



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE



Université des Frères Mentouri Constantine
Faculté des Sciences de la Nature et de la
Vie

جامعة الاخوة منتوري قسنطينة
كلية علوم الطبيعة و الحياة

Département : Biologie Animale

قسم : بيولوجيا الحيوان

Mémoire présenté en vue de l'obtention du Diplôme de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Biologie et contrôle de populations d'insectes

Intitulé :

Etude comparative des méthodes utilisées dans l'identification
taxonomique de l'espèce *Aedes albopictus* et sa répartition géographique
en Algérie

Présenté et soutenu par : CHAOUI Romaiissa - DRAA Ines

Le : 27/09/2020

Jury d'évaluation :

Encadreur : AOUATI Amel Maitre de Conférences Université Salah Boubnider
Constantine 3

Examinatrice : BAKIRI Esma Maitre de Conférences Université des frères Mentouri
Constantine 1

Examinatrice : AGUIB Sihem Maitre de Conférences Université des frères Mentouri.
Constantine 1

Année universitaire
2019- 2020

Remerciements

Nous remercions avant tout *dieu* tout puissant, de nous avoir guidé toutes les années d'étude et nous avoir donné la volonté, la patience et le courage pour terminer ce travail.

Nous tenons également à exprimer nos remerciements à nos familles, et plus particulièrement à nos parents qui nous ont soutenus et nous ont toujours poussés à poursuivre nos études.

Au terme de ce modeste travail, nous voudrions tout d'abord remercier notre encadreur « **Dr AOUATI Amel** » maître de conférences à la faculté de médecine de Constantine 3 pour l'énorme soutien qu'elle nous a accordé. Son sens de travail méthodique, ses conseils, suggestions et remarques pertinentes nous ont toujours poussés à mieux faire.

Nous tenons à remercier « **Dr. AGUIB Sihem** » et « **Dr. BAKIRI Esma** » pour l'intérêt qu'elles ont porté à notre recherche en acceptant d'examiner notre travail et de l'enrichir par leurs propositions.

Nous voulons aussi témoigner notre reconnaissance et exprimer toute notre gratitude à nos professeurs qui ont grandement participé à notre formation.

Enfin, nous adressons un grand merci à toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Liste des figures

Figure01 : Constitution du moustique	6
Figure02 : Classification des Culicidae d'Algérie.....	7
Figure03 : classification des espèces afro-méditerranéennes.....	9
Figure04 : œufs d'aedes albopictus, longueur d'environ 1mm	10
Figure05 : Représentation schématique d'un oeuf d'Ae. albopictus	11
Figure06 : les différents stades larvaires	12
Figure07 : Larve d'Ae. albopictus	12
Figure08 : Face dorsale du thorax de moustiques Ae. albopictus	14
Figure09 : Aspect général d'une exuvie larvaire du stade IV d'un moustique sous l'eau	14
Figure10 : Aspect général d'une nymphe de moustique (BRUNHES et al ,2000).....	15
Figure11 : Dimorphisme sexuel concernant les antennes et les palpes, chez les <i>Aedes</i> et autres Culicinae	17
Figure12 : pièce buccale du moustique	18
Figure13 : <i>Aedes (stegomyia) Albopictus</i>	19
Figure14 : Femelle d' Ae. albopictus à différents stades de gorgement	20
Figure15 : Larves de Culicinae venant respirer à la surface de l'eau.....	20
Figure16 : Le système digestif chez le moustique	22
Figure17 : Cycle biologique d' <i>Aedes albopictus</i>	24
Figure18 : Le cycle gonotrophique (flèche rouge) ou temps écoulé entre 2 pontes ou 2 repas de sang	24
Figure19 : Aspect de la morphologie générale d'ae . <i>Albopictus</i> male et femelle sous loupe binoculaire	31
Figure20 : scutum d'aedes albopictus	31
Figure21 : Morphologie d' <i>Aedes Albopictus</i> adulte	32
Figure22 : position de l'apex de la nervure A1	32
Figure23 : l'absence des soies pré et post-spéaculaire chez l'Ae. <i>Albopictus</i>	33
Figure24 : liste des caractères pour l'identification d'un genre (Brunhes et al., 1999).....	35

Figure25 : identification du sexe des moustiques (antennes et pièces buccales)	35
Figure26 : présence et absences des soies pré-spiraculaire (A) et post-spiraculaire(B).....	36
Figure27 : scutellum trilobé et sans lobes marqués	36
Figure28 : position de l'apex de la nervure A1	37
Figure 29 : a ; longueur des tarse 4et 5 de la Pth1.	
b; longueur du tarse a par rapport au 4autres tarse de la Pth 1et 2.....	38
Figure 30 : les caractères permettant l'identification d'un moustique au niveau de l'espèce.....	3
Figure 31 : Aire habituelle de répartition d <i>Aedes albopictus</i> avant son expansion récente.....	46
Figure 32 : Carte montrant la distribution mondiale d' <i>Aedes albopictus</i>	48
Figure 33 : Distribution du moustique tigre <i>Aedes albopictus</i> en Europe	50
Figure 34 : situation d' <i>Aedes albopictus</i> en Algérie, Août 2018.....	52

Liste des tableaux

Tableau01 : Classification zoologique d'*Aedes albopictus*.....8

Tableau02 : represente une comparaison enres les méthodes utilisés dans l'identification des *Ae.albopictus*.....43

Tableau03 : Pays envahis par *Ae. albopictus* lors de son expansion mondiale au cours de la deuxième moitié du XXème siècle.....47

Sommaire

Introduction.....	1
-------------------	---

Chapitre 1: Biologie Générale d'*Aedes albopictus*

1.1: Contenu du chapitre.....	5
1.2: Les moustiques.....	5
1.3: Classification zoologique.....	7
1.4: Description et morphologie des Aedes	10
1.4.1: La phase aquatique.....	10
1.4.1.1: le stade ovulaire.....	10
1.4.1.2: le stade larvaire.....	11
1.4.1.3: Stade Nymphal.....	15
1.4.2: La phase aérienne.....	16
1.4.2.1: le stade adulte.....	16
1.5: Données anatomiques.....	20
1.5.1: Le système respiratoire.....	20
1.5.2: Le système circulatoire.....	21
1.5.3: L'excrétion.....	21
1.5.4: Le tube digestif.....	21
1.6: Le cycle de développement.....	23
1.7: Le cycle gonotrophique.....	24
1.8: Activité des moustiques.....	25
1.9: La diapause.....	26
1.10: Nuisance et maladie.....	26
1.10.1: La Dengue.....	27
1.10.2: Zika (ZIKV).....	28
1.10.3: Le Chikungunya.....	28

Chapitre 2: matériel et méthodes

2.1: Contenu du chapitre.....	30
2.2 : Identification.....	30
2.2.1: Identification par la morphologie.....	30
2.2.2: Les clés dichotomiques.....	34
2.2.3: Identification par technique moléculaire.....	39
2.2.4: Amplification isotherme LAMP.....	40
2.2.5: Spectrométrie de masse Maldi-TOF.....	41
2.2.6: L'ADN mitochondrial.....	42
2.3: Discussion.....	43
2.3.1: Comparaison entre les technique.....	43

Chapitre 3 : Distribution géographique d'*Aedes albopictus*

3.1 : Contenu du chapitre.....	46
3.2: Répartition mondiale.....	46
3.3: Répartition en Europe.....	49
3.4: Répartition en Afrique.....	50
3.5: Répartition en Algérie.....	51
3.6: Chronologie de l'invasion d' <i>Aedes albopictus</i> du littoral algérien.....	52
3.7: Succès de l'invasion d'Ae. Albopictus.....	53
Conclusion.....	55
Références bibliographique.....	57

1

Introduction

Les Arthropodes représentent le plus grand embranchement animal de la planète, Ce sont les premiers animaux à avoir colonisé la terre. Aujourd'hui, ils forment un groupe cosmopolite, on les trouve dans des environnements naturels (déserts, forêts, abysses, montagnes...) ou d'origine anthropique (habitations, puits de pétroles, ...). De plus il s'agit d'un groupe d'une étonnante diversité, environ 1,5 millions d'espèces ont été découvertes et beaucoup d'autre qui restent encore à découvrir. (J. NOWAK)

Les Arthropodes, dont les insectes représentent la classe principale, constituent plus de 50% de la diversité de la planète (Wilson, 1988) et près de 60% de celle du règne animal (Pavan, 1986) prennent de plus en plus d'importance dans la recherche.

Leur impact sur l'environnement est considérable, même si leur taille reste assez modeste: de quelques dixièmes de millimètres à plus de trente centimètres de long.

L'insecte est un invertébré, ce qui signifie qu'il est dépourvu de colonne vertébrale. Son squelette est extérieur (exosquelette) et constitué d'une cuticule chitineuse, sorte d'armure protectrice, en d'autres termes : sa surface est résistante et c'est ce qui donne sa rigidité à l'insecte. Son corps se divise en trois parties distinctes : tête, thorax et abdomen (Baudier, 1989).

L'étude des insectes piqueurs- suceurs de sang, a pris un intérêt de premier ordre lorsque les scientifiques furent convaincus qu'ils étaient des agents vecteurs d'un grand nombre de maladies infectieuses de l'Homme et des animaux (Senevet et Andarelli ,1956).

La famille des Culicidae est sans doute l'une des plus connus, ce sont des insectes piqueur-suceurs de sang appartenant à l'ordre des Diptères et au sous-ordre des Nématocères. Ils occupent la première place, soit par le rôle de vecteur d'organismes pathogènes de certaines espèces, soit par la nuisance des autres.

Aedes albopictus est une espèce invasive communément appelée « moustique tigre asiatique », originaire des forêts d'Asie du Sud-Est et s'est dispersé à travers le

monde grâce au commerce international, et notamment celui des pneus (Paupy et al. 2009).

Cette espèce s'est ensuite adapté aux nouveaux environnements dans les régions tempérées et tropicales au cours des dernières décennies, si bien qu'il est aujourd'hui présent sur les cinq continents (Paupy et al. 2009).

La prolifération d'*Aedes Albopictus* représente un risque important pour la santé publique, c'est l'un des principaux vecteurs responsables du maintien, de la dispersion et de la transmission des arbovirus en zone urbaine.

Certaines études expérimentales ont démontré le potentiel d'*Aedes Albopictus* à infecter avec plus de 32 arbovirus (Vanlandingham et al. 2016).

La systématique des Culicidae peut être étudiée à l'aide des clés dichotomiques qui permettent l'identification des espèces en se basant sur un ensemble de critères et de descripteurs microscopiques très précis.

Cependant, de nombreuses autres données ont été utilisées en taxonomie, telles que des observations étho-écologiques et biogéographiques, l'étude d'inversions paracentriques de chromosomes polytènes, des travaux sur l'interfécondité (en particulier la production de mâles F1 stériles signalée par Haldane dès 1922), des analyses génétiques et, plus récemment, des études de génétique des populations et de séquençage de l'ADN.

Elles ont permis de discriminer des espèces ayant une apparence morphologique très proche, voire indiscernable, qui étaient auparavant désignées sous le même vocable.

La lutte contre les moustiques a toujours été une préoccupation majeure pour se protéger contre l'agression de ces insectes hématophages, c'est un outil essentiel de la prévention contre les maladies vectorielles et de contrôle des insectes nuisibles (Guilet *et al.*, 1997).

Ces moustiques présentent une grande importance dans le domaine médical et en particulier en épidémiologie du fait qu'il peuvent être des vecteurs de plusieurs

agents pathogènes causant des maladies infectieuses graves, notamment le paludisme (Pradel *et al.*, 2007).

Beaucoup de recherches poursuivent le but de mieux connaître les Culicidae et les milieux dans lesquels ces insectes se développent, l'essentiel de ces travaux a porté sur la taxonomie, l'écologie et la distribution de ces insectes.

En Algérie, les plus anciens travaux réalisés sur les Culicidae d'Algérie remontent au siècle dernier, les recherches effectuées ensuite par (Clastrier, 1941) constituent avec les travaux de Senevet & Andarelli (1954, 1956) une étape importante dans la connaissance de la faune Culicidienne Algérienne.

Au cours des vingt dernières années, la faune Culicidienne d'Algérie a fait l'objet d'un grand nombre de travaux qui s'intéressent plus particulièrement à la systématique, la biochimie, la morphométrie, la lutte chimique et biologique à l'égard des moustiques des différentes régions du pays.

Dans la région de Constantine les travaux de (Berchi, 2000a) et plus au nord dans la région d'Alger et Tizi-Ouzou les travaux de (Lounaci, 2003) restent d'incontournables références.

A l'Ouest du pays, des études bioécologiques ont été menées sur les moustiques de Tlemcen (Gourmala, 1991 ; Metge et Hassaine, 1998).

Dans la région d'Annaba les travaux de plusieurs auteurs sont à signaler (Abouzeitoun, 1991 ; Rehim, 1993 ; Bendali *et al.*, 2001 ; Boudjelida *et al.*, 2005 ; Bendali, 2006).

A El-Kala nous pouvons citer (Bendali *et al.*, 2001 ; Hassi et Khelaïfia, 2004 ; Aouati, 2005 ; Berrezig, 2007 ; Tahraoui, 2008)etc.

Dans le Sud-ouest de l'océan Indien, et plus particulièrement à la Réunion, tout le monde gardera en mémoire cette épidémie de chikungunya survenue en 2005-2006. Une épidémie majeure par sa durée et son impact sanitaire et économique qui a touché une région développée sur le plan sanitaire, un nombre considérable de malades, des familles meurtries et 5 ans après, des douleurs physiques et morales encore présentes chez un grand nombre de personnes.

C'est dans cette perspective que s'inscrit ce travail relatif à la détermination des méthodes utilisées dans l'identification taxonomique de l'espèce *Aedes albopictus*, en effet différentes méthodes peuvent être utilisées dans l'identification taxonomique c'est-à-dire la systématique des culicidae comme l'utilisation de clés dichotomiques, les mesures morphométriques ou encore le profil des hydrocarbures cuticulaires.....

Pour cela toutes les caractéristiques morphologiques de l'espèce *Aedes albopictus* (moustique Tigre) ont été répertoriées, en précisant les quelles sont utilisées dans l'identification taxonomique.

Et enfin la répartition géographique de l'espèce en Algérie a été établie afin d'identifier les régions hébergeant le moustique tigre.

Cette étude est scindée en quatre chapitres, le premier chapitre est une synthèse bibliographique dans laquelle nous donnons un aperçu général sur les culicidés, leurs nuisances, leurs rôles vectoriels et les caractéristiques taxonomique de l'espèce.

Le deuxième chapitre est réservé au matériel et méthodes utilisés et traite des méthodes d'identification utilisées et la répartition géographique de l'espèce étudiée.

Le troisième chapitre est consacré aux résultats obtenus de la comparaison faite à partir des différentes méthodes d'identification décrites.

Dans le dernier chapitre, une discussion est rédigée traitant de la comparaison des méthodes d'identification. Le travail se termine par une conclusion et des perspective.

Chapitre 1:
Synthèse
bibliographique

1.1. Contenu du chapitre

Dans ce chapitre quelques éléments clés concernant les caractéristiques biologiques de la phase préimaginaire jusqu'au stade adulte seront rappelés.

1.2. Les moustiques

Les moustiques sont des diptères primitifs de taille oscillant entre 3 et 10 mm, qui appartiennent à la famille des Culicidés.

Les quelques 3300 espèces connues constituent à elles seules cette famille.

En Algérie, il existe environ 48 espèces recensées appartenant au genre Anopheles, Aedes, Culex (BRUNHES et al., 2000).

La famille des Culicidae se divise en deux sous familles: les Anophelinae, les Culicinae de laquelle dérive trois genres: Anopheles, Culex et Aedes.

Les femelles moustiques de la famille des Culicidae sont hématophages au stade adulte, sont capables de transmettre de nombreuses zoonoses et constituent un problème de santé publique à l'échelle mondiale quel que soit le contexte socio économique des pays.

Même si toutes les maladies transmises par ces vecteurs ne sont pas mortelles, beaucoup d'entre elles sont handicapantes et engendrent des problèmes considérables.

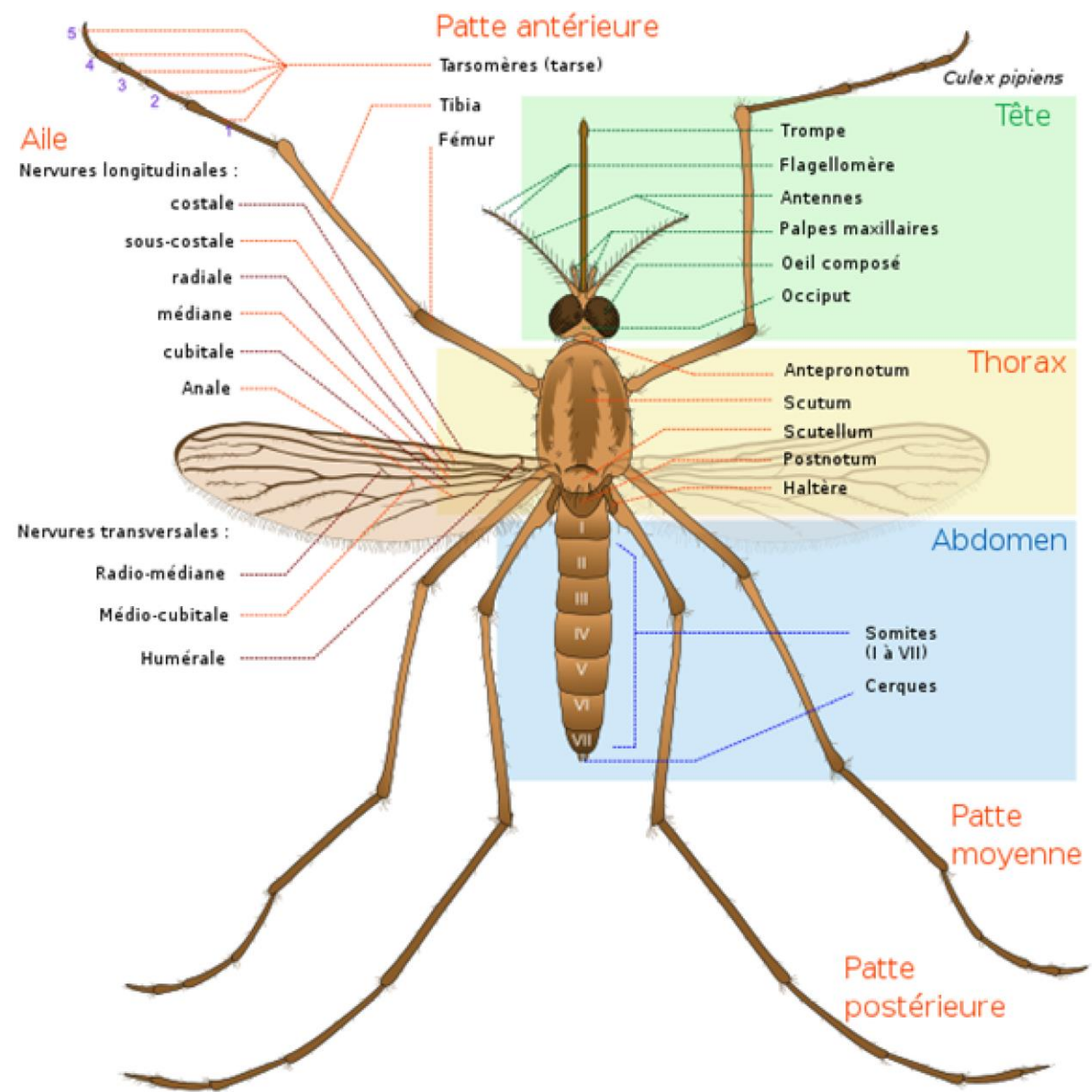


Fig. 01: Constitution du moustique (Mariana Ruiz Villarreal).

1.3. Classification zoologique.

Au niveau taxonomique, *Aedes albopictus* se positionne dans l'embranchement des arthropodes.

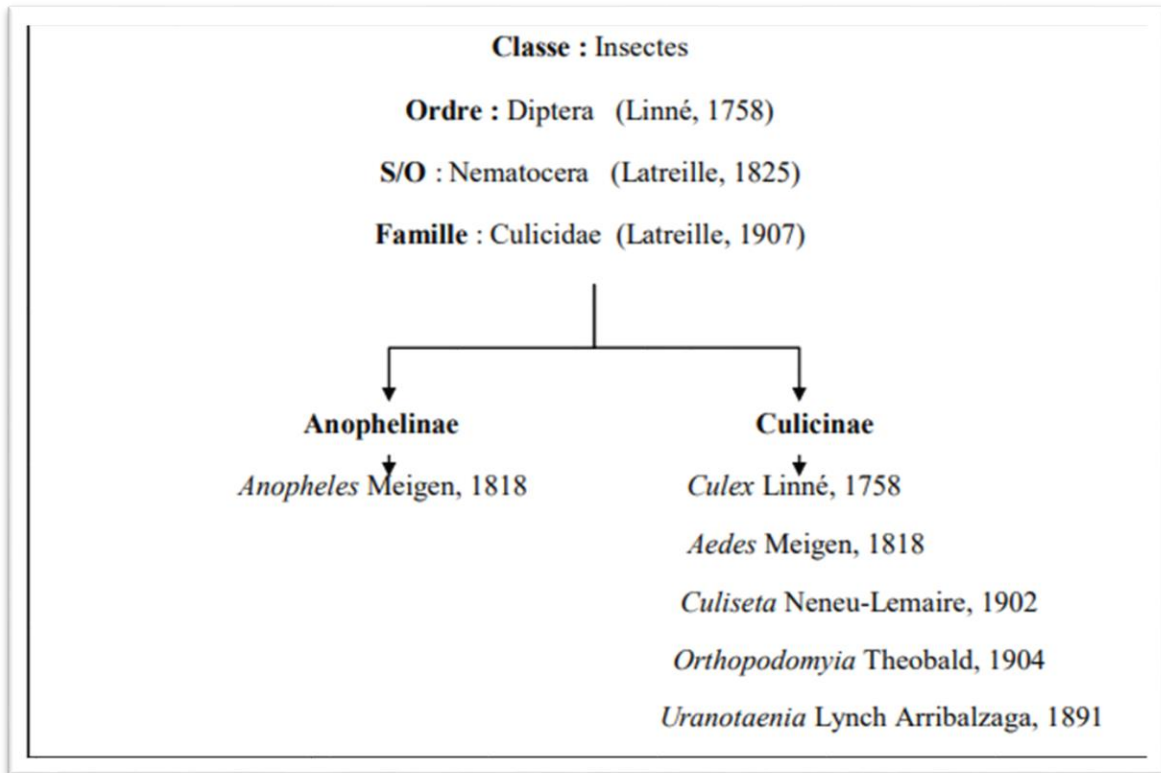


Fig. 02: Classification des Culicidae d'Algérie (BERCHI, 2000).

Les culicidés appartiennent à l'ordre des Diptères, les insectes de ce groupe présentent les caractéristiques suivantes :

- Ils possèdent une seule paire d'ailes bien visibles.
- Leur appareil buccal est de type suceur.
- Les antennes sont souvent courtes et de formes diverses.
- La métamorphose est complète. (éducatif. Eau-et-rivières. Asso. fr/pdf/familles insectes).

Cette famille est caractérisée par :

- Appareil buccal constitué d'une trompe allongée ;
- Présence d'écailles sur les nervures des ailes.

(www.memoireonline.Com/11/11/4966/Dynamique-de-la-faune-culicidienne-sur-le-campus-de-luniversitede-Yaounde-I-Cameroun. Html)

Classification	
Règne	<i>Animal</i>
Embranchement	<i>Arthropodes</i>
Sous-embr.	<i>Antennates/ Mandibulates</i>
Classe	<i>Insectes</i>
Sous-classe	<i>Ptérygotes</i>
Infra-classe	<i>Néoptères</i>
Super-ordre	<i>Endoptérygotes</i>
Ordre	<i>Diptères</i>
Sous-ordre	<i>Nématocères</i>
Infra-ordre	<i>Culicomorphes</i>
Famille	<i>Culicidés</i>
Sous-famille	<i>Culicinés</i>
Tribu	<i>Aedini</i>
Genre	<i>Aedes</i>
Sous-genre	<i>Stegomyia</i>

Tableau 01: Classification zoologique d'*Aedes albopictus*.

En Algérie, 56 espèces des Culicidés de 6 genres différents sont regroupés dans les sous-familles des Anophelinae et les Culicinae (HASSAINE, 2002).

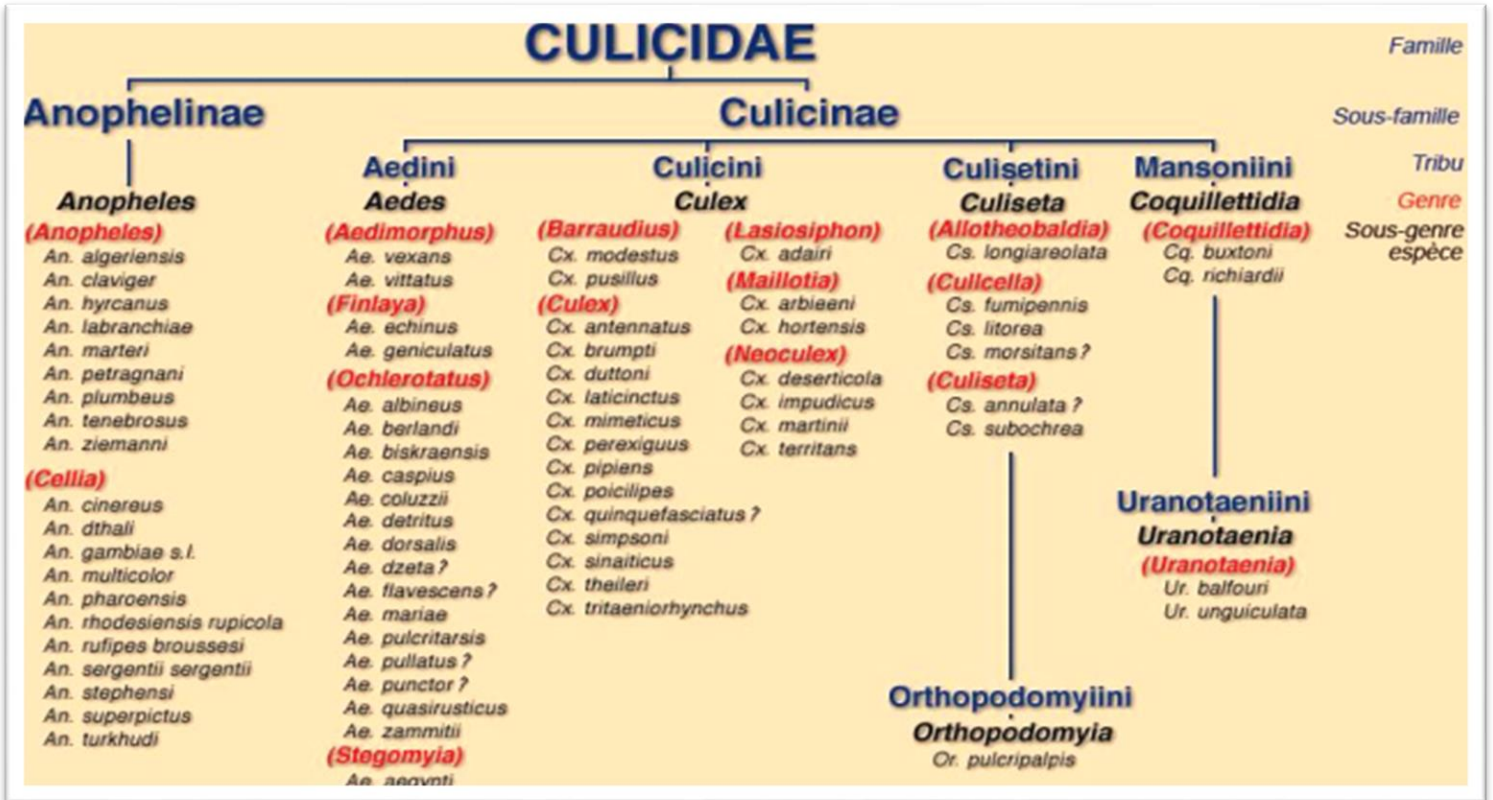


Fig. 03: Classification des espèces afro-méditerranéennes (BRUNHES et al., 2000).

1.4. Description et morphologie du genre *Aedes*.

La vie des moustiques est partagée en deux phases de développement, les adultes qui présentent la phase aérienne et les œufs, larves et nymphes forment la phase de vie aquatique.

1.4.1. La phase aquatique.

1.4.1.1. Le stade ovulaire.

Les œufs sont fusiformes; ils sont pondus par la femelle dans différents milieux, soit à la surface de l'eau, soit sur un substrat humide susceptible d'être inondé.

Elle peut pondre jusqu'à 300 œufs, qui éclosent en 24 à 48 H lorsque la température de l'eau est suffisante, la taille d'un œuf est de 0,5 à 1mm (Ribert, 2007).



Fig. 04: œufs d'*aedes albopictus*, longueur d'environ 1mm (source : CENV).

L'œuf d'*Aedes albopictus* est composé d'un chorion (imperméable à l'eau) dont la forme et la réticulation permettent l'adhésion à des substrats lors de l'oviposition.

Le chorion est composé de trois enveloppes: une interne composée par une cuticule séreuse qui protège l'embryon (Bova et al. 2016); un endochorion qui change de couleur après la ponte, et une extérieure nommée l'exochorion qui présente différentes ornements.

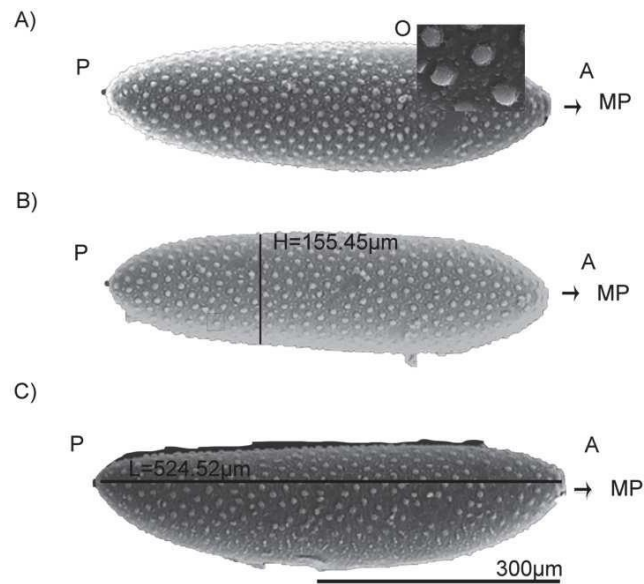


Fig. 05: Représentation schématique d'un oeuf d'*Ae. albopictus*, adaptée de Suman et al 2011. A) représente la vue dorsale de l'oeuf mettant en évidence les ornements en "O" de l'exochorion. B) vue ventrale de l'oeuf soulignant la hauteur moyenne "H" des oeufs) Vue latérale de l'oeuf soulignant la longueur moyenne " L " des oeufs. P : face postérieure de l'oeuf ; A : face antérieure de l'oeuf ; MP : micropyle.

1.4.1.2. Le stade larvaire.

La larve évolue selon quatre stades L1, L2, L3 et L4, une larve de premier stade (L1) de taille réduite va, par une succession de trois mues, accroître sa taille, donnant en quelques jours une larve de stade IV (L4) le corps de la larve est divisé en trois parties principales: la capsule céphalique complètement sclérifiée, Le thorax aplati composé de trois segments fusionnés (bien plus large que les autres parties) et l'abdomen qui se compose de dix segments.

Au long du corps de la larve sont insérées 222 paires de soies, leur arrangement est appelé la Chetotaxie ce qui présente le principal critère en taxonomie – morphologique – des larves.

Le stade larvaire IV se caractérise par un siphon long et effilé, de même couleur que le corps, Et ses mouvements sont rapides et nerveux.

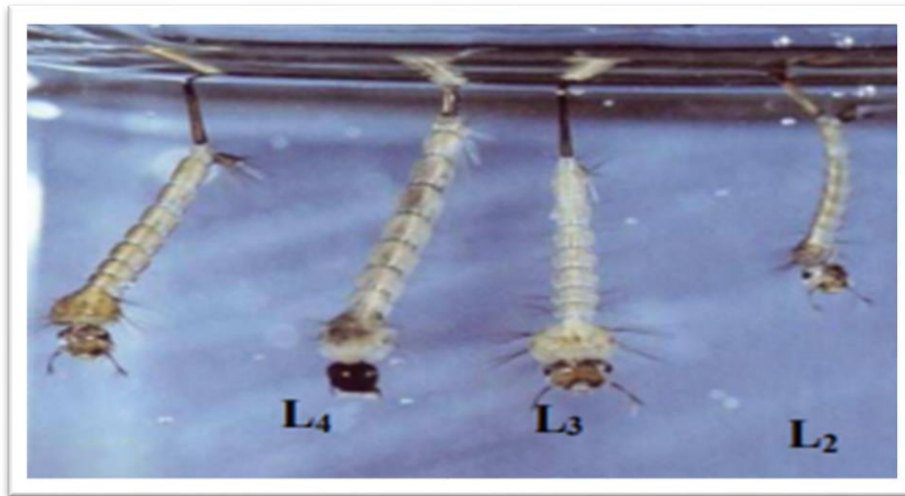


Fig. 06: les différents stades larvaires (Aouati, 2009).

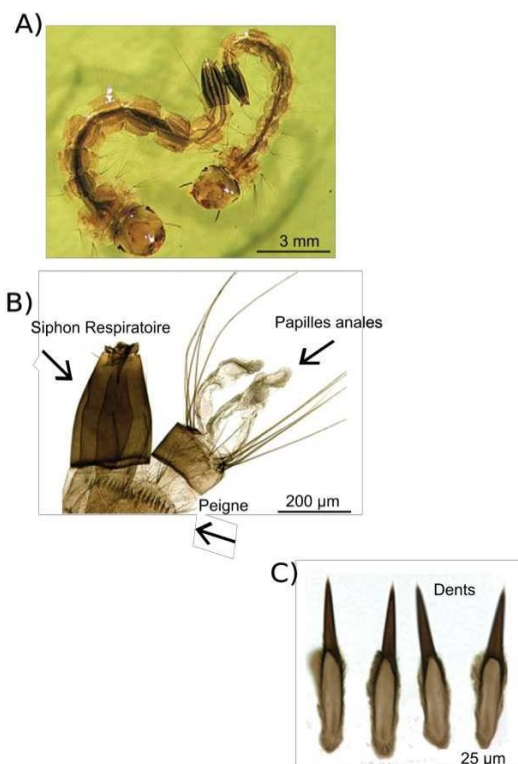


Fig. 07: Larve d'*Ae. albopictus*. A) Photo de larves de stades III et IV, B) Le segment VIII portant le peigne et le segment IX avec les papilles anales et le siphon respiratoire, C) grossissement des dents non ramifiées composant le peigne du huitième segment des larves. Adapté de Paupy et al. 2009 et http://bioinfo-web.mpl.ird.fr/identiciels/moskeytool_V2/html/index.html accédé le 20.08.2018.

La tête est bien dégagée du thorax.

Elle est formée de 3 plaques chitineuses unies par des sutures: Une plaque dorso-médiane unique: le fronto-clypeus, deux plaques latérales symétriques: Les épicerâniennes Elle porte dorsalement une paire d'antennes, deux paires d'yeux (yeux larvaires et yeux du futur imago) et ventralement deux palpes maxillaires et les pièces buccales.

Les plaques sont ornées de soies de morphologies variables, les soies les plus intéressantes pour la diagnose se situent pour la majorité au niveau du clypeus. (ANONYME, 2004b).

La tête est capable d'effectuer une rotation de 180° autour de son axe qui lui permet de se nourrir à la surface de l'eau. (ANONYME, 2004b).

Le thorax Il est beaucoup plus développé que la tête et l'abdomen, ce qui permet de distinguer les larves de moustiques de celles des autres diptères.

La larve est apode, le thorax n'est pas apparemment segmenté, des paires de soies longues ou courtes, plus ou moins ramifiées, s'y insèrent

Elles sont très utilisées en systématique, les écailles distales pouvant être trois ou quatre fois plus longues que les écailles basales.

Le siphon : indice compris entre 8 et 9 ; peigne formé de 7 à 9 dents très finement denticulées, Nettement écartées du siphon et insérées jusqu'au quart de sa longueur. (Horizon. Documentation. ird. fr/exl-doc/pleins_textes/cahiers/entomo/)

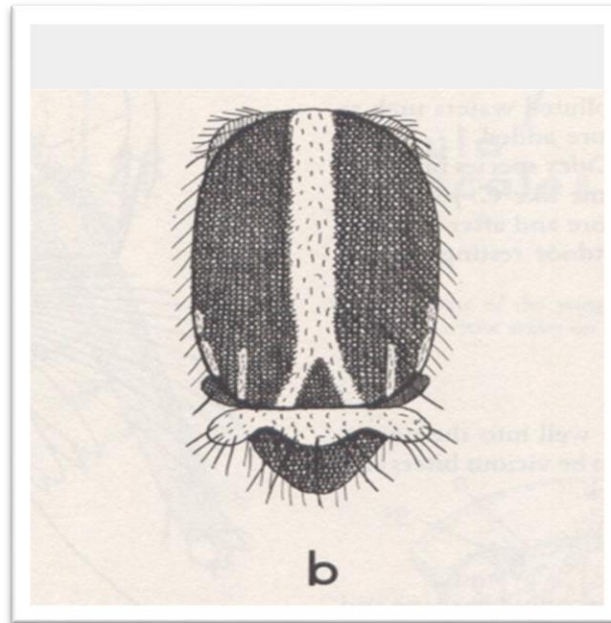


Fig. 08: Face dorsale du thorax de moustiques *Ae. albopictus* montrant l'ornement d'écaillés blanches et noires du scutum (en haut) et du scutellum (en bas).

L'abdomen : Il est constitué de dix segments, le segment dix est pourvu d'une brosse ventrale. Le segment huit portes, un siphon respiratoire, de taille variable suivant les genres, il est court chez les aedes .

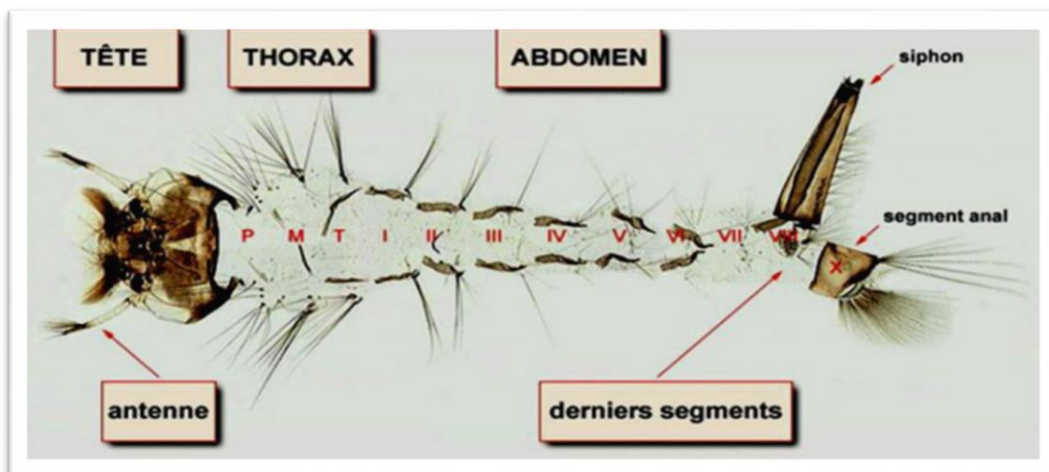


Fig. 09: Aspect général d'une exuvie larvaire du stade IV d'un moustique sous l'eau (BRUNHES et al, 2000).

1.4.1.3. Stade Nymphal

La durée du stade nymphal est d'environ 1 à 5 jours, la nymphe, aquatique, de la forme d'une virgule, est mobile mais ne se nourrit pas.

Elle prélève l'air atmosphérique grâce à ses 2 trompettes respiratoires, certaines espèces sont fixées par ces trompettes aux plantes aquatiques.

Le stade nymphal est un stade de transition au métabolisme extrêmement actif, au cours duquel l'insecte subit de très profondes transformations morphologiques et physiologiques qui l'amène du stade larvaire aquatique et saprophyte à la forme adulte aérienne et hématophage chez les femelles.

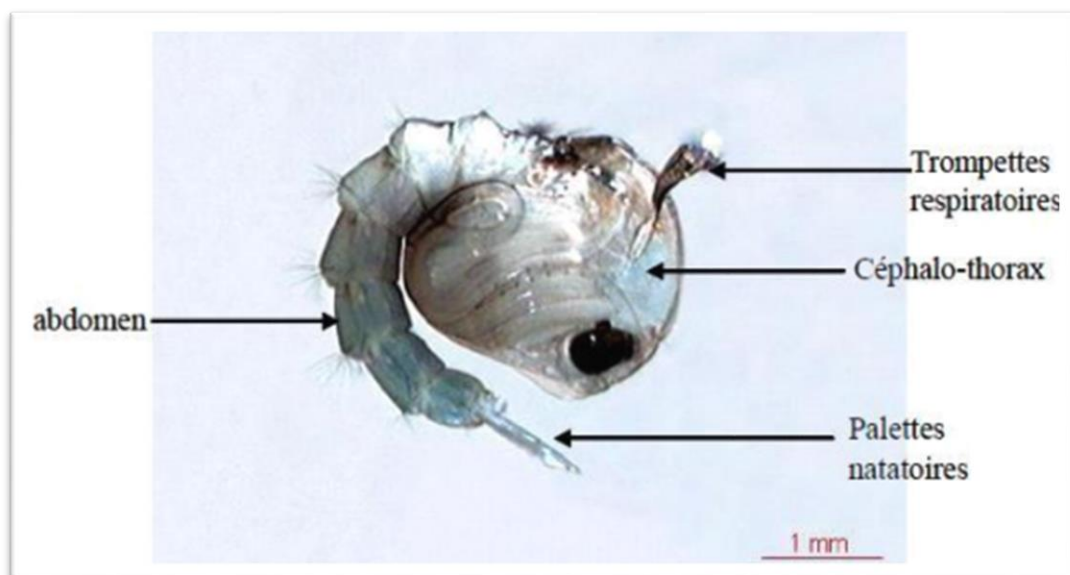


Fig. 10: Aspect général d'une nymphe de moustique (BRUNHES et al ,2000).

A la fin du stade nymphal, le tégument de la nymphe se fend sur le dos selon une ligne longitudinale. Par cette ouverture, le moustique adulte dégagera successivement son thorax, sa tête, ses pattes, son abdomen, abandonnant dans l'eau son exuvie nymphale.

Ce phénomène d'émergence dure environ 15 mn durant lesquelles l'insecte se trouve exposé sans défense à de nombreux prédateurs de surface.

L'émergence est donc une phase particulièrement délicate dans la vie du moustique et la mortalité est alors souvent élevée (jusqu'à 80 %). L'émergence des mâles a lieu en moyenne 24 heures avant celle des femelles.

1.4.2. La phase aérienne.

1.4.2.1. Le stade adulte.

La tête: La tête porte les yeux qui sont toujours nus, des antennes composées de 15 segments porteurs de verticilles de soies plus longues et plus fournies chez le mâle que chez la femelle, les palpes maxillaires presque toujours longs chez le mâle et enfin le proboscis constitué d'un labium en gouttière très allongé contenant six stylets résultant de la transformation du labre, de l'hypo-pharynx, des mandibules et des maxilles.

Ce proboscis permet à la femelle de piquer et d'aspirer le sang. Le mâle ne pique pas et possède des stylets réduits. La vastitude de la tête est composée d'écailles et de soies, (RICKENBACH, 1981).

- les yeux composés: de nombreux insectes présentent sur le front aux côtés des yeux composés des yeux simples à rôle de capteur photonique nommés ocelles ; celles-ci sont absentes chez le moustique.
- les antennes des Culicinae sont plumeuses chez le mâle et glabres chez la femelle
- les palpes maxillaires, à rôle sensoriel, sont, chez les Culicinae, très longs et poilus chez le moustique mâle, courts chez la femelle
- les pièces buccales forment, chez les culicidés, une trompe piqueuse mince et longue appelée proboscis. Les structures principales, de minces stylets tous semblables et difficilement distinguables les uns des autres sont :
 - les mandibules, à rôle perforant, normalement absentes chez les diptères, n'existent que chez les espèces hématophages donc également chez les moustiques.
 - les maxilles, à rôle perforant,
 - le labre (labrum) à rôle perforant et aspirateur,

- le labium constitue généralement la partie la plus importante de la trompe, se repliant en une gouttière contenant les autres pièces buccales, il reste souple et se cintre sans pénétrer la peau au moment de la piqûre.
- l'hypopharynx, creusé d'un canal salivaire jouant un rôle important chez les espèces hématophages vectrices de maladies que sont les moustiques.

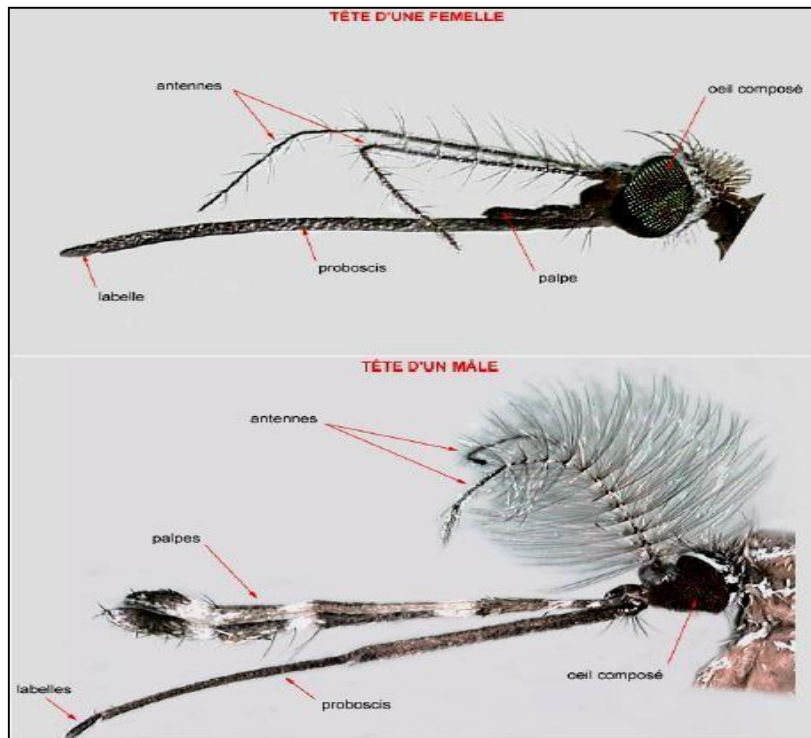


Fig. 11: Dimorphisme sexuel concernant les antennes et les palpes, chez les *Aedes* et autres Culicinae (Source : IRD).

Dimorphisme sexuel: Chez les Culicinae, les mâles portent des antennes plumeuses et des palpes maxillaires très longs et couverts de poils tandis que les femelles ont des antennes non plumeuses et des palpes courts.

Le dimorphisme intervient dans le rapprochement des sexes. Les mâles de moustiques sont attirés par le sifflement caractéristique (ut 4) émis par la femelle. Leurs longues soies antennaires vibrent à ce son ; l'insecte est attiré par un diapason de la même note.

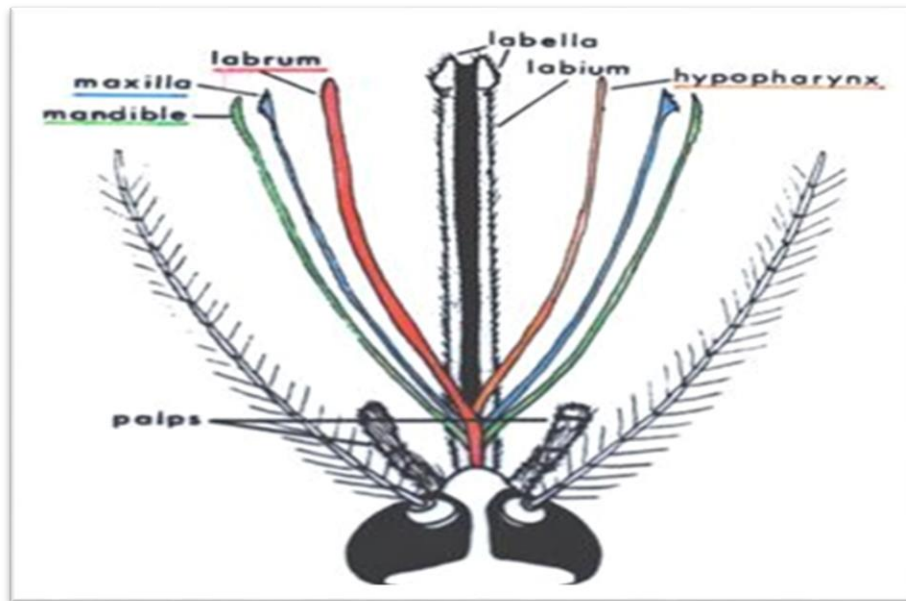


Fig. 12 : La pièce buccale du moustique.

Le thorax: Il est formé de trois segments soudés : le prothorax, le mésothorax et le métathorax.

Cependant, contrairement aux formes primitives, le mésothorax des diptères, donc également celui des moustiques, prend une extension considérable en raison du grand développement des muscles alaires des ailes fixées sur ce segment, ainsi que la paire de pattes médianes, le prothorax est réduit et ne porte que la paire de pattes antérieure, le métathorax porte la paire de pattes postérieure et les balanciers (haltères) (VACUS, 2012).

L'abdomen: Il est composé de 10 segments, il est recouvert ou non d'écailles qui, lorsqu'elles sont présentes, fournissent d'importantes caractères spécifiques.

Les 9ème et 10ème segments sont les segments génitaux et forment le génitalia, ils montrent chez le mâle une structure complexe d'importance taxonomique considérable qui, dans beaucoup de groupes, est le seul critère d'identification d'espèces.



Fig. 13: Photographie représentant l'espèce *Aedes (stegomyia) Albopictus*. (skuse,1894).

Les mâles: Les moustiques mâles ne sont pas hématophages. Ils se nourrissent de sucres d'origine végétale. De ce fait, ils se déplacent assez peu depuis leur gîte d'émergence, par ailleurs leur longévité est relativement faible.

Sur le plan épidémiologique, leur seul rôle important est de participer à la reproduction en fécondant les femelles.

Les femelles: Les moustiques femelles absorbent également des sucres d'origine végétale mais la plupart des espèces ont un **régime hématophage**.

Les substances résultant de la digestion du sang absorbé sont utilisées en partie pour la nutrition mais surtout pour la maturation des œufs. Le repas de sang conditionne donc la ponte. Un seul repas suffit à produire une ponte.

Toutefois, on peut rencontrer, chez certaines espèces des souches autogènes dont les femelles sont capables de produire des œufs fertiles, en faible quantité, sans avoir effectué de repas de sang.



Fig. 14 : Femelle d'*Aedes albopictus* à différents stades de gorgement (A. Franck, Cirad).

1.5. Données anatomiques

1.5.1. Le système respiratoire

Comme pour les autres insectes, le système respiratoire est constitué de trachées en lien avec le milieu extérieur par des orifices tégumentaires nommés stigmates ou spiracles.

Les trachées sont très ramifiées et se terminent par des trachéoles formant un réseau très dense autour des tissus. Les trachéoles sont mobiles et peuvent se porter vers les endroits déficients en oxygène.

Les insectes étant des animaux primitivement aériens, des adaptations anatomiques sont nécessaires aux espèces ou aux formes aquatiques. Ainsi, le siphon respiratoire postérieur de la larve et les trompettes respiratoires de la nymphe des moustiques ont pour rôle d'emmagasiner dans leurs trachées l'air capté à la surface de l'eau.

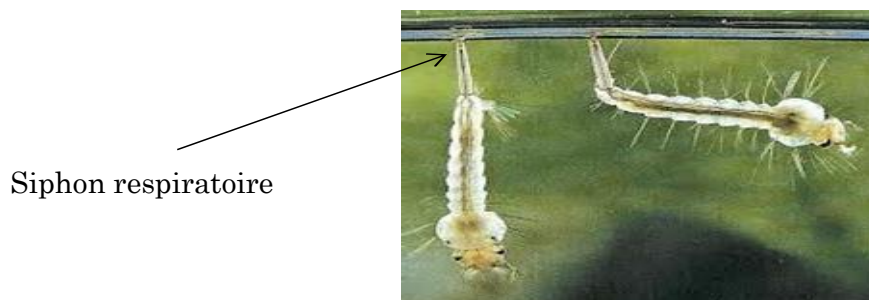


Fig. 15 : Larves de Culicinae venant respirer à la surface de l'eau.

1.5.2. Le système circulatoire

La cavité générale du corps de l'insecte contient un sang incolore (hémocœle) constitué de lymphes et de cellules nucléées, mais dépourvu de pigments respiratoires.

La principale fonction du sang consiste en la répartition des produits de l'assimilation. Le cœur est constitué d'un vaisseau longitudinal dorsal.

1.5.3: L'excrétion

L'excrétion est assurée essentiellement par les tubes de Malpighi. Ce sont des organes tubulaires fermés filtrant l'hémocœle et qui se déversent dans le tube digestif à la jonction de l'intestin moyen et de l'intestin postérieur.

1.5.4: Le tube digestif

Il est constitué de trois parties. A la suite de la cavité buccale se trouve le pharynx et la pompe pharyngienne permettant l'absorption du sang. A la face inférieure du pharynx aboutit le canal salivaire commun.

A la jonction se situe la pompe salivaire assurant l'excrétion de la salive au tout début de la piqûre. Cette salive est sécrétée par deux glandes salivaires, situées en position latéro-ventrale dans le thorax.

L'œsophage fait suite au pharynx situé dans la tête. Lui sont annexés 2 diverticules dorsaux un diverticule ventrale (le jabot) très allongé qui s'étend jusqu'au 3ème ou 4ème segment abdominal.

S'y accumulent les liquides autres que le sang et les sucres absorbés par le moustique.

Le tube digestif comporte ensuite le proventricule, sorte de sphincter musculueux permettant le passage du sang de l'œsophage vers l'estomac. L'ensemble des structures antérieures du tube digestif constitue l'intestin antérieur.

L'estomac ou intestin moyen s'étend depuis le mésothorax jusqu'au 6ème segment abdominal. Il se laisse distendre considérablement lors des repas de sang dont le volume peut atteindre jusqu'à 10 mm³.

A la jonction entre l'intestin moyen et l'intestin postérieur débouchent les 5 tubes de Malpighi, qui constituent l'appareil excréteur de l'insecte. En arrière de l'estomac commence l'intestin postérieur, formé successivement par l'iléon, le colon et l'ampoule rectale puis l'anus.

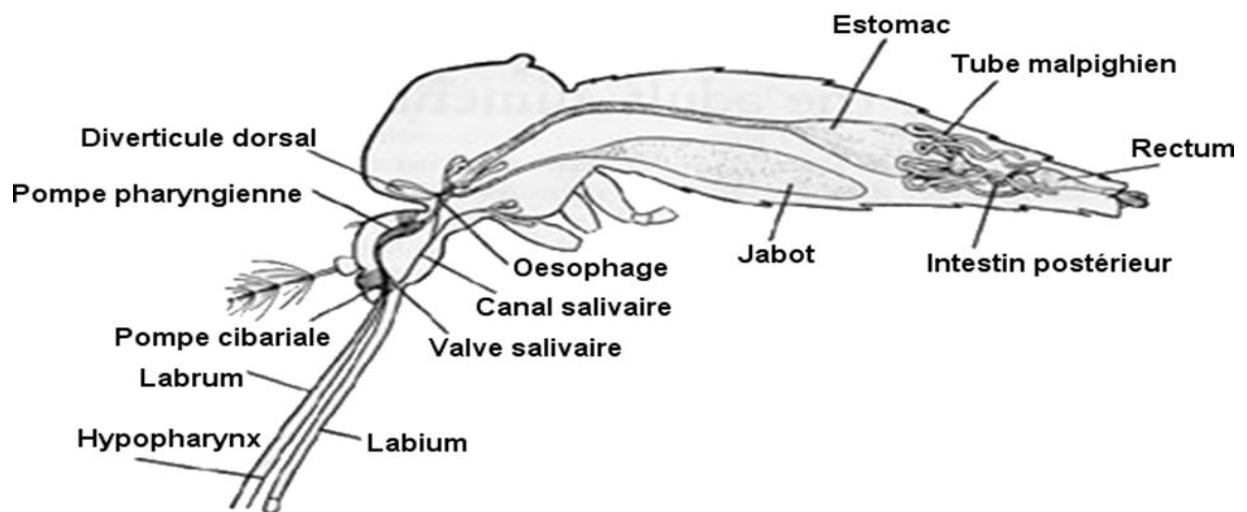


Fig. 16: Le système digestif chez le moustique.

1.6. Le cycle de développement

Aedes albopictus est un insecte à métamorphose complète (aucune ressemblance dans les différents stades) passe par plusieurs étapes et transformations morphologiques au cours de sa vie.

Le moustique passe par 4 stades : le stade œuf, le stade larve, le stade nymphe, le stade adulte. Les trois premiers stades se déroulent en milieu aquatique et le stade adulte en milieu aériens. Le cycle dure entre 2 à 12 jours mais peut rester bloqué au stade œuf pendant plusieurs mois voire même exceptionnellement une année entière.

La femelle pourra pondre jusqu'à 2000 œufs en trois semaines (Hawley, 1988).

Une fois le stade imaginal atteint par la femelle, elle se couple avec un male d'où elle stock les spermatozoïdes dans sa spermatheque. Par la suite, elle va pondre tous les 4 jours après avoir piqué un animal à sang chaud.

Il faut rappeler de la capacité de pondre sans prendre un repas sanguin (autogénie) d'où la présente étude prouve ceci. La femelle *Ae. Albopictus* pond ses œufs de préférence à l'ombre sur support humide à proximité d'une collection d'eau dispersée, la période de ponte se situe de mai à novembre.

Les œufs au nombre de 50 à 200 par oviposition peuvent éclore en 48 h dans des conditions normales (Drass, 2006 ; Eid, 2011). Après éclosion les larves se développent moyennement 5 à 6 jours pour former une nymphe qui en 24 à 48h, tandis que la croissance aquatique peut durer jusqu'à 20 jours en fonction de la température (Eid, 2011).

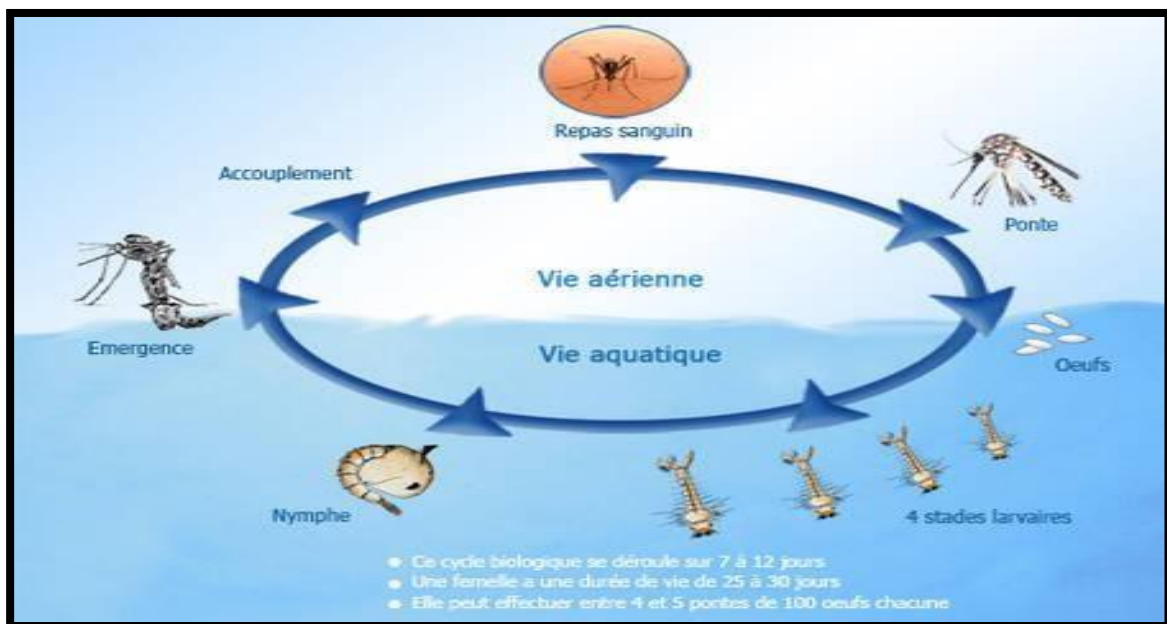


Fig. 17 : Cycle biologique d'*Aedes albopictus* (Maladré, 2010).

1.7. Le cycle gonotrophique

Un cycle correspond à l'intervalle de temps séparant plus ou moins exactement les retours successifs d'un même phénomène.

Chez les insectes piqueurs ce phénomène cyclique est celui de la ponte. Le cycle gonotrophique des *Culicidae* est classiquement subdivisé en trois phases: la 1ère correspond à la recherche de l'hôte par la femelle à jeun et, la prise du repas sanguin, la 2ème comprend la digestion de ce repas et la maturation des œufs et la 3e, la recherche du lieu de ponte et la ponte.

Généralement, la durée totale du cycle est déterminée par évaluation du temps écoulé entre deux repas consécutifs. La durée du cycle varie suivant les espèces et les climats.

Cette alternance de repas de sang et de pontes se poursuivra jusqu'à la mort de l'insecte. La longévité conditionnera donc le nombre de repas de sang (et donc de pontes) et par voie de conséquence les risques d'infection et de transmission d'un agent pathogène.

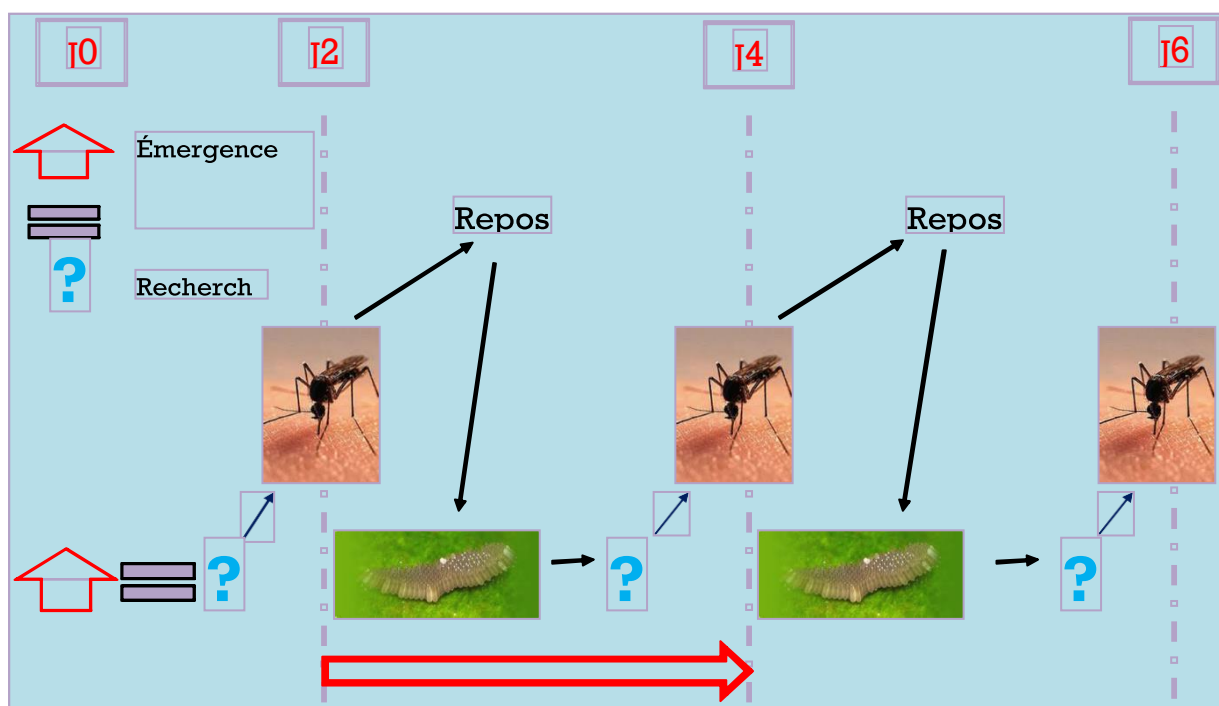


Fig. 18: Le cycle gonotrophique (flèche rouge) ou temps écoulé entre 2 pontes ou 2 repas de sang.

1.8. Activité des moustiques

Les rythmes d'activité des culicidés sont très variables. Durant l'année, l'activité des moustiques est conditionnée par les facteurs climatiques.

Il en résulte une activité permanente, présentant de faibles fluctuations saisonnières, en climat équatorial, une activité nettement rythmée prédominant le plus souvent en saison des pluies en climat tropical et une activité strictement saisonnière dans les pays tempérés.

Du fait des variations climatiques, les moustiques doivent survivre, sous une forme ou une autre, durant la saison défavorable (femelles quiescentes, larves hivernantes, œufs durables par diapause, etc....)

1.9. La diapause

Est un phénomène d'adaptation de l'insecte au milieu lorsque les conditions environnementales ne sont plus optimales pour le maintien de la survie, dont le développement de l'œuf, la larve ou la nymphe est arrêté momentanément.

Les insectes sont des animaux à sang froid et la température de leur corps suit rigoureusement la température ambiante la température diminuant, l'activité cellulaire organique diminue également. L'état de diapause est ainsi induit par la photopériode et plus précisément par la diminution de la phase diurne quotidienne. La diapause est sous dépendance hormonale.

Dans le cas d'une diapause de l'œuf, ce sont les hormones de la mère qui sont impliquées dans la diapause du début de développement embryonnaire; ce sont celles de l'embryon (issues du cerveau) qui sont impliquées lors d'une diapause de fin de développement embryonnaire.

D'autres facteurs que la photopériode peuvent induire la diapause malgré une influence moins marquée: la température du milieu, la qualité de la nourriture, et la densité de population.

Pour que le processus de diapause soit levé, l'insecte doit subir des températures basses sur une période plus ou moins longue. Mais le développement ne reprendra que si la température ambiante est suffisante.

1.10. Nuisance et maladie

Parmi les moustiques, il a été rapporté qu'*Aedes albopictus*, communément appelé moustique tigre, est capable de transmettre une vingtaine d'arbovirus à l'homme.

La majorité des arbovirus transmis par *Ae. Albopictus* sont à l'origine de zoonoses maintenues à l'état sauvage grâce à leurs réservoirs naturels constitués essentiellement d'oiseaux et de mammifères tels que les primates et les rongeurs.

Parmi les arbovirus qui sont transmises par *Aedes albopictus*, on cite la dengue, chikungunya, West Nile, Japanese encephalitis viruses (Medlock et al., 2012), et la nouvelle maladie émergente zika. Seulement les trois dernières maladies qui sont développées comme suit :

1.10.1. La Dengue

Il s'agit de l'arbovirose la plus répandue au monde, qui est actuellement considérée comme ré- émergente (OMS 1993).

Elle est présente dans toute la zone inter tropicale mais les régions les plus touchées sont l'Asie et l'Amérique du Sud où les formes graves sont les plus fréquentes.

On dénombre annuellement environ 50 à 100 millions de cas de dengue, incluant jusqu'à 500 000 cas de dengue hémorragique (FDH) et 24 000 décès (Halstead 2007).

Le virus de la dengue est un virus à ARN monocaténaire de la famille des Flaviviridae et quatre sérotypes (DEN 1, DEN 2, DEN 3, DEN 4) circulent dans le monde. Les symptômes classiques de la maladie se manifestent après 2 à 7 jours d'incubation et disparaissent au bout d'une semaine.

Les plus courants sont de fortes fièvres accompagnées de maux de tête, de nausées, de douleurs articulaires et musculaires et d'éruptions cutanées.

La période de convalescence dure environ 15 jours mais peut être plus longue.

Cette forme classique est handicapante mais en général peu dangereuse pour la vie des malades. Par contre dans 1 à 5% des cas, des complications liées à des

formes hémorragiques de la maladie peuvent survenir (fièvres persistantes, hémorragies multiples...).

Les causes d'apparition de formes hémorragiques sont sujettes à discussion mais les hypothèses classiques sont principalement le rôle des anticorps non neutralisants (facilitation immunologique) (Halstead and O'Rourke 1977) ou les différentes pathogénies de souches virales (Rosen 1986).

L'origine selvatique de la transmission virale est avérée et l'apparition de cycles urbains, qui remonte à environ 500 ans (Halstead 2007), coïnciderait avec l'expansion mondiale de la forme domestique d'*Ae. aegypti*, le principal vecteur de cette maladie.

Toutefois *Ae. albopictus* est capable d'assurer le cycle de transmission et a même été impliqué dans des épidémies sévères (Gratz 2004).

La recrudescence de cette maladie est liée en partie à l'arrêt des programmes d'éradication du vecteur, à l'apparition de populations de moustiques résistantes aux insecticides, à l'augmentation de la démographie mondiale et à celle de l'urbanisation (Tabachnik 1991).

1.10.2. Zika (ZIKV)

Zika est un arbovirus du genre *Flavivirus*, famille des *Flaviviridæ*, transmis par les piqûres de moustiques infectés. Initialement isolé chez un macaque rhésus en 1947 en Afrique, le ZIKV a été impliqué dans des cas humains sporadiques pendant un demi-siècle.

La première épidémie a été décrite dans le Pacifique en 2007. Le ZIKV se propage dans la région Pacifique depuis 2013 et émerge au Brésil en 2015.

De présentation clinique non spécifique, la fièvre Zika peut être confondue avec d'autres maladies infectieuses, en particulier les arboviroses comme la dengue et le chikungunya.

La fièvre Zika était considérée comme une maladie bénigne jusqu'en 2013-2014 où des complications neurologiques graves ont été décrites durant l'épidémie qui a touché la Polynésie française.

Le diagnostic biologique des infections à ZIKV repose principalement sur la détection de l'ARN viral du ZIKV par biologie moléculaire.

Le diagnostic sérologique est peu fiable dans les régions endémiques pour d'autres flaviviroses. L'adaptation de ZIKV à un cycle urbain impliquant un réservoir humain et des moustiques ayant une très large distribution, tels que *Aedes aegypti* et *Ae. albopictus*, souligne le fort potentiel d'émergence de ZIKV dans les zones tropicales, inter tropicales mais aussi tempérées.

1.10.3. Le Chikungunya

Moins connue et moins répandue que la Dengue, cette maladie nous intéresse tout particulièrement du fait de l'épidémie soudaine et très importante survenue dans les îles du Sud-ouest de l'Océan Indien en 2005-2006.

Cette arbovirose est causée par un virus à ARN monocaténaire, Alphavirus de la famille des *Togaviridae*.

La première épidémie due à ce virus a été décrite en Tanzanie (1952) (Renault et al. 2007). Depuis, d'autres épidémies sont survenues en Afrique (Sénégal : 1982, 1996 ; République Centrafricaine 1978-79) et en Asie (Cambodge 1964 ; Inde 1964 ; Thaïlande 1962-64 ; Vietnam 1967) (Renault 2007).

Les symptômes de la maladie sont classiquement des polyarthrites aiguës fébriles qui surviennent après une période d'incubation de 4 à 10 jours et s'accompagnent de fortes fièvres (40°C), de céphalées, de douleurs musculaires et d'éruptions cutanées.

Les articulations principalement touchées sont les poignets, les chevilles mais aussi les genoux et celles des mains (Pialoux et al. 2006).

Si l'évolution de la maladie tend généralement vers une amélioration rapide avec disparition de la fièvre au bout de quelques jours, la disparition des signes articulaires peut prendre des semaines voire plus.

Cette maladie initialement considérée comme bénigne peut toutefois entraîner une mortalité directe ou indirecte.

A la Réunion une surmortalité probablement liée à l'épidémie en cours a ainsi été observée durant les 4 premiers mois de l'année 2006 (Josseran et al. 2008).

En Afrique le virus est maintenu dans des cycles forestiers impliquant des primates et des moustiques forestiers (Diallo et al. 1999). Dans des habitats plus urbains, les principaux vecteurs incriminés sont *Ae. aegypti* et *Ae. albopictus*.

Chapitre 2:

Matériel et

méthodes

2.1. Contenu du chapitre

Dans ce chapitre nous mentionnerons les différentes méthodes d'identifications des moustiques et dans un second lieu nous parlerons des caractéristiques expliquant le succès de l'invasion de l'*Aedes albopictus* et sa distribution géographique mondiale, Européenne, Africaine et Algérienne.

2.2. Méthodes d'identification du moustique

Il existe plus de 3 000 espèces de moustiques dans le monde.

Pour en identifier l'espèce, il convient de prendre en compte plusieurs critères: le milieu, le comportement, l'alimentation, les différences morphologiques...

Les critères morphologiques sont multiples: longueur des palpes, taille de l'abdomen, ornement et couleur de l'abdomen et du tronc, présence de soies de topographie précise, les nervures et taches des ailes, les organes génitaux (genitalia).

L'identification est parfois complexe et doit faire appel à l'utilisation de clés. En général, les caractéristiques des formes adultes sont plus facilement identifiables que les larves des différentes espèces *Stegomyia*.

Bien que les extrémités mâles des différentes espèces soient distinctes, les spécimens femelles peuvent se révéler impossibles à identifier.

2.2.1. Identification par la morphologie

L'étude morphologique reste la méthode standard pour l'identification des moustiques. Elle consiste en l'observation d'une série de caractères morphologiques externes. L'identification peut se faire à tous les stades de développement en théorie, mais en pratique les larves de stade 4 et les adultes femelles sont les plus utilisés.

Parmi les caractères utilisés dans l'identification d'*ae. albopictus*, la couleur noire et blanche, ses longues pattes et la rigidité de son corps, de plus d'une ligne bien

définie de couleur blanche qui divise le scutum (partie dorsale du thorax) en deux parties, elle est caractérisée par l'absence des soies pré-spéculaires et post-spéculaires au niveau du thorax, des ailes couvertes par des écailles de couleur sombre, portant une frange d'écaille au niveau de la base de l'alule et avec une position postérieure de l'apex de la nervure, ainsi qu'un abdomen avec des taches blanches.



Fig. 19: Aspect de la morphologie générale d'*Ae. Albopictus* mâle et femelle sous loupe binoculaire (abdellahom,2019).



Fig. 20: *scutum d'aedes albopictus.*

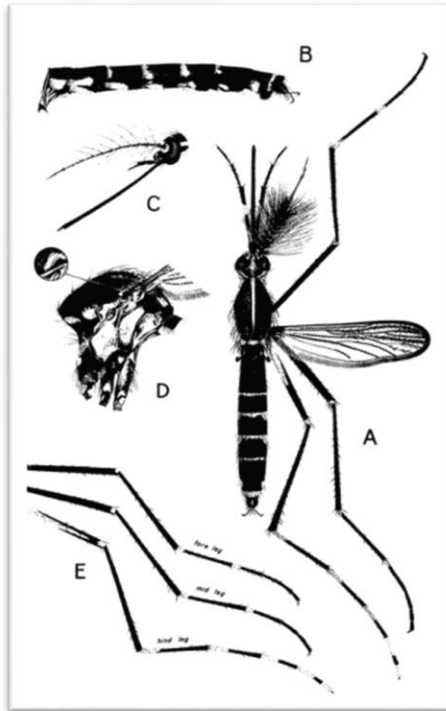


Fig. 21: Morphologie d'*Aedes Albopictus* adulte d'après Hawley

A : aspect dorsal de male, B : aspect latérale du male, C : aspect latérale de la tête de la femelle

D : aspect latérale du thorax du male, E : face intérieure des pates du male.



Fig. 22: l'absence des soies pré et post-spéculaire chez l'*Ae. Albopictus* (abdellahom,2019).

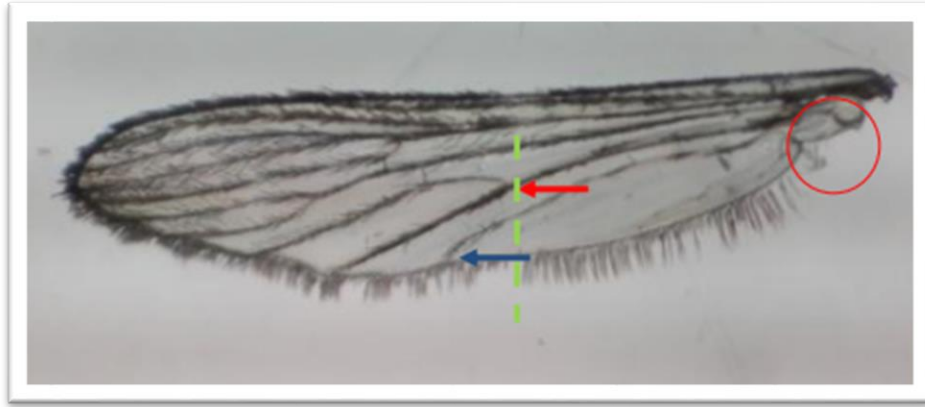


Fig. 23: forme des ailes d'*Ae. albopictus* (abdellahoum,2019).

Des chercheurs se sont également lancés dans **les mesures morphométriques** et la description de **micro-caractères**, mais il reste difficile d'utiliser ces techniques pour des identifications de spécimens en routine.

Pour ce qui est des moustiques invasifs vecteurs, une clé simplifiée et un diagramme comparatifs ont été proposés.

La méthode morphologique présente l'avantage de fournir un résultat rapide et de rester peu onéreuse, en particulier en considérant le nombre fréquemment élevé de spécimens à analyser (plusieurs centaines voire milliers d'adultes peuvent être capturés dans un piège en une nuit, et plusieurs douzaines de larves récoltées dans un échantillon).

Elle se heurte cependant à des difficultés en présence d'espèces cryptiques ou de complexes d'espèces (ou espèces jumelles: espèces morphologiquement très proches, voire inséparable), et dans le cas de spécimens endommagés au cours de la capture ou de la conservation.

De plus, certaines espèces peuvent être morphologiquement indissociables à un stade de développement donné (adulte ou larvaire), nécessitant l'observation simultanée de plusieurs stades ou des individus des deux sexes.

Enfin, l'identification morphologique est souvent une étape préalable à l'identification moléculaire, afin de réaliser un pré-tri pour sélectionner des sous-échantillons à soumettre à l'analyse moléculaire, et de ce fait d'en limiter le coût.

2.2.2. Les clés dichotomiques.

Les outils d'identification morphologique disponibles sont les descriptions d'espèces détaillées, **les clés dichotomiques**, les clés illustrées simplifiées, et les clés interactives numériques.

Les clés d'identification larvaires sont élaborées pour les larves de stade 4; les caractères utilisés ne sont en général pas valides pour les stades plus jeunes.

Il conviendra donc de mettre les jeunes larves en élevage afin d'obtenir des larves de stade 4.

Les nymphes ne sont identifiées par leur morphologie que dans de rares cas; il convient plutôt de les élever pour obtenir les adultes qui émergeront seulement deux à trois jours plus tard.

Alors que la clé dichotomique reste l'outil d'identification morphologique le plus répandu, le développement de systèmes assistés par ordinateur a permis la création d'outils multi-accès et interactifs.

Depuis le début des années 2000, il existe un outil d'identification interactif numérique pour les moustiques d'Europe (sur CD-Rom). cette clé a été récemment augmentée (étendue au Proche-Orient et à l'Afrique du Nord) et il est disponible en ligne sous le nom de MosKeyTool .

Pour l'identification du genre le logiciel propose 10 entre la différenciation entre les genres. En commençant par identifier le sexe au niveau des antennes et des pièces buccales portées par la tête.

CARACTÈRES DISPONIBLES	10
TÊTE : Longueur du palpe maxillaire	
THORAX : Soies préspiraculaires	
THORAX : Soies postspiraculaires	
THORAX : Forme générale du scutellum	
AILE : Ornementation de la base (alula)	
AILE : Position de l'apex de la nervure 1-A	
AILE : Longueur de la fourche R2/R3	
PATTE I : Longueur du tarsomère 4	
PATTE III : Longueurs relatives du tarsomère 1 et des 4 autres réunis	
PATTES : Organes sensoriels portés à l'apex des tarsomères 5	

Fig. 24: liste des caractères pour l'identification d'un genre (Brunhes et al., 1999).

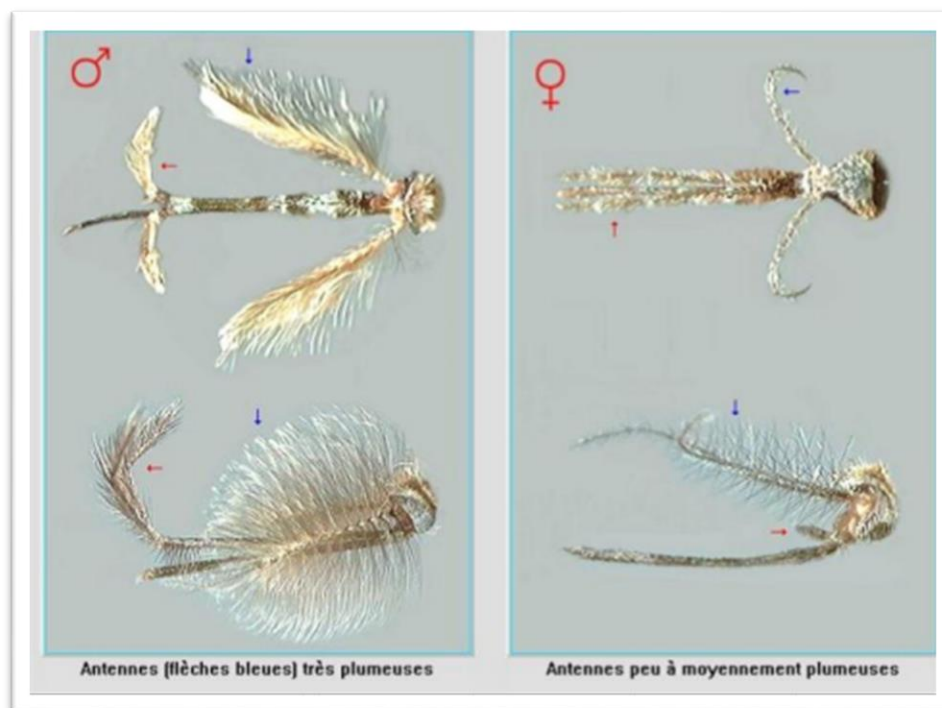


Fig. 25: identification du sexe des moustiques (antennes et pièces buccales)
(Brunhes et al., 1999).

Ensuite, c'est la vérification de la présence ou l'absence des soies pré et postspiraculaire (figure 26) suivie par la forme du scutellum (figure 27).

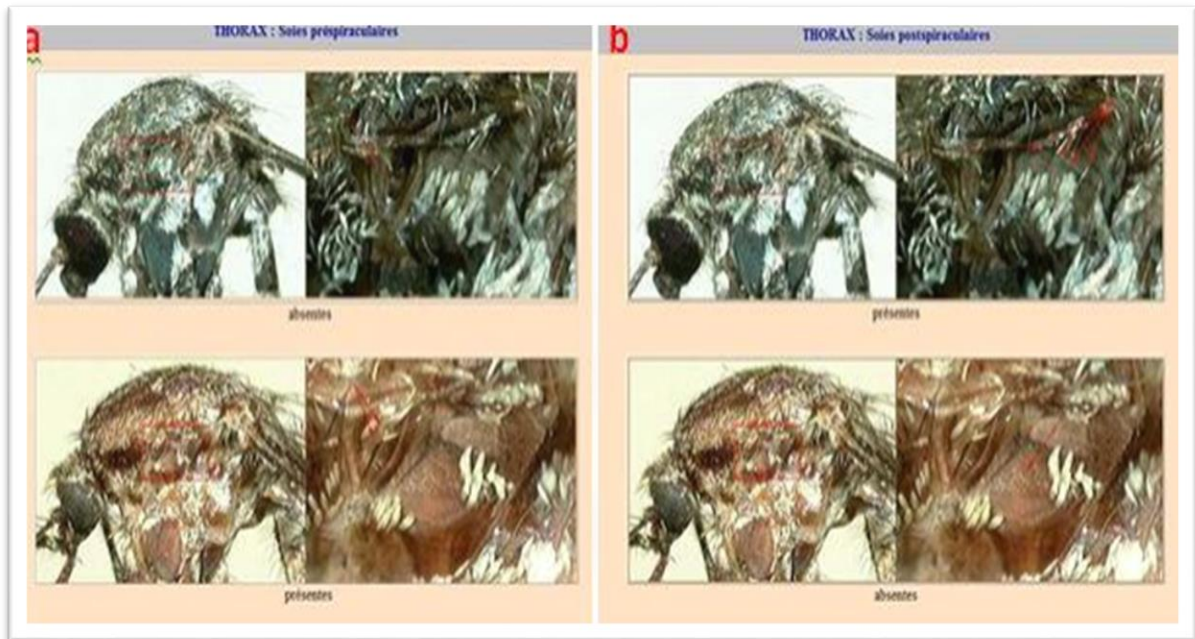


Fig. 26: présence et absences des soies pré-spiraculaire (A) et post-spiraculaire(B)

(Brunhes et al., 1999).

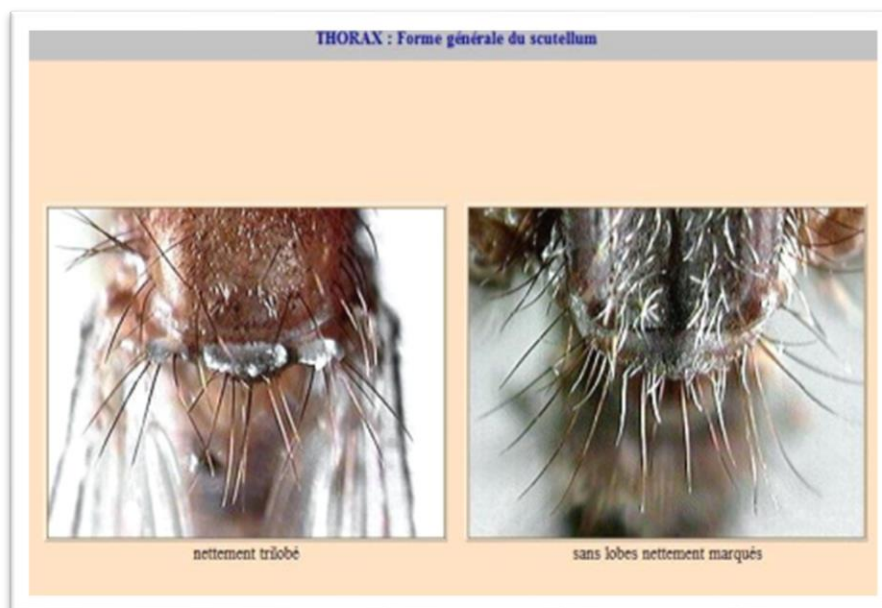


Fig. 27: scutellum trilobé et sans lobes marqués (Brunhes et al., 1999).

L'étape suivante consiste à identifier les ailes, qui représente un caractère taxonomique décisif pour les différenciation entre les genres (figure28).

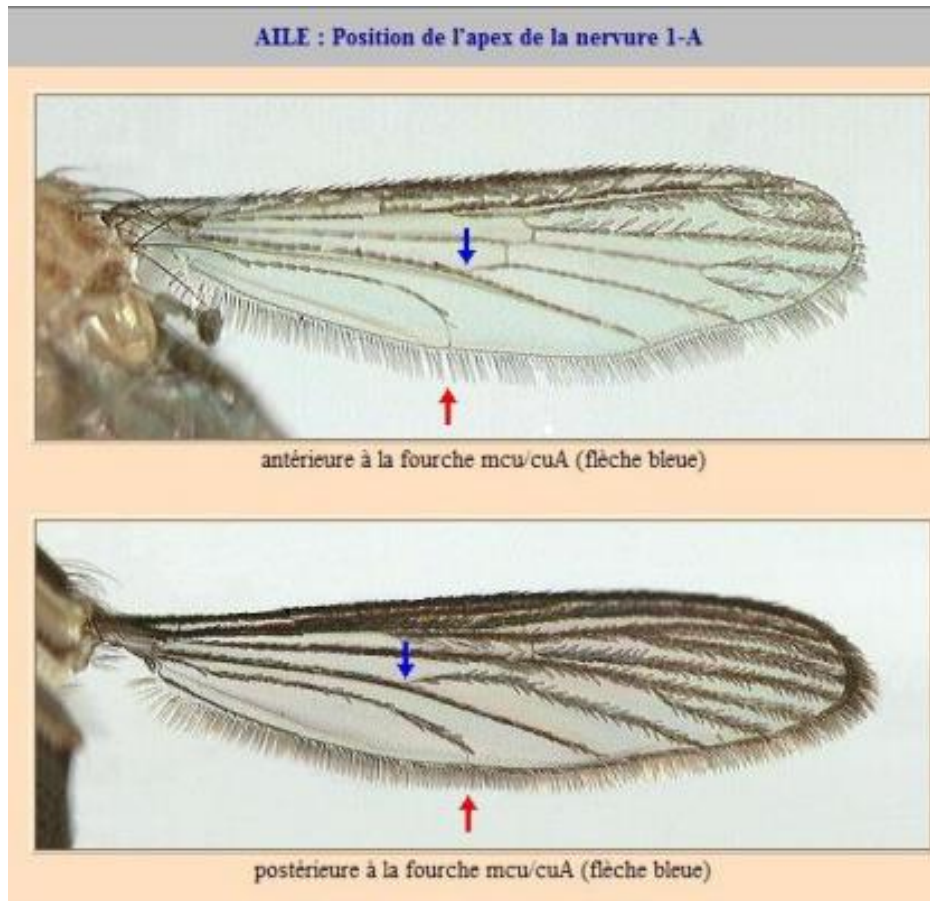


Fig. 28: position de l'apex de la nervure A1 (Brunhes et al., 1999).

La dernière étape se concentre sur l'analyse et la comparaison des cinq tarse des pattes thoracique (figure29 a;b).

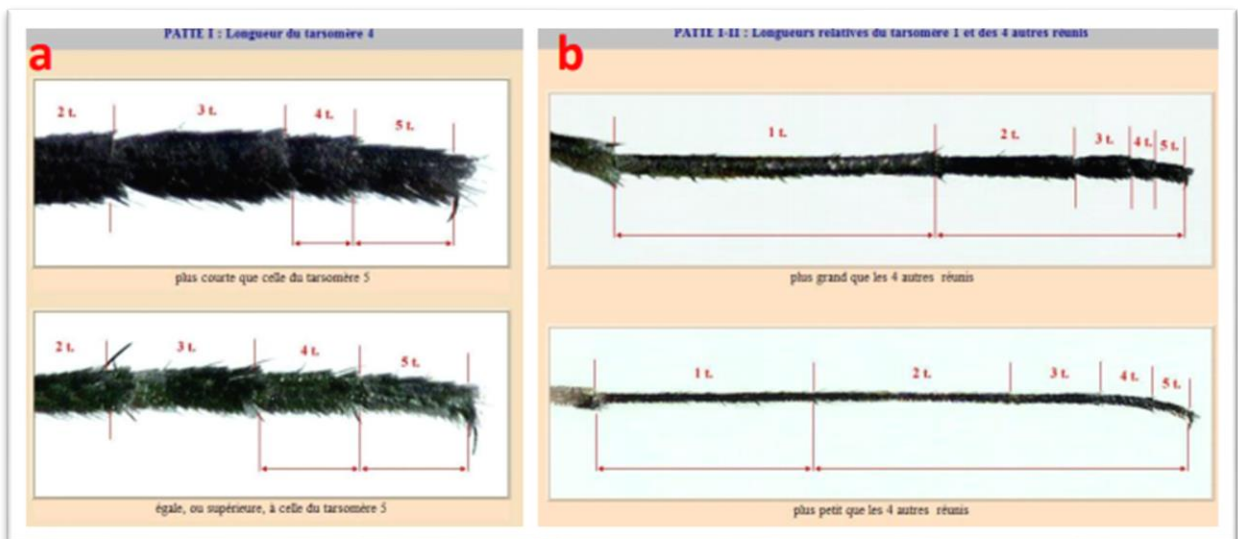


Fig. 29: a ; longueur des tarse 4et 5 de la Pth1. b; longueur du tarse a par rapport au 4autres tarse de la Pth 1et 2 (Brunhes et al., 1999).

Une fois le genre déterminé, on passe pour l'identification de l'espèce, qui consiste à exploiter plus de détails morphologiques (figure 30).

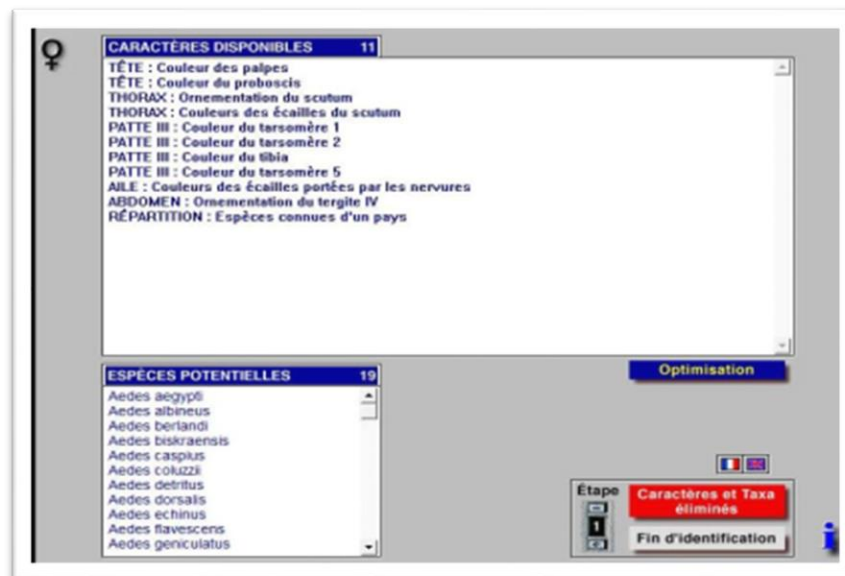


Fig. 30: les caractères permettant l'identification d'un moustique au niveau de l'espèce

(Brunhes et al., 1999).

2.2.3. Identification par technique moléculaire

Afin de surmonter les difficultés liées à l'identification morphologique, et notamment en absence d'expertise et de disponibilité de temps de travail, des techniques moléculaires ont été appliquées à l'identification des entités biologiques.

Il s'agit ici d'identifier des molécules (loci d'ADN, spectres de protéines...) pouvant caractériser un taxon. Dans un premier temps, développé pour identifier des espèces membre d'un complexe taxonomique, les techniques les plus efficaces sont maintenant étendues à de larges spectres d'espèces.

Leur avantage réside dans la capacité d'analyser plusieurs échantillons simultanément, de regrouper des spécimens en lots, quel que soit le stade de développement.

Ces techniques ne nécessitent pas de connaissances en taxonomie, mais permettent d'associer l'identification à des analyses plus poussées en matière de phylogénie ou de structure et de dynamique des populations. Par contre, elles nécessitent des équipements de laboratoires spécifiques et souvent onéreux, et du personnel technique qualifié.

Toutefois, la qualification requise pour l'application de ces techniques moléculaires est bien plus rapide à acquérir qu'une expertise en morpho taxonomie PCR, séquençage, barcoding et ADN environnemental. L'analyse des allozymes par électrophorèse des protéines sur gel n'est plus utilisée que dans des cas particuliers, en raison de la technique laborieuse et du coût (des enzymes en particulier); des techniques alternatives et complémentaires ont été élaborées.

L'électrophorèse des protéines a cédé la place à des approches basées sur la PCR.

Une première approche consiste à développer des séries d'amorces spécifiques à un petit groupe d'espèces pour permettre la discrimination de chaque espèce par PCR conventionnelle multiplexe ou PCR en temps réels.

Toujours basée sur la technique PCR, une seconde approche consiste à amplifier par PCR un marqueur génétique à l'aide d'amorces communes aux différentes espèces pour ensuite le séquencer.

Le marqueur le plus utilisé est le cytochrome oxydase I (COI) dont le séquençage en individuel contribue à la démarche de barcoding moléculaire, dont la variante en métabarcoding s'appuie sur le séquençage de nouvelle génération (NGS).

Le barcoding permet d'identifier n'importe quel taxon par comparaison à une base de données (GenBank et BOLD Systems), à condition que le taxon à l'étude soit correctement référencé.

Il s'agit ici d'utiliser des spécimens de référence fiables, donc, au préalable, validés par un expert taxonomiste et correctement référencé.

Une autre approche technique récemment développée consiste à analyser l'ADN environnemental (e DNA), sur le principe que tous les organismes laissent des

traces de leur ADN dans leur environnement par leurs déjections, urine, poils, peau ou cellules.

Ces traces d'ADN peuvent être détectées, pour les organismes benthiques, dans des échantillons d'eau collectés sur le terrain, par PCR quantitative spécifique en temps réel ou par métabarcoding (NGS).

La dégradation de l'ADN est relativement rapide, mais sa persistance en milieu aquatique dure de quelques jours à quelques semaines en fonction de la densité des organismes.

2.2.4. Amplification isotherme LAMP

L'amplification isotherme LAMP (Loop-mediated isothermal amplification) a récemment été développée pour l'identification des moustiques invasifs.

Un premier essai spécifique LAMP basé sur les séquences ITS1 et ITS2 (rDNA Internal Transcribed Spacers 1 and 2) permet d'identifier les œufs des espèces invasives et de l'espèce indigène.

L'avantage de cette technique réside dans la simplification de la méthode au niveau technique. Les réactions se produisent sous température constante et de ce fait ne nécessitent pas d'équipements coûteux, et le résultat est lu visuellement grâce à un changement de coloration. Ceci permet son application sur le terrain (et non plus en laboratoire), et donc une réponse très rapide, et pour un coût très réduit.

2.2.5. Spectrométrie de masse Maldi-TOF.

La spectrométrie de masse par Maldi-TOF (Matrix-assisted laser desorption/ionization time of flight mass spectrometry), qui a atteint la maturité pour l'identification à haut débit, rapide et précise des microorganismes, s'est récemment révélée prometteuse pour l'identification des organismes métazoaires, y compris les moucheron piqueurs adultes du genre Culicidea, les techniques basées sur l'ADN peuvent théoriquement être utilisables sur chaque stade.

Toutefois, bien que l'ADN soit identique à tous les stades, son expression va varier pour générer une différence morphologique marquée entre les stades. Cette morphologie différentielle se traduit par une structure protéique particulière et spécifique de chaque stade.

Pour chaque espèce ciblée, la spectrométrie de masse nécessitera donc l'acquisition des spectres protéiques de références pour chacun des stades étudiés, Pour les larves et les adultes, seuls les têtes et thorax ont été utilisés.

En particulier, l'abdomen est retiré pour éviter des contaminations par le contenu stomacal et notamment les protéines de l'hôte du repas sanguin chez les adultes. la technique Maldi-TOF MS a été appliquée avec succès à l'identification des œufs.

Celle-ci permet non seulement d'identifier un œuf individuellement, mais également d'analyser un lot d'œufs, avec la possibilité de détecter la présence d'une espèce si celle-ci est représentée à un niveau supérieur à 30 %.

La méthode a été initialement développée avec les espèces invasives observées en Europe (*Ae. aegypti*, *Ae. albopictus*, ...) mais aussi avec des espèces locales pouvant déposer leurs œufs dans les mêmes conditions (*Ae. cretinus*, *Ae. geniculatus*, ..), En résumé, le profilage des protéines par Maldi-TOF MS peut être utilisé, en alternative rapide et peu onéreuse, afin d'identifier avec précision les œufs, larves et adultes des moustiques collectés sur le terrain.

Les spécimens à analyser doivent cependant être relativement « récents ». Cette approche présente le potentiel de devenir la méthode de choix pour un dépistage centralisé, robuste et à haut débit des populations d'insectes vecteurs en lien avec les programmes de surveillance.

Cela nécessite cependant au préalable d'élaborer une base de données de référence afin de permettre la comparaison des spectres obtenus avec des individus dûment caractérisés.

Ainsi notre base est construite avec des spécimens identifiés par un expert taxonomiste, spécimens pour lesquels une ou plusieurs séquences ADN diagnostiques sont déterminées (COI, ITS2, ACE, etc.).

Chaque profil spécifique est élaboré à partir de cinq individus, si possible originaire de régions géographiques distinctes.

La base ainsi obtenue devrait être accessible en ligne dans un futur proche, afin de permettre la comparaison de spectres obtenus sur une machine donnée avec les profils de référence.

2.2.6. L'ADN mitochondrial

L'ADN mitochondrial (ADNmt) est plus polymorphe que l'ADN nucléaire. Les mitochondries sont en grand nombre dans le génome, l'amplification des gènes est ainsi facilitée.

L'héritabilité du génome mitochondrial est maternelle et la recombinaison absente (Simon et al., 1994 ; Hwang & Kim, 1999). Ainsi, l'ADN mitochondrial est informatif sur l'histoire de la lignée matriarcale et peut permettre la mise au jour de phénomènes d'introgession.

Les gènes mitochondriaux sont donc des marqueurs de choix dans les phylogénies et sont utilisés en phylogéographie. Les marqueurs mitochondriaux ont été utilisés pour différencier des espèces chez certains complexes.

Grâce à la publication du séquençage de l'ADNmt d'*An. gambiae*, certaines régions du génome ont été très souvent utilisées lors des analyses génétiques.

C'est le cas des régions codantes comme les sous-unités de la NADH déshydrogénase (ND5 par exemple) ou des cytochromes (COI, COII, Cyt-b) ou des régions non codantes comme les sous-unités 16S ou 12S.

2.3. La répartition mondiale du moustique

Aedes (Stegomyia) albopictus (Skuse, 1894) est une espèce qui puise son origine dans les forêts tropicales du Sud-Est de l'Asie.

Son aire de répartition historique comprend également les îles du Sud-ouest de l'Océan Indien. La colonisation de cette région par *Ae. albopictus* remonterait à plusieurs siècles et serait intervenue à l'occasion de migrations humaines en

provenance d'Asie du Sud-est, bien que pour certains auteurs plusieurs vagues d'invasion auraient eu lieu, dont la plus récente daterait de quelques décennies (Delatte et al. 2008).



Fig. 31: Aire habituelle de répartition d *Aedes albopictus* avant son expansion récente (Rhodain, 1996).

Elle est présente sur presque tout le continent américain allant des Etats-Unis jusqu'en Argentine.

La colonisation ce fait petit à petit dans le continent africain après le Nigeria, le Cameroun la guinée équatorial et le Gabon (Paupy et al., 2009), et récemment en république centrafricaine (Diallo et al., 2010).

Région	Pays	Années d'invasion	Références
Amérique	Trinidad	1983	Benedict et al. 2007
	Etats Unis	1985	Benedict et al. 2007
	Brésil	1986	Benedict et al. 2007
	Mexique	1988	Benedict et al. 2007
	Barbades	1993	Benedict et al. 2007
	République Dominicaine	1993	Benedict et al. 2007

	Cuba	1995	Benedict et al. 2007
	Guatemala	1995	Benedict et al. 2007
	Honduras	1995	Benedict et al. 2007
	Salvador	1995	Benedict et al. 2007
	Bolivie	1997	Benedict et al. 2007
	Iles Cayman	1997	Benedict et al. 2007
	Argentine	1998	Benedict et al. 2007
	Colombie	1998	Benedict et al. 2007
	Paraguay	1998	Benedict et al. 2007
	Panama	2002	Benedict et al. 2007
	Nicaragua	2003	Benedict et al. 2007
Europe	Albanie	1979	Adhami & Reiter 1998
	Italie	1990	Sabatini et al. 1990
	France	1999	Schaffner and Karch 2000
	Belgique	2000	Schaffner et al. 2004
	Serbie et Monténégro	2001	Haddad et al. 2007
	Suisse	2003	Flacio et al. 2004
	Espagne	2004	Aranda et al. 2006
	Croatie	2004	Klobucar et al. 2006
	Bosnie Herzegovine	2005	ECDC 2006
	Grèce	2005	Samanidou et al. 2005
	Pays Bas	2005	Scholte & Schaffner 2008
	Slovénie	2005	ECDC 2006
	Moyen Orient	Israël	2003
Liban		2007	Haddad et al. 2007
Syrie		2007	Haddad et al. 2007
Océanie	Iles du Pacifique	Années 50	Hawley 1988
	Sud Australie	2005	Russell et al. 2005
Afrique	Afrique du Sud	1991	Cornel & Hunt 1991 *
	Nigeria	1991	Savage et al. 1992
	Cameroun	2000	Fontenille & Toto 2001
	Guinée équatoriale	2001	Toto et al. 2003
	Gabon	2007	Coffinet et al. 2007

Tableau 04 : Pays envahis par *Ae. albopictus* lors de son expansion mondiale au cours de la deuxième moitié du XXème siècle.

Aedes albopictus considérée comme l'une des 100 espèces les plus envahissantes au monde (Lowe et al. 2000), a envahi à la fin du 20ème siècle l'Europe, l'Amérique du Nord au Sud, l'Afrique et l'Océanie.

Elle est désormais répartie dans différents pays situés dans une plage de latitudes comprises entre le 40°N et le 40°S. Par conséquent, elle est présente dans la plupart des pays de la zone équatoriale où les températures moyennes sont d'environ 23,3°C pour les périodes froides et de 28,2°C pour les mois les plus chauds (Nawrocki and Hawley 1987, Estrada-Franco and Craig 1995).

Dans les zones tempérées, sa présence est enregistrée dans des villes du Japon et de Chine où la température moyenne en hiver peut atteindre -2 °C à -5 °C (Nawrocki and Hawley 1987).

Ce moustique est aussi présent à des altitudes atteignant 1200m, voire 1800m au-dessus du niveau de la mer, dans des zones montagneuses de Thaïlande et de la Réunion (Estrada-Franco 1995, Delatte et al. 2008, Delatte et al. 2009).

Dans son aire de répartition actuelle, *Ae. albopictus* est donc soumis à des conditions climatiques extrêmement variables. Cette espèce est également soumise à de très importantes variations environnementales qui seront développées plus tard dans ce manuscrit.

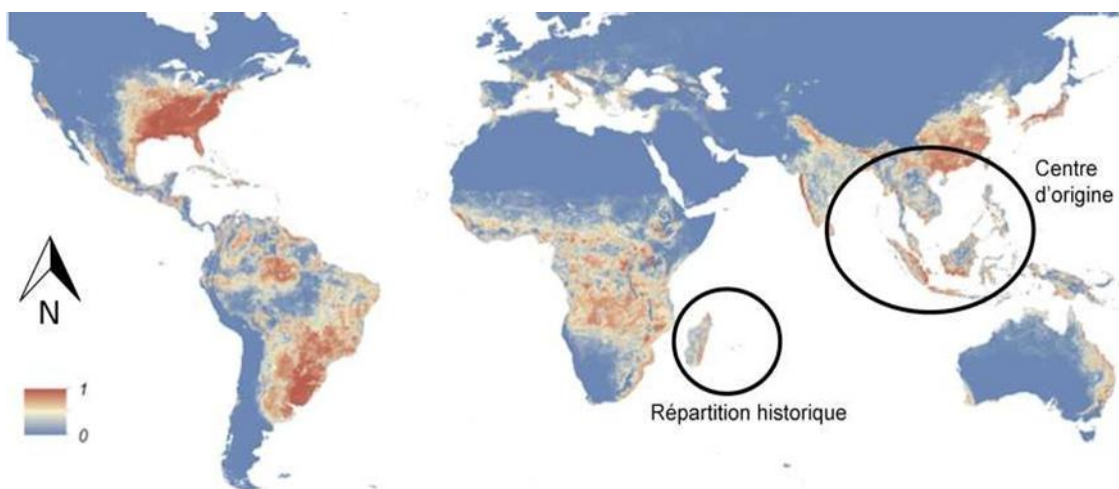


Fig. 32: Carte montrant la distribution mondiale d'*Aedes albopictus*, adaptée de Kraemer et al 2015. En rouge, les régions où la probabilité de présence d'*Aedes albopictus* est égale à 1, en bleu les régions où cette probabilité est

égale à 0. Les cercles en noir mettent en évidence l'aire de répartition historique et le centre d'origine de l'espèce.

2.4. Répartition en Europe

C'est en Europe, plus précisément en Albanie, en août 1979, que la première observation d'*Aedes albopictus* fut rapportée en dehors de ses aires habituelles d'implantation, puis a colonisé l'Italie où sa première mise en évidence a eu lieu à Gènes en 1990.

La France a été colonisée plus tard. Les premières larves d'*Aedes albopictus* ont été observées sur un site de stockage de pneus usagés en Normandie en 1999. Le moustique a également été identifié dans d'autres pays Européens tels que la Belgique, les Pays bas ou encore la Suisse.

Actuellement, son implantation principale est limitée à des pays côtiers comme l'Italie, l'Espagne, la Croatie ou la Grèce (M. Q. Benedict, 2007; ECDC, 2009). Le moustique s'est donc rapidement propagé sur une grande partie du sud de l'Europe où il semble s'installer durablement.

Il est indispensable, pour lutter efficacement contre ce vecteur, de comprendre ses caractéristiques propres et les facteurs influençant son implantation qui lui ont permis de coloniser une partie de l'Europe et en particulier la zone Sud Est de la France métropolitaine. (Francis Schaffner, 2009)

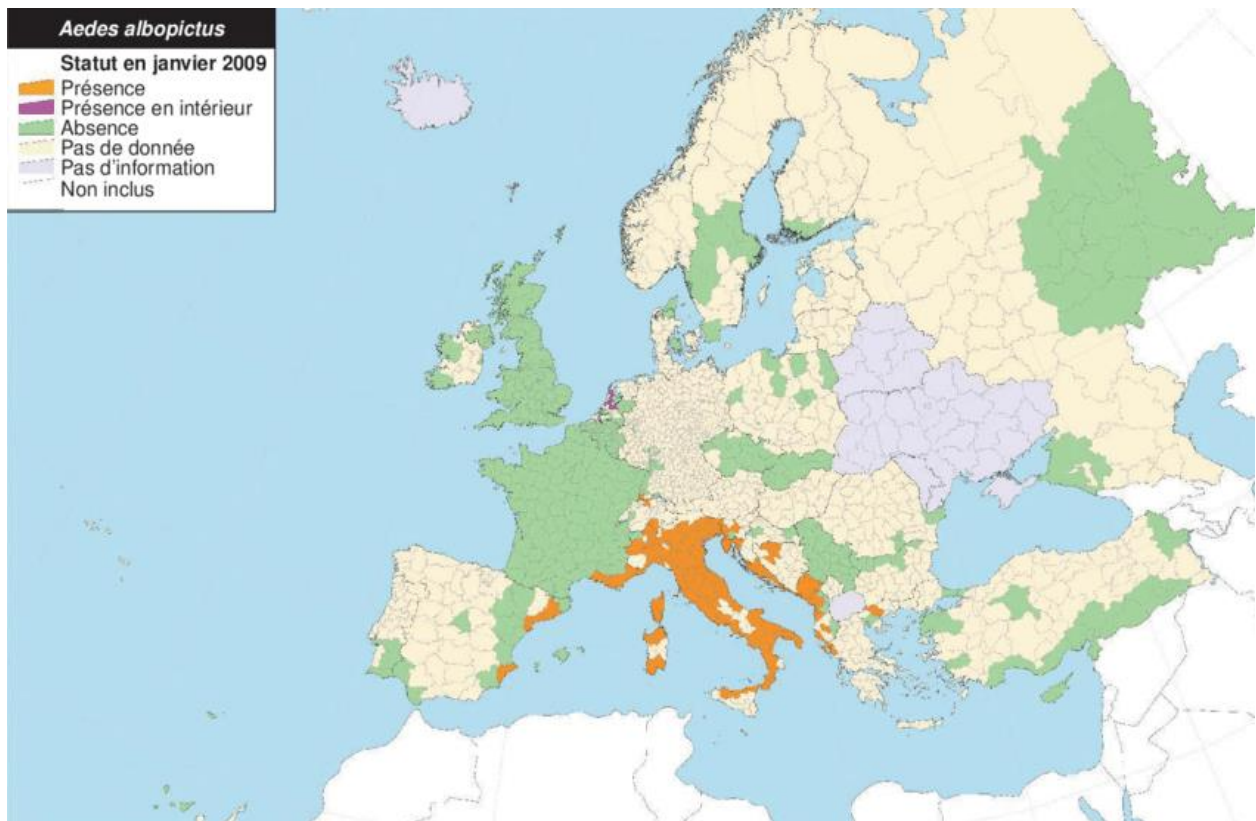


Fig. 33: Distribution du moustique tigre *Aedes albopictus* en Europe, à l'échelle des unités administratives de niveau 3. (Francis Schaffner, 2009).

2.5. Répartition en Afrique

En Afrique, *Aedes albopictus* fut d'abord rapporté en Afrique du Sud en 1989 où des mesures immédiates empêchèrent son implantation.

Deux ans plus tard, il était trouvé au Nigéria où il pullulait ; la date d'installation est inconnue. En Afrique centrale, *Aedes albopictus* a été enregistré au Cameroun en 2000 puis s'est développé rapidement au sud du pays, atteignant les pays limitrophes que sont la Guinée Equatoriale et le Gabon. Au Cameroun, *Aedes albopictus* est aujourd'hui l'espèce dominante en périphérie des centres urbains de Yaoundé et de Douala où il a progressivement remplacé *Aedes aegypti*, l'espèce résidente.

Des études seraient nécessaires pour mettre en évidence d'autres aires d'implantation.

2.6. Répartition en Algérie

En 2010, une enquête a été menée dans la région de larbaa-nath-iraten (Tizi-Ouzou), à une altitude de 1750m, une femelle *Aedes albopictus* a été prise au piège toujours vivante.

Ceci est le premier rapport d'*Aedes albopictus* en Algérie et plus largement au maghreb (Benallal *et al.*, 2016). Le moustique tigre a été aperçu, et photographié récemment par des habitants de la région de Bordj-mira, à 50 kilomètres à l'Est de chef-lieu de la wilaya de Béjaïa (Anonyme, 2016).

La présence du moustique dans cette région peut s'expliquer par le fait qu'il s'installe aisément dans des endroits humides où la végétation se mélange aux eaux stagnantes, un milieu très propice à sa reproduction. Les œufs de l'insecte peuvent résister à la chaleur, ce qui augmente leur durée de vie.

Par ailleurs, sa capacité à hiberner lui permet de survivre durant l'hiver sous forme d'œufs en dormance dans les régions tempérées. Le problème c'est qu'il ne s'agit plus des moustiques communs autochtones aux piqûres agaçantes qui causent, au pire, des irritations et des démangeaisons désagréables (Anonyme, 2016).

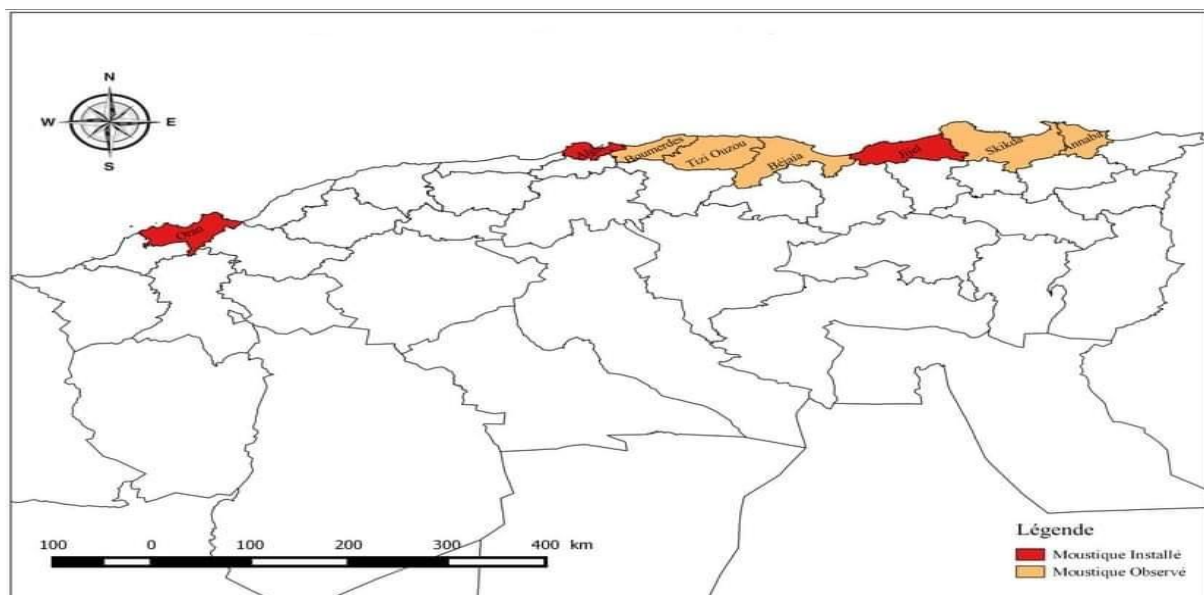


Fig. 34: situation d'*Aedes albopictus* en Algérie, Aout 2018

(Institut Pasteur d'Algérie, 2018).

2.7. Chronologie de l'invasion d'*Aedes albopictus* du littoral algérien

2010: Première mention de la présence d'*Aedes albopictus* ou « Moustique Tigre » en Algérie à **Tizi-Ouzou**: dans la localité de Larabaa Nath Irathen , un femelle de cette espèce a été capturée par hasard dans une écurie (Izri, et al, 2011).

2014 : lors d'une mise à jour de l'inventaire des moustiques en Algérie , Lafri et al rapportent la présence de deux spécimens adultes de cette même espèce dans le village Illoula Oumalou distant d'une 40 Kms à l'Est du village de Larabaa Nath Irathen de la wilaya de Tizi –Ouzou.

2015: le moustique tigre a fait sa réapparition à l'Ouest du pays, à **Oran** dans la localité balnéaire de Ain Turk, où tous les stades de développement du moustique (de l'œuf à l'état adulte) ont été retrouvés durant deux années consécutives, ce qui signifie que cette espèce s'est bien installée dans l'Oranie (Benallal et al, 2016)

2016: *Aedes albopictus* est observé à **Alger** dans la commune de Birkhadem , il s'est propagé par la suite à plusieurs autres localités (Kouba, Khreicia, Hussein dey, Saoula, El Annassers) (Harrat Z, 2017)

2017: Moustique tigre a été capturé à **Jijel** au centre ville de la wilaya et à **Annaba**.

2018: cette espèce continue d'être signalée par les citoyens dans plusieurs wilayas du littoral (Skikda, Annaba, Bejaïa, Boumerdes) grâce à la collecte d'informations des plaintes de citoyens des piqûres de ce moustique associées de prises de photos l'insecte via la page.

Il est à signaler qu'aucun cas d'arbovirose (Chikungunya, dengue ou de Zika), habituellement transmise par ce vecteur n'a été enregistré en Algérie.

Chapitre 3

RESULTATS

3. Résultats

3.1. Comparaison entre les techniques d'identification

Les principales méthodes d'identification des moustiques avec leurs points forts et points faibles, site d'application, coût, temps de réalisation d'identification d'un spécimen, niveau d'expertise requis et durée de formation minimale requise :

	Morphologie :	PCR+séquençage	PCR multiplexe	LAMP	Maldi-TOF MS
Points forts	Adapté pour identification rapide et de grandes quantités en routine (larves et adultes) ; basé sur des références construites au fur et à mesure	Adapté pour spécimens endommagés et espèces cryptiques (tous stades) ; accessible aux non-taxonomistes	Adapté pour les groupes d'espèces pour lesquels les outils sont développés ; peut être appliqué par un technicien de laboratoire ; accessible aux non-taxonomistes ; applicable en routine	Adapté en conditions de terrain hors du laboratoire ; peut être appliqué par un technicien de laboratoire ou un profane rapidement formé ; adapté pour grandes quantités en routine ; accessible aux non-taxonomistes	Peut être appliqué par un technicien de laboratoire ; adapté pour grandes quantités en routine ; accessible aux non-taxonomistes

Points faibles	Demande de l'expertise en taxonomie ; difficile pour les œufs, impossible sur spécimens endommagés et espèces cryptiques	Demande un minimum d'expertise en génétique ; difficile à appliquer en routine ; bases de référence incomplètes ; contamination possible	Limité à un petit nombre d'espèces à la fois ; doit être développé au préalable pour un groupe donné	Peut être appliqué en routine mais à un petit nombre d'espèces à la fois ; doit être développé au préalable pour un groupe donné	Accès au spectromètre (coûteux); demande des spécimens relativement frais (<1an) et convenablement conservés ; demande une base de référence fournie
Site d'application	Laboratoire avec équipements optiques	Laboratoire avec équipements de biologie moléculaire et PCR conventionnelle ; externalisation pour séquençage	Laboratoire avec équipements de biologie moléculaire et PCR conventionnelle	Laboratoire, terrain	Laboratoire équipé pour la biologie moléculaire
Coût (hors équipement)	Très faible	Moyen élevée	Moyen	Faible	Faible
Temps/spécimen	Très court à long (en fonction des groupes d'espèces)	Long	Moyen	Très court	Très court
Niveau d'expertise requis	Moyen à élevé	Moyen	Minimum	Minimum	Minimum

Durée de formation minimale requise	3 journées par stade biologique	1 journée pour PCR, 1 journée pour analyse	1 journée	½ journée	½ journée
-------------------------------------	---------------------------------	--	-----------	-----------	-----------

Tableau 03: représentation d' une comparaison entre les méthodes utilisées dans l'identification des *Aedes albopictus*.

L'identification des différentes espèces moustiques n'est pas triviale ; il existe une variabilité intra spécifique morphologique et génétique, qui augmente la difficulté.

- Chaque méthode d'identification a ses forces et ses faiblesses.
- L'identification morphologique reste la méthode de référence, mais nécessite une expertise.
- La technique PCR et séquençage (barcoding) est particulièrement adaptée à la confirmation des identifications délicates, et à l'identification des membres de complexes d'espèces (espèces jumelles).
- La spectrométrie de masse Maldi-TOF MS est prometteuse, mais nécessite une base de référence solide (en cours de construction) ; elle peut d'ores et déjà être appliquée à l'identification des œufs des espèces invasives du genre *Aedes*.

Chapitre 4

DISCUSSION

4. Discussion

Plusieurs caractéristiques expliquent le succès de l'invasion d'*Aedes albopictus* dans de nouveaux environnements.

La résistance des œufs à la dessiccation a été indiquée comme le principal facteur facilitant la dispersion d'œufs de ce moustique (Juliano and Lounibos 2005, Paupy et al. 2009).

La diapause assure l'invasion, la colonisation, et la diffusion de l'espèce dans les zones tempérées où les températures hivernales peuvent être sévères.

Ces régions représentent une contrainte pour la survie de cette espèce qui subit une forte pression de sélection (Estrada-Franco and Craig 1995). Cette espèce a la capacité de se développer dans des environnements anthropisés (urbains ou ruraux), où elle utilise des gîtes larvaires naturels ou artificiels pour la reproduction (Armistead et al. 2008, Paupy et al. 2009).

Les gîtes larvaires constituent des microenvironnements au sein desquels *Ae. albopictus* entretient des interactions diverses avec des micro-organismes, des compétiteurs et des prédateurs différents selon les environnements, qu'ils soient anthropisés ou naturels.

Dans la zone tropicale et subtropicale en milieux urbains, suburbains ou ruraux, la compétition interspécifique est en faveur d'*Ae. aegypti* qui tend généralement à surpasser *Ae. albopictus* par des phénomènes d'exclusion compétitive (Braks et al. 2003, Juliano and Lounibos 2005).

En revanche, la situation inverse est observée en Afrique Centrale (Kamgang et al. 2010, 2013).

Aux États-Unis et en Europe, il semblerait qu'*Ae. albopictus* possède un avantage par rapport à *Aedes japonicus*, une autre espèce invasive introduite en 1998, et dont la niche écologique se recoupe partiellement avec celle d'*Ae. albopictus* (Andreadis et al. 2001).

En effet, *Ae. japonicus*, exploite principalement pour son développement larvaire des contenants naturels (creux de rochers) également exploités par *Ae. albopictus*, mais cette dernière est présente dans des contenants artificiels (plats de planteurs, pneus) ou naturels (Armistead et al. 2008, Bartlett-Healy et al. 2012).

Toujours dans ce pays il a été démontré que dans les cas d'interactions compétitives avec des espèces natives de moustiques comme *Ochlerotatus triseriatus*, *Ae. albopictus* était un meilleur compétiteur (Juliano and Lounibos 2005).

Aux Etats-Unis et dans différents pays d'Europe cette espèce a été détectée dans les mêmes gîtes larvaires que *Culex pipiens* (Carrieri et al. 2003, Costanzo et al. 2005).

Au Brésil, Gomes et al. 1992 ont enregistré la présence d'*Ae. albopictus* dans des gîtes naturels en association avec *Culex quinquefasciatus* et *Aedes terreus*, mais sans toutefois mettre en évidence l'aspect de la compétition interspécifique.

Aux Etats-Unis, dans des gîtes naturels où *Aedes albopictus* est présente, les prédateurs naturels de ces larves sont : *Toxorhynchites rutilus* and *Corethrella appendiculata*.

Sa présence en Algérie a été enregistrée en 2010 à Tizi-Ouzou, dans la localité de Larabaa Nath Irathen (Izri, et al, 2011).

L'identification des moustiques vecteurs des virus chikungunya, dengue, et Zika n'est pas simple et considérant que toute étude biologique nécessite une parfaite identification du modèle biologique étudié pour assurer la qualité des données et des résultats associés, dans un contexte de maladie vectorielle, l'identification précise des espèces devient une étape particulièrement cruciale.

Alors que la morphologie a été la méthode unique d'identification jusqu'aux années 1970, l'émergence des méthodes moléculaires a apporté une nouvelle gamme d'outils (électrophorèse des protéines sur gel, précédée par l'étude cytogénétique des chromosomes).

Dans les années 1990, la PCR (Polymerase Chain Reaction) et le séquençage de gènes ont été développés, et plus récemment l'amplification isotherme (Loop-Mediated Amplification – LAMP) .

Depuis quelques années, la spectrométrie de masse a également été appliquée à l'identification des moustiques, avec des résultats prometteurs. Chaque méthode d'identification a ses forces et ses faiblesses et l'existence d'une variabilité intra spécifique morphologique et génétique ne simplifie pas le contexte.

Conclusion

Conclusion

Originaire d'Asie du Sud-est, *Aedes albopictus* poursuit aujourd'hui une expansion mondiale ayant débuté il y a environ trente années.

Le déplacement a été favorisé par le développement des échanges commerciaux internationaux et l'installation a été rendue possible grâce à la plasticité biologique et écologique de l'espèce.

Pour ce qui concerne les moustiques invasifs *Aedes* à identifié en routine dans le cadre de surveillances entomologiques, nous préconisons l'identification morphologique pour les larves et les adultes, et l'identification par Maldi-TOF pour les œufs. Le recours à l'identification moléculaire (séquençage ou Maldi-TOF MS) est encouragé pour la confirmation de toute population détectée en dehors de la zone de distribution connue.

Les perspectives actuelles de la lutte anti-vectorielle passent par une meilleure gestion des phénomènes de résistance aux insecticides.

À plus long terme, d'autres voies seront tentées comme la diminution de la taille des populations de vecteurs par le remplacement de populations compétentes par des populations génétiquement modifiées, réfractaires aux parasites ou par l'amélioration des lâchers de mâles stériles.

Même si ces perspectives semblent encore loin d'être opérationnelles, elles ne pourront être réellement efficaces et contrôlées que si la structure des populations et les flux de gènes entre elles sont parfaitement connus.

Références bibliographique

Références bibliographique

Balenghien T, L'Ambert G, Fouque F. Les moustiques, vecteurs du virus. In: Bicot D, editor. Le virus du Nil occidental. Versailles: Quae éditions;2013. p.65-86.

Bregues C, Ferré JB, Le Goff G et al. A multiplex PCR to differentiate the two sibling species of mosquitoes *Ochlerotatus detritus* and *Oc. coluzzii* and evidence for further genetic heterogeneity within the *Detritus* complex. *Infection, Genet Evol* 2014; 28: 676-80.

Brosseau L, Udom C, Sukkanon C et al. A multiplex PCR assay for the identification of five species of the *Anopheles barbirostris* complex in Thailand. *Parasit Vectors* 2019;12 (1):223.

Bullini L, Coluzzi M. Evolutionary and taxonomic inferences of electrophoretic studies in mosquitoes. In: Steiner WWM, Tabachnick WJ, Rai KS, Narang S, editors. Recent developments in the genetics of insect disease vectors. Champaign, IL:Stipes Publishing Co;1982. p.465-82.

Carnevale P, Robert V, editors. Les anophèles. Biologie, transmission du *Plasmodium* et lutte antivectorielle. Marseille:IRD Editions;2009.

Dejean T, Valentini A, Duparc A et al. Persistence of environmental DNA in freshwater ecosystems. *PLOS One* 2011; 6 (8): e23398.

DELATTE (H.), GIMONNEAU (A.), TRIBOIRE (A.), FONTENILLE (D.).- 2007Biologie d'*Aedes albopictus* en insectarium.In: Comptes-rendus de Colloque Chikungunya et autres arboviroses en milieu tropical, Saint-Gilles, la Réunion, 3 et 4 décembre 200

Günay F, Alten B, Simsek F et al. Barcoding Turkish *Culex* mosquitoes to facilitate arbovirus vector incrimination studies reveals hidden diversity and new potential vectors. *Acta Trop* 2015; 143: 112-20.

Günay F, Picard M, Robert V. **MosKeyTool**, an interactive identification key for mosquitoes of Euro-Mediterranean. Version 2.1 ed 2018. Last update: 01/08/2018.

Harbach R. The Culicidae (Diptera): a review of taxonomy, classification and phylogeny. *Zootaxa* 2007;1668:591-638.

Harrat Z. journée d'information sur le moustique en Algérie . insp

HAWLEY (W. A.)- 1988 The biology of *Aedes albopictus*.

<http://www.boldsystems.org/>

<https://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi>

TAKKEN (W), KNOLS (B. G. J.), In: Emerging pests and vector-borne diseases in Europe, ed. Wageningen Academic Publisher The Netherlands, 241-260.

Information System. Journal of Medical Entomology, 39(1), 4-11.

Institute Pasteur alger, 2017. rapport sur la presence du moustique tigre en algérie .

Izri, A., I. Bitam, and R. N. Charrel. 2011. First entomological documentation of *Aedes* (*Stegomyia*) *albopictus* (Skuse, 1894) in Algeria. *Microbiol. Infect.* 17: 7.

Journal of the American Mosquito Control Association, Suppl. 1, 1-39

K, Schaffner F, Harrat Z. 2016. First report of *Aedes* (*Stegomyia*) *albopictus* (Diptera: Culicidae) in Oran, West of Algeria. *Acta Tropica*. 164: 411-413. doi: 10.1016/j.actatropica.2016.09.027. Epub 2016 Sep 30.

Kamber T, Koekemoer LL, Mathis A. Loop-mediated isothermal amplification (LAMP) assays for *Anopheles funestus* group and *Anopheles gambiae* complex species. *Med Vet Entomol* 2020; [Epub ahead of print].

KAMGANG (B.), BRENGUES (C.), FONTENILLE (D.), NJIOKOU (F.), SIMARD (F.), PAUPY (C.)-

Kaufmann C, Schaffner F, Ziegler D et al. Identification of field-caught *Culicoides* biting midges using matrix-assisted laser desorption/ionization time of flight mass spectrometry. *Parasitology* 2012; 139 (2):248-58.

Kaufmann C, Steinmann IC, Hegglin D et al. Spatio-temporal occurrence of *Culicoides* biting midges in the climatic regions of Switzerland, along with large scale species identification by MALDI-TOF mass spectrometry. *Parasit Vectors* 2012; 5: 246.

Kitzmiller JB. Mosquito cytogenetics. A review of the literature, 1953-62. *Bull World Health Organ* 1963;29(3):345-55.

KOBAYASHI (M.), NIHEI (N.), KURIHARA (T.)- 2002 Analysis of northern distribution of *Aedes albopictus* (Diptera ; Culicidae) in Japan by Geographical

Lafri, I., I. Bitam, A. Beneldjouzi, and M. H. Ben Mahdi. 2014. An inventory of mosquitoes (Diptera: Culicidae) in Algeria. *Soc. zool. Fr.* 139 (1-4): 255-261.

Lilja T, Nylander JAA, Troell K et al. Species identification of Swedish mosquitoes through DNA metabarcoding. *J Eur Mosq Control Assoc* 2016;35:1-9.

MAUCHAMP (B.).- 1988 La diapause ou comment passer l'hiver dehors quand on est un insecte...*Insectes*, 69, 2

Pires AC, Marinoni L. DNA barcoding and traditional taxonomy unified through Integrative Taxonomy: a view that challenges the debate questioning both methodologies. *Biota Neotrop* 2010; 10:339-46.

Rioux JA, Guilvard E, Pasteur N. Description d'*Aedes* (*Ochlerotatus*) *coluzzii* n. sp.(Diptera, Culicidae), espèce jumelle A du complexe *detritus*. *Parassitologia* 1998; 40 (3): 353-60.

Schaffner F, Angel G, Geoffroy B et al. The Mosquitoes of Europe / Les moustiques d'Europe. An identification and training programme / Logiciel d'identification et d'enseignement. Didactiques. Montpellier:IRD Editions & EID Méditerranée;2001.

Schaffner F, Bellini R, Petric D et al. Development of guidelines for the surveillance of invasive mosquitoes in Europe. *Parasit Vectors* 2013;6:209.

Schaffner F, Kaufmann C, Pfluger V et al. Rapid protein profiling facilitates surveillance of invasive mosquito species. *Parasit Vectors* 2014; 7 (1):142.

Schaffner F, Medlock JM, Van Bortel W. Public health significance of invasive mosquitoes in Europe. *Clin Microbiol Infect* 2013; 19 (8):685-92.

Schenkel CD, Kamber T, Schaffner F et al. Loop-mediated isothermal amplification (LAMP) for the identification of invasive *Aedes* mosquito species. *Med Vet Entomol* 2019;33(3):345-51.

Schneider J, Valentini A, Dejean T et al. Detection of invasive mosquito vectors using environmental DNA (eDNA) from water samples. *PLOS One* 2016; 11 (9): e0162493.

Scott JA, Brogdon WG, Collins FH. Identification of single specimens of the *Anopheles gambiae* complex by the polymerase chain reaction. *Am J Trop Med Hyg* 1993;49(4):520-9. [10] Versteirt V, Nagy ZT, Roelants P et al. Identification of Belgian mosquito species (Diptera: Culicidae) by DNA barcoding. *Mol Ecol Resour* 2015; 15 (2):449-57.

Steinmann IC, Pfluger V, Schaffner F et al. Evaluation of matrix-assisted laser desorption/ionization time of flight mass spectrometry for the identification of ceratopogonid and culicid larvae. *Parasitology* 2013; 140 (3):318-27.

Taai K, Harbach RE, Aupalee K et al. An effective method for the identification and separation of *Anopheles minimus*, the primary malaria vector in Thailand, and its sister species *Anopheles harrisoni*, with a comparison of their mating behaviors. *Parasit Vectors* 2017; 10 (1):97.

Tabachnick WJ. Ecological effects on arbovirus-mosquito cycles of transmission. *Curr Opin Virol* 2016; 21: 124-31.

TAKKEN (W.), KNOLS (B. G. J.).- 2007

Van de Vossenberg BTLH, Ibáñez-Justicia A, Metz-Verschure E et al. Real-time PCR tests in Dutch exotic mosquito surveys; Implementation of *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus* identification tests, and the development of tests for the identification of *Aedes atropalpus* and *Aedes japonicus japonicus* (Diptera: Culicidae). *J Med Entomol* 2015;52 (3): 336-50.

Waiting for the tiger: establishment and spread of the *Aedes albopictus* mosquito in Europe

Wilke ABB, Christe RdO, Multini LC et al. Morphometric wing characters as a tool for mosquito identification. *PLOS One* 2016;11(8):e0161643.

Yssouf A, Socolovschi C, Flaudrops C et al. Matrix-assisted laser desorption ionization - time of flight mass spectrometry: an emerging tool for the rapid identification of mosquito vectors. *PLoS One* 2013;8(8):e72380.

(www.memoireonline.Com/11/11/4966/Dynamique-de-la-faune-culicidienne-sur-le-campus-de-luniversitede-Yaounde-I-Cameroun. Html)

2011 Genetic structure of the tiger mosquito, *Aedes albopictus*, in Cameroon (Central Africa). *PLoS ONE*, May 2011, vol. 6, issue 5, e20257, 10 p.

Résumé :

Parmi les nombreuses espèces de moustiques décrites, seule une petite proportion est responsable de transmissions d'agents pathogènes à l'homme. Les espèces invasives comme le moustique tigre comptent parmi les vecteurs les plus efficaces (dengue, chikungunya, Zika).

L'identification précise des espèces, indispensable, n'est pas aisée. La méthode d'identification morphologique reste le standard mais plusieurs méthodes moléculaires ont été développées, telles que la PCR, le séquençage et le barcoding, l'ADN environnemental, l'amplification isotherme LAMP et la spectrométrie de masse Maldi-TOF.

Dans un premier temps développé pour identifier des espèces membres d'un complexe taxonomique, les techniques les plus efficaces sont maintenant étendues à de larges spectres d'espèces.

Chaque méthode d'identification a ses forces et ses faiblesses. L'existence d'une variabilité intra spécifique morphologique et génétique ne simplifie pas le contexte. Dans tous les cas, il est souhaitable de ne pas se cantonner à une méthode unique, mais d'avoir recours à plus d'une méthode sur la base de la complémentarité des méthodes et techniques, et dans la perspective d'une taxonomie intégrée.

Pour ce qui concerne les moustiques invasifs *Aedes*, à identifier en routine dans le cadre de surveillances entomologiques, nous préconisons l'identification morphologique pour les larves et les adultes, et l'identification par Maldi-TOF pour les œufs.

Mots clés : *Aedes albopictus*, identification taxonomique, distribution géographique en Algérie, agents pathogènes, Zika

Abstract:

Of the many mosquito species described, only a small proportion is responsible for transmitting pathogens to humans. Invasive species such as the tiger mosquito are among the most effective vectors (dengue, chikungunya, Zika).

The precise identification of species, which is essential, is not easy.

The morphological identification method remains the standard but several molecular methods have been developed, such as PCR, sequencing and barcoding, environmental DNA, isothermal LAMP amplification and Maldi-TOF mass spectrometry.

Initially developed to identify species that are members of a taxonomic complex, the most effective techniques are now extended to broad species spectra. Each method of identification has its strengths and weaknesses.

The existence of intra-specific morphological and genetic variability does not simplify the context. In any case, it is desirable not to be confined to a single method, but to use more than one method on the basis of the complementarity of methods and techniques, and in the perspective of an integrated taxonomy.

Regarding the invasive *Aedes* mosquitoes, to be routinely identified as part of entomological monitoring, we recommend morphological identification for larvae and adults, and identification by Maldi-TOF for eggs.

Keywords: *Aedes albopictus*, identification taxonomique, geographic distribution in Algeria, pathogens, Zika.

ملخص

من بين العديد من أنواع البعوض الموصوفة ، هناك نسبة صغيرة فقط مسؤولة عن نقل مسببات الأمراض إلى البشر.

الأنواع الغازية مثل بعوضة النمر هي من بين أكثر النواقل فعالية (حمى الضنك، شيكونغونيا، زيكا).

إن التحديد الدقيق للأنواع ، وهو أمر ضروري ، ليس بالأمر السهل. تظل طريقة التحديد المورفولوجي هي المعيار ولكن تم تطوير العديد من الطرق الجزيئية ، مثل PCR والتسلسل والترميز الشريطي والحمض النووي البيئي وتضخيم LAMP متساوي الحرارة وقياس الطيف الكتلي Maldi-TOF. تم تطوير التقنيات الأكثر فاعلية في البداية لتحديد الأنواع التي هي أعضاء في مجمع تصنيفي، إلى أطياف الأنواع الواسعة.

كل طريقة تحديد لها نقاط قوتها وضعفها. إن وجود التباين المورفولوجي والوراثي داخل المحدد لا يبسط السياق. على أي حال، من المستحسن ألا تقتصر على طريقة واحدة، ولكن استخدام أكثر من طريقة واحدة على أساس تكامل الأساليب والتقنيات، ومن منظور التصنيف المتكامل.

فيما يتعلق بالبعوضة الزراعية الغازية ، ليتم تحديدها بشكل روتيني كجزء من مراقبة الحشرات ، نوصي بالتعرف المورفولوجي لليرقات والبالغات ، و Maldi-TOF للبيوض.

كلمات مفتاحية: البعوضة الزراعية، بعوضة النمر، نواقل، تحديد الانواع، مسببات الامراض، زيكا.