pas la même sensibilité à la Deltaméthrine, l'hypothèse est donc vérifiée. Les *An. gambiae s.l.* d'une souche sauvage sont moins sensibles que ceux d'une souche d'élevage. L'habitat, l'état physiologique et l'âge des vecteurs influencent les résultats de sensibilités.

D'ailleurs, cette résistance est encore à confirmer soit par un autre test soit par une identification moléculaire des souches sauvages de cette espèce d'anophèles.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Bibliographie

1. **Association Française des Enseignants de Parasitologie et de Mycologie ou ANOFEL. (2014).** *Paludisme*. s.l. : Université Virtuelle Francophone, 27p.
2. **AUBRY, P. et GAÜZER, B. A. (2015).** *Paludisme*. : Médecine Tropicale, 25p.
3. **BALDET, T., CHANDRE, F., DARRIET, F., DAVID, J., DUSFOUR, I., FRANC, M., LABBE, P., LAGADIC, L. et LAGNEAU, C. (2014).** *Utilisation des insecticides et gestion de la résistance*. : CNEV, 71p.
4. **BONNEVILLE, J., DEFRANCE, C. et MIKLAVEC, T. (2008).** *Guide pratique de lutte contre le paludisme en entreprise*. Paris : Stanisphère, 114p.
5. **BRENGUES, J. et COOSEMANS, M. (1977).** *Sensibilité et résistance des insectes aux insecticides en Afrique Tropicale*. O.C.C.G.E. Centre MURAZ Section Entomologie : O.R.S.T.O.M, 23p.
6. **CARNEVALE, P. et ROBERT, V. (2009).** *Les anophèles - Biologie, transmission du Plasmodium et lutte anti-vectorielle*. Marseille : IRD, 402p.
7. **COMITE D'ACTION DE RESISTANCE AUX INSECTICIDES. (2011).** *Prévention et gestion de la résistance aux insecticides : vecteurs, jouant un rôle dans la santé publique*. : IRAC, 30p.
8. **CREAM. (2013).** *Monographie Région Vatovavy Fitovinany*. Antananarivo : CREAM, pp 21 - 35.
9. **DAJOZ, R. (1959).** *Les insecticides*. Paris : Presses Universitaires de France, pp 14 - 87.
10. **DANIS, M. et MOUCHET, J. (1991).** *Paludisme*. : Edition Ellipses, 240p.
11. **DOUCET, J. (1951).** *Les anophélinés de la région malgache*. Institut de Recherche Scientifique Tananarive - Tsimbazaza, 195p.
12. **GRJEBINE, A. (1956).** *Aperçu sommaire du peuplement anophélien de Madagascar*. s.l. : Bull WHO, pp 593 - 611.

13. **GRJEBINE, A. (1966).** *Faune de Madagascar XXII Insectes diptères culicidae ANOPHELINAE. Faune de Madagascar.* Paris : ORSTOM, 487p.
14. **HAMON, J. et MOUCHET, J. (1961).** *La résistance aux insecticides chez les insectes d'importance médicale.* : O.R.S.T.O.M, 33p.
15. **HOLSTEIN, M. (1952).** *Biologie d'Anopheles gambiae - Recherche en Afrique occidentale française.* Genève : OMS, 175p.
16. **MARRAMA, L., LAVENTURE, S., RABARISON, P. et ROUX, J. (1999).** *Anopheles mascarensis (De Meillon, 1947) : vecteur principal du paludisme dans la région de Fort-Dauphin (Sud-Est de Madagascar).* : Bull Soc Pathol Exot, pp 136-138.
17. **MINISTERE DE LA SANTE PUBLIQUE. (2015).** *Plan stratégique de lutte contre le paludisme 2003 - 2013, version révisée 2015 - 2017.* Madagascar, 92p.
18. **MINISTERE DE LA SANTE PUBLIQUE. (2015).** *Plan stratégique de lutte contre le paludisme 2003 - 2013, Consolider les acquis en vue de l'élimination du paludisme à Madagascar, version révisé pour 2015 - 2017.* Madagascar, 85p.
19. **MOUCHET, J., CARNEVAL, P., et COOSEMANS, M. (2004).** *Biodiversité du paludisme dans le monde.* Paris : John Libbey Eurotext, 428p.
20. **Organisation Mondiale de la Santé (OMS) et Roll Back Malaria (RBM). (2002).** *Plan mondial pour la gestion de la résistance aux insecticides chez les vecteurs du paludisme.* Genève : OMS, 24p.
21. **Organisation Mondiale de la Santé (OMS). (2006).** *Paludisme: lutte antivectorielle et protection individuelle.* Genève, 80p.
22. **Organisation Mondiale de la Santé (OMS). (2014).** *Entomologie de paludisme et lutte antivectorielle - Guide des participants.* Genève : OMS, 200p.
23. **Organisation Mondiale de la Santé (OMS). (2015).** *Rapport sur le paludisme dans le monde 2014.* Genève : OMS, 28p.
24. **PAGES, F. (1966).** *Le paludisme.* Paris : Presses universitaires de France, pp 17 - 52.

25. **RADAVIARISON, S. (2012).** *Les techniques de capture des moustiques - Identification morphologique des espèces anophéliennes dans la région d'Antananarivo.* Mémoire de CAPEN-SN ; Université d'Antananarivo - ENS, 82p.
26. **RAFENOARISOA, F. (2013).** *Capture, élevage et tests de sensibilité des adultes d'anophèles aux insecticides.* s.l. : Mémoire du CAPEN - SN, Université d'Antananarivo, 73p.
27. **RAKOTOBE, I. (2012).** *Le paludisme à Madagascar : vecteurs et parasites, faciès épidémiologiques et conséquences pour la lutte.* Thèse en vue de l'obtention du Diplôme d'Etat de Docteur en Pharmacie ; Université de Limoges - Faculté de Pharmacie, 91p.
28. **RAKOTONDRAIBE, ME., et al. (2000).** *Sensibilité aux insecticides des vecteurs du paludisme sur les Hautes Terres Centrales de Madagascar après cinq années de lutte antivectorielle.* : Arch Inst Pasteur de Madagascar, pp 32 - 35.
29. **RAZANATSIMBA, I. (2012).** *Technique de dissection et âge physiologique chez Anopheles sp dans la région d'Antananarivo.* Mémoire de CAPEN - SN ; Université d'Antananarivo - ENS, 78p.
30. **ROBERT, V. (2001).** *Les vecteurs du paludisme.* Antananarivo - Madagascar : IPM, 21p.
31. **ROLL BACK MALARIA. (2013).** *Focus sur Madagascar, Collection progrès et impacts.* 82p.
32. **SEVENET, G. (1935).** *Les anophèles de la France et de ses colonies.* Paris : Editions PAUL LECHEVALIER, série A, XIX, 325p.
33. **STEPHANE, F. (2014).** *Evaluation de l'efficacité d'insecticides de longue durée sur les vecteurs du paludisme en milieu semi-naturel au centre de la Côte d'Ivoire.* Basel. 163p.
34. **SUC, M. (2014).** *Evaluation de l'impact du paludisme et mise en application de la politique nationale de lutte contre le paludisme à Antananarivo, Madagascar.* Faculté de pharmacie en Grenoble : Thèse d'obtention de titre de docteur en pharmacie , 105p.

35. **WILLIAMS, J. et PINTO, J. (2012).** *Manuel de formation à l'entomologie du paludisme*. s.l. : RTI, pp 12 - 67.

WEBOGRAPHIE

<http://fr.slideshare.net/atelier-paludisme/semaine2-n06>, consulté le 03 Août 2016

<https://sites.google.com/site/tpe4dgranier/i-un-fleau-mondial/2-transmission-et-evolution-dans-le-corps>, consulté le 03 Août 2016

<http://www.futura-sciences.com/magazines/sante/infos/actu/d/medecine-palu-chik-dengue-primeur-gestes-antimoustiques-simples-31665/>, consulté le 03 Août 2016

http://www.santeromande.ch/TSR36_9/20130925_1.html, consulté le 25 Avril 2016

<http://www.uvp5.univ-paris5.fr/campus-parasitologie>, consulté le 03 Août 2016

ANNEXES

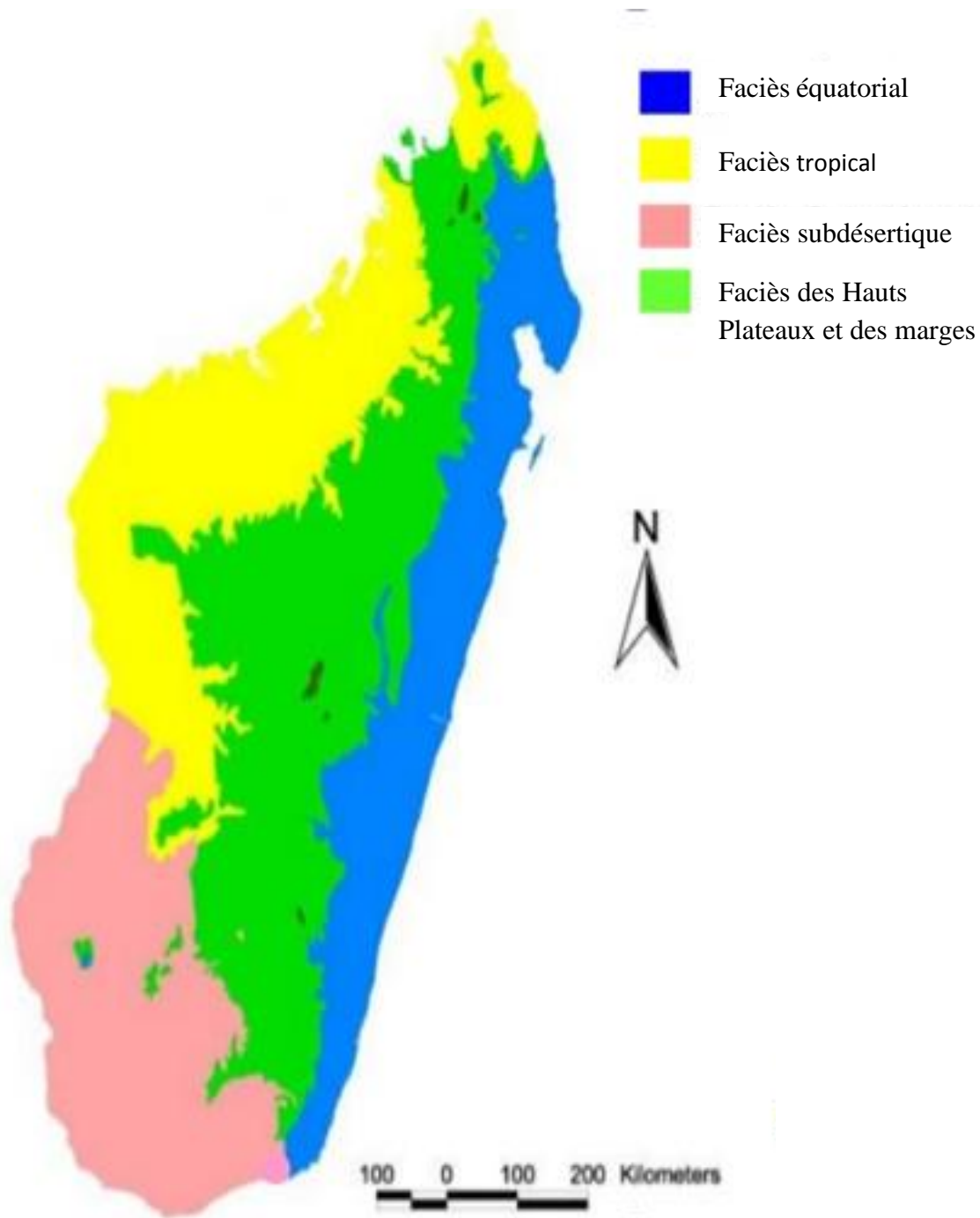
LISTE DES ANNEXES

- Annexe I :** REPRESENTATION DES FACIES EPIDEMIOLOGIQUES
CONSTITUANT MADAGASCAR
- Annexe II :** REPARTITION DES ESPECES VECTRICES DE L'AGENT
PATHOGENE DU PALUDISME A MADAGASCAR
- Annexe III :** LES ETATS ABDOMINALES DES ANOPHELES EN FONCTION
DU STADE GONOTROPHIQUE
- Annexe IV :** LA CLE DE DETERMINATION DES ANOPHELINAE
MALGACHES DE GRJEBINE EN 1966
- Annexe V :** FICHE DE SENSIBILITE
- Annexe VI :** MODE DE TRANSMISSION DU PALUDISME
- Annexe VII :** SYMPTÔMES DU PALUDISME
- Annexe VIII :** CYCLE BIOLOGIQUE DES ANOPHELES
- Annexe IX :** CYCLE BIOLOGIQUE DES *Plasmodium sp*, AGENTS
RESPONSABLES DU PALUDISME
- Annexe X :** LUTTES ANTI-LARVAIRES
- Annexe XI :** LUTTES CONTRE LES ANOPHELES ADULTES



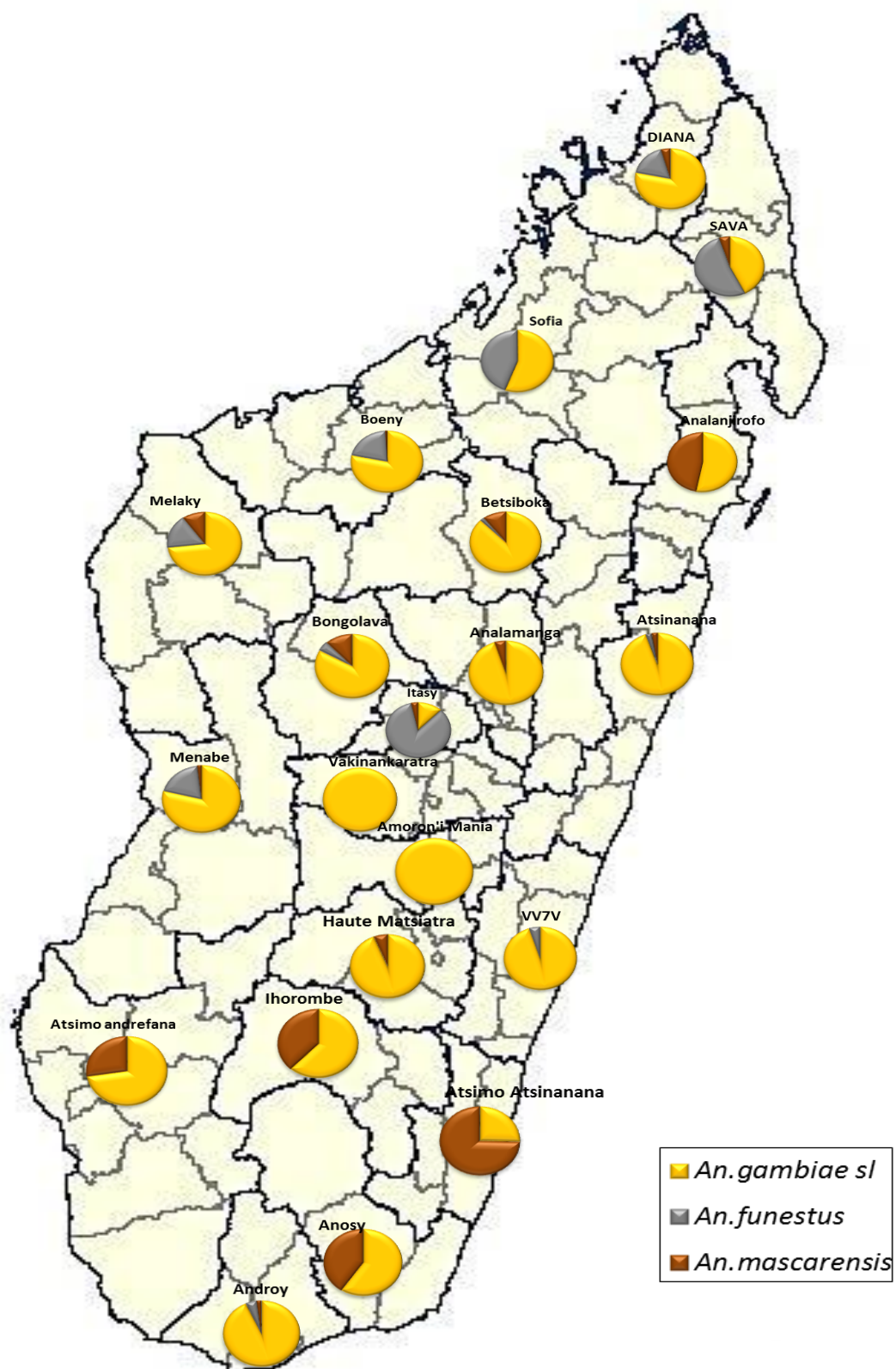
**Annexe I : REPRESENTATION DES FACIES EPIDEMIOLOGIQUES
CONSTITUANT MADAGASCAR**

(Source : Institut Pasteur de Madagascar)



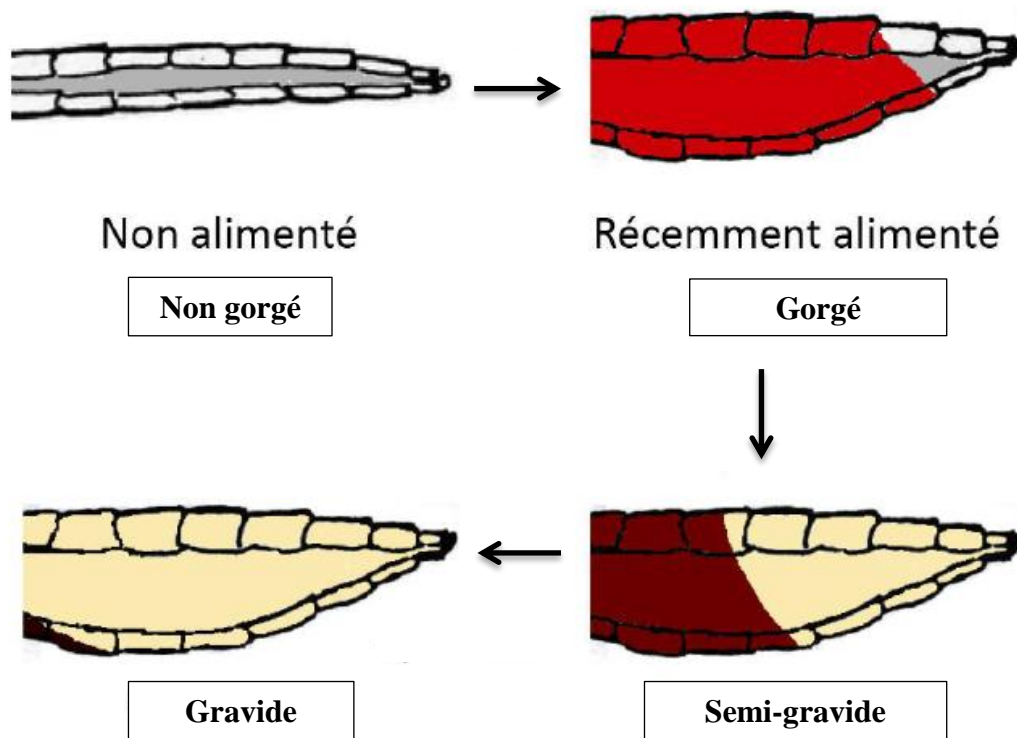
Annexe II : REPARTITION DES ESPECES VECTRICES DE L'AGENT PATHOGENE DU PALUDISME A MADAGASCAR

(Source : PNLP / Entomologie)



**Annexe III : LES ETATS ABDOMINAUX DES ANOPHELES EN FONCTION DU
STADE GONOTROPHIQUE**

Source : (WILLIAMS, PINTO, 2012)



Annexe IV : LA CLE DE DETERMINATION DES ANOPHELINAE MALGACHES DE GRJEBINE EN 1966

Source : (GRJEBINE, 1966)

Dans cette clef, le terme d'*Anopheles gambiae* est utilisé pour tout le complexe *gambiae*. Il y manque les espèces connues seulement à l'état larvaire : *An. grenieri* Grjebine, *An. amoulti* Grjebine, *An. courdurieri* Grjebine.

1. Aile avec au moins 4 taches pâles sur la costa et la nervure 1, tache apicale incluse (moitié basale de la costa pas entièrement sombre) 5
Aile au plus 3 taches claires sur la costa, tache apicale incluse, moitié basale de la costa entièrement sombre 2
2. Segments 4 – 5 du tarse postérieur entièrement clairs 3
Segments 4 – 5 du tarse postérieur, au moins partiellement sombres 4
3. Tibia postérieur avec tache apicale claire au moins quatre fois plus longue que large ; premier segment du tarse avec anneau clair basal presque aussi long que l'anneau du tibia *An. coustani*
Tibia postérieur avec seulement une tache apicale ronde ; premier segment du tarse généralement foncé à sa base, parfois quelques écailles claires *An. tenebrosus*
4. Segment 4 du tarse postérieur partiellement clair ; tibia moyen et postérieur avec bande apicale claire *An. fuscicolor*
Segment 4 du tarse postérieur entièrement sombre ; tibia moyen et postérieur sans bande apicale claire ; frange alaire sans tache claire à l'apex de 5.2
..... *An. fuscicolor soalalaensis*
5. Segments abdominaux avec touffes latérales d'écailles saillantes sur segments 2 – 7 6
Segments abdominaux sans touffes latérales d'écailles 7
6. Segment 5 du tarse postérieur généralement clair ; champ alaire largement clair *An. pharoensis*
Segment 5 du tarse postérieur entièrement noir ; champ alaire largement sombre, avec des taches claires d'écailles blanches.....*An. squamosus*
..... *An. cydippis*
7. Pattes non tachetées de pâles mais pouvant avoir des anneaux ou des segments entièrement pâles..... 8
Pattes tachetées pâles..... 16
8. Segments 4 et 5 des tarses postérieurs entièrement pâles *An. rufipes*



Segments 4 et 5 des tarses postérieurs au moins partiellement sombres	9
9. Troisième zone sombre principale de la nervure 1 interrompue par une tache pâle	10
Troisième zone sombre principale de la nervure 1 entière (ou absente, mais alors elle manque aussi sur la costa)	11
10. Une tache pâle préapicale sur le fémur postérieur, article 1 – 4 des tarses sombres	<i>An. brunnipes</i>
Pas de tache pâle préapicale sur fémur postérieur, article 1 – 4 des tarses avec anneau pâle	<i>An. mascarensis</i>
11. Fémurs antérieurs et médians avec une tache ou anneau pâle préapical.....	12
Fémurs antérieurs sans tache ou anneau pâle préapical.....	15
12. Palpes hérissés sur toute leur longueur, troisième zone sombre principale de la costa, bien moins longue que les zones pâles qui l’encadrent, parfois absente	13
Palpes lisses, sauf à leur extrême base ; troisième zone sombre principale de la costa bien plus longue que les zones pâles qui l’encadrent.....	<i>An. griveaudi</i>
13. Palpes avec trois anneaux pâles ; partie apicale pâle très longue, couvrant entièrement le dernier article du palpe et presque la moitié de l’avant dernier	<i>An. notleyi</i>
Palpes avec quatre anneaux pâles ; apex court le dernier article du palpe comportant un anneau sombre	14
14. Segments 3 – 4 du tarse moyen, entièrement sombre	<i>An. lacani</i>
Segments 3 – 4 du tarse moyen avec anneau pâle apical	<i>An. roubaudi</i>
15. Nervure 6 presque entièrement sombre, palpes avec les 2 anneaux pâles apicaux étroits, articles 1 à 4 des tarses postérieurs sombres	<i>An. funestus</i>
Nervure 6 presque entièrement pâle, palpes avec les anneaux pâles apicaux larges, articles 1 à 4 des tarses postérieurs avec anneau apical pâle	<i>An. flavicosta</i>
16. Segments 4 et 5 du tarse postérieur entièrement clairs	17
Segments 4 et 5 du tarse postérieur partiellement ou entièrement sombres	18
17. Palpes généralement parsemés de quelques taches claires ; segment 3 du tarse postérieur entièrement clair	<i>An. maculipalpis</i>
Palpes jamais tachetées, seulement 2 derniers segments du tarse postérieur entièrement clairs.....	<i>An. pretoriensis</i>
18. Aile avec une tache claire sur la troisième aire principale de la nervure 1 parfois fusionnée avec la tache subcostale ; tache claire (supplémentaire) présente sur la frange alaire entre extrémités de 5.2 et 6	<i>complexe gambiae</i>

Ailes sans de telles taches	19
19. Palpes avec 3 bandes claires, apex des palpes sombres, ou avec au plus 3 écailles claires à l'apex ; segment 2 du tarse postérieur non tacheté	<i>An. grassei</i>
Palpes avec 4 bandes claires (apex claires)	20
20. Aile avec la deuxième aire principale sombre de la costa et la première nervure interrompue par une large tache claire, segment 2 du tarse postérieur tacheté ; longueur d'aile : 4mm	<i>An. ranci</i>
Aile avec la deuxième aire principale sombre non interrompue sur la costa, mais seulement sur la première nervure par une bande claire étroite	21
21. Segment 1 du tarse postérieur non tacheté ; sternites abdominaux avec des écailles claires, espèce de grande taille, aile 4 à 4,2mm	<i>An. milloti</i>
Segment 1 du tarse postérieur tacheté	22
22. Palpes non hérissés à l'apex, bande claire de l'apex du palpe aussi longue que la bande sombre qui précède	<i>An. pauliani</i>
Palpes hérissés à l'apex, la bande apicale claire plus large que les autres	<i>An. radama</i>

Annexe V : FICHE DE SENSIBILITE

(Source : Service d'entomologie PNLP)

Enquêteur :

Nom et adresse de l'institut :

Informations sur la région

Pays : Région : District :

Localité : Coordonnées géographiques :

Altitude : Récoltes principales :

Principaux insecticides utilisés dans la région enquêtée

Moustiquaires imprégnées d'insecticide : Durée :

Pulvérisation intra domiciliaire : Durée :

Destruction des larves : Durée :

Agriculture : Durée :

Informations sur les échantillons

Espèce testée : Membre du complexe :

Sexe : Age (jours) :

Etape de la digestion du sang : non gorgée - gorgée de sang - semi gravide – gravide

Technique d'échantillonnage : Prélèvement de larve :

Repos à l'intérieur des domiciles (autres à préciser) :

Si prélèvement larvaire, type de gîte larvaire :

Informations sur l'insecticide testé

Insecticide testé : Concentration :

Papiers imprégnés préparés par : Date d'imprégnation :

Date de péremption : Date d'enlèvement du papier de la boîte :

Nombre d'utilisations précédentes : Conditions de stockage :

T° ambiante à °C



Condition du test

	Température		Humidité relative	
	T° min	T° max	HR min	HR max
Période d'exposition				
Période d'attente				

Résultat du test

Date du test :

Période d'exposition (minutes) :

Insecticide :

Espèce :

Knock Down (KD)

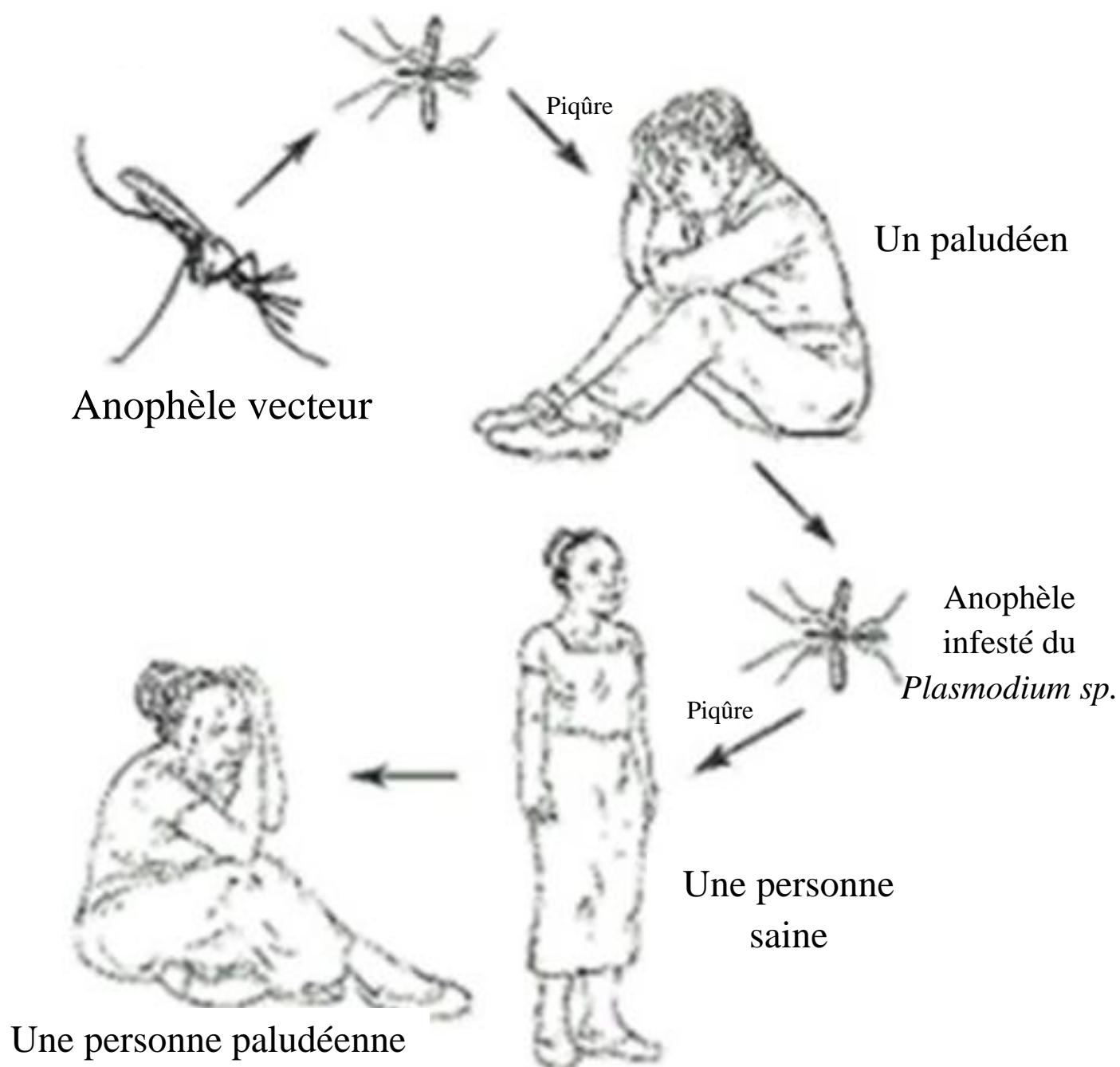
	Tém 1	Tém 2	Total	T1	T2	T3	T4	T5	TOTAL	%
Nb moustiques exposés										
Durée (mn)										
5'										
10'										
15'										
20'										
25'										
30'										
40'										
50'										
60'										

Observation après 24h

Morts										
vivants										

	Témoin total	Test total
Nombre testés		
KD après 1h		
Morts après 24h		
Mortalité observé (%)		
Mortalité corrigé (%)		

Annexe VI : MODE DE TRANSMISSION DU PALUDISME



Source : <http://www.uvp5.univ-paris5.fr/campus-parasitologie>,

Annexe VII : SYMPTÔMES DU PALUDISME

PALUDISME AIGU



Vomissement



Elle a un maux de tête



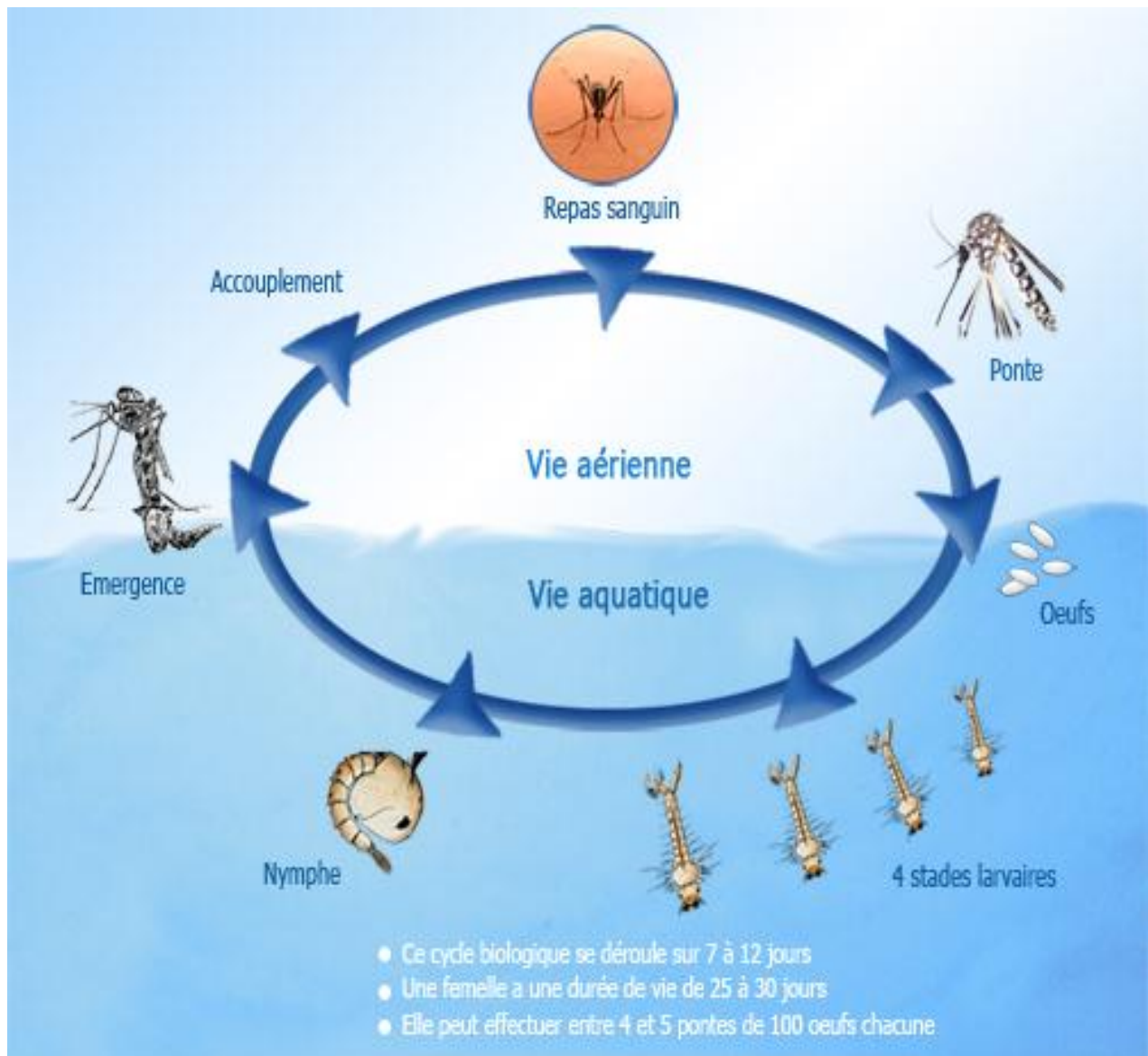
Sujet faisant des convulsions



Très faible et souffrant de souffle court et d'hémorragie

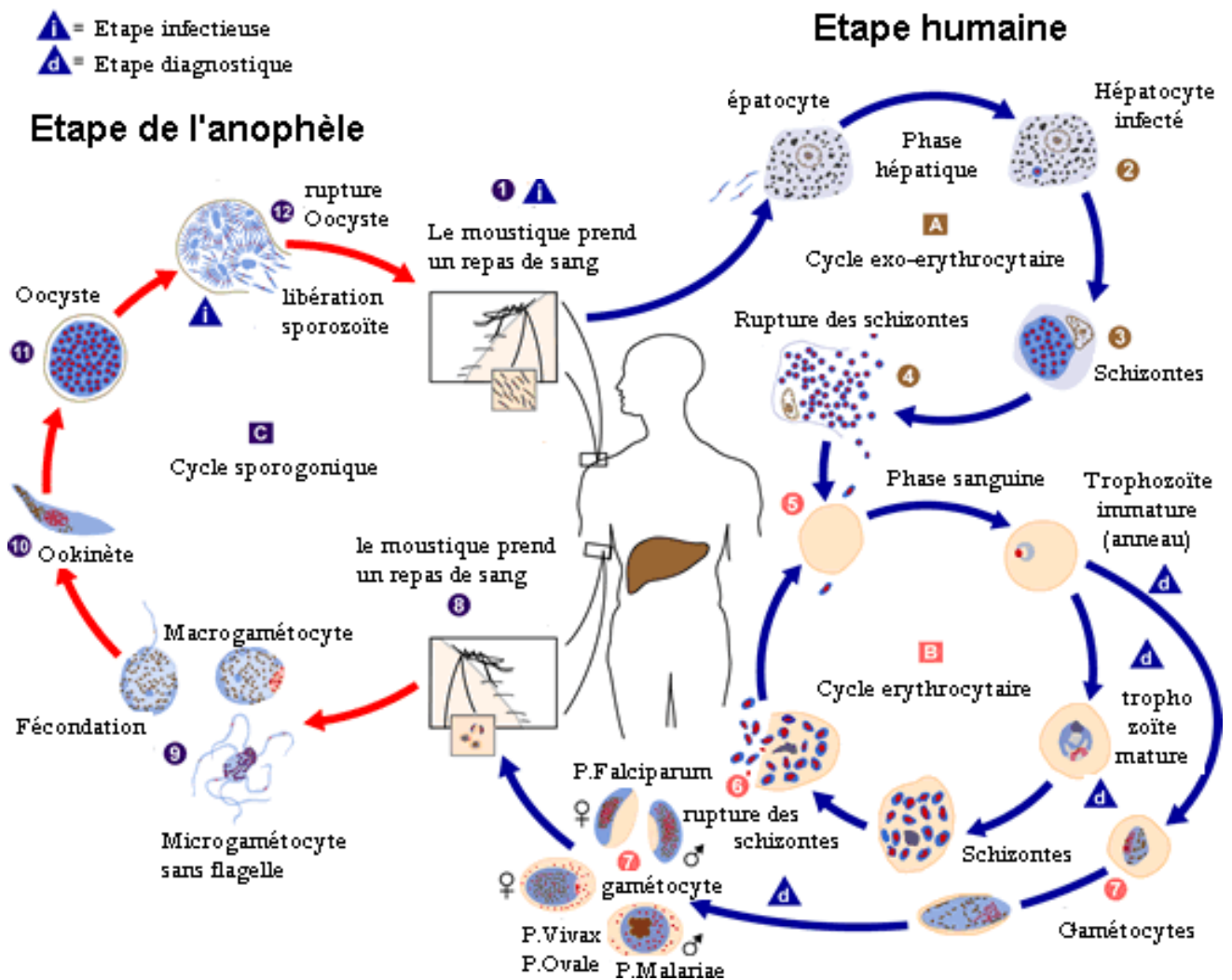
Source : <https://sites.google.com/site/tpe4dgranier/i-un-fleau-mondial/2-transmission-et-evolution-dans-le-corps>.

Annexe VIII : CYCLE BIOLOGIQUE DES ANOPHELES



Source : <http://www.futura-sciences.com/magazines/sante/infos/actu/d/medecine-palu-chik-dengue-primeur-gestes-antimoustiques-simples-31665/>

Annexe IX : CYCLE BIOLOGIQUE DU *Plasmodium sp.* , AGENT CAUSAL DU PALUDISME



Source : <http://fr.slideshare.net/atelier-paludisme/semaine2-n06>

Annexe X : LUTTES ANTI-LARVAIRES



Titre : Elimination des gîtes larvaires

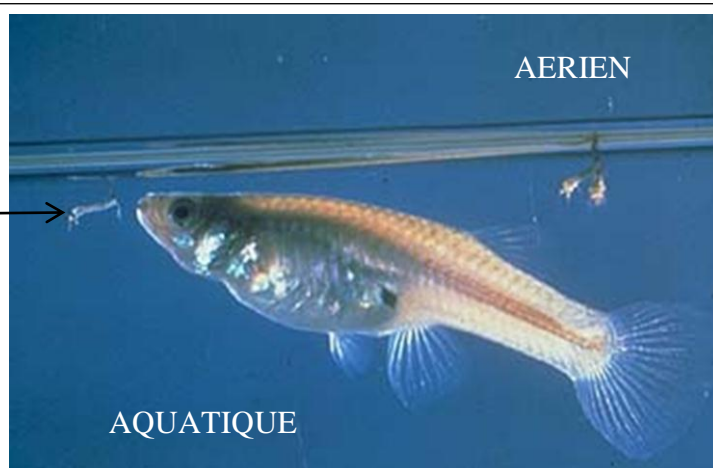
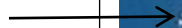
Source : (CARNEVALE, ROBERT, 2009)



Titre : Epannage des larvicides

Source : (BONNEVILLE, *et al.*, 2008)

Larve de
moustique



Titre : Poisson larvivore

Source : (CARNEVALE, ROBERT, 2009)

Annexe XI : LUTTES CONTRE LES ANOPHELES ADULTES



Titre : Utilisation des moustiquaires

Source : (BONNEVILLE, *et al.*, 2008)



Titre : Spirale et vaporisateur d'insecticide électrique

Source : (BONNEVILLE, *et al.*, 2008)



Titre : Aspersión intradomiciliar

Source : (CARNEVALE, ROBERT, 2009)

Nom: ANDRIANANDRASANA Ando Nandrianina
Adresse: Lot B 186 Amboaroy Alasora
Tel: 0343627904 / 0343794940
Mail: andonandrian@gmail.com



Nombre de pages : 85

Nombre de tableaux : 21

Nombre de figures : 21

Directeur de mémoire : Monsieur RASOANINDRAINY Jean Marc, Maître de conférences à l'Ecole Normale Supérieure d'Antananarivo

Titre : *Etude comparative des sensibilités aux pyrethrinoides, aux organophosphores et aux carbamates du complexe anopheles gambiae, vecteur du paludisme, issu d'une souche d'élevage et d'une souche sauvage collectée au fokontany Andranovolo – Vohitrindry .*

RESUME : La résistance des vecteurs du paludisme aux insecticides menace la lutte contre le paludisme. Dans le village d'ANDRANOVOLO, les 3 types de vecteurs sont tous présents (complexe gambiae, *An. funestus* et *An. mascarensis*) mais le complexe gambiae représente la majorité. Ainsi, des tests de sensibilités avec le complexe gambiae ont été effectués dans le village le 28 Janvier 2016 au 04 Février 2016. L'objectif est d'évaluer la sensibilité des souches sauvages et des souches élevages de ce complexe en utilisant 3 types d'insecticides. Les tests ont poursuivi le protocole standard de l'OMS. Sur ce, les 2 souches ne présentent pas la même sensibilité vis-à-vis de la Deltaméthrine, insecticide utilisé dans la MID. Ils sont tous sensibles au Pirmiphos-méthyl et au Propoxur qui sont des insecticides moins utilisés dans la lutte contre les vecteurs du paludisme. Ainsi, les anophèles d'une souche sauvage sont plus résistants que ceux d'une souche d'élevage vu leurs états physiologiques, leurs âges et leurs milieux de vie.

Mots clés : Résistance – complexe gambiae – souche sauvage – souche d'élevage – sensible – insecticides.

ABSTRACT: The resistance of the vectors of the malaria to the insecticides threatens the struggle against the malaria. In the village of ANDRANOVOLO, the 3 types of vectors are all present (complex gambiae, *An. funestus* and *An. mascarensis*) but the complex gambiae represents the majority. Thus, tests of sensitivities with the complex gambiae have been done in the village the 28th January 2016 till the 04th February 2016. The objective is to value the sensitivity of the wild stumps and the original raisings of this complex while using 3 types of insecticides. The tests pursued the protocol standard of the WHO. On that, the 2 stumps don't present the same sensitivity opposite the Deltamethrin, insecticide used in the MID. They are all sensitive in the Pirmiphos-méthyl and Propoxur that are the insecticides that are even less used in the struggle against the vectors of the malaria. Thus, the anophèles of a wild stump is more resistant than those of a raising stump because of their state physiologic, their age and their habitat.

Key words: Resistance - complex gambiae - wild stump - stump of raising - sensitive - insecticides