

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE
جامعة عمار ثلجي بالأغواط
UNIVERSITE AMAR TELIDJI LAGHOUAT

كلية العلوم
FACULTE DES SCIENCES
قسم البيولوجيا
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE



Mémoire

En vue de l'obtention du diplôme de Master

Filière : Sciences Biologiques

Option : Parasitologie

THEME

**Effet de pH et de la température sur le cycle de
vie de *Culiseta longiareolata* (Macquart 1838).**

Présenté par :

M^{elle} : DAHMANI Malika.

Devant le jury :

Président(e) : Dr. SALLEM Nassima.

Rapporteur : Dr. MERABTI Brahim.

Examineur(rice)s : Dr GHARMAOUI Mohamed.

Soutenu publiquement : 05 /06 /2018.



Remerciements

*Avant tous, je remercie **Dieu** le tout puissant qui m'a guidé tout au long de ma vie, qui m'a permis de m'instruire et d'arriver aussi loin dans les études, qui m'a donné courage et patience pour traverser tous les moments difficiles, et qui m'a permis d'achever ce travail.*

*Je tiens tout d'abord à remercier **Dr. Merabti Brahim** pour m'avoir encadré et dirigé dans ce travail avec une grande rigueur scientifique. La qualité de sa formation et de ses conseils, le soutien et la confiance accordée m'ont permis de réaliser cette année d'étude dans de meilleures conditions.*

*Je remercie également tous les **membres du jury** d'avoir accepté d'examiner ce travail. Qu'ils trouvent ici le témoignage de mon gratitude.*

*Finalement, j'exprime ma profonde gratitude à **ma famille** et à tout ce qui a participé de réaliser ce travail. Ainsi que l'ensemble des **Enseignants** qui ont contribué à mon formation.*

Malika



Dédicace

Ma vie, c'est une pièce de théâtre.

Dès lors, je dédie ce modeste travail :

*A celui qui l'a créé, **ALLAH**, le tout puissant, le miséricordieux.*

Aux deux metteurs en scène de cette pièce :

Mon père, mon exemple éternel, mon soutien moral.

Ma mère, la lumière de mes jours, une femme parfaite, toujours

Prête à se sacrifier pour mon bonheur.

Au :

Mes belles-sœurs Farida et Faïza.

A mes amis, pour son soutien continu tout au long de ma

Scolarité.

*Particulièrement, mon amie, Ibtihal ,Haifaa,Alia Iman,Sooraya et
Nacera*

Qui je les considère comme mes sœurs, merci infiniment mes belles

A Frère Larbi et Tayeb.

A toute ma Famille

*A tous mes **profs** pendant mes études*

Merci à tous.

Malika

Liste des figures

N°	Titre	Page
01	La position systématique des moustiques.	6
02	Vue générale d'une exuvie larvaire (Culicinae).	9
03	Aspect général de la nymphe des Culicidés.	10
04	Cycle de développement du moustique.	15
05	Louche de capture des larves.	19
06	Mortalité observée en fonction de temps d'exposition.	29
07	La mortalité observée de deux stades après le premier jour.	30
08	La mortalité observée de deux stades après le quatrième jour.	31
09	La mortalité observée de deux stades après le septième jour.	32
10	La mortalité observée de deux stades en fonction de PH après le premier jour.	33
11	Mortalité de deux stades dans le quatrième jour en fonction de pH.	34
12	Mortalité de deux stades dans le quatrième jour en fonction de pH.	35
13	Durée des stades de développement en fonction de la température.	36
14	La durée de cycle de vie en fonction de température.	37
15	Représentation en histogramme des mensurations moyennes des adultes femelles.	40
16	Une représentation en histogramme comparant les mensurations moyennes aux males.	41
17	Les mensurations en fonction de stade larvaire.	42

Liste des Tableaux

N°	Titre	page
01.	Solution de pH 0 à pH 6.	24
02.	Solutions de pH 14 à pH 8.	25
03.	Décalage de cycle de vie dans les différentes températures d'incubation.	38
04.	La morphométrie des deux sexes de <i>Culiseta longiareolata</i> .	39

Liste des photos

N°	Titre	Page
01	Vue générale d'une larve de <i>Culesita longiareolata</i> (originale 2018).	8
02	Aspect général de <i>Culiseta longiareolata</i> adulte (original 2018).	12
03	La tête de <i>Culiseta longiareolata</i> (original 2018).	26
04	Siphon <i>Culiseta longiareolata</i> (originale 2018).	26
05	Aile d'un <i>Culiseta longiareolata</i> (originale 2018).	27
06	Abdomen d'un male <i>Culiseta longiareolata</i> (originale 2018).	27
07	Génitalia mâle (Originale 2018).	27
08	Abdomen d'une femelle <i>Culiseta longiareolata</i> (originale 2018).	27
09	Génitalia femelle (originale 2018).	

Liste des Abréviations

Abréviations	Illustrations
Cx	Culex
ml	Millilitre
OMS	Organisation mondiale de la santé
G	Gramme
KOH	Hydroxyde de potassium
cm	Centimètre
Ca²⁺	Calcium
Na⁺	Sodium
H⁺	Hydrogène
L	Litre
HCl	Acide
NaOH	Soude
°C	degré Celsius
Mj	Mortalité par jour
mm	Millimètre
P	coefficient de signification

Sommaire

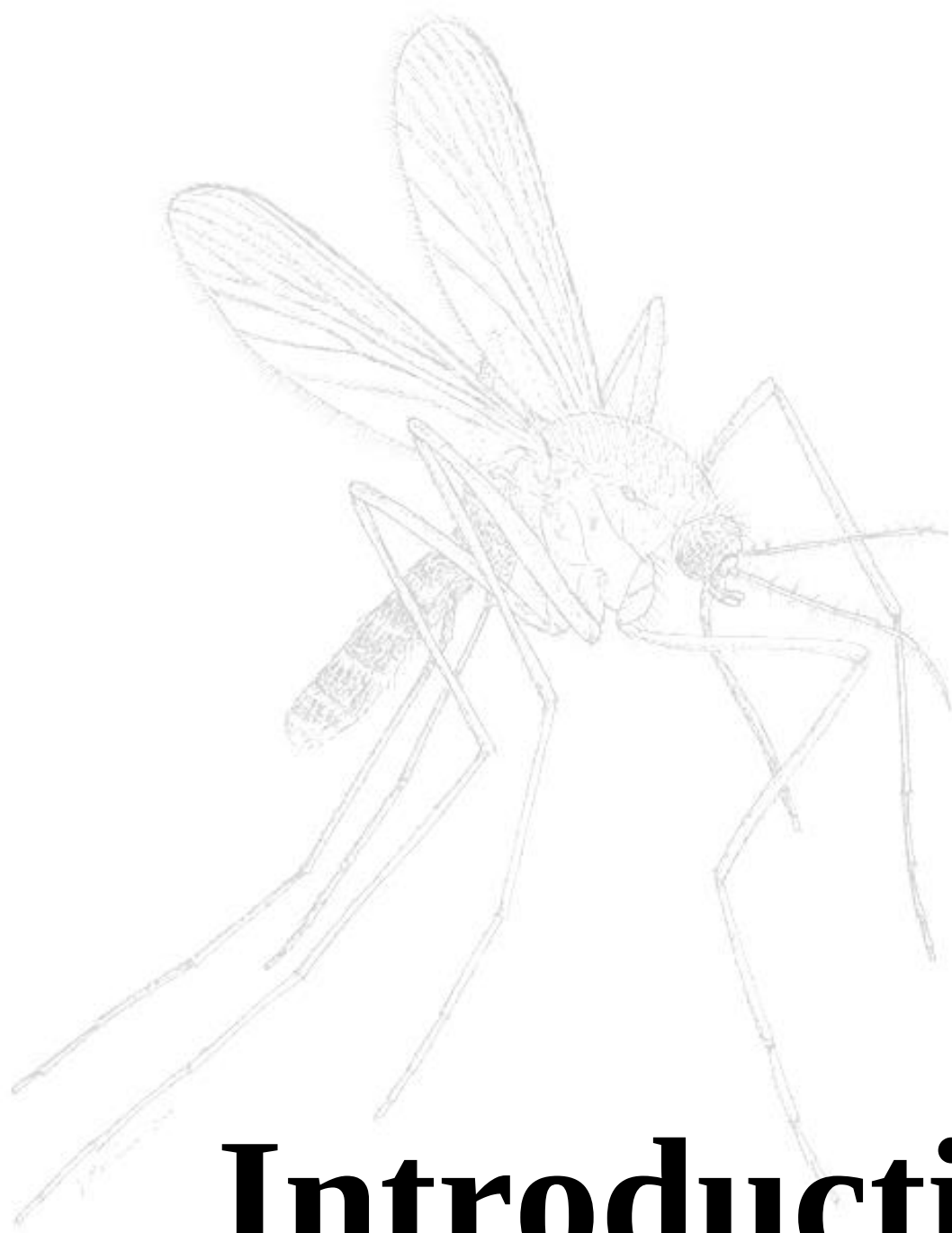
1.	Introduction.	1
2.	Matériels et méthodes.	5
2.1.	Présentation du matériel biologique.	5
2.1.1.	Définition.	5
2.1.2.	Taxonomie et morphologie.	5
2.1.2.1.	Taxonomie.	5
2.1.2.2.	Morphologie général des Culicidés.	5
2.1.2.1.	L'œuf.	6
2.1.2.2.2.	La larve.	7
a.	La tête.	8
b.	Le thorax.	9
c.	L'abdomen.	9
2.1.2.2.3.	La nymphe.	10
2.1.2.2.4.	L'adulte.	10
a.	La Tête.	11
b.	Le thorax.	11
c.	L'abdomen.	11
2.1.3.	Cycle de vie.	12
2.1.3.1.	L'accouplement.	12
2.1.3.2.	L'oviposition et développement des stades aquatique.	12
2.1.3.3.	Développement des stades adultes.	13
2.1.4.	Etude éthologique des Culicidés.	16
2.1.4.1.	Les rythmes saisonniers.	16
2.1.4.2.	Hôte et comportement trophique.	16
2.1.5.	Rôle écologique.	16
2.1.6.	Rôle pathogène des Culicidés.	17
2.1.7.	Les maladies vectorielles.	17
2.1.7.1.	Le paludisme.	17
2.1.7.2.	La fièvre du West Nile.	17
2.1.7.3.	La fièvre jaune.	17
2.1.7.4.	La dengue.	17
2.1.7.5.	Le chikungunya.	18
2.1.7.6.	La Filariose.	18

Sommaire

2.2.	Méthodologie de travail.	18
2.2.1.	Echantillonnage.	18
2.2.1.1.	La capture au filet.	18
2.2.1.2.	La capture sur appât humain.	18
2.2.1.3.	La récolte des larves.	18
2.3.	L'identification des espèces.	19
2.4.	Travail au laboratoire.	20
2.4.1.	Le montage des larves du IVème stade.	20
2.4.2.	Le montage d'un moustique adulte.	21
2.5.	L'élevage des moustiques dans le laboratoire.	21
2.6.	Le pH et la température.	22
2.6.1.	Le pH.	22
2.6.2.	La Température.	23
2.7.	Préparation des différents milieux de pH.	23
2.8.	Elevages des stades immatures dans différentes Température.	24
2.9.	Analyses statistiques.	24
2.10.	L'étude morphométrique.	25
3.	Résultats.	27
3.1.	Présentation de l'espèce étudiée.	27
3.1.1.	Caractéristiques.	27
3.1.2.	Caractères morphologique.	27
3.2.	Etude de développement des larves de <i>Culiseta longiareolata</i> dans un gradient de PH de l'eau d'élevage.	29
3.2.1.	La mortalité observée de deux stades larvaires L1 et L4 en fonction de temps d'exposition.	29
3.2.2.	La sensibilité des larves exposées aux différents pH.	30
3.2.2.1.	La mortalité observée en fonction de stade larvaire après le premier jour d'exposition.	33
3.2.2.2.	La mortalité observe en fonction de stade larvaire après le quatrième jour d'exposition.	31
3.2.2.3.	La mortalité observe en fonction de stade larvaire après le septième jour.	32
3.2.3.	La moralité de deux stades larvaires exposés au différents PH.	33

Sommaire

3.2.3.1.	La moralité de deux stades dans le premier jour en fonction de pH.	33
3.2.3.2.	La moralité de deux stades dans le quatrième jour en fonction de pH.	34
3.2.3.3.	La moralité de deux stades dans le septième jour en fonction de pH.	35
3.4.	Etude de l'effet de la température.	36
3.4.1.	Etude de l'effet de la température sur le développement et le Cycle de vie de <i>Culiseta longiareolata</i> .	36
3.4.2.	La durée de cycle de vie en fonction de température.	37
3.4.3.	Décalage de cycle de vie dans les différentes températures.	38
3.5.	Etude morphométrique.	39
3.5.1.	Les mensurations de 26 critères descriptifs sélectionnés pour les femelles et les mâles adultes.	39
3.5.2.	Les mensurations moyennes de 26 critères relatifs aux femelles.	40
3.5.3.	Les mensurations moyennes de 26 critères relatifs aux mâles.	41
3.5.4.	Les mensurations en fonction de stade larvaire.	42
4.	Discussion.	44
4.1.	<i>Culiseta longiareolata</i> .	44
4.2.	Etude de développement des larves de <i>Culiseta longiareolata</i> dans un gradient de pH de l'eau d'élevage.	42
4.3.	L'effet de la température sur le développement des stades immatures.	46
4.4.	Etude morphométrique.	50
5.	Conclusion.	52
	Références bibliographiques.	54
	Annexes.	69
	Résumés.	77



Introduction

Introduction

1. Introduction

Les insectes représentent plus de 60% de l'ensemble des espèces animales décrites et beaucoup d'entre eux restent sans doute encore inconnus. La classe des insectes a réussi à coloniser la quasi totalité des milieux naturels et à s'adapter à de nombreux modes de vie (**Rodhain et Perez., 1985**).

Les moustiques sont des insectes qui appartiennent à la famille des Culicidae, classée dans l'ordre des Diptères et du sous-ordre des Nématocères. La famille des Culicidés se divise en trois sous-familles, les Toxorhynchitinae, les Anophelinae et les Culicinae; (**Matile., 1993 ; Brunhes et al., 1999**). La faune culicidienne, par sa large distribution et ses fortes abondances est responsable de la nuisance (piques douloureuses et gênantes des Culicidae) et sont aussi impliqués dans la transmission de dizaines de maladies humaines et vétérinaires; comme le paludisme, qui est une maladie mortelle qui cause plus d'un million de décès humains chaque année, principalement dans les régions tropicales d'Afrique, Amériques et en Asie. l'*Anopheles gambiae* est le principal vecteur de paludisme à *Plasmodium falciparum* en Afrique sub-saharienne (**El ouali et al., 2009**).

Les moustiques sont présents pratiquement dans tous les continents; sauf en Antarctique, à proximité des gîtes d'eau stagnante, nécessaires pour son développement et sa reproduction (**Clement., 1999**). Ce groupe d'insectes se répartie dans les régions méditerranéennes, en Amérique, en Inde, en Europe septentrionale, en Europe méditerranéenne, en Asie et à Madagascar (**Senevet et Andarelli., 1963**). En France, la faune culicidienne est d'une vaste répartition, elle comprend 7 genres et 54 espèces, représentées par les espèces montagneuses, les espèces méditerranéennes et nordiques (**Rageau et Adam., 1952**). En Algérie seules les deux sous-familles Culicinae et Anophelinae sont représentées (**Berchi., 2000**) avec six genres. Celle des Culicinae séparés en 11 tribus (**Harbach et al., 1995**). Les espèces culicidiennes connues actuellement en Algérie, sont au nombre de 48 (**Brunhes et al., 1999**).

L'installation de fortes populations Culicidiennes en milieu aquatique dépend essentiellement des caractéristiques physico-chimiques de l'eau. Ces dernières, étudiées par plusieurs auteurs (**Merabti et al., 2017, Louah., 1995; Berchi., 2000; El ouali et al., 2010; Ghazali et Zaid., 2013**).

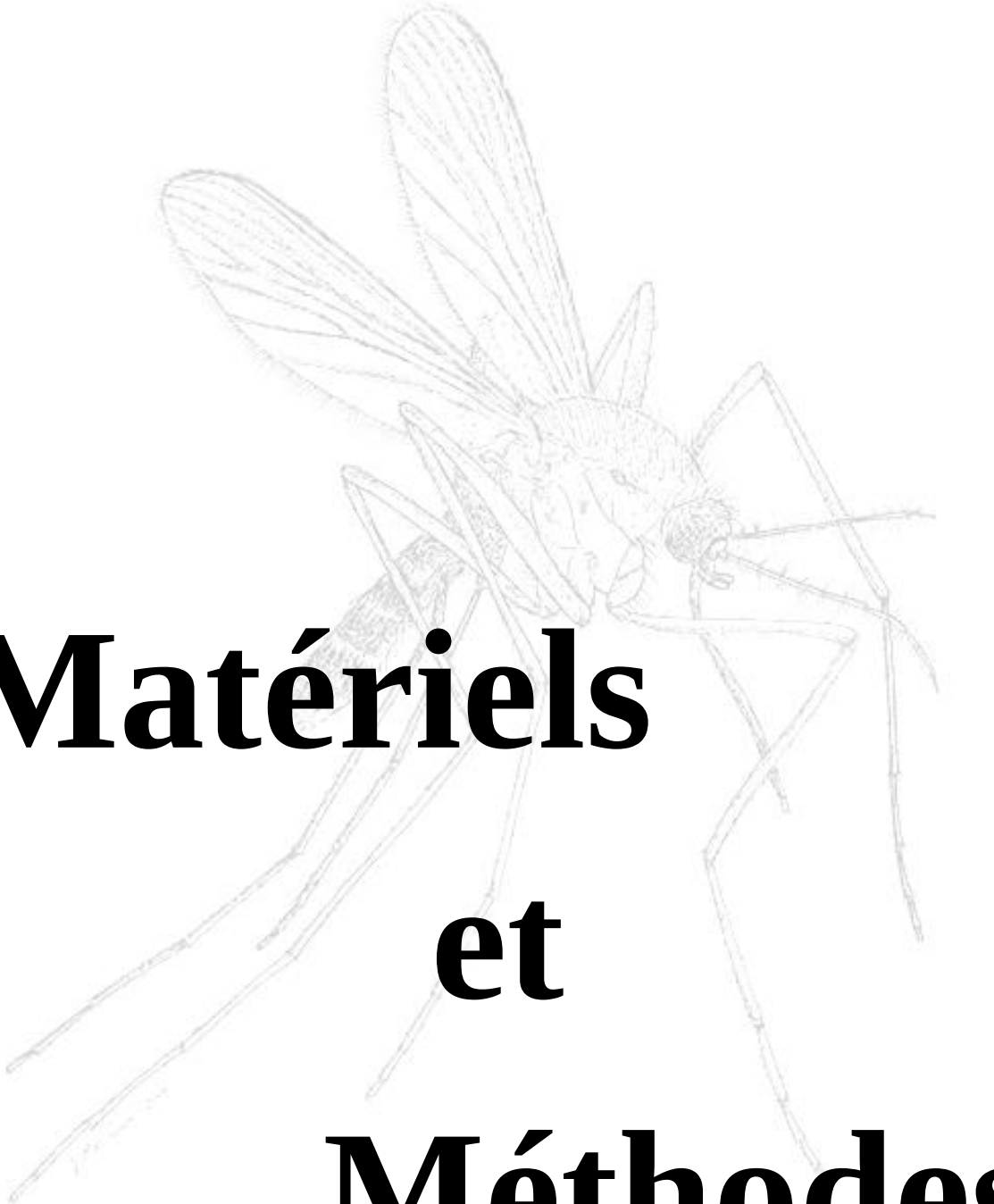
Les milieux aquatiques, nécessaires pour le développement des stades pré-imaginaux (œuf, larve et nymphe) ont des caractéristiques très variables et ne sont pas stables ni dans le temps

Introduction

ni dans l'espace. **Barbault, (1983)** rapporte que les paramètres physico-chimiques jouent un rôle primordial, car ils interviennent non seulement dans la biologie de chaque espèce mais aussi dans la dynamique de la biocénose toute entière. Les espèces aquatiques de moustiques acceptent les eaux de composition variée et de nature diverse, depuis l'eau de source ou de pluie jusqu'à celle des égouts lourdement souillée, contenant une forte proportion en substances chimiques (**Seguy., 1947**).

La prolifération et l'abondance des stades larvaires dans les gîtes dépendent des facteurs physico-chimiques tels que la température, la composition chimique de l'eau du gîte, les mouvements de l'eau et la pollution (**Herrel et al., 2001**).

Cette étude comporte deux parties essentielles. Une partie relative à l'étude bibliographique et une autre partie réservée à l'étude expérimentale, par conséquent dans la partie bibliographique, nous présenterons un bilan bibliographique des connaissances biologiques des Culicidés. Ensuite, la partie expérimentale les réponses de population d'une espèce de moustique (*Culiseta longiareolata*) à l'effet de pH et de la température sur le développement des stades immatures (les larves). Enfin, une conclusion générale qui résume l'ensemble des résultats obtenus.



Matériels

et

Méthodes

2. Matériels et méthodes

2.1. Présentation du matériel biologique :

2.1.1. Définition :

Les moustiques sont des insectes à métamorphose complète, les œufs donnent naissance à des larves aquatiques actives qui deviendront des nymphes mobiles avant de se transformer en adultes volants (**Villeneuve et Desire., 1965**). Les Culicidés offrent, à tous les stades de leur développement, une incontestable richesse de détails anatomiques. Cependant, ce sont surtout les larves et les adultes qui fournissent le maximum de caractères systématiques. Les œufs ne sont pratiquement pas utilisés (**Rioux., 1958**). Les moustiques sont trouvés partout autour du globe, excepté dans les zones gelées en permanence (**Marquardt., 2005**), nous référençons aujourd'hui plus de 3546 espèces (**Taai et Harbach., 2015**).

2.1.2. Taxonomie et morphologie :

2.1.2.1. Taxonomie :

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

Les culicidés ou moustiques font partie de l'ordre des Diptères et à la sous ordre des Nématocères. Les Culicidés se divisent en trois sous-familles : les Taxorhynchitinae, les Anophelinae, les Culicinae (**Seguy., 1951**). La famille des Culicidae comprend environ 3000 espèces (**Knight et Stone., 1977**). En Algérie, 50 espèces des Culicidés de 6 genres différents sont regroupés dans les sous-familles des Anophelinae et les Culicinae (**Hassaine., 2002**). Les Taxorhynchitinae ne sont pas représentés (**Figure 01**).

2.1.2.2. Morphologie général des Culicidés :

Les moustiques sont des insectes holométaboles passant par 4 phases de développement ; œuf, stades larvaires, nymphe et adultes. Les trois premiers sont aquatiques, la dernière larve 4 aérien. La durée totale de ce développement, fortement influencé par la température, est de 10 à 15 jours pour les zones

Matériels et méthodes

tropicales du monde qui rassemblent les plus fortes densités d'espèces. (Seguy., 1951).

2 .1.2.2.1. L'œuf

Pour tous les moustiques, le développement embryonnaire (dans l'œuf), qui dépend de la température, commence pratiquement immédiatement après la ponte des œufs (Cléments., 2000 ; Becker et al., 2010).

L'œuf des moustiques est généralement fusiforme et mesure environ 0,5 mm. Au moment de la ponte, il est blanchâtre et prend rapidement, par oxydation des composants chimiques de la thèque, une couleur marron ou noire (Berchi., 2000).

Règne :	Animalia
Sous-règne :	Metaoa
Embranchement :	Arthropoda
Sous-embranchement :	Hexapoda
Classe :	Insecta
Sous-classe :	Pteregota
Ordre :	Diptera
Sous-ordre :	Nematocera
Famille :	Culicidae

Figure 1 : La position systématique des moustiques (Linné., 1758).

Les œufs des Culicides sont très différents suivant les genres et même les espèces. Les œufs pondus à la surface de l'eau sont insubmersible grâce à des flotteurs (Anopheles) à une collerette (Orthopodomyia) ou à leur arrangement en nacelle (Culex) (Diedhiou et Faye., 2010) . Alors que les Aedes pondent leurs œufs isolément sur les supports à proximité immédiate de la surface l'eau où à même le sol humide (Hassaine., 2002).

Les œufs sont déposés sur le substrat humide (Aedes) ou à la surface de l'eau, soit isolément (genres Aedes et Anopheles) soit regroupés dans des masses ayant la forme d'une nacelle (genres de Culex, Culiseta, Uranotaenia, Orthopodomyia et

Matériels et méthodes

Mansonia). Les deux types flottent grâce au phénomène de tension superficielle (Aedes, Culex) ou au système de « Flotteurs » latéraux (Anopheles) (**Himmi et al., 1995**).

2.1.2.2.2. La larve :

Les larves des moustiques se distinguent de la plupart des autres insectes aquatiques par la particularité de la forme de la tête, du thorax et de l'abdomen (**photo 01**). Toutes les larves des moustiques ont besoin d'eau pour se développer. Les habitats larvaires sont petits ou peu profonds, avec peu ou pas de mouvement d'eau : bassins peu profonds, marais, creux d'arbres, conteneurs artificiels. La taille de ces habitats larvaires va de la trace d'animaux remplie d'eau jusqu'aux marais et rizières (**Cléments., 2000 ; Becker et al., 2010**). La majorité des espèces préfère les eaux douces, mais certaines espèces se sont adaptées aux eaux saumâtres ou salées. Par exemple, les bords des rivières et des lacs qui sont temporairement inondés sont des habitats larvaires pour *Aedes vexans* (**Becker et al., 2010**). D'après **Forattini, (1996)** (in **Becker et al., 2003**), 222 paires de soies sont insérées tout au long du corps de la larve, 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 (**Figure 02**). Ses mouvements sont rapides et nerveux. Elles se déplacent par saccades et se nourrissent généralement par filtration, soit à la surface, soit au fond du gîte larvaire (**Himmi et al., 1995**). Pour se nourrir, la larve agite rapidement et régulièrement ses brosses mandibulaires (palpes rotatoires) sous la forme de petites houppes (**Robert., 2001**).

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

Matériels et méthodes

a. La tête :

Se compose de trois plaques chitineuses, l'une dorsale impaire et médiane ; le fronto-clypeus, les deux autres latérales et symétriques. La tête incluse dans une capsule sclérotinisée (Zaidi et Aissaoui., 2007).

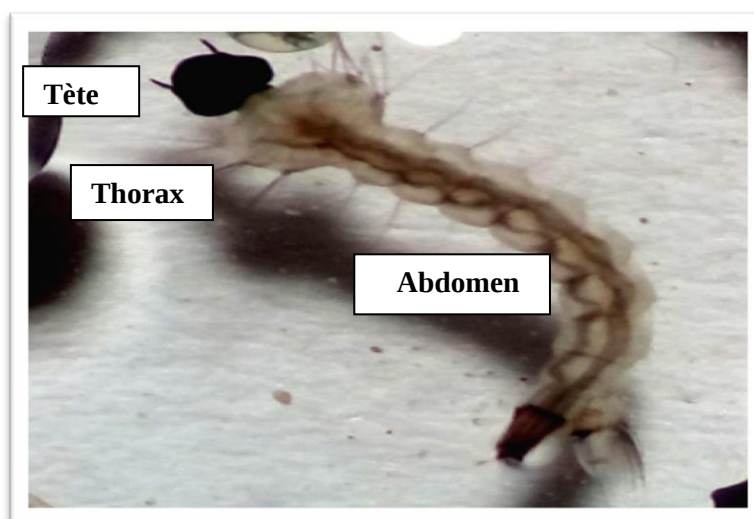


Photo 01 : Vue générale d'une larve de *Culex longiareolata* (Originale 2018).

Les plaques sont ornées de soies de morphologies variables. Par ailleurs 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., 2004).

Les pièces buccales sont de type broyeur, avec des mandibules mobiles transversales, constituées de longues soies courbées, ayant un rôle préhensile. Les antennes, insérées sur les côtés, sont généralement longues et spéculées, elles portent une touffe de soies largement utilisée en systématique (Himmi et al., 1995).

Matériels et méthodes

b. Le thorax :

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

Les faces ventrales et dorsales sont ornementées de soies dont les plus utilisées pour la diagnose sont la soie 1 métathoracique dorsale et les soies 9-12 méso et métathoraciques ventrales (soies pleurales), (**Anonyme., 2004b**).

c. l'abdomen :

L'abdomen est la partie postérieure du corps ; il contient la plupart des organes de l'insecte (système respiratoire, système digestif...), il comporte 10 segments dont les derniers portent les appendices génitaux. (= 2 ailes) (**Hélène., 2008**).

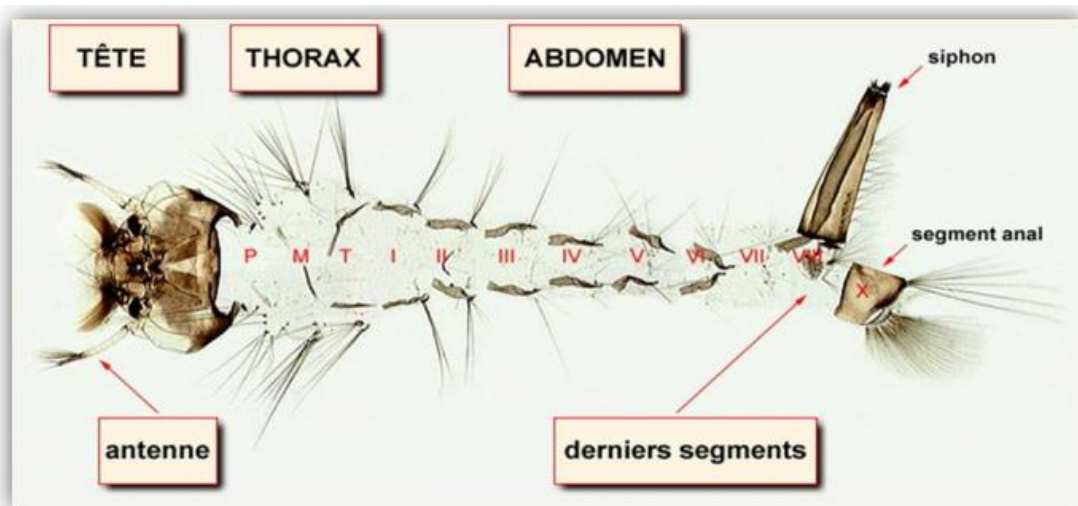


Figure 02: Vue générale d'une exuvie larvaire (Culicinae) (**Brunhes et al., 2000**).

Matériels et méthodes

2.1.2.2.3. La nymphe :

Lorsqu'elle a terminé sa croissance, la larve devient moins active. Elle se transforme en nymphe ou pupe. Celle-ci, beaucoup plus trapue que la larve, a la forme d'une virgule. La nymphe est active mais il lui arrive de rester immobile juste sous la surface de l'eau, absorbant l'air par ses tubes respiratoires. Si elle est dérangée, elle plonge vers le fond pour échapper aux prédateurs. La nymphe des Culicidés, même si elle est active, ne se nourrit pas (**Pihan., 1986**) (**Figure 3**).

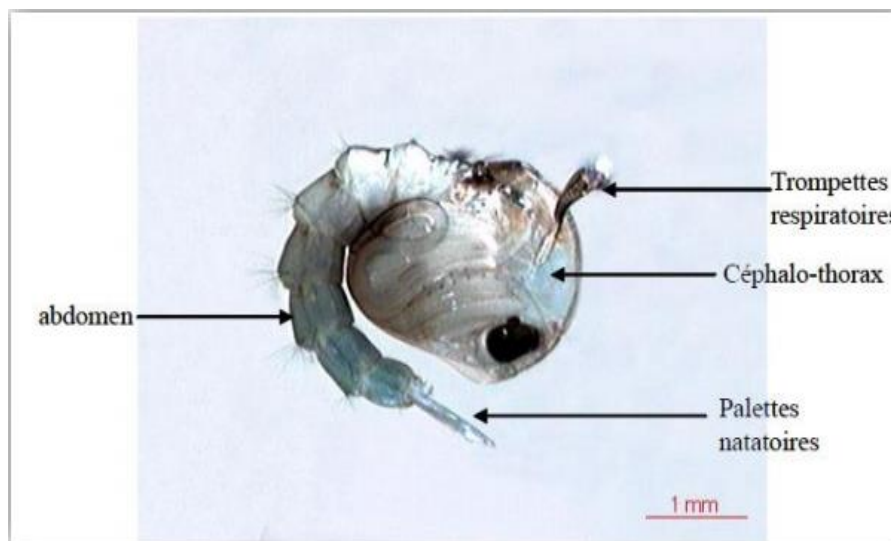


Figure 03: Aspect général de la nymphe des Culicidés (**Anonyme., 2000**)

La nymphe comprend trois parties (**Hassaine., 2002**) :

- Les nageoires ou palettes natatoires, très aplaties, de forme généralement ovale, parfois asymétrique;
- Les segments abdominaux qui sont au nombre de neuf, cependant, la poche génitale, visible à la nageoire constituerait le dixième segment;
- Le céphalothorax constitué de tubercules métathoraciques, de trompettes respiratoires qui fournissent de bons caractères taxonomiques et des soies céphaliques.

2.1.2.2.4. L'adulte :

Le moustique adulte a un corps allongé, de 5 à 20 millimètres de long (**Rodhain et Perez., 1985**). Le corps comporte trois parties: la tête, le thorax, l'abdomen (**Photo 02**) :

Matériels et méthodes

a. La Tête :

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

b. Le thorax :

Résulte de la fusion de trois segments rigides : le prothorax, le mésothorax et le métathorax (Rioux., 1958). Trapu porte une seule paire d'ailes longues et étroites. Les ailes sont ornées de minuscules écailles qui soulignent les nervures et forment parfois des taches. Nous trouvons aussi sur le thorax une paire de petits balanciers, ainsi que trois paires de pattes longues et grêles, souvent marquées de bandes blanches près du corps ou à l'autre extrémité. Chaque patte se compose de cinq parties: le coxa, le trochanter, le fémur, le tibia, le tarse lui-même composé de cinq articles, dont le dernier porte deux griffes (Anonyme., 2003).

c. L'abdomen :

Il est allongé et beaucoup plus étroit que le thorax. Sa face dorsale est uniformément sombre ou décorée de bandes ou de triangles pâles (Senevet et Quievreux., 1941). L'abdomen se compose de dix segments dont huit seulement sont visibles extérieurement (Rioux., 1958).

La localisation des écailles et leur disposition sur les tergites abdominaux, aident à déterminer les espèces. Les deux derniers segments sont modifiés pour les fonctions reproductrices (Berchi., 2000).



Photo 02 : Aspect général de *Culiseta longiareolata* adulte (**original 2018**).

2 .1.3. Cycle de vie :

2.1.3.1. L'accouplement :

L'accouplement pour la plupart des moustiques de la région paléarctique (zone regroupant l'Europe, l'Asie au nord de l'Himalaya, l'Afrique du nord et une petite partie du Moyen-Orient) se met en place lorsque les femelles entrent dans l'essaim des mâles en vol. La formation de cet essaim dépend des conditions environnementales abiotiques (vent, moment de la journée, ...). Des phéromones entrent en jeu pour attirer les femelles (ex. le son des battements d'ailes ...) (**Cléments., 1999**). Lors de l'accouplement, le mâle dépose son sperme dans la spermathèque de la femelle. Le mâle émet alors des substances qui rendent la femelle non réceptive aux autres mâles après l'accouplement (**Becker et al., 2010**). Le sperme stocké permettra de féconder tous les œufs pondus par la femelle au cours de sa vie. Les mâles vivent peu de temps après l'accouplement.

2.1.3.2. L'oviposition et développement des stades aquatique :

Les femelles pondent entre 50 et 500 œufs, 2 à 4 jours après le repas de sang (délai qui est d'autant plus long que la température est basse) (**Cléments., 2000**). Les moustiques peuvent être séparés en deux groupes selon leur comportement de ponte (**Cléments., 2000**). Le premier groupe de femelles dépose ses œufs à la surface de

Matériels et méthodes

l'eau un à un (*Anopheles*) ou en groupes (*Culex*), œufs qui vont éclore rapidement. Le second groupe pond des œufs sur des sols humides mais non inondés. ; Ces œufs ne vont éclore lors de la mise en eau des sites de ponte qu'après une période de dormance (période de repos déclenchée par des facteurs externes), pouvant aller de quelques jours jusqu'à plusieurs mois (*Aedes*). Plusieurs paramètres déterminent le choix d'un site de ponte : les conditions physico-chimiques, la présence de larves de la même espèce (stimuli physicochimiques), la présence de prédateurs, la végétation locale, etc. (Cléments., 2000 ; Becker et al., 2010).

Les habitats larvaires sont petits ou peu profonds, avec peu ou pas de mouvement d'eau : bassins peu profonds, marais, creux d'arbres, conteneurs artificiels... La taille de ces habitats larvaires va de la trace d'animaux remplie d'eau jusqu'aux marais et rizières (Cléments., 2000 ; Becker et al., 2010). Parmi les stades aquatiques, seules les larves se nourrissent. Elles sont voraces, parce qu'elles ont besoin d'une alimentation abondante pour se développer. Les larves ont une croissance discontinue et subissent 4 mues. La dernière donne une nymphe (Cléments., 1999).

Les nymphes ne se nourrissent pas. La nymphe se métamorphose en adulte en 2 à 4 jours. La période peut être réduite ou étendue en fonction de la température, la durée étant négativement corrélée à la température. Durant ce stade a lieu le processus de métamorphose (Cléments., 2000).

2.1.3.3. Développement des stades adultes :

La phase d'émergence marque le passage de la vie aquatique immature à la vie aérienne adulte. L'individu bouge à la surface de l'eau pour se libérer de son exuvie. Pendant cette phase, l'individu est très vulnérable face aux conditions météorologiques (vent et forte pluie) et face aux éventuels prédateurs (ex. araignées d'eau) (Becker et al., 2010). Après le déploiement de ses ailes, c'est-à-dire au bout de quelques minutes, le moustique est capable de voler. Il faut 1 à 1,5 jours aux mâles et aux femelles pour ajuster leur métabolisme. Les mâles atteignent leur maturité sexuelle au bout d'un jour alors que les femelles l'atteignent au bout d'1 à 2 jours. Les mâles sont plus petits que les femelles issues d'une même émergence (Cléments., 1999 ; Becker et al., 2010). . Les adultes mâles et femelles se nourrissent de jus sucrés, de nectars et d'autres sécrétions végétales. Pourtant, une fois fécondées,

Matériels et méthodes

les femelles partent en quête d'un repas sanguin duquel, elles retirent les protéines et leurs acides aminés, nécessaires pour la maturation des œufs. Ce repas sanguin prélevé sur un vertébré (mammifère, amphibien, oiseau), est ensuite digéré dans un endroit abrité **(Guillaumot., 2006)**.

Certaines espèces de moustique sont autogènes, c'est-à-dire que leur première ponte ne nécessite pas de repas de sang, au contraire les espèces anautogènes en ont nécessairement besoin. Généralement, seule une proportion des femelles est autogène, car cette capacité dépend de l'énergie accumulée par le moustique durant la phase larvaire **(Cléments., 2000)**. Par la suite, la maturation des œufs nécessite obligatoirement la prise d'un repas de sang, pour cela les femelles se déplacent à la recherche d'un hôte **(Cléments., 1999)**. La durée de vie d'un moustique est déterminée par son espèce, mais aussi par son activité, les facteurs climatiques, son alimentation et l'incidence de parasites et de prédateurs **(Jetten et Taekken., 1994)**.

Matériels et méthodes

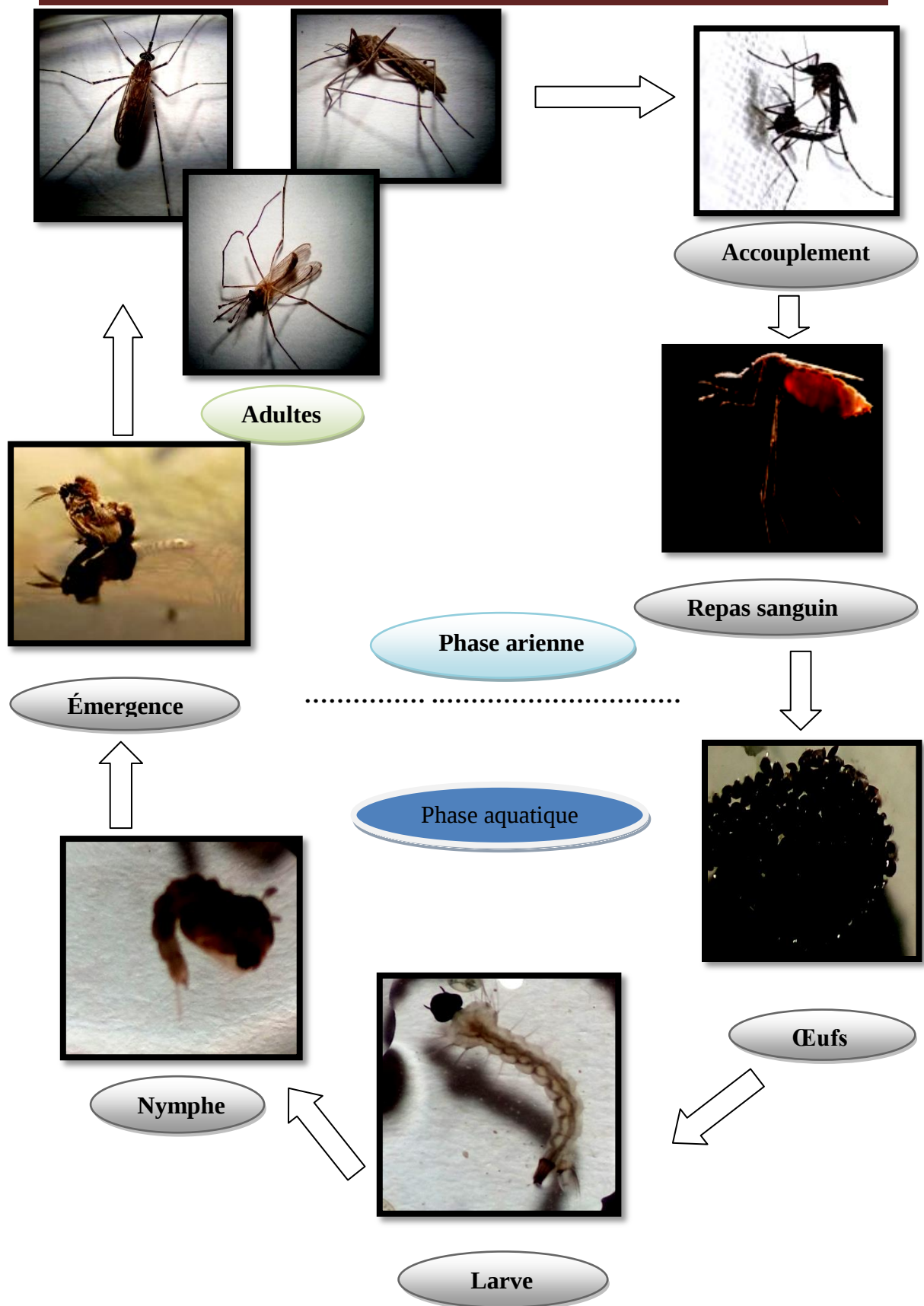


Figure 04 : Cycle de développement du moustique (originale 2018).

Matériels et méthodes

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

2.1.4. Etude éthologique des culicidés :

2.1.4.1. Les rythmes saisonniers :

Caractérisés par une diapause, dans les régions arctiques et tempérées du Nord où les variations photopériodiques et thermiques sont nettement marquées au cours de l'année, les Culicidés suspendent leur activité à la saison froide, au stade d'œuf, de larve ou d'adulte (Sinegre., 1974). Plus au sud, l'activité est continue toute l'année, dépendantes directement des aléas climatiques locales. Le repos est généralement déclenché par des températures trop basses en hiver (Hassaine., 2002).

2.1.4.2. Hôte et comportement trophique :

Les moustiques sont surtout connus par le repas sanguin pris par les femelles adultes. Elles piquent de préférence les vertébrés (animaux à sang chaud) mais ont presque toujours, une attirance pour un groupe bien précis soit par un mammifère, un oiseau ou un animal à sang froid, les batraciens ou les reptiles par exemple (Seguy., 1950 ; Limoges., 2002).

Seule la femelle est hématophage et son appétence vis-à-vis de tel ou tel groupe de vertébrés est en fonction du genre, de l'espèce ou du biotope auquel elle appartient (Sinegre., 1974), un repas de sang constitue la source de protéine nécessaire pour le développement des œufs.

2.1.5. Rôle écologique :

Les larves des moustiques s'alimentent de très petites particules de matière organique morte, dans les eaux stagnantes puis se transforment en moustiques adultes qui sont dévorés par divers prédateurs terrestres (Bourassa., 2000 ; Coldrey et Bernard., 1999).

Matériels et méthodes

2.1.6. Rôle pathogène des culicidés :

L'humanité subit des nuisances importantes et des maladies aux conséquences humaines et économiques désastreuses du fait des moustiques (**Tolle., 2009 ; Becker et al., 2010**). D'une part, leurs piqûres peuvent causer de sévères irritations pour l'homme ou les animaux (**Takken et Knols., 2007 ; Becker et al., 2010**). D'autre part, les moustiques sont responsables de la transmission de nombreux agents pathogènes d'importance médicale et vétérinaire (virus, bactéries, protozoaires ou nématodes) (**Becker et al., 2010**).

Les maladies vectorielles dont celles transmises par les moustiques ont connu récemment une forte recrudescence (**Morens et al., 2004**) et représentent aujourd'hui 14 % des maladies infectieuses et 28 % des maladies émergentes (**Jones et al., 2008**) qui pèsent lourdement sur la santé publique et l'économie mondiale (**Morens et al., 2004 ; Jones et al., 2008 ; Suaya et al., 2009**).

2.1.7. Les maladies vectorielles :

2.1.7.1. Le paludisme : On dénombre 422 espèces d'*Anopheles* dans le monde parmi lesquelles 68 ont été associées à la transmission des quatre formes de paludisme humain (**Mouhamadou., 2002**).

2.1.7.2. La fièvre du West Nile : La fièvre à virus West Nile est une arbovirose dont l'agent causal est un flavivirus isolé pour la première fois en 1937 dans le district du West Nile en Ouganda, chez une femme souffrant d'une forte fièvre (**Smithburn et al., 1940**).

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

2.1.7.4. La dengue : Le virus de la dengue, responsable d'épidémies où surviennent des fièvres hémorragiques, s'est quant à lui étendu au cours des dernières décades en Amérique du sud, à cause de son principal vecteur, *Aedes aegypti*, qui a recolonisé les régions dont il avait été éliminé au milieu du 20^e siècle (**Halstead., 2007**).

Matériels et méthodes

2.1.7.5. Le chikungunya : transmis par des moustiques du genre *Aedes*, a émergé dans le bassin de l'Océan Indien et dans les territoires d'Asie continentale et a affecté des millions de personnes (**Pialoux et al., 2007**).

2.1.7.6. La Filariose : Plus de 40 espèces de Culicidae, relevant de 4 genres, sont impliquées dans la transmission des filarioses lymphatiques. Ce sont des infections parasitaires engendrées par trois espèces de filaires : *Wuchereria bancrofti*, la plus fréquente et *Brugiamalayi* et *Brugiatimori*. La filariose de Bancroft est transmise par pique d'homme à l'homme par un helminthe (ver). Son développement débute chez les moustiques des espèces *Cx. pipiens palens* et se poursuit chez l'homme. Il provoque des enflures invalidantes, cette maladie sévit en Asie, en Afrique et en Australie (**Schaffner., 2004**).

2.2. Méthodologie de travail :

2.2.1. Echantillonnage :

La récolte des spécimens a été faite pendant huit mois (Octobre 2017 à Mai 2018), dans des gîtes localisés dans des bassins d'irrigations des eaux stagnants situés à l'université de Laghouat.

2.2.1.1. La capture au filet :

A l'aide d'un filet fauchoir, filet à papillon, les captures ont été faites dans la végétation basse à l'aide de filets à manche court ayant une poche en tissu blanc à mailles fines (**Claude et Christiane., 2003**).

2.2.1.2. La capture sur appât humain :

Les captures sur appât humain s'avèrent moins efficaces dans notre récolte pour la quantité des moustiques récoltés au regard du temps de travail. Elles se font selon la méthode classique, pendant la période d'apparition des populations Culicidiennes au moment de la journée qui précède la tombée de la nuit (**Cordellier et Geoffroy., 1976**).

2.2.1.3. La récolte des larves :

Cette méthode consiste à récolter des larves dans plusieurs endroits du gîte et sans répétition, par cette méthode, une série de captures nous donne un nombre moyen (n) de larves par prélèvement. Ce nombre est pris comme

Matériels et méthodes

estimation de la densité larvaire moyenne (**Rioux., 1958**). La louche doit être très solide et composé d'un manche solide, anneau métallique et poche profond (**Claude et Christiane., 2003**). (**Figure 04**).



Figure 05 : Louche de capture des larves.

Selon la méthode de Dipping (**Papierok et al., 1975**), les larves et les nymphes peuvent être récoltées dans leur biotope au moyen d'une louche (500 ml ; modèle OMS). Le protocole d'échantillonnage larvo-nymphal consiste à réaliser une dizaine de plongées de louche à plusieurs niveaux du point de récolte. Après chaque coup de louche, le contenu et le nombre de larves et de nymphes a été estimé selon une échelle de classes de densité, inspirée de la méthode de **Carron et al. (2003)**, variant de (1) à (5). Le nombre de stades immatures par coup de louche est égal au nombre maximum de la classe correspondante. L'estimation du nombre de larves est toujours effectuée par l'opérateur. La densité est estimée en rapportant le nombre maximum d'une classe donnée au volume de la louche (**Dixon et Brust ; 1972**).

2.3. L'identification des espèces :

Matériels et méthodes

La technique de préparation et de montage des lames, dont laquelle l'identification seulement pour les larves ayant atteint le quatrième stade est similaire à celle utilisée par **Matile, (1993)** font l'objet d'une identification fiable.

2.4. Travail au laboratoire :

Le montage des larves et l'identification des espèces nécessitent le matériel suivant : - Lames, lamelles, - Loupe binoculaire et microscope, - Boîte de pétri, - Epingles entomologiques –glycérine –alcool 70%.

Les larves apportées au laboratoire sont à différents stades d'évolution, seules les larves du IVème stade sont prises en compte pour l'identification des espèces (**Rioux., 1958**).

Les larves du IVème stade d'un même gîte sont conservées dans un petit tube à hémolyse contenant de l'alcool à 70°. Pour identifier les espèces, on passe par deux étapes : le montage (les larves et les adultes) et l'identification des espèces.

2.4.1. Le montage des larves du IVème stade :

Ce montage a pour but de permettre une meilleure observation du spécimen sous microscope optique.

Le protocole de montage des larves est le même et suit une seule technique.

Cette technique appelée technique de Marc André consiste à mettre les larves dans une solution d'hydroxyde de Potassium préparée à partir de 100ml d'eau distillée et 20g de KOH pendant deux heures.

Ensuite cette solution de KOH est remplacée par de l'eau distillée pendant 30 minutes.

Puis on aspire cette eau à l'aide d'une pipette et on verse la solution de Marc André préparée à partir de 30ml d'eau distillée, de 30ml d'acide acétique et de 30g d'hydrate de chloral, et on laisse pendant une heure.

Enfin le montage entre lame et lamelle passe par quelques gouttes de la glycérine déposée sur la lame dont les larves seront posées sur la face ventrale sous loupe binoculaire.

Matériels et méthodes

L'identification des larves et des adultes est référé aux clés dichotomiques principalement celles de (Rioux., 1958), (Himmi et al., 1995) et l'utilisation de deux logiciel d'identification : (Schaffner et al., 2001) pour les moustiques d'Europe.

L'identification des espèces à partir des larves récoltées nécessite une observation sous microscope et l'utilisation du logiciel d'identification des Culicidés d'Europe.

Logiciel d'un maniement facile, rend la détermination très aisée et donne des caractéristiques biologiques et écologiques sur les différentes espèces.

Sur la lame, on mentionne le genre et l'espèce, la date et la station de prélèvement.

2.4.2. Le montage d'un moustique adulte :

Le montage d'un moustique adulte se fait selon le protocole suivant : déposer une goutte de la colle sur une étiquette et placer le moustique sur sa face dorsale dans la goutte. À l'aide d'une fine épingle, séparer les ailes et les pattes ; passer une épingle entomologique à travers l'étiquette et la planter dans une plaque de polystyrène.

Les moustiques ainsi préparés seront observés sous la loupe binoculaire et l'identification est faite grâce au logiciel d'identification des Culicidés d'Europe. Sur une seconde étiquette, on mentionne le genre et l'espèce, la date et la station de prélèvement.

2.5. L'élevage des moustiques dans le laboratoire :

Les larves récoltées dans les gîtes d'étude sont maintenues en élevage au laboratoire dans des récipients contenant 250 ml d'eau déchlorurée. La nourriture est un mélange de biscuit 75 % et de levure 25% (Rehimi et Soltani., 1999).

Le régime alimentaire joue un grand rôle dans la fécondité car les protéines permettent à la femelle de pondre plus d'œufs par rapport aux femelles nourries de sucre seulement (Wigglesworth., 1972).

Lorsque les larves atteignent le stade nymphal, elles sont placées dans des récipients et déposées dans des cages cubiques (22x22x22 cm) avec une armature en bois, couverte de tulle comportant sur le côté, un manchon de

Matériels et méthodes

tulle de 20 cm de longueur sur 12 cm de diamètre pour permettre l'introduction de la main.

Les moustiques mis en cage sont nourris de raisins secs, attaché sur le coté supérieur de la cage sous forme de grappe. Une fois les mâles s'accouplent aux femelles, ces dernières prennent un repas sanguin fourni par un pigeon ou lapin exposé pendant 30 minutes dans le cage, deux fois par semaine (Trari et al., 2003).

2.6. Le pH et la température :

2.6.1. Le pH :

Les moustiques larvaires peuvent tolérer une gammes du pH ambiant beaucoup plus grandes que ceux tolérés près d'autres animaux aquatiques. Il n'y a aucune évidence des limites de ce pH jamais les habitats des moustiques larvaires en nature (Clements., 2000), de là où rapporté les valeurs du pH pour les habitats larvaires s'étendent 3.3 à 8.1 (*Ochlerotatus taeniorhynchus*), 4.4-9.3 (*Aedes geniculatus*), 3.3- 9.2 (*Psorophora confinnis*), et 4.4-9.3 (*Anophèles plumbeus*). Dans le laboratoire, *Aedes flavopictus* a été élevé dans les eaux s'étendant de pH 2-9, et *Armigeres subalbatus* dans la gamme de pH de 2-10 (Keilin., 1932 ; Kurihara., 1959 ; MacGregor., 1921 ; Peterson et colporteur., 1970).

En dépit de la grande gamme des valeurs du pH ambiantes tolérées près les moustiques larvaires en nature et dans le laboratoire, nous avons presque aucunes informations sur les effets du pH sur la croissance larvaire et développement ou au sujet de règlement de la hémolymphe pH dedans ces animaux. Les défis physiologiques prédominants de la vie dans l'eau acide sont CA^{2+} règlement, Na^{+} règlement, et mobilisation des métaux toxiques tels que l'aluminium du substrat (Wiederholm., 1984). La plupart des insectes aquatiques qui ont été examinés maintiennent relativement constant hémolymphe pH une fois exposés aux eaux acides. C'est apparemment réalisé en utilisant des mécanismes d'échange ionique, particulièrement $\text{Na}^{+} / \text{H}^{+}$ échangeurs, pour déplacer des équivalents à base d'acide.

Matériels et méthodes

2.6.2. La température :

Comme tous les poïkilothermes, moustiques biochimiques et les processus physiologiques dépendent d'ambient la température (**Couret et Benedict., 2014**).

La température influencent la durée et le taux de développement (**Dixon et al., 2009**), synchronisation de la maturation (**Yoshioka et al., 2012**) et taille de corps (**Evans et al., 2012**). Elle dicte également dessus humidité (**Focks et al., 1993**)

L'effet de la température dessus l'histoire de la vie de moustique pourrait également affecter la transmission près influençant la fécondité, qui est limitée par taille. D'ailleurs, rétroaction de densité et de fécondité de population de moustique par la densité larvaire pour influencer le développement de moustiques par la concurrence et la mortalité densité-dépendantes (**White et al., 2011**).

La survie de moustique a été montrée pour dépendre dessus la température, précipitations, et humidité (**Warrell et Gilles ., 2002**), aussi bien qu'autre facteurs tels que la densité de moustique (**Gilles et al., 2011 ; Muriu et al., 2013**), la diversité génétique (**Tchuinkam et al., 2010**), et la capacité de trouver un repas de sang. Les données ont été a rendu compte de l'influence de la température d'adulte dessus surviva l (**Afrane et al., 2007 ; Olayemi et Ande., 2008**) d'adulte. Peu de données existent sur l'influence de la température environnementale juvénile sur la survie juvénile (**Bayoh et Lindsay., 2004 ; Kirby et Lindsay., 2009**), mais aucun exister, à notre connaissance, sur l'influence de la température environnementale pendant les étapes juvéniles sur la mortalité d'adulte, bien que la température dans tout le développement du moustique peut avoir des répercussions sur le son survie (**Beck et al., 2013**).

2.7. Préparation des différents milieux de pH :

Pour une réalisation d'une gamme de solution tamponnées de pH 0 à 14 à partir de solution commerciales d'acide chlorhydrique et de soude.

Matériel :

- ✓ Une pipette de 10 ml.
- ✓ Une fiole de 100 ml.
- ✓ 15 récipients pour conserver les solutions + des étiquettes.

Matériels et méthodes

- ✓ Une balance.
- ✓ De l'acide chlorhydrique à environ 23 %.
- ✓ De la soude (hydroxyde de sodium).
- ✓ De l'eau distillée.

Manipulation :

Partie 1- solution de pH 0 à pH 6 :

L'acide chlorhydrique à 23% contient environ 7,5 mol.L d'acide. On diluera donc 7,5 fois cet acide pour obtenir une solution à 1 mol.L.

1) prélevez 2x10 mL d'acide chlorhydrique et les verser dans le premier flacon, que l'on étiquettera "pH 0". prélevez 13 fois 10 mL d'eau distillée et ajoutez-les à l'acide.

Homogénéisés .On a obtenu 15 mL de notre solution pH 0.

2) pour la solution "pH 1" (HCl à 0,1 mol.L), diluez dix fois la première solution (c'est-à-dire 1 volume de solution pH 0 pour 9 volumes d'eau distillée. vous procéderez de même pour la solution "pH 2" en diluant dix fois la solution "pH 1" et ainsi de suite jusqu'à "pH 6".

Tableau 01 : solution de pH 0 à pH 6

pH	0	1	2	3	4	5	6
Concentration d'acide	HCl 1mol.L	HCl 10^{-1} mol.L	HCl 10^{-2} mol.L	HCl 10^{-3} mol.L	HCl 10^{-4} mol.L	HCl 10^{-5} mol.L	HCl 10^{-6} mol.L

Partie 2-solutions de pH 14 à pH 8 :

On commence ici par préparer une solution de soude à 1mol.L à partir de la soude en granulé.

1) Pesez 20 g de soude et dissolvez-les dans 500 mL de soude (attention ! réaction très exothermique, allez-y petit à petit). Vous constituez ainsi la solution "pH 14" (NaOH 1mol.L).

Versez-là dans un nouveau flacon étiqueté "pH 14".

Matériels et méthodes

2) de la même manière que pour l'acide, mais dans le sens inverse, procédez par dilutions en cascade à partir de la solution précédemment obtenue pour préparer les solutions "pH 13", "pH 12"... "pH 8".

Tableau 02 : solutions de pH 8 à pH 14 :

pH	14	13	12	11	10	9	8
Concentration en soude	NaOH 1mol.L	NaOH 10^{-1} mol.L	NaOH 10^{-2} mol.L	NaOH 10^{-3} mol.L	NaOH 10^{-4} mol.L	NaOH 10^{-5} mol.L	NaOH 10^{-6} mol.L

Partie 3-solution pH 7 :

Pour la dernière solution, on pourra utiliser directement de l'eau distillée.

2.8. Elevages des stades immature dans différentes Température :

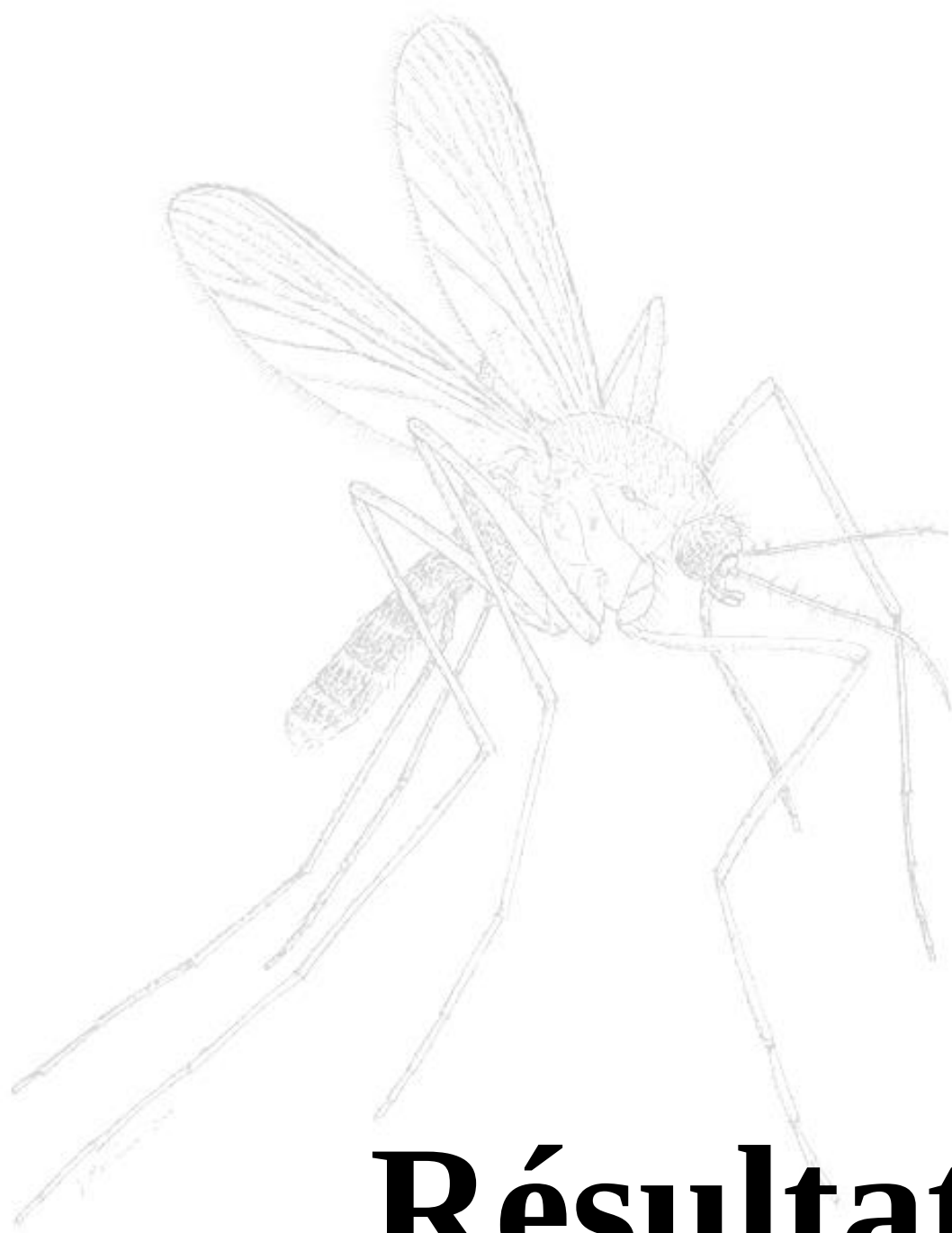
Le suivi de cycle de vie d'une espèce de Culicidae a été élaboré dans notre deuxième partie, dont laquelle nous avons mettre les colonies issus d'une femelle dans des températures différentes, les milieux d'incubation sont assurés par une étuve réglées a trois température (15, 20 et 30 °C). La notification des métamorphoses et les mensurations ont été faites sur des individus une fois les mues sont accomplies. Les durées de chaque stade de développement ont été enregistrées pour chaque population élevée dans la différente température.

2.9. Analyses statistiques :

Les courbes représentatives et le Test analyse de variance (Anova) ont été faite à l'aide de Statistix V.8.0

2.10. L'étude morphométrique :

Les mensurations faites pour notre espèce étudiée sur les deux sexes male et femelle ont été élaborées à l'aide programme de Image Tools V 2.



Résultats

3. Résultats

3.1. Présentation de l'espèce étudiée *Culiseta longiareolata* :

Culiseta longiareolata à pour synonymes *Culex longiareolata* et *Theobaldia spathipalpis*.

3.1.1. Caractéristiques :

Culiseta longiareolata est une espèce multivoltine, peut présenter une diapause hivernale chez les imagos femelles (régions froides) et chez les larves (régions tempérées). Les adultes sont présents toute l'année. Les œufs de *Culiseta* groupés en nacelle sont cylindro-coniques. Elles piquent de préférence les vertébrés surtout les oiseaux, très rarement l'humain, l'espèce est considérée comme un vecteur de *Plasmodium* d'oiseau. La larve est caractérisée par un peigne siphonal dont ses dents sont implantées irrégulièrement.

3.1.2. Caractères morphologique :

La tête est sombre, très pigmentée, l'antenne est courte à tégument lisse (**photo 03**). Le peigne siphonal s'étend sur quasiment tout le siphon avec des dents disposées irrégulièrement le long du siphon (**photo 04**) et deux touffes de soies basales .

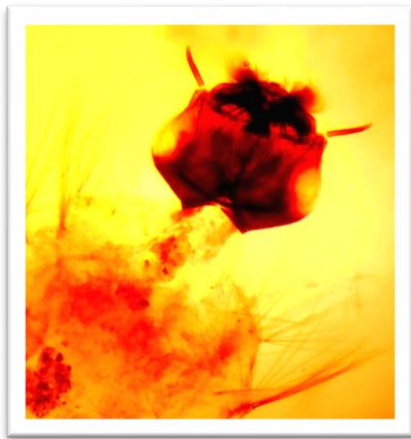


Photo 03 : la tête de *Culiseta longiareolata* (Originale 2018).



photo 04 : siphon de *Culiseta longiareolata* (Originale 2018).

L'adulte de *Culiseta longiareolata* est caractérisé par une tête couverte d'écailles sombre est le scutum se distingue par trois anneaux claires, on remarque aussi la présence d'une tache d'écailles sombre sur l'aile (**photo 05**).

Résultat

Au niveau de l'abdomen, l'ornementation des tergites III à V avec une bande basale claire et un semis d'écailles claires chez la femelle. Chez le mâle, le génitalia est caractérisé par un coxite est abondamment poilu, environ deux fois court, portant à l'apex une forte épine trapue (**photo 06**).



Photo 05 : aile d'un *Culiseta longiareolata* (**originale 2018**).



Photo 06 : abdomen d'un male *Culiseta longiareolata* (**Originale 2018**).



photo 07 : génitalia mâle (**Originale 2018**).



Photo 08 : abdomen d'une femelle *Culiseta longiareolata* (**Originale 2018**).

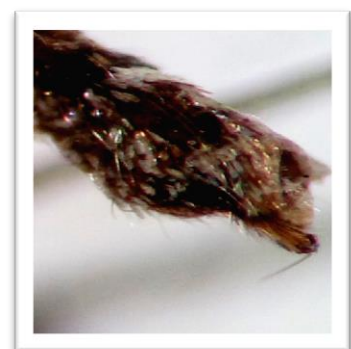


Photo 09 : génitalia femelle (**Original 2018**).

3.2. Etude de développement des larves de *Culiseta longiareolata* dans un gradient de pH de l'eau d'élevage :

3.2.1. Le comportement de deux stades larvaires L1 et L4 exposés a un gradient de pH pendant sept jours d'exposition:

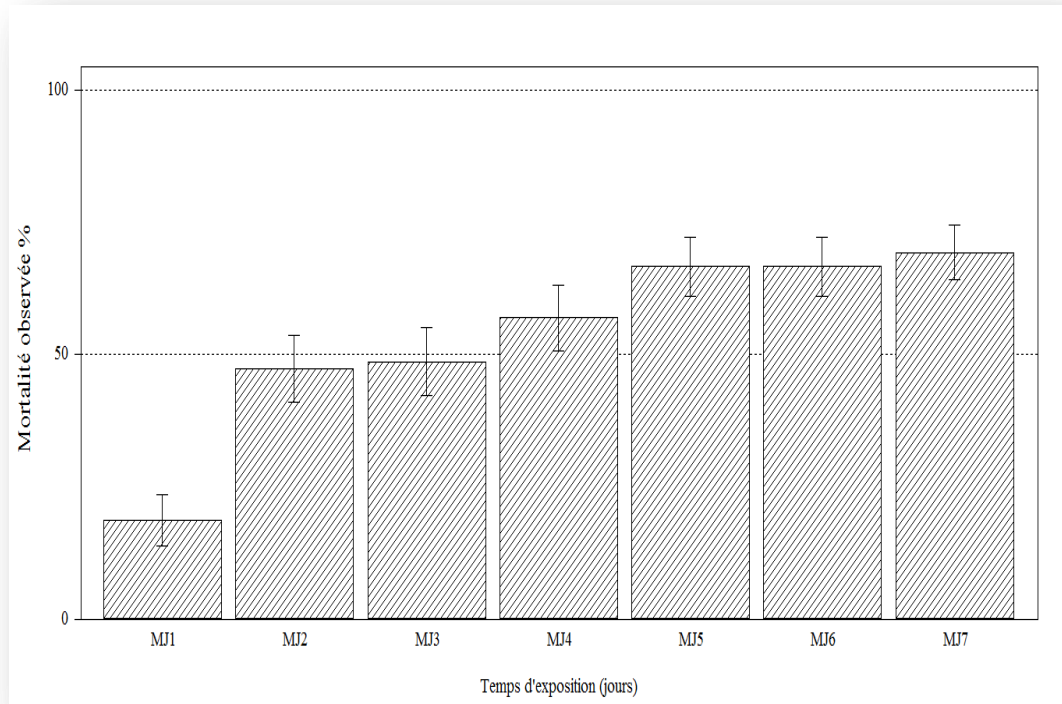


Figure 06: La mortalité observée en fonction de temps d'exposition.

D'après la (Figure 06), on remarque qu'il y'a une mortalité observée dans les différents lots utilisés contenant les individus de cette espèce en stade larvaire. Que se soit le premier stade ou le quatrième stade larvaire, une progression dans la mortalité au cours de temps d'exposition allant de premier au septième jour. Les mortalités ont été observées surtout où les pH devient plus acide ou basique.

3.2.2. La sensibilité des larves exposées aux différents pH :

3.2.2.1. La mortalité observée en fonction de stade larvaire après le premier jour d'exposition :

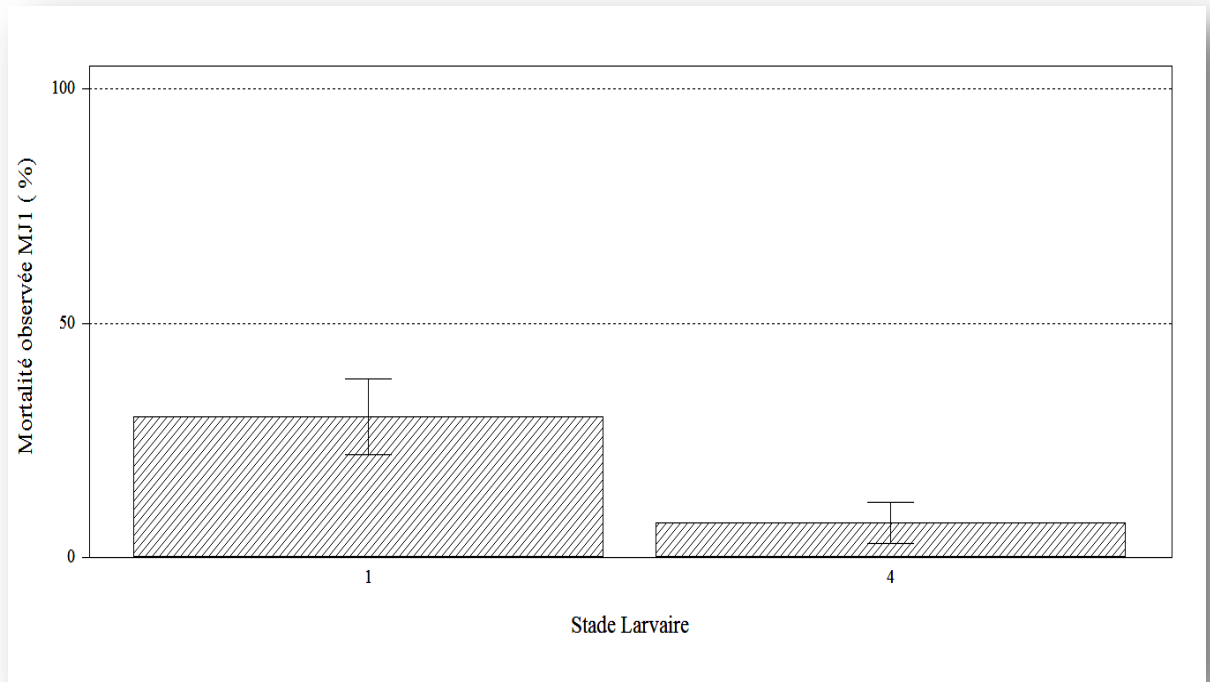


Figure 07 : La mortalité observée de deux stades après le premier jour.

D'après la (Figure 07), on remarque une faible mortalité dans le stade L4, dont elle n'a pas dépassé 10%, tandis qu'une mortalité importante chez le stade L1, où elle a dépassé 40% de mortalité. L'analyse de variance (ANOVA) entre les deux stades, nous a permis de dire qu'il y'a une différence significative ($F^{1,59} = 12.0$; $p=0,001$).

3.2.2.2. La mortalité observée en fonction de stade larvaire après le quatrième jour d'exposition :

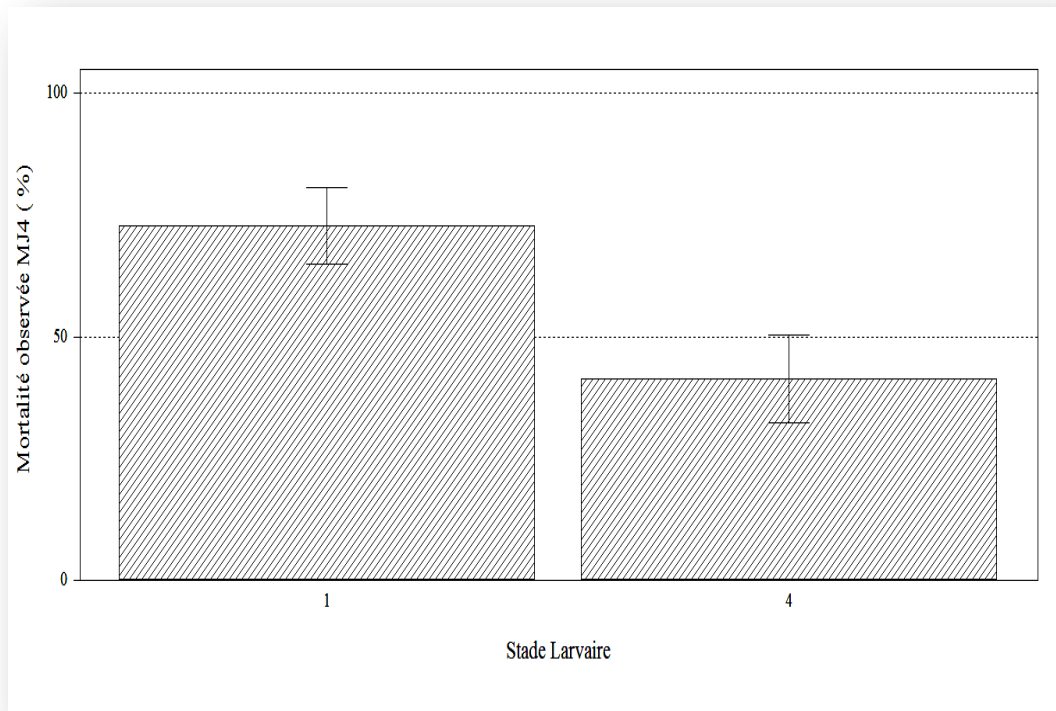


Figure 08 : la mortalité observée de deux stades après le quatrième jour.

D'après la (Figure 08), on observe une forte mortalité plus de 75% dans le stade larvaire L1 par rapport au quatrième stade où la mortalité a été de l'ordre de 40%. L'analyse de variance (ANOVA) a indiqué qu'il n'y pas une différence significative après ce quatrième jour d'exposition ($F^{1,59}=1,27$; $p=0,26$).

3.2.2.3. La mortalité observe en fonction de stade larvaire après le septième jour :

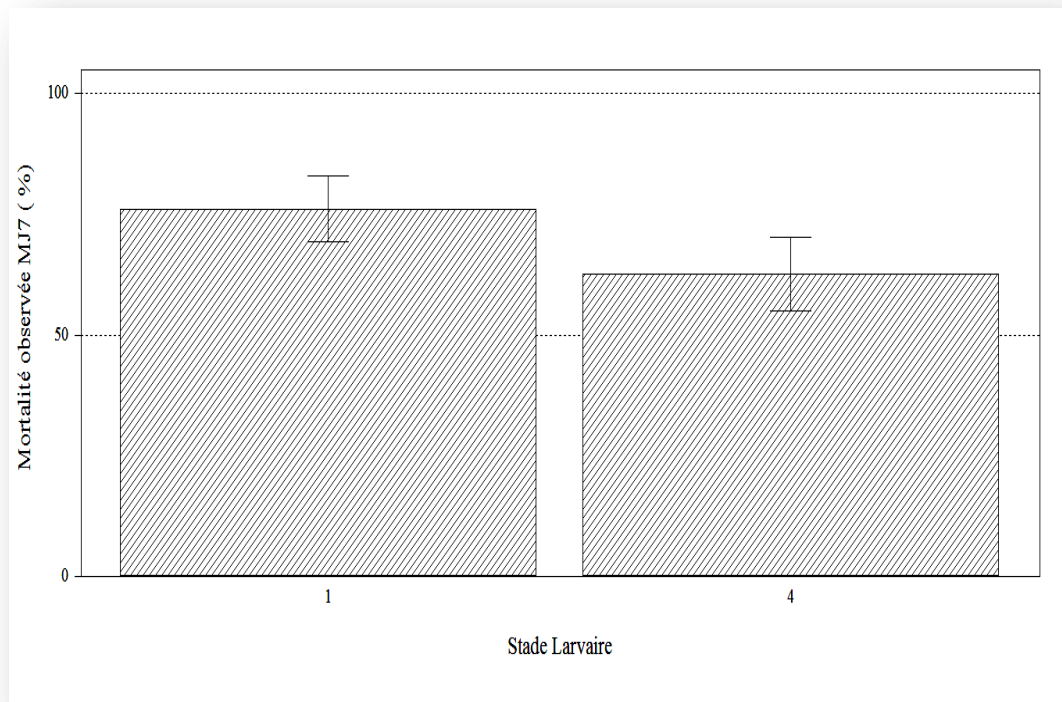


Figure 09 : la mortalité observée de deux stades après le septième jour.

D'après la (Figure 09), on observe une forte mortalité plus de (75%) dans le stade L1 et aussi une mortalité remarquable chez les lots exposés après le septième jour du stade L4 qui a été de l'ordre de 60%. L'analyse de variance (ANOVA) a indiqué qu'il n'y a pas une différence significative ($F^{1,59}=0,52$; $P=0,52$).

3.2.3. La mortalité de deux stades larvaires exposés au différents PH :

3.2.3.1. La mortalité de deux stades dans le premier jour en fonction de pH :

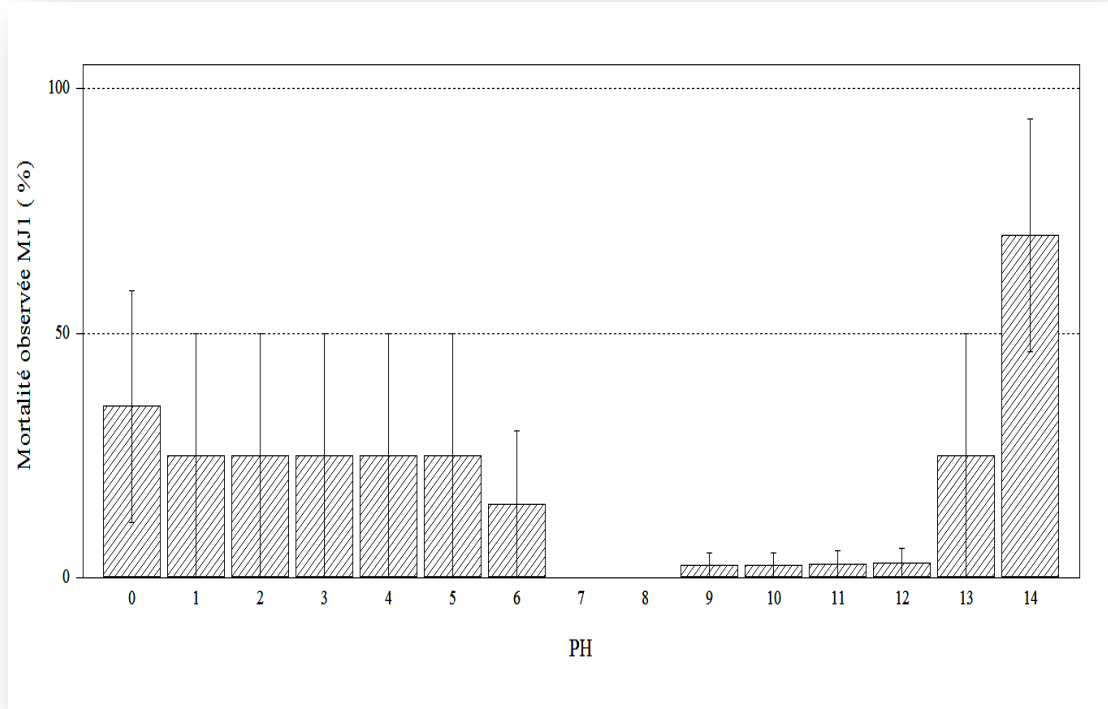


Figure 10 : La mortalité observée de deux stades en fonction de pH après le premier jour.

D'après la (figure 10) qui représente la mortalité de deux stades dans le premier jour en fonction de pH, on observe une mortalité de 40 % dans le pH = 0, après elle a diminué jusqu'à 25% où le pH devient entre 1 à 5, et environ 15% au pH 6. Pour le pH 7 et 8, on n'a pas eu une mortalité remarquable. A partir du pH 9 jusqu'à pH 12, on a remarqué une très faible mortalité qui n'a pas dépassé le 5%, ce pourcentage est augmenté vers 25% pour le pH 13, et le taux de mortalité de larves a été très important dont le pH est de l'ordre de 14 où il a été supérieur à 70%. L'analyse de variance (ANOVA) en fonction de pH comme facteur pour le premier jour a indiqué qu'il n'y a pas une différence significative ($F^{14,59}=1,10$; $P=0,38$).

3.2.3.2. La mortalité de deux stades dans le quatrième jour en fonction de pH :

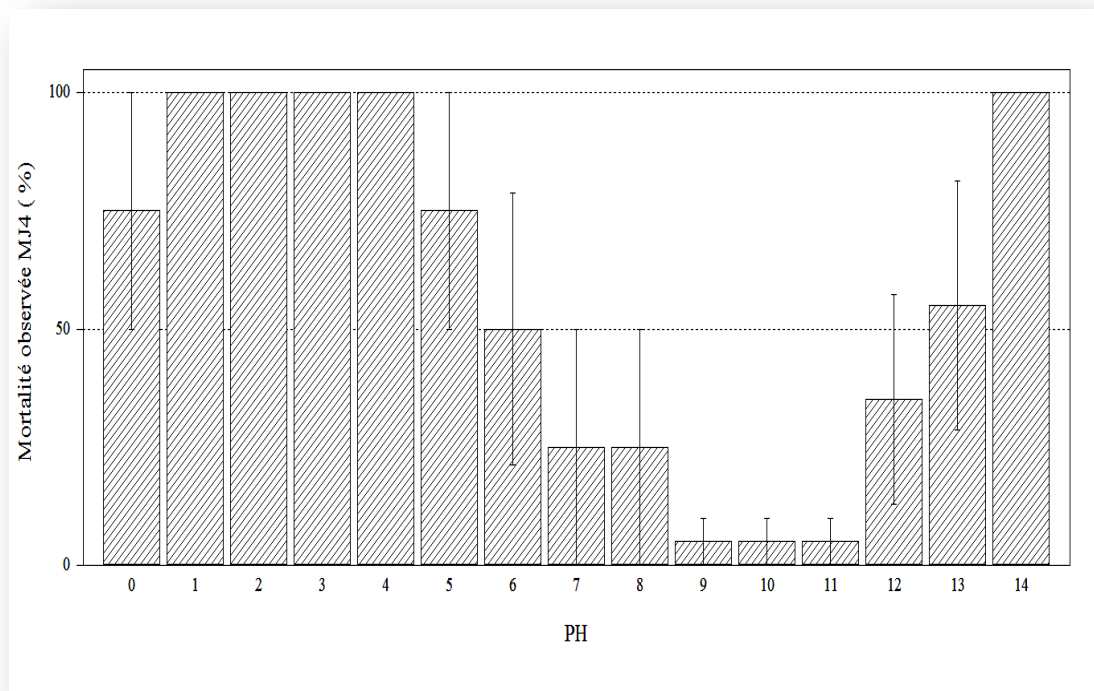


Figure 11: La mortalité de deux stades dans le quatrième jour en fonction de pH

D'après la (figure 11) qui présente la mortalité de deux stades dans le quatrième jour en fonction de pH, on remarque une forte mortalité 75% au pH 0, et une mortalité maximale pour les valeurs de pH de 1 à 5 et aussi pour le pH 14. Une diminution dans le taux de mortalité a été observée pour le pH de 7 et 8 (40%). Et une mortalité minimale de pH 9 à 11. Une légère augmentation dans ce taux de mortalité après la valeur de pH 11 jusqu'au 13. L'analyse de variance (ANOVA) en fonction de pH comme facteur pour le quatrième jour a indiqué qu'il y a une différence significative ($F^{14,59}=4,80$; $P=0,000$).

3.2.3.3. La mortalité de deux stades dans le septième jour en fonction de pH :

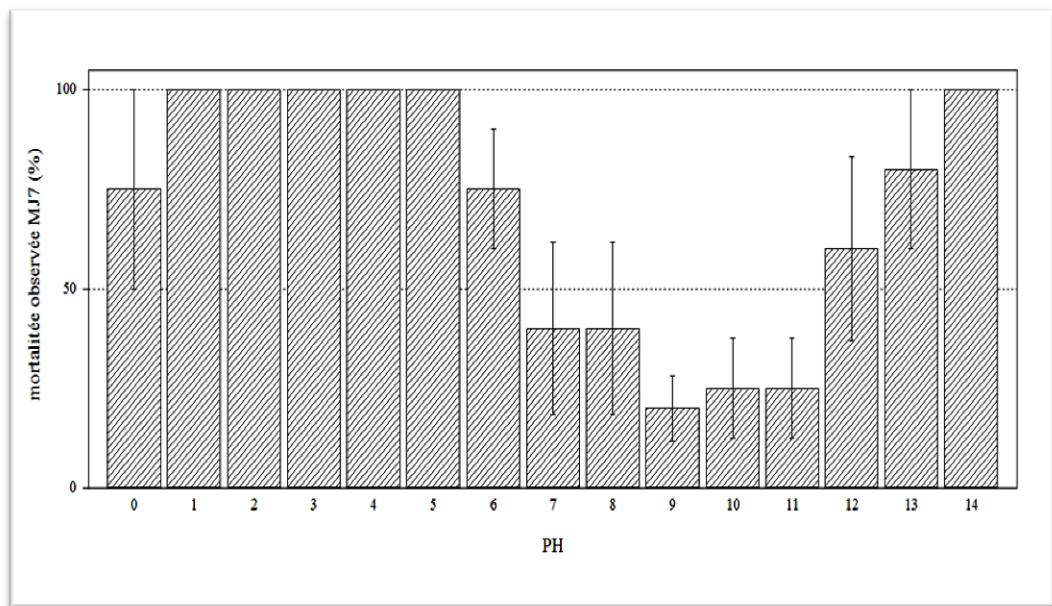


Figure 12 : La mortalité de deux stades dans le septième jour en fonction de pH

D'après la (figure 12) qui présente la mortalité de deux stades dans le septième jour en fonction de pH, on remarque une mortalité maximale 100% de pH 1 à 5 et le pH 14. Une diminution dans le taux de mortalité a été observée pour le pH de 7 à 11 dont ce taux varie entre 40 au 25%. Une légère augmentation dans ce taux de mortalité après la valeur de pH de 11 jusqu'au 13. L'analyse de variance (ANOVA) en fonction de pH comme facteur pour le premier jour a indiqué qu'il y'a une différence significative ($F^{14,59}=4,84$; $P=0,000$).

3.3. L'effet de la température sur le développement des stades immatures.

3.3.1. Etude de l'effet de la température sur le développement et le Cycle de vie de *Culiseta longiareolata* :

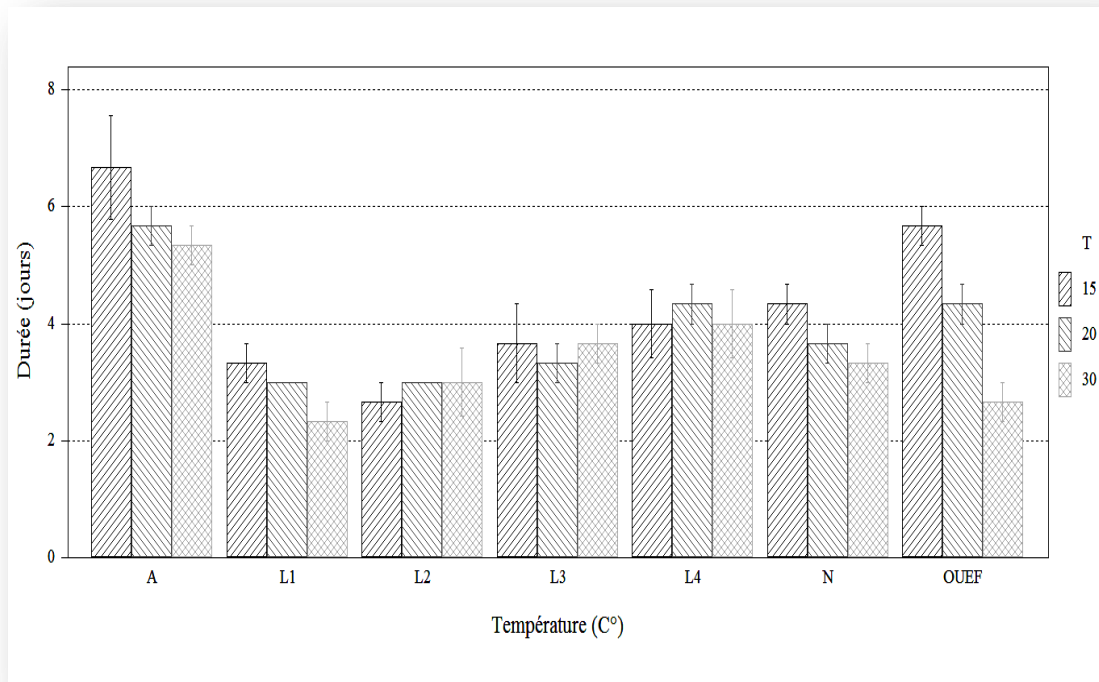


Figure 13: Durée des stades de développement en fonction de la température

D'après la (figure13) qui présente la durée des stades de développement en fonction de température on remarque qu'il y a des différences en termes d'allongement pour chaque stade de développement. Pour le premier stade des œufs, l'enregistrement de sa durée à partir des pontes des femelles dans les cages d'élevage. On a pu remarquer qu'il y a une diminution dans le temps d'éclosion avec l'augmentation de la température allant de 15 à 30°C, pour le L1 la durée de ce stade a été supérieure dans la température entre 15 et 20°C par rapport à la température 30°C, dont laquelle la durée a été près de deux jours. Concernant le deuxième stade la durée est près de trois jours à la température 15 et 20°C cette durée diminue au près de deux jours à la température 30°C, concernât le troisième et le quatrième stade la durée de développement a été presque semblable dans les différentes températures d'élevage.

Résultat

Le stade nymphal a été près de cinq jours pour la température 15°C puis ça durée de développement diminuée pour la température 20 et 30°C.

Le stade imaginal a été trop long où la durée été presque sept jours presque dont les larves ont été élevées dans les conditions de température 15°C.

Après, cette durée a été de l'ordre de $5 \pm 0,5$ jour dans la température 20°C, et elle a été inférieure a cinq jour presque pour les individus élevés dans la température 30°C.

L'analyse de variance (ANOVA) en fonction de stade de développement, le durée de chaque stade est prise comme facteur, a indiqué qu'il y a une forte différence significative ($F^{6,56}=11,6$; $P=0,000$).

3.3.2. La durée de cycle de vie en fonction de température :

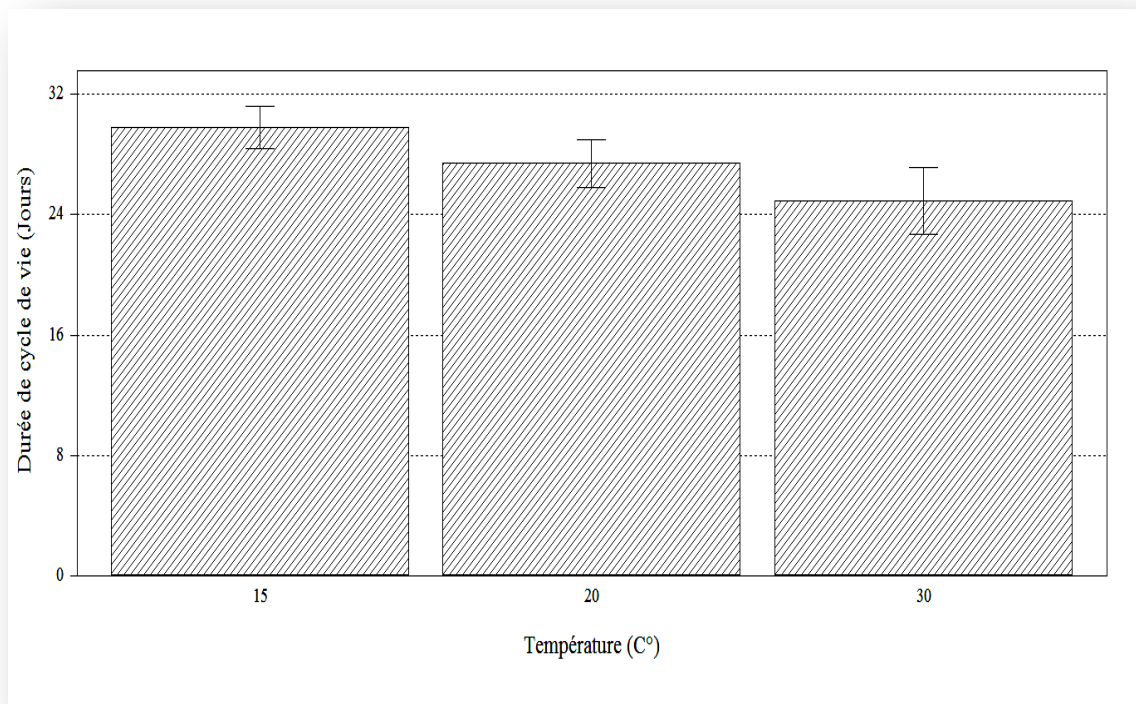


Figure 14: La durée de cycle de vie en fonction de température

La (figure 14) présente la durée de cycle de développement de chaque population élevée et incubée dans les trois températures (15 ; 20 et 30°C) .Pour la température 15°C la durée de cycle de vie de *Culiseta longiareolata* de l'œuf jusqu'à le stade imaginale a été de l'ordre de $30 \pm 1,41$ jour.

Résultat

Pour la température 20°C, cette durée a été de l'ordre de 27,33±0,88 jours. Alors que pour la troisième température, on a pu remarquer que cette durée est de l'ordre 24,5±1,2 jour.

L'analyse de variance (ANOVA) a été fait entre les trois populations élevée dans les trois températures déferlantes a permet de dire qu'il y a une différence significative être les trois populations ($F^{9,29}=4,14$; $p=0,0038$).

3.3.3. Décalage de cycle de vie dans les différentes températures d'incubation :

Tableau 03: Décalage de cycle de vie dans les différentes températures d'incubation

Jours	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32
Température (C°)																																
T=15± 0,2	O	O	O	O	O	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	N	N	N	A	A
T=20± 0,2	O	O	O	O	O	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	N	N	N	A	A	A	A	A
T=30± 0,2	O	O	O	O	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	L	N	N	N	N	N	A	A	A	A

Les résultats mentionnées dans le (tableau 03) présentent le décalage de cycle de vie dans les différentes températures d'incubation, où on remarque qu'il un raccourcissement dans la durée de cycle de vie des trois populations (15,20 et 30°C). L'augmentation des jours de cycle de vie a été inversement corrélée avec les températures d'incubation. Un décalage d'un à deux jours a été bien observé.

Résultat

3.4. Etude morphométrique :

3.4.1. Les mensurations de 26 critères descriptifs sélectionnés pour les femelles et les mâles adultes :

Tableau 04 : La morphométrie des deux sexes de *Culiseta longiareolata*

Caractères à mesurés (mm)	Femelle		Male	
	Moyenne	Ecart type	Moyenne	Ecart type
Longueur d'aile	6,54	0,12	5,12	0,05
Largeur d'aile	1,26	0,03	0,84	0,03
Antenne	2,86	0,13	2,11	0,02
Palpe	0,85	0,06	2,74	0,05
Trompe	3,08	0,99	2,87	0,07
Patte 1 fémur	3,34	0,05	2,88	0,03
Patte 1 Tibia	2,26	0,01	3,16	0,01
Patte 1 Tars 1	2,15	0,03	1,70	0,05
Patte 1 Tars 2	0,81	0,03	0,65	0,01
Patte 1 Tars 3	0,44	0,01	0,41	0,02
Patte 1 Tars 4	0,30	0,01	0,20	0,02
Patte 1 Tars 5	0,42	0,01	0,44	0,04
Patte 2 fémur	3,75	0,04	3,33	0,03
Patte 2 Tibia	3,93	0,06	3,46	0,03
Patte 2 Tars 1	1,89	0,05	2,82	0,05
Patte 2 Tars 2	0,74	0,01	1,62	0,01
Patte 2 Tars 3	0,42	0,01	0,95	0,03
Patte 2 Tars 4	0,25	0,01	0,62	0,02
Patte 2 Tars 5	0,25	0,02	0,29	0,04
Patte 3 fémur	3,93	0,03	3,13	0,03
Patte 3 Tibia	3,91	0,04	3,46	0,05
Patte 3 Tars 1	3,12	0,03	2,82	0,01
Patte 3 Tars 2	1,92	0,02	1,62	0,02
Patte 3 Tars 3	0,97	0,01	0,95	0,01
Patte 3 Tars 4	0,46	0,03	0,062	0,03
Patte 3 Tars 5	0,42	0,02	0,28	0,04

Résultat

D'après le (tableau 04) qui présente les mensurations des critères descriptifs sélectionnés pour les femelles et les mâles adultes, on observe une différence importante entre les caractères descriptifs chez les deux sexes. Cette dimorphisme sexuelle peut être joué un rôle distinctifs lors de l'identification. Et aussi peut être un bon outil des distinctions entre les différents écotypes de cette espèce en fonction le position géographique.

3.4.2. Les mensurations moyennes de 26 critères relatifs aux femelles :

La figure 15, illustre une représentation en histogramme comparant les mensurations moyennes de 26 critères relatifs aux femelles sur l'histogramme sont affichés également leurs écarts type respectifs.

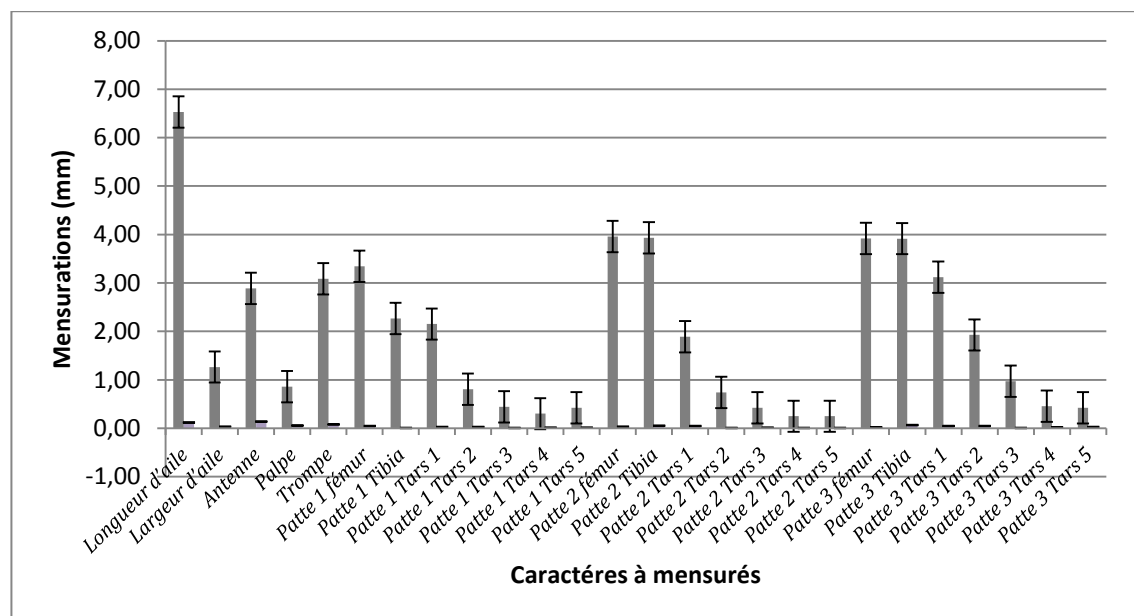


Figure 15 : représentation en histogramme des mensurations moyennes des adultes femelles.

D'après la représentation en histogramme des mensurations moyennes des adultes femelles (Figure 15) qui appliqué à 26 descripteurs biométrique indique différences entre toutes les mesures de femelle adultes, on remarque une grande différence pour la longueur et la largeur des ailes chez les deux sexes.

Résultat

3.4.3. Les mensurations moyennes de 26 critères relatifs aux males :

La figure 16, illustre une représentation en histogramme comparant les mensurations moyennes de 26 critères relatifs aux males sur l'histogramme sont affichés également leurs écarts type respectifs.

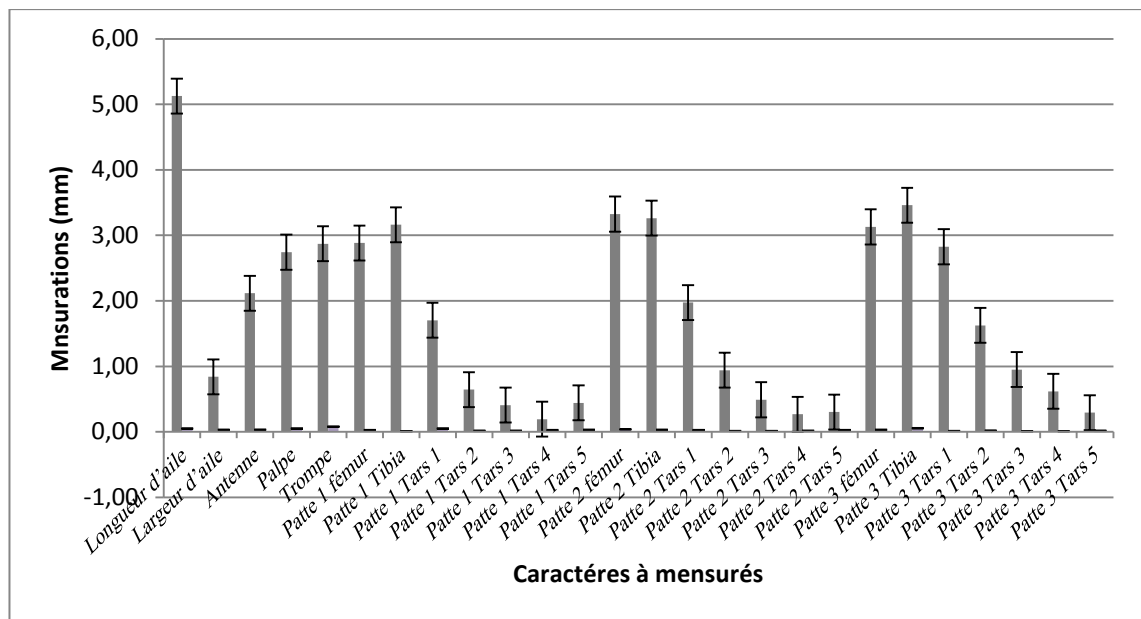


Figure 16 : une représentation en histogramme comparant les mensurations moyennes aux males

D'après la (figure 16), la représentation en histogramme des mensurations moyennes des adultes males qui appliqué à 26 descripteurs biométrique indique différences entre toutes les mesures des males adultes comparés aux femelles. Ses mensurations présentées ont bien confirmé les différences morphologiques entre les deux sexes males et femelles.

3.4.4. Les mensuration en fonction de stade larvaire:

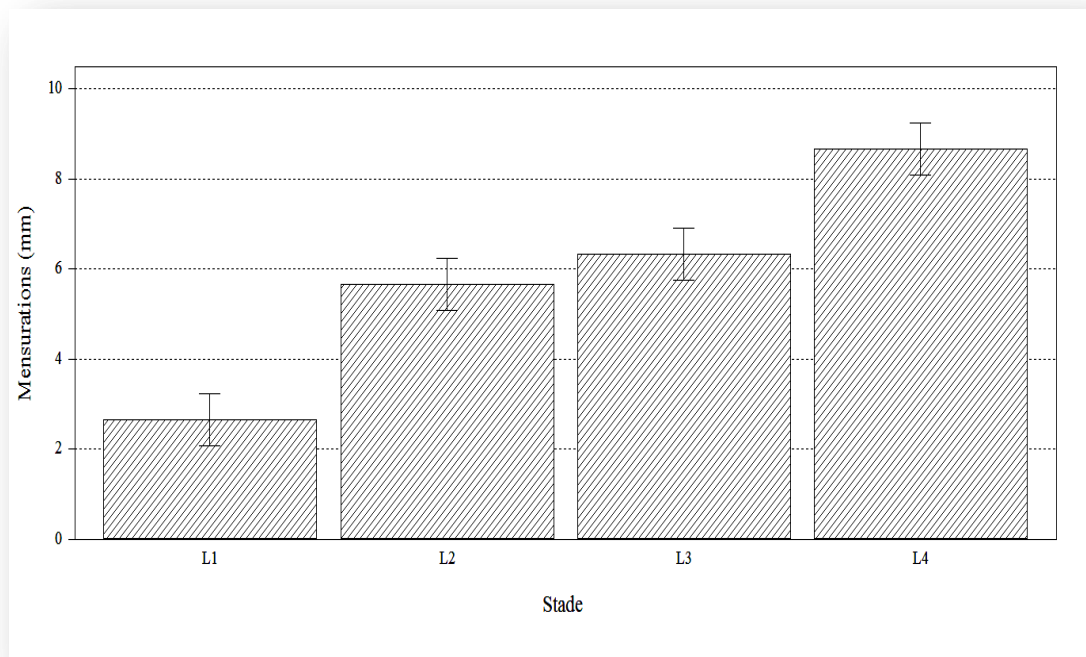
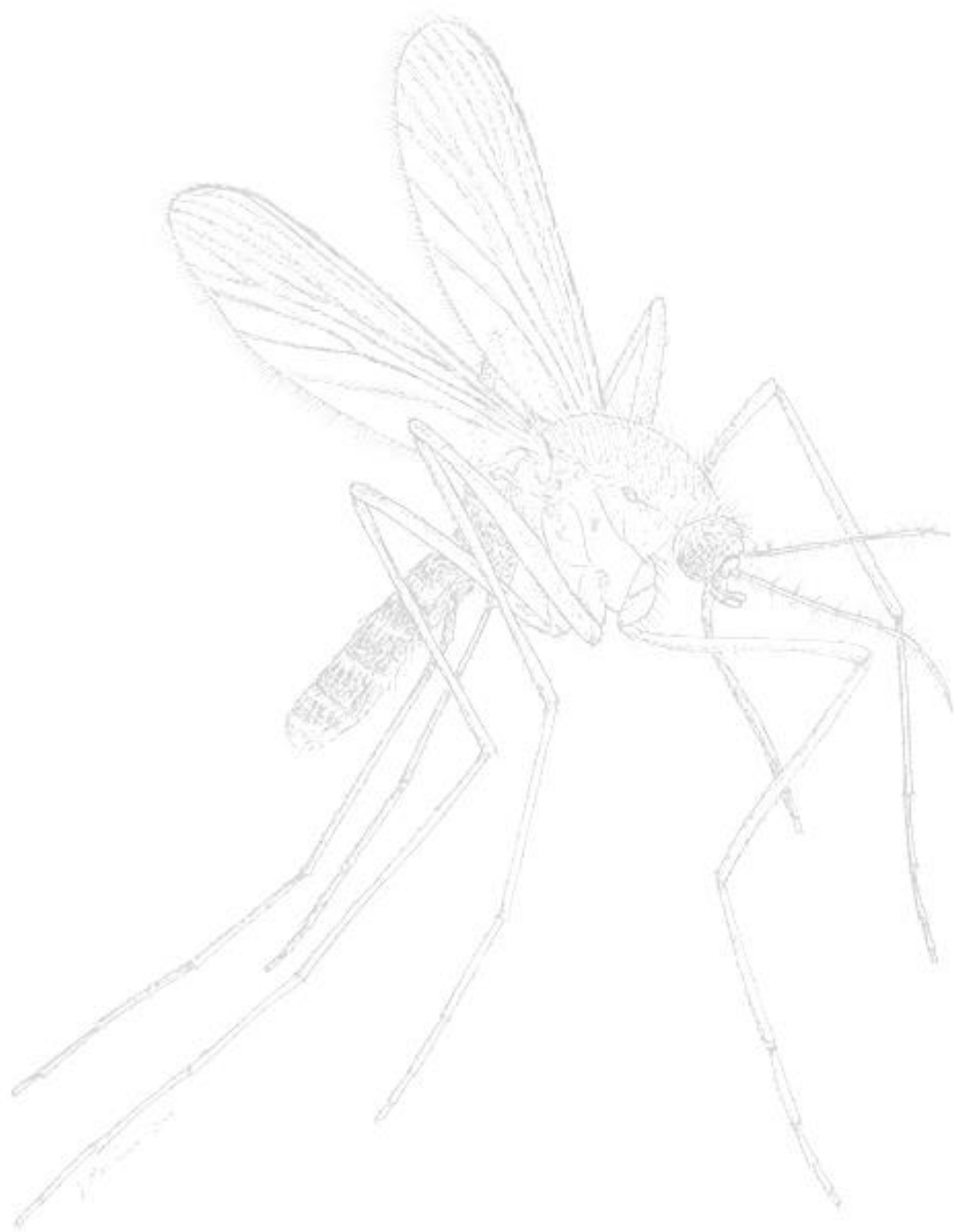


Figure 17 : les mensurations en fonction de stade larvaires

D'après la (figure 17) on observe une augmentation des mensurations d'un stade à un autre. L'analyse de variance (ANOVA) a permis de dire qu'il y'a une différence nettement significative entre les différents stades de développement (L1 à L4) ($F^{3,11}=55,0$; $p=0,0000$). Ces mensurations peuvent jouer un bon support de distinction entre ces stades.



Discussion

Discussion

4. Discussion

4.1. *Culiseta longiareolata* :

D'après **Brunhes et al, (1999)** cette espèce est multivoltine, sténogame et autogène, son rôle de vecteur de parasitoses humaines ne peut être que des plus réduit. Les femelle piquent également l'homme et les animaux domestiques mais celles a n'ont pas été impliquée dans la transmission des parasitoses humaines (**Senevet et Andarelli., 1959 ; Brunhes et al., 1999**). D'après **Boulkenafet, (2006)** les œufs de *Culiseta longiareolata* groupés en nacelle sont cylindro-coniques, porte environ 50 à 400 œufs.

4.2. Etude de développement des larves de *Culiseta longiareolata* dans un gradient de pH de l'eau d'élevage :

Chez les insectes aquatiques en général, le manque de survivre dans l'eau acide semble être dû à l'échec pour régler le Na^+ plutôt que manque de régler la hémolymph pH. C'est vrai semblablement dû au sacrifice du Na^+ pour maintenir hémolymph pH par le Na^+ / H^+ échange (**Wiederholm., 1984 ; Havas., 1981**). Chez les moustiques, les mécanismes d'échange ionique ont étudié principalement en termes de Na^+ et Cl^- prise (**Stobbart., 1971 ; Strange et al., 1982 ; Strange et Phillips., 1985 ; Patrick et al., 2000 a, b**).

On connaît un certain nombre des êtres vivants qui tolèrent les milieux acides ou alcalines, mais les moustiques semblent d'être les compétant régulateurs de pH. *L'Aedes aegypti* et *O. taeniorhynchus* sont peu commun dans leur capacité de survivre et se développer dans les eaux s'étendant de pH 4 à 11. Dans cette gamme de pH, ces espèces règlent son hémolymph. Les auteurs sont ignorants de toutes autres espèces qui peuvent surpasser ces larves dans la largeur de leurs tolérances de pH et de leur capacité de tolérer changements soudains du pH ambiant. beaucoup de travaux qui ont rapporté l'effet d'un gradient de pH sur différentes espèces de moustiques (**Keilin., 1932 ; Kurihara., 1959 ; MacGregor., 1921 ; Peterson et colporteur., 1970**).

Une étude par **Adebote et al, (2008)** sur différentes espèces de moustiques multipliant dans des piscines de roche autour de Zaria (Nigéria), a trouvé ce niveau de pH des piscines 5 de support pour l' *Aedes vittatus* qui s'étend de 5.97 à 9.85. De ce résultat, nous pouvons déduire que cette espèce a une tolérance plus large de niveau de pH comparée aux autre espèces telles que : *Anopheles ardensis*, *Anopheles Distinctus*, *Anopheles wilsoni*, et *Culex ingrami*.

Discussion

Dans notre étude nous avons pu remarquer que les larves de *Culiseta logiareolata* peuvent développer dans des eaux dont laquelle le pH est comprise entre 6 et 12, mais les larves qui ne pouvaient pas acclimater la matrice de pH 1 et pH 14. D'ailleurs, quand le pH était à 0 et pH 13 un pourcentage minimal des larves ont développé.

Clark et al, (2004), ont également constaté que *Aedes aegypti* pourrait accomplir son développement larvaire à pH 4 à 11, mais les larves qui ne pouvaient pas acclimater la matrice à pH 3 ou 12. D'ailleurs, quand le pH était à 3 ou 12, seulement un pourcentage minimal des larves ont hérité de développer en nymphe. Ces niveaux de pH sont considérés extrémités pour ces larves. Ils ont également constaté que le développement des larves *Aedes aegypti* est influencé considérablement par le sexe et l'espèce et moins est influencé par le pH.

Devi et al, (2015) cependant, ajoute que des moustiques de genre *Aedes* sont franchement affectés par la température et l'oxygène dissous et négativement par le pH. Ils ont également constaté que ce groupe de moustiques pourrait acclimater les niveaux extrêmes de pH ; ainsi, il pourrait survivre à une autre extrémité de pH.

Nous présumons donc que les mécanismes de l'excrétion d'acide et de base sont physiquement séparée et indépendant, comme dans les cellules d'acide et de base-sécrétion du rein des mammifères. La capacité de faire face avec les changements rapides du pH peut être une conséquence d'avoir mécanismes séparés pour la sécrétion d'acide et de base, plutôt que une adaptation fournissant la capacité de tolérer les changements dans le pH. Cependant, ces données suggèrent également que là existent des mécanismes dont permettre les ajustements rapides de l'activité transporteurs existants sur des changements du pH ambiant (**Brown et al., 1992**).

Les facteurs environnementaux fonctionnent pour créer des conditions favorables ou défavorables pour la multiplication des moustiques (**Kay., 1940**), la présence d'une espèce dans un gîte et liée principalement par la nature et le type des gîtes de cette espèce (**Simsek et Turk., 2004**).

L'étude de **Nadia et saad, (2005)** ont montré que mortalité de 50% de la population a été affecté dont la concentrations en Na Cl est égale à 6.2 et de pH de 3 pour les larves de *Culex sp* exposées après 96 h. La salinité peut causer d'autres effets sur des larves, comme il indiqué **Clark et al, (2004)** ; où il a trouvé que pour une salinité croissante, le taux de croissance d' *Aedes aegyptis* diminués, et la durée du stade larvaire accrue, mais cette augmentation ne peut pas compenser diminuer dans le taux de croissance, ayant pour résultat une diminution globale dans la masse pupal sèche-et-humide à une haute salinité.

Discussion

La tolérance des larves peut résulter de la modulation ou le flux de Na^+ et l'afflux de Cl^- comme mentionné par **Patrick et al., (2001)** en conséquence cette modulation a laissé *Culex Tarsalis* pour éviter une charge potentielle de sel et perturbation ionique dans la hémolymphe.

4.3. L'effet de la température sur le développement des stades immatures :

La température a des influences sur la physiologie des moustiques ainsi sur leur développement et leur mortalité dans des conditions extrêmes (**Couret et Benedict., 2014 ;Ciota et al., 2014 ;Lyimo et al., 1992**), les changements climatiques y compris la température, ont des impacts sur la phénologie et la répartition saisonnière de certaines espèces de moustiques (**Semenza et Menne., 2009**). Les résultats de **Mirski et al, (2012)** ont montré l'effet particulier des températures moyennes annuelles sur la répartition saisonnière des moustiques. L'importance de tels processus sur l'abondance saisonnière de la Culicidifaune était clairement montrée par **Morin et Comrie, (2013)** qui a montré cela la synchronisation et abondance saisonnière à la saison acérée de *Culex quinquefasciatus*.

L'augmentation des températures dans les pays tropicaux suggèrent l'absence de stades immatures de l'*Aedes aegypti* dans les récipients où les températures dépassent les 32 °C, alors que les développements ont été trouvés dans les gîtes ombragés là où les températures de l'eau ne peuvent pas dépassé cette valeur qui affecte la survie des œufs (**Hemme et al., 2009**). Dans ces pays, la durée de stade larvaire et pupal sont avérés avec des températures ambiantes (**Bar., 1958 ;Christophers., 1960 ;Rueda et al., 1990**)

Les résultats rapportés par (**Bar., 1958 ;Tun et al, 2000**) nous ont indiqué que le développement est influencé par des températures s'étendant de 24°C au 35°C sur le développement des *Aedes aegypti*, qui sont affectés par des températures qui comprise entre les deux valeurs précédentes, et qu'ils ont montré une corrélation négative avec la température (0,98 chez les males et 0,95 pour les femelles de cette espèces), et la température et la taille des adultes c.-à-d., les températures plus élevées produit de manière significative ($P < 0.05$) de plus petits adultes., avec de plus grandes femelles s'est rassemblé à de plus basses températures, par exemple 3.4 millimètres s'envoler la longueur au 15°C contre la longueur d'aile de 1.8 millimètre au 35°C (**Tun et al, 2000**). Les résultats de **Kamimura et al, (2002) ; Tun et al (2000)** ont prouvés l'allongement dans le cycle de vie de d'*Aedes aegypti* entre deux température différentes 25 et 30°C de sept à dix jours.

Discussion

Les résultats de **Lee et Lee, (1992)** ont prouvés que les températures influencent sur l'embryonation des œufs, la longueur du stade larvaire et nymphal du moustique, et aussi bien que la longévité de survie de *Cx. pipiens*. Les résultats de cette étude semblent tomber d'accord que à des températures élevées, l'exécution en termes de croissance d'embryonation, larvaire et pupal est plus rapide pourtant les moustiques généralement de phase pour une période plus courte. À des basses températures, les moustiques ont pris longtemps pour passer par leur cycle de vie et ont vécu pour long.

Dans beaucoup de régions du monde, la transmission des maladies soutenues par moustique est saisonnière et est liée aux précipitations et de la température. La température est une cause déterminante principale des frontières de la transmission et de la distribution de la maladie. Ceci est réalisé ou en limitant la distribution des vecteurs ou parce qu'au-dessous de certaine température, le microbe pathogène ne peut pas accomplir son cycle de vie dans le vecteur. Les températures ont des effets sur l'apparition, la survie et le comportement suivant des adultes de *Cx. pipiens* (**Oda et al., 1999**).

Ceci est conforme aux résultats de notre étude, dont laquelle dans les températures les plus élevées, les moustiques accomplissent leur cycle de vie plus rapidement. Mais également mort plus tôt avec femelles vivant pour une moyenne de 7.7-8.6 jours à 28 °C (**Martha et al., 2015**).

Des études sur *Aedes albifasciatus* ont montré à cela que le cycle de vie de ces derniers est directement influencés par les températures ambiantes. la longueur de son cycle de vie changé de un minimum de 6 jours à 24 °C à un maximum de 32 jours à 13 °C (**Soledad et al., 2000**) .

Les températures plus élevées sont connues pour raccourcir la période extrinsèque d'incubation des microbes pathogènes dans leur vecteurs de moustique (**Chamberlin et Sudia., 1955**). Les températures d'élevage influencent la compétence de vecteur des moustiques (**Kay et al., 1989**) et la compétence du vecteur tend à être diminuée en diminuant la température pour des moustiques d'adulte. En été où les températures sont élevées dans les régions tropicales, les températures de l'eau dans les récipients où les moustiques comme de *Cx. Pipiens* tendent à augmenter. Cette augmentation aussi longtemps qu'elle est tolérable, tend à favoriser leur rôle comme les vecteurs de la maladie mais certaines élévations de la température peuvent aller manière au delà des niveaux auxquels les étapes non mûres de moustique peuvent survivre (**Mourya et al., 2004**).

Quand les larves de *Aedes aegypti* ont été exposées à une gamme de température, on a observé des mortalités avec l'augmentation des températures au-dessus de certains niveaux

Discussion

avec la température étant complètement mortelle à 43 °C (**Mourya et al., 2004**) , nous avons remarqué dans nos résultats que les larves de *Cs.longiareolata* disposées dans l'étuve à 40 °C sont toutes mortes après 18 à 24 heures d'exposition, Cependant, après 12 h, les larves ont été bien actives.

Dans des régions tropicales, où les températures sont souvent élevées, les moustiques multiplient dans des récipients de l'eau à qui l'élévation de température de l'eau dépasse les 41 °C (**Mourya et al., 2004**) mais soutient la transmission de la maladie par les moustiques dans la région. Une augmentation de la température au-dessus de la moyenne dans un secteur, où le moustique soutenu les maladies sont endémiques, pourraient avoir comme conséquence un certain nombre d'événements. Il pourrait augmenter le choix de température-tolérant une longue longévité. Elle pourrait également réduire l'incubation intrinsèque période du microbe pathogène dans les moustiques de vecteur qui pourraient avoir comme conséquence des manifestations épidémiques. Il pourrait également la cause a augmenté la susceptibilité des moustiques aux microbes pathogènes comme le virus par conséquent augmentant la compétence d'un vecteur (**Hardy et al., 1983**).

Une étude démontre que la température environnementale affecte la survie des *Anopheles gambiae* pendant leur développement et pendant leur vie comme les adultes. les résultats des expériences larvaires de survie a indiqué une diminution statistiquement significative de la survie avec chaque augmentation 4°C de température environnemental, en accord avec les études précédentes de (**Bayoh et Lindsay., 2004; Bayoh et Lindsay., 2003; Depinay et al., 2004 ; Kirby et Lindsay., 2009; Armstrong et Bransby., 1961 ; Lunde et al., 2013**). Les effets de la température sur le cycle de développement et la survie de différents espèces de moustiques ont été combinés avec plusieurs facteurs tels que densité larvaire, l'humidité, les changements altitudinaux (**Midega et al., 2007; Olayemi et Ande., 2008 ; Bayoh et Lindsay., 2004; Bayoh et Lindsay., 2003; Kirby et Lindsay., 2009; Lyimo et al., 1992 ; Lardeux et al., 2008; Boyd., 1949**).

Le développement des stades aquatiques des *Anopheles gambiae* avec l'augmentation de la température entre un seuil inférieur et supérieur. Le rapport global entre le taux de développement et la température est non linéaire et se compose de trois parties. Premièrement, il y a une augmentation non linéaire à l'étude évalué du développement nul à un seuil de basse température, dans ce cas 16 °C. Deuxièmement, il y a une température où le taux commence à augmenter proportionnellement avec la température, entre 22 et 28 °C. En conclusion, après l'optimum la température est approchée là est une non linéaire rapide diminuer à aucun développement à une température mortelle supérieure, dedans cet exemple,

Discussion

34 °C. Cette tendance a été également rapportée pour d'autres insectes (**Logan et al., 1976 ;Briere et Pracros., 1998 ;Petavy et al., 2001**).

La température de l'eau a eu un effet marqué sur la longévité des stades aquatiques d'*Anophels gambiae* aux températures très basses (10 et 12 °C) ou (les températures chaudes de 38- 40 °C) que toutes les larves sont mortes dans quelques jours. La gamme de basse température est rarement éprouvée en multipliant des emplacements de cette espèce, tandis que les températures les plus élevées sont fréquentes pendant la saison sec dans la plupart des régions tropicales (**Muirhead., 1951**).

En nature, cependant, de telles températures élevées se produisent pour pas plus que quelques heures et larves peuvent survivent ces périodes courtes. Aux températures du 14-20 °C, la survie larvaire a été prolongée, avec la vie de quelques individus pour pas moins de 40 jours. Ceci qui trouve peut avoir important implications pour comprendre la nature des épidémies de malaria, si ces larves de croissance lente peuvent se développer en adultes quand le temps chauffe. Le taux de mortalité larvaire était le plus haut aux températures en-dessous du 18 °C et au-dessus du 32 °C.

Des résultats semblables ont été rapportés pour des *Cx.tarsalis* où la mortalité a été augmentée dont la température en-dessous du 12 °C et au plus de 32 °C (**Bailey et Geike, 1968 ;Reisen et al., 1984**).

Les mécanismes ont employé par des insectes pour survivre aux températures élevées est expliquer est la production des protéines de choc de la chaleur, qui sont lié au thermo-tolérance accru (**Alahiotis et Stephanou., 1982 ;Stephanou et al., 1983 ;Berger., 1984 ; Benedict et al., 1991 ;Feeder et al., 1997**). Les larves de moustique qui survivent à températures élevées de plus petits et moins réussis à produire des adultes produit (**Shelton., 1973**).

Nous avons observé à températures élevées que la plupart des larves du quatrième stade mortes pendant la pupation, ou les nymphes faibles à émerger dans des adultes. L'explication précise pour ces résultats est incertain mais les probabilités du taux à l'affectation de la température sur le processus de la métamorphose (**Lassiter et al., 1995**). Afin le quatrième stade à la nymphe, la larve mûre doit atteindre une certaine masse critique pendant le développement (**Clements., 1992**).

Nous avons observé aussi un décalage de cycle de vie dans les différentes températures d'incubation, où on remarque qu'il 'a un raccourcissement dans la durée de cycle de vie des trois populations (15, 20 et 30 °C). L'augmentation des jours de cycle de vie

Discussion

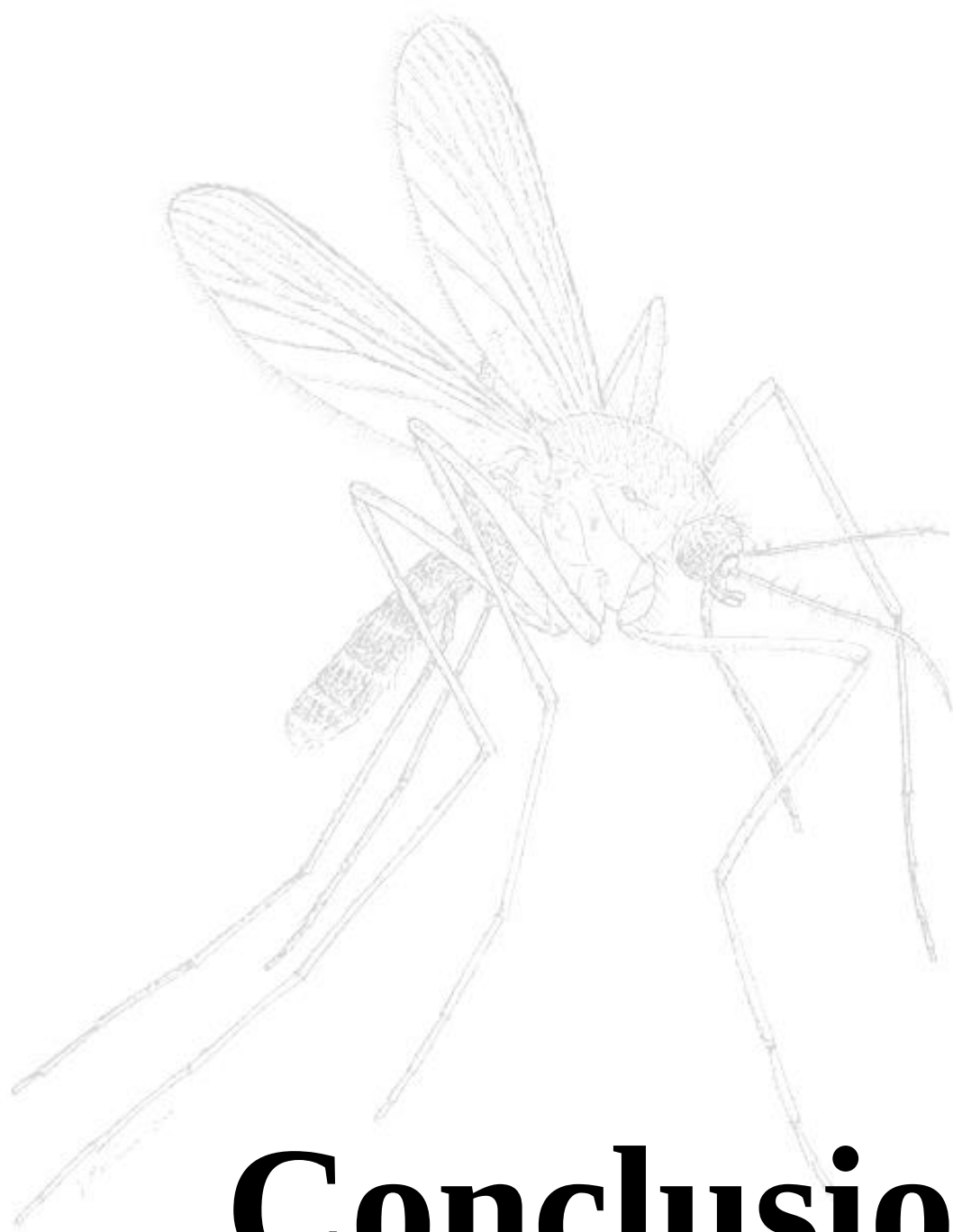
a été inversement corrélée avec les températures d'incubation. Un décalage d'un à deux jours a été bien observé pour trois populations.

4.4. Etude morphométrique :

Notre étude a consacré à la description biométrique de 26 caractères morphologiques, au sujet des adultes males et femelles de *Culiseta longiareolata*. La comparaison statistique des mâles et des femelles montrés à très fortement différences significatives. les travaux de **Bendali et al., (2013)** ont montrés que cette différence été significative entre les deux sexes de l'espèce de *Cx. pipiens* de la région de Oum Bouaghi et de Annaba . Cependant, analyse morphométrique de quelques espèces de moustique d'une importance médicale (*Cx. pipiens* ; *Aedes caspius* ; *Cx perexigus* et *Cx theileri*) de la région de Tébessa a cofirmé cette dimorphisme sexuelle (**Tine et al., 2011**).

Le volume du corps de moustiques peut influencer certains paramètres comme la consommation de volume de sang, le degré de son utilisation dans manières métaboliques et le nombre d'œufs dans la maturation (**Tine et al., 2011**) . Les travaux de (**Van., 1963 ; Van., 1927**) ont montré comme nos résultats la différence dans la longueur et la largeur de l'aile chez les deux sexes chez les *Aedes* et les *Culex*. **Eritja, (1996)** a montré que les *Anophels maculipennis* avec des courtes est considérés comme un vecteurs de malaria tandis que les moustiques avec de longues ailes pas étant vecteur. Et de même, la biométrie des ailes a été employée pour déterminé le sexe de *Cx.pipiens* (**Swellengrebel NH, Buck., 1933**) .

D'autres travaux confirment que les différences dans les longueurs de l'aile étaient dues à différences génotypes et pas aux conditions environnementales (**Van., 1927**). D'autre part, la longueur des ailes a été incluse comme a critère pour l'identification des adultes des *Anophèles maculipennis* (**Hackett et Missiroli., 1935**). D'autres résultats ont prouvé que des contraintes d'*Aedes albopictus* et *Aedes triseriatus*, de différent origines géographiques, ont une longueur semblable des ailes (**Siegel et al., 1994**).



Conclusion

Conclusion

5. Conclusion

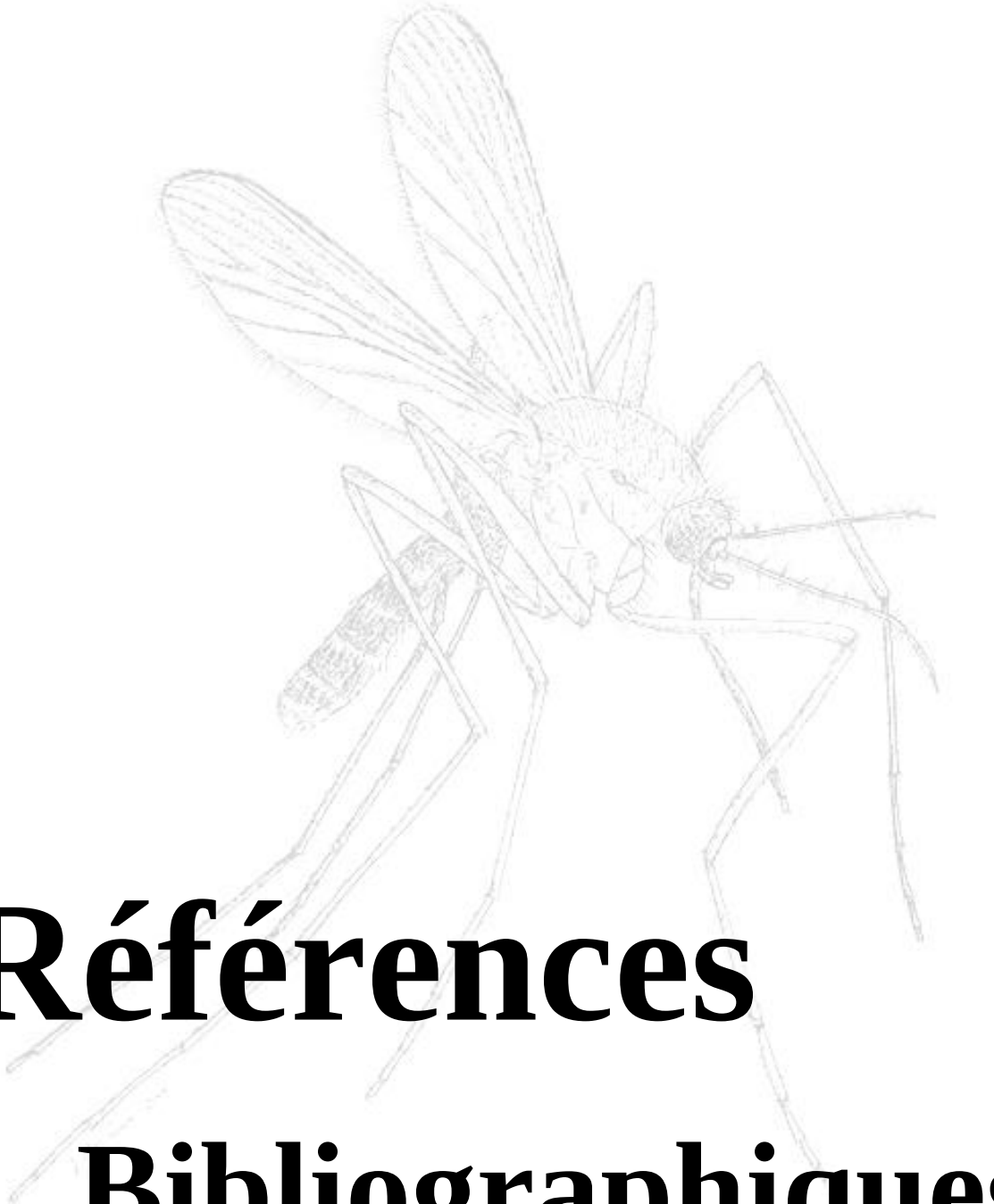
Les moustiques constituent la famille des Culicidés qui regroupe les diptères nématocères, vecteurs actifs de plusieurs agents pathogènes tels que les protozoaires, les bactéries, les virus et les nématodes, qu'ils transmettent à l'homme et aux animaux domestiques.

Les caractéristiques physique-chimiques d'un gîte jouent un rôle assez important dans le fonctionnement de ce dernier. Ces facteurs constituent des facteurs déterminants pour le développement des Culicidés.

Cette étude réalisé sur les stades immatures de l'espèce de *Culiseta longiareolata*, l'étude expérimentale de l'effet de pH et de la température permet de déterminer la gamme de tolérance de pH et la température de l'eau ambiante pour la survie et le développement des stades immatures.

On réalisant aussi une étude morphométrique individus adultes pour les deux sexes male et femelle, à travers cette étude, nous avons obtenu une différence importante entre les caractères descriptifs chez les deux sexes. Cette dimorphisme sexuelle peut être joue un rôle distinctifs lors de l'identification.

En perspectives, il faut entamer d'autres travaux dans ce contexte pour bien déterminer la bioécologie de la Culicidifaune de la région Saharienne de notre pays pour mieux lutter contre ces vecteurs.



Références Bibliographiques

Les références bibliographiques

1. **Adebote DA, Oniye SJ, Muhammed YA., 2008.** - : Studies on mosquitoes breeding in rock pools on inselbergs around Zaria, northern Nigeria. *Journal of vector borne diseases*, 45(1), 21.
2. **Afrane YA, Zhou G, Lawson BW, Githeko AK, Yan G., 2007.-:** Life-table analysis of *Anopheles Arabiensis* in Western Kenya Highlands: effects of land cover on larval and adult survivorship. *Am J Trop Med Hyg*, 77(4):660 – 666.
3. **Alahiotis SN, Stephanou G., 1982.** - : Temperature adaptation of *Drosophila* populations. The heat shock proteins system. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 73, 529–533.
4. **Anonyme., 2003.** -Organisation mondiale de la santé Arch. Inst. Pasteur Algérie, 34 : 223-226.
5. **Anonyme., 2004b.** - Info insectes- Moustique (Toile des insectes du Québec – Insectarium). Adresse URL : http://www.toile_des_insectes.qc.ca/info_insectes/fiches/fic_fiche_18_moustique.Htm.
6. **Anonyme., 2004.-** : Info insectes- Moustique (Toile des insectes du Québec – Insectarium). Adresse URL http://www.toile_des_insectes.qc.ca/info_insectes/fiches/fic_fiche_18_moustique.Htm.
7. **Armstrong JA, Bransby Williams WR., 1961.-** : The maintenance of a colony of *Anopheles gambiae*, with observations on the effects of changes in temperature. *Bull World Health Organ* 1961, 24:427–435.
8. **Bailey SF, Geike PA., 1968.** - : A study of the effect of water temperatures on rice field mosquito development *Proceedings of the California Mosquito Vector Control Association*, 36, 53–61.
9. **Barbault R., 1983.-** : Ecologie et fonctionnement. Edt. Masson, Paris, 244 p.
10. **Bar-Zeev M., 1958.** - : The effect of temperature on the growth rate and survival of the immature stages of *Aedes aegypti* (L.). *Bull Entomologie. Res.* 49, 157–163.
11. **Bayoh MN, Lindsay SW., 2003.** - : Effect of temperature on the development of the aquatic stages of *Anopheles Gambiae* Sensu Stricto (Diptera: Culicidae). *Bull Entomol Res*, 93(05):375– 381.

Les références bibliographiques

12. **Bayoh MN, Lindsay SW., 2004.**-Temperature-related duration of aquatic stages of the Afrotropical malaria vector mosquito *Anopheles gambiae* in the laboratory. *Med Vet Entomol*, 18(2):174 – 179.
13. **Becker N, Petric D, Zgomba M, Boase C, Dahl C, Lane J, and Kaiser A., 2003.**- : Mosquitoes and their control. Ed. Kluwer Academic, New York, 498 p.
14. **Becker N. Petric D, Zgomba M, Boase C, Dahl C, Lane J, and Kaiser A., 2010.** - : Mosquitoes and Their Control, Second edition (Springer; 2nd ed. edition).
15. **Beck Johnson L, Nelson W, Paaijmans K, Read A, Thomas M, Bjørnstad O., 2013.** - : The effect of temperature on anopheles mosquito population dynamics and the potential for malaria transmission. *PLoS One*, 8 (11):e79276.
16. **Bendali Saoudi F, Oudainia W, Benmalek L, Tahar A, Soltani N., 1758.**- :Morphometry of *Culex pipiens pipiens* Linneus, (Dipterae: Culicidae) principal vector of West Nile Virus, harvested from 2 zones, humid, semiarid (East of Algeria). *Annals of Biological Research*. 2013; 4(10):79-86.
17. **Berchi S., 2000.** - : Bio écologie de *Culex pipiens* L. (Diptera : Culicidae) dans la région de Constantine et perspectives de luttés. Thèse doc. Es–science, Université de Constantine, Algérie : 133p.
18. **Berger EM., 1984.** - : The regulation and function of small heat-shock protein synthesis. *Developmental Genetics* , 4, 255–265.
19. **Benedict MQ, Cockburn AF, Seawright JA., 1991.**- : Heat-shock mortalityand induced thermotolerance in larvae of the mosquito *Anopheles albimanus* . *Journal of the American Mosquito Control Association*, 7, 547–550.
20. **Boulkenafet F., 2006.**- : Contribution à l'étude de la biodiversité des Phlébotomes (Diptera : Psychodidae) et appréciation de la faune Culicidienne (Diptera : Culicidae) dans la région de Skikda. Présentation pour l'obtention du Diplôme de Magister en entomologie (option; application agronomique et médicale). 191p.
21. **Bourssa J. P., 2000.**- : Le moustique : par solidarité écologiques-Les Editions du Boréal. Montréal : 237p.

Les références bibliographiques

22. **Boyd M., 1949.** - : Epidemiology of malaria: factors related to the definitive host; section IV: intermediate host. *Malariol*,1: 551– 607.
23. **Briere JF , Pracros P., 1998.**- : Comparison of temperature-dependent growth models with the development of *Lobesia botrana* (Lepidoptera: Tortricidae). *Environmental Entomology* 27, 94–101.
24. **Brown D, Sabolic I, Gluck S., 1992.** - : Polarized targeting of V-ATPase in kidney epithelial cells. *J. Exp. Biol.* 172, 231-243.
25. **Brunhes J, Rhaim A, Geoffroy B, Angel G, Hervy J P., 1999.**- : Les Culicidae de l'Afrique méditerranéenne, logiciel d'identification et d'enseignement, IRD (France).
26. **Brunhes J, Abdl Rahim, Geoffroy B, Angel G, Hervet J.P., 2000.** - : Identification des culicides d'Afrique méditerranéenne. CDROM I.R.D. Montpellier. France.
27. **Carron A, Duchet C, Gaven B, Lagneau C., 2003.**- : An easy field method for estimating the abundance of culicid larval instars. *Journal of the American Mosquito Control Association* 19: 353-360.
28. **Ciota A T, Matacchiero A C, Kilpatrick A M, Kramer, LD., 2014.**- : The effect of temperature on life history traits of *Culex* mosquitoes. *J. Med. Entomol.* 51 (1), 55–62.
29. **Chamberlin RW, Sudia WD., 1955.**- : The effect of temperature upon the extrinsic incubation of eastern equine encephalitis in mosquitoes. *Am J Hyg* 62: 295 – 305.
30. **Christophers S R., 1960.**- : *Aedes aegypti*(L.) the yellow fever mosquito. Its life history. In: *Bionomics and Structure*. Cambridge Univ. Press, Cambridge
31. **Clark T M, Flis B J, Remold S K., 2004.**- : pH tolerances and regulatory abilities of freshwater and euryhaline Aedine mosquito larvae. *Journal of experimental biology*, 207(13), 2297-2304.
32. **Claude F et Christiane F., 2003.**- : *Ecologie approche scientifique et pratique*. 5^édi Londres-Paris-New York. Edit.Lavoisier. 407p.
33. **Clements AN., 1992.** - : *The Biology of Mosquitoes: Development, Nutrition and Reproduction*. Chapman & Hall, London.
34. **Clements A. N., 1999.** - : *The Biology of Mosquitoes: Sensory, Reception, and Behaviour*. (CABI Publishing, Eastbourne).

Les références bibliographiques

35. **Clements A. N., 2000.** - : The biology of mosquitoes: development, nutrition and reproduction. (CABI Publishing, Eastbourne).
36. **Coldrey S. & Bernard G., 1999.-** :Le moustique. Les Editions école active. Montréal: 25p.
37. **Cordellier R et Geoffroy R., 1976.-** :Contribution à l'étude des Culicidés de la Republique Centre Africaine. Rythmes d'activités en secteur préforestier.cah.O.R.S.T.M, ser. Ent.méd.Et parasitol. 12(1), 19-48.
38. **Couret J et Benedict MQ. 2014.** - : A meta-analysis of the factors influencing development rate variation in *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). BMC Eco. 14: 3.Culicidae) can be negative, neutral, or overcompensatory depending on density and diet levels. J Med Entomol, 48(2):296 – 304.
39. **Depinay JMO, Mbogo CM, Killeen G, Knols B, Beier J, Carlson J, Dushoff J, Billingsley P, Mwambi H, Githure J, Touré AM, McKenzie FE., 2004.-**: A simulation model of African Anopheles ecology and population dynamics for the analysis of malaria transmission. Malar J ,3: 29 –49.
40. **Devi N P, Mondal R, Jauhari R K. , 2015.-** : Physico-Chemical Assessment of Natural Breeding Habitats of Mosquito Larvae in Outskirts of Dehradun City, Uttarakhand. Journal of Communicable Diseases, 46(3), 29-39.
41. **Diedhiou SM , Faye O., 2010.-** : Etude de l'agressivité des Culicinae associées à la faune Anophélienne en zone urbaine et périurbaine : exemple de la région de Dakar (sénégal).Mim.Mast.Ento.Med.Uni.Cheikh anta diop.38p .distribution of mosquito larvae in the polluted water of a bamboo container.
42. **Dixon R O et Brust R A., 1972.-** :Mosquitoes of Manitoba. III. Ecology of larvae in the Winnipeg area. Canadian Entomologist 104: 961-968.
43. **Dixon AFG, Honek A, Keil P, Kotela MAA, Sizling AL, Jarosik V., 2009.-** :Relationship between the minimum and maximum temperature thresholds for development in insects. Funct Ecol. 23: 257–264.
44. **El ouali lalami A, Cherigui M, Ibnsouda Koraichi S, Maniar S, EL Maimouni N , Rhajaoui M., 2009.-** : Le paludisme importé dans le Centre Nord du Maroc entre 1997 à 2007. Cah. Santé. 19 (1): 43 - 47.

Les références bibliographiques

45. **El ouali lalami A, El hilali O, Benlamlih M, Merzouki M, Raiss N, Ibensouda-kouraichi S, Himmi O., 2010.-** :Etude entomologique, physico-chimique et bactériologique des gîtes larvaires de localités à risque potentiel pour le paludisme dans la ville de Fès. Bulletin de l'Institut Scientifique, Rabat, 32 (2): 119 - 127.
46. **Eritja R Wing., 1996.-** : biometry and statistical discriminant analysis as a technique to determine sex of a *Culex pipiens* (Diptera Culicidae) gynandromorph. Journal of Economic Entomology, ; 89:1338-1341.
47. **Evans LM, Clark JS, Whipple AV, Whitham TG., 2012.-** :The relative influences of host plant genotype and yearly abiotic variability in determining herbivore abundance. Oecologia. 168: 483–489.
48. **Feeder ME, Blair N, Figueras H., 1997. -** : Natural thermal stress and heat-shock protein expression in *Drosophila* larvae and pupae. Functional Ecology, 11, 90–100.
49. **Focks DA, Haile DG, Daniels E, Mount GA., 1993.-** :Dynamic life table model for *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae): analysis of the literature and model development. J. Med. Ento. 30: 1003 -1017.
50. **Ghazali D et Zaid A., 2013.-** : Eude de la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux de la source Ain Salama-Jerri (Région de Meknès – Maroc). Larhyss Journal, 12: 25-36.
51. **Gilles JRL, Lees RS, Soliban SM, Benedict MQ., 2011.-** Density-dependent effects in experimental larval populations of *Anopheles arabiensis* (Diptera:
52. **Guillaumot L., 2006.-** : Les moustiques et la dengue. Institut Pasteur de Nouvelle Calédonie. 15 p.
53. **Hackett LW, Missiroli A., 1935.-** :The varieties of *Anopheles maculipennis* and their relation with the distribution of malaria in Europe. Rivista Di Malariologia. 1935; 14:45-109.
54. **Halstead S B, Dengue. Lancet. 2007.-** :370:1644-1652.
55. **Hassaine K., 2002. -** : Les culicides (Diptera- Nematocera) de l'Afrique .
56. **Harbach R E, Dahi C, With GB., 1995.-** :*Culex pipiens* L (Diptera: Culicidae): Concepts, type designation and description. Proc. Entomol. Soc., 87 (1): 1 - 24.

Les références bibliographiques

57. **Hardy JL, Houk EJ, Kramer LD, Reeves WC, 1983.-** : Intrinsic factors affecting vector competence of mosquitoes for arboviruses. *Annu Rev Entomol*28: 229–262.
58. **Havas M., 1981-** : Physiological response of aquatic animals to low pH. In *Effects of Acidic Precipitation on Benthos* (ed. R. Singer), pp. 49-65. Hamilton, NY: North American Benthological Society.
59. **Herrel N, Merasinghe A, Ensink FP, Mukhtar JM, Van Der Hoek W , Konradsen F., 2001.-** : Breedinng of *Anopheles* mosquitoes in irrigated areas of sounth Punjab, Pakistan. *Medic. Veter. Entomol.*, 15: 236 - 248.
60. **Hemme RR, Tank JL, Chadee DD, Severson D W., 2009.-** : Environmental Condi-tions in Water Storage Drums and Influences on *Aedes aegyptiin* Trinidad West Indies. *Acta Trop.* 112, 59–66.
61. **Himmi O et Trari B., 1998.-** :Contribution à l'étude à la connaissance de la cinétique et des cycles biologiques des moustiques (Diptera :culicidae) dans la région de rabat- KENITRA (Maroc).*Bull Ins. Sc. Rabat* ; 21 :71-79.
62. **Himmi O, Dakki M, Bouchra T et El Agbani M A., 1995.-** :Les Culicidaes du Maroc : Clés d'identification, avec données biologiques et écologiques, Travaux de l'Institut Scientifique .série Zoologie N°44, Rab.50p.
63. **Jetten TH and Takken W., 1994. -** :Anophelism without malaria in Europe: a review of the ecology and distribution of the genus *Anopheles* in Europe. (Wageningen agricultural university press, Wageningen).
64. **Jones KE, Patel NG, Levy MA, Storeygard A, Balk D, Gittleman JL, Daszak P., 2008.-**: Global trends in emerging infectious diseases. *Nature* 451: 990-993.
65. **Kamimura K, Matsuse IT, Takahashi H, Komukai J, Fukuida T, Suzuki K, Artani M, Shira Y, Mogi, M., 2002.-**: Effect of temperature on the development of *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus*. *Med. Entomol. Zool.* 53, 53–58.
66. **Kay BH, Fanning ID, Mottram P., 1989.-** : Rearing temperature influences flavivirus vector competence of mosquitoes. *Med Vet Entomol*3: 415–422.
67. **Kay C S., 1940. -** : The Military Surgeon, 98, 50.

Les références bibliographiques

68. **Keilin D., 1932.** - : On the water reservoir of a horse-chestnut tree. *Parasitol.*, 280-282.
69. **Kirby MJ, Lindsay SW., 2009.** - : Effect of temperature and inter-specific competition on the development and survival of *Anopheles gambiae* sensu strict and *An. arabiensis* larvae. *Acta Trop*, 109 (2):118 – 123.
70. **Knight KL et Stone A., 1977.-** :A catalog of the mosquitoes of the world (Diptera, Culcidae). The Thomas say foundation, vol. 6,2 e edit., publie par Entomological Society of America, Maryland., 35: 278 – 282.
71. **Kurihara Y., 1959.** - : Synecological analysis of the biotic community in a microcosm. VIII. Studies on the limiting factor in determining the distribution of mosquito larvae in the polluted water of a bamboo container, with special reference to relation of larvae to bacteria. *Jap. J. Zool.* 12, 391-400.
72. **Lardeux F, Tejerina R, Quispe V, Chavez T., 2008.** - : A physiological time analysis of the duration of the gonotrophic cycle of *Anopheles pseudopunctipennis* and its implications for malaria transmission in Bolivia. *Malar J* , 7(1):141 – 157.
73. **Lassiter M, Apperson C, Roe R., 1995.** - : Juvenile hormone metabolism during the fourth stadium and pupal stage of the southern house mosquito *Culex quinquefasciatus* Say. *Journal of Insect Physiology* , 41, 869–876
74. **Lee D K , Lee WJ., 1992.-** :Overwintering mosquito population of *Culex pipiens molestus* in the underground structures in Pusan. *Korean Journal of Entomology* 22: 273 - 279.
75. **Li Moge., 2002.-** : Les moustiques *Culex pipiens* Diptères Nématocères Culicidae.
76. **Logan JA, Wollkind DJ, Hoyt SC, Tanigoshi LK., 1976.-** :An analytical model for description of temperature dependent rate phenomena in arthropods. *Environmental Entomology* 5, 1133–1140.
77. **Louah MA., 1995.-** :Ecologie des Culicidae (Diptères) et état du paludisme dans la péninsule de Tanger, Thèse d'état Es-sciences Fac. Sc. Tétouan.
78. **Lunde T, Balkew M, Korecha D, Gebre-Michael T, Massebo F, Sorteberg A, Lindtjørn B., 2013.-** : A dynamic model of some malaria-transmitting anopheline mosquitoes of the Afrotropical region. II. validation of species

Les références bibliographiques

- distribution and seasonal variations. *Malar J* ,12:78 –91.
79. **Lyimo EO, Takken W, Koella, JC. 1992.-** : Effect of rearing temperature and larval density on larval survival, age at pupation and adult size of *Anopheles gambiae*. *Entomol. Exp. Appl.* 63 (3), 265– 271.
80. **MacGregor ME., 1921. -** : The influence of the hydrogen-ion concentration in the development of mosquito larvae (preliminary communication). *Parasitol* . 13, 348-351.
81. **Marquardt W C., 2005. -** : Biology of Disease Vectors. Second Edition, Elsevier Academic Press. 816 p. méditerranéennes. Bioécologie d'*Aedes caspius* et d'*Aedes detritus* des marais microcosm. VIII.
82. **Martha W, Kiarie Makara, Philip M, Ngumbi, Dong Kyu Lee., 2015.-** : Effects of Temperature on the Growth and Development of *Culex pipiens* Complex Mosquitoes (Diptera: Culicidae).
83. **Matile L., 1993.-**: Les Diptères d'Europe Occidentale. Introduction, techniques d'étude et morphologies. Nématocères, Brachycères, Orthorhaphes et Aschizes. Ed. Boubée, Paris.
84. **Merabti b, Lebouz I, Adamou A E, Kouidri M, Ouakid M L., 2017.-** : Effects of certain natural breeding site characteristics on the distribution of Culicidae (Diptera) mosquito species in southeast Algeria. *African Entomology*. 25(2): 506-514).
85. **Midega JT, Mbogo CM, Mwnambi H, Wilson MD, Ojwang G, Mwangangi JM, Nzovu JG, Githure JI, Yan G, Beier JC., 2007. -** : Estimating dispersal and survival of *Anopheles gambiae* and *Anopheles funestus* along the Kenyan coast by using mark-release-recapture methods. *J Med Entomol* , 44(6):923 – 929.
86. **Mirski T, Bartoszcze M, Bielawska-Drozd A., 2012.-** : Impact of climate change on infectious diseases. *Pol. J. Environ. Stud.* 21 (3), 525 – 532.
87. **Morens DM, Folkers G. K and Fauci A. S., 2004.-** : The challenge of emerging and re-emerging infectious diseases. *Nature* 430: 242-249.
88. **Morin CW, Comrie AC., 2013. -** : Regional and seasonal response of a west Nile virus vector to climate change. *Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A.* 110 (September (39)), 15620 – 15625.

Les références bibliographiques

- 89. Mouhamadou I T., 2002.** - SIG et distribution spatiale des infrastructures hydrauliques dans la commune de Zè au Bénin. *Afrique Science : Revue internationale des Sciences et Technologie*, 10(2).
- 90. Mourya TD, Yadav P, Mishra AC., 2004.- :** Effects of temperature stress on immature stages and susceptibility of *Aedes aegypti* mosquitoes to Chikungunya virus. *Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 7 (4): 346 - 350.
- 91. Muirhead Thomson RC. 1951.- :** Mosquito Behaviour in Relation to Malaria Transmission and Control in the Tropics. Edward Arnold, London.
- 92. Muriu SM, Coulson T, Mbogo CM, Godfray HCJ., 2013.- :** Larval density dependence in *Anopheles gambiae* s.s., the major African vector of malaria. *J Anim Ecol*, 82(1):166 – 174.
- 93. Nadia K Thamer, Saad MS Abdulsamad., 2005.- :** The Effect of Different NaCl and pH Levels on the Survival of *Culex sp.* (Diptera ; Culicidae) Larvae in Basrah Microbiology Dept., Veterinary Medicine Coll., Basrah Univ. Biology Dept., Education Coll., Basrah Univ.
- 94. Oda T, Uchida K, Mori A., 1999. - :** Effects of high temperature on the emergence and survival of adult *Culex pipiens molestus* and *Culex quinquefasciatus* in Japan. *J Am Mosq Contr Assoc* 15: 153 - 156.
- 95. Olayemi IK, Ande AT., 2008.- :** Survivorship of *Anopheles gambiae* in relation to malaria transmission in Ilorin, Nigeria. *Online J Health Allied Sci* , 7(3):1 – 5.
- 96. Papierok B, Croset H, Rioux J A., 1975.- :** Estimation de l'effectif des populations larvaires d'*Aedes cataphylla* Dyar, 1916 (Diptera, Culicidae). II. Méthode utilisant le coup de louche ou dipping. *Cahiers ORSTOM, série Entomologie médicale et Parasitologie* 13: 47-51.
- 97. Patrick M L, Gonzalez R J, Wood C M Wilson R W, Bradley T J, Val A L., 2002b.- :** The characterization of ion regulation in Amazonian mosquito larvae: Evidence of phenotypic plasticity, population-based disparity, and novel mechanisms of ion uptake. *Physiol. Biochem. Zool.* 75, 223-236.
- 98. Petavy G, David JR, Gibert P , Moreteau B., 2001.- :** Viability and rate of development at different temperatures in *Drosophila*: a comparison of constant and alternating thermal regimes. *Journal of Thermal Biology* 26, 29–39.

Les références bibliographiques

- 99. Petersen JJ et Chapman HC., 1970.-** : Chemical characteristics of habitats producing larvae of *Aedes sollicitans* , *Aedes taeniorhynchus* , and *Psorophora confinnis* in Louisiana. Mosquito News30, 156-161.
- 100.Pialoux G, Gauzere B, Jaureguiberry S, Strobel M., 2007. -** Chikungunya, an epidemic arbovirus. Lancet Infect. Dis. 2: 319-327.
- 101.Pihan JC. 1986. -** : Les Insectes, Paris. New York., Barcelone. Masson - 160p.
- 102.Rageau J et Adam JP., 1952.-** :Culicidae du Cameroun. Ann. Parasit. Hum. Comp., 27: 610 -635.
- 103.Rehimi N , Soltani N., 1999.-** : laboratory evaluation of Alsystin, a chitin synthesis inhibitor, against *Cx.pipiens pipiens* L.(Diptera : Culicidae): effects on development and cuticlesecretion.J. Appl.Entomol.123:437-441.
- 104.Reisen WK, Milby MM, Bock ME., 1984. -** : The effects of immature stress on selected events in the life history of *Culex tarsalis*. Mosquito News, 44, 385–395.
- 105.Rhodain F et Perez C., 1985. -** Précis d'entomologie médicale et vétérinaire – Notions d'épidémiologie des maladies à vecteurs. Paris. pp: 458.
- 106.Rioux JA., 1958.-** : Les Culicidae du « Midi » méditerranéen.Etude systématique et écologique, Ed. Paulle chevalier, Paris : 301 p.
- 107.Robert., 2001.-** : Les Insectes. Editeur Delachaux & Niestle, Edition mise jour par Jacque d'Aguilar .4 édition. Par 2001. Février 2001.p461. salés, d'*Aedes mariae* des rock Pools littoraux et de *culex pipiens* des zones urbaines de la région occidentale algérienne. Thèses Doc.d'état. Univ. Tlemcen : 203p.
- 108.Rodhain F et Perez C., 1985.-** : Précis d'entomologie médicale et vétérinaire. Notion d'épidémiologie des maladies à vecteurs. Ed. Maloine, 458 p.
- 109.Rueda LM, Patel KJ, Axtell RC, Stinner RE., 1990.-** : Temperature-dependent development and survival rates of *Culex quinquefasciatus* and *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). J. Med. Entomol. 27, 892–898.

Les références bibliographiques

- 110.Schaffner F, Fonseca DM, Keyghobadi N, Malcolm CA, Mehmet C, Mogi M and Wilkerson RC., 2004.** - : Emerging vectors in the *Culex pipiens* complex. Science, 303(5663), 1535-1538.
- 111.Schaffner, F., 2001.** - : eds., the mosquitoes of Europe, IRD éditions and EID Méditerranée ed. (Paris).
- 112.Seguy E., 1947.-:** La vie des mouches et des moustiques. ED. P. lechevalier, Paris, 252 p.
- 113.Seguy., 1951.** - : Ordre des Diptères (Diptera Linné, 1758): 449-744 in Grasse P-P., 1951 – Traité de zoologie, anatomie, système nerveux, biologie. Insectes supérieurs et Hémiptéroïdes. Tome X, fasc., 975 p.
- 114.Shelton RM., 1973.** - : The effect of temperatures on development of eight mosquito species. Mosquito News, 33, 1–12.
- 115.Semenza JC, Menne B., 2009.- :** Climate change and infectious diseases in Europe.Lancet Infect. Dis. 9 (June (6)), 365–375 .
- 116.Senevet G, Quievreux L., 1941.- :** Les moustiques de la Martinique. (2e Memoire). Arch. Inst. Pasteur Alger. 19:248-264, ill.
- 117.Senevet G ,Andarelli L., 1959.- :** Un nouveau caractère pour la diagnose des larves de *Culex*. Arch. Inst. Pasteur, Algérie, 37 (3): 447- 461.
- 118.Senevet G , Andarelli L., 1963.- :**Les moustiques de l'Afrique du Nord et du bassin méditerranéen III: Les *Aedes* 1^{ère} partie : Généralités. Arch. Inst. Pasteur. Algérie, 41, 115 - 141.
- 119.Siegel JP, Novak RJ, Ruesink WG. 1994.** - : Relationship between wing length and dry weight of mosquitoes. Journal of the American Mosquito Control Association. 1994; 10:186-196.
- 120.Siengre G., 1974.- :**Contribution à l'étude physiologique d'*Aedes* (*Ochlerotatus*) *caspius* (pallas, 1771) (Nematocera, Culicidae).Ecllosion, dormance, développement, fertilité, thèse d'état science. Univ du languedoc, 285p.
- 121.Simsek FM., 2004.-** Sesonal larval and adult population dynamics and breeding habitat diversity of *Culex tritaeniorhynchus* (Diptera culicidae) in the Gobasi district , Atken , Turkey journal of Zoologie Turk J Zool., : 28, 337.

Les références bibliographiques

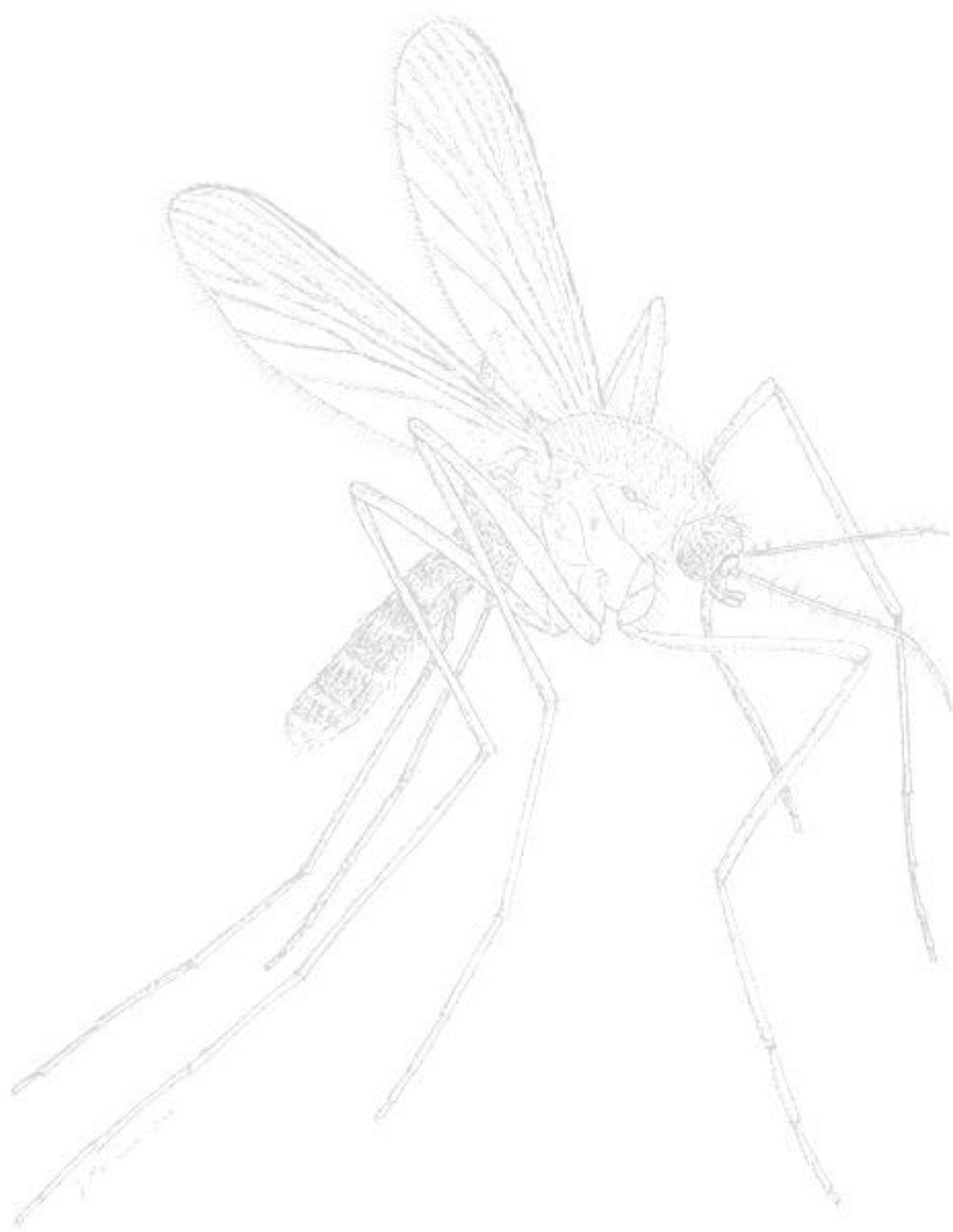
122. **Smithburn KC, Hughes, TP, Burke AW, Paul JH. 1940.** - : A neurotropic virus isolated from the blood of a native of Uganda. *Am. J. Trop. Med.* 20, 471–492.
123. **Soledad FM, Cristina MM, Fischer S, Pablo WO, Schweigmann N. 2000.**- : Effects of flooding and temperature on *Aedes albifasciatus* development time and larval density in two rain pools at Bueno Aires University City. *Mem Inst Cruz* 95 (6): 787 – 793.
124. **Stephanou G, Alahiotis SN, Marmaras VJ, Christodoulou C., 1983.**- : Heat shock response in *Ceratitis capitata*. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 74, 425–432.
125. **Stobbart RH., 1971.**- : Evidence for Na^+/H^+ and $\text{Cl}^-/\text{HCO}_3^-$ exchanges during independent sodium and chloride uptake by the larvae of the mosquito *Aedes aegypti* (L.). *J. Exp. Biol.* 54, 19-27.
126. **Strange K, Phillips J E, Quamme G A., 1982.**- : Active HCO_3^- secretion in the rectal salt gland of a mosquito larva inhabiting NaHCO_3 - CO_3 lakes. *J. Exp. Biol* 101, 171-186.
127. **Strange K, Phillips JE., 1985.** - : Cellular mechanism of HCO_3^- and Cl^- transport in insect salt gland. *J. Membr. Biol.* 83, 25-37.
128. **Suaya JA. et al. 2009.**- : Cost of Dengue Cases in Eight Countries in the Americas and Asia: A Prospective Study. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 80: 846-855.
129. **Swellengrebel NH, Buck A., 1933.**- : The Dutch breeds of l'"*Anopheles maculipennis*" and their reports with the Italian races. *Bulletin de la Sociét de Pathologie Exotique.* ; 26:273-282.
130. **Taai K , Harbach RE., 2015.**- : Systematics of the *Anopheles barbirostris* species complex (Diptera: Culicidae: Anophelinae) in Thailand: The *Anopheles Barbirostris* Complex. *Zoological Journal of the Linnean Society.* 174 p 244–264.
131. **Takken W, Knols B.G.J., 2007.** - : Emerging pests and vector-borne diseases in Europe. Wageningen Academic Publishers edn. Wageningen, the Netherlands.
132. **Tchuinkam T, Simard F, Lélé-Defo E, Téné-Fossog B, Tateng-Ngouateu A, Antonio Nkondjio C, Mpoame M, Toto JC, Njiné T, Fontenille D,**

Les références bibliographiques

- Awono-Ambéné HP., 2010.-:** Bionomics of Anopheline species and malaria transmission dynamics along an altitudinal transect in Western Cameroon. BMC Infect Dis,10(1):119 –130.
- 133.Tine Djebbar F, Larhem AB, Soltani N., 2011.- :** Enzyme immunoassay measurements of the molting hormone in different post-embryonic stages of two mosquito species, *Culex pipiens* and *Culiseta longiareolata*. African Journal of Biotechnology; 10(67):15195-15199.
- 134.Tolle M., 2009** Mosquito-borne diseases. Curr Probl Pediatr Adolesc Health Care 39: 97-140.
- 135.Trari B, Dakki M, Himmi O, Elgabani M., 2003.- :** Les Moustiques (Diptera : Culicidae) du Maroc. Revue bibliographique (1916-2001) et inventaire des espèces. Bull. Soc. Pathol. Exot. 95(4) : 329-334.
- 136.Tun Lin W, Burkot TR, Kay BH., 2000. - :** Effects of temperature and larval diet on development rates and survival of the dengue vector *Aedes aegypti* in north Queensland Australia. Med. Vet. Entomol. 14, 31–37.
- 137.Van Den Heavel MJ., 1963.- :**The effect of rearing temperature on the wing length, thorax length, leg length and ovariole number of the adult mosquito *Aedes aegypti* (L.) Transactions of the Royal Entomological Society of London, 1963; 115: 197-216.
- 138.Van Thiel RH., 1927.- :** Sur l'origine des variations de taille de *Anopheles maculipennis* dans les Pays-Bas. Bulletin de la Société de Pathologie Exotique. ; 20:366-390.
- 139.Villeneuve F, Desire CH., 1965.- :** Zoologie. 1 ère M'.Edition. Edi BORDAS, 335p.
- 140.Warrell D, Gilles H., 2002.-** Essential Malariology. 4th edition. London: Arnold.
- 141.White MT, Griffin JT, Churcher TS, Ferguson NM, Basáñez MG, Ghani AC., 2011.-** Modelling the impact of vector control interventions on *Anopheles gambiae* population dynamics. Parasit Vectors ,4: 153– 153
- 142.Wiederholm T., 1984. - :** Responses of aquatic insects to environmental pollution. In The Ecology of Aquatic Insects (ed. V. H. Resh and D. M.Rosenberg), pp. 508-557. New York: Praeger Publishers.

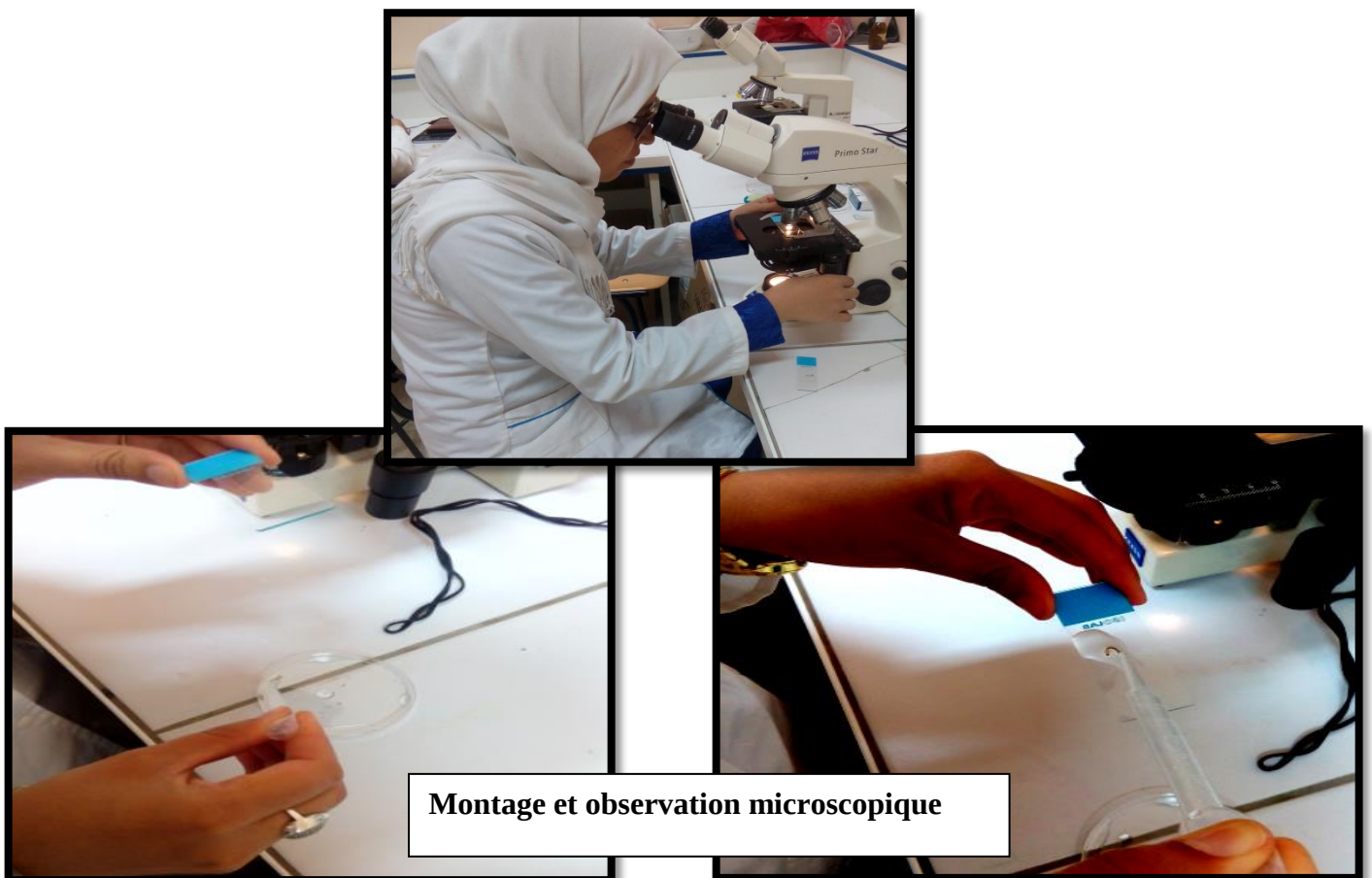
Les références bibliographiques

- 143.Wiggles W., 1972.-** : The principal of Insect physiology. Seventh Edi. Chapman and Hall.444p. with special reference to relation of larvae to bacteria. Jap. J. Zool . 12, 391- 400.
- 144.Yoshioka M, Couret J, Kim F, McMillan J, Burkot TR, Dotson EM, Kitron U, Vazquez-Prokopec GM., 2012.-** : Diet and density dependent competition affect larval performance and oviposition site selection in the mosquito species *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae). Par Vect. 5: 225.
- 145.Zaidi , Aissaoui L., 2007.-** : Etude Systématique et lutte Biologique Avec Bacillus ThuringiensisVectobac (D.W.G) contre les moustiques. Mim de Magistère.Uni de Tebessa. 116p.



Annexes

Annexes



Annexes

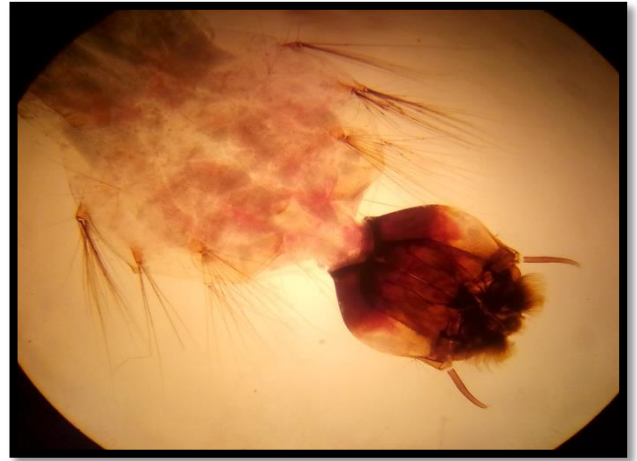


Élevage au laboratoire (originale 2018).

Annexes



Les œufs de *Culiseta longiareolata*
(Originale 2018).



Larve de *Culiseta longiareolata*
(Originale 2018).



Nymphe (originale 2018).



Male (originale 2018).

Annexes



Etuve pour les déferlantes températures (original).

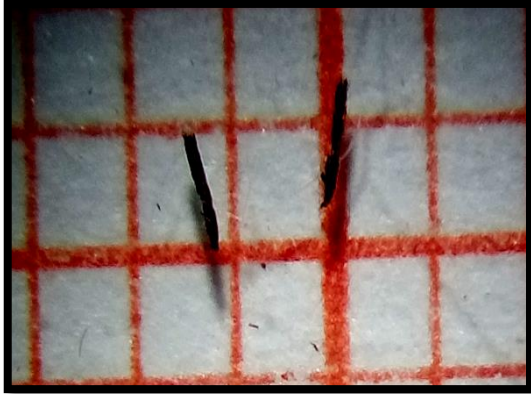


Les larves dans l'étuve (Original).

Annexes

Exemples de la morphométrie de *Culiseta longireolata* :

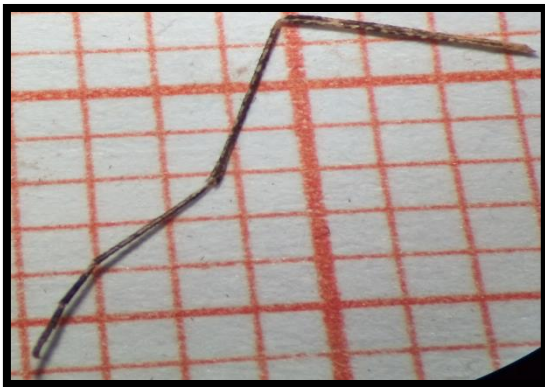
1. Femelle :



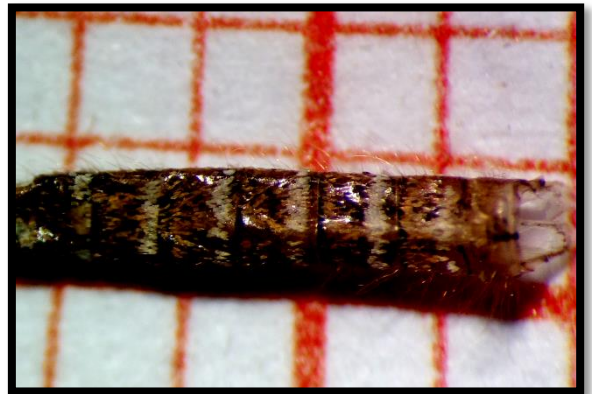
Palpes (originale 2018).



Antenne (originale 2018)



Patte II (originale 2018).



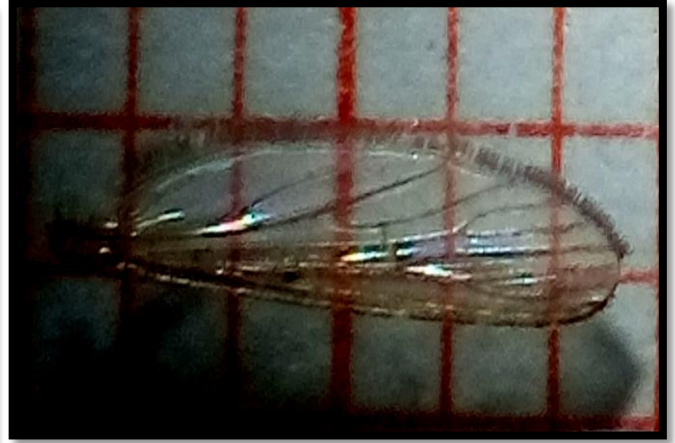
Abdomen (originale 2018).

Annexes

2. Les Males :



Antenne (originale 2018).



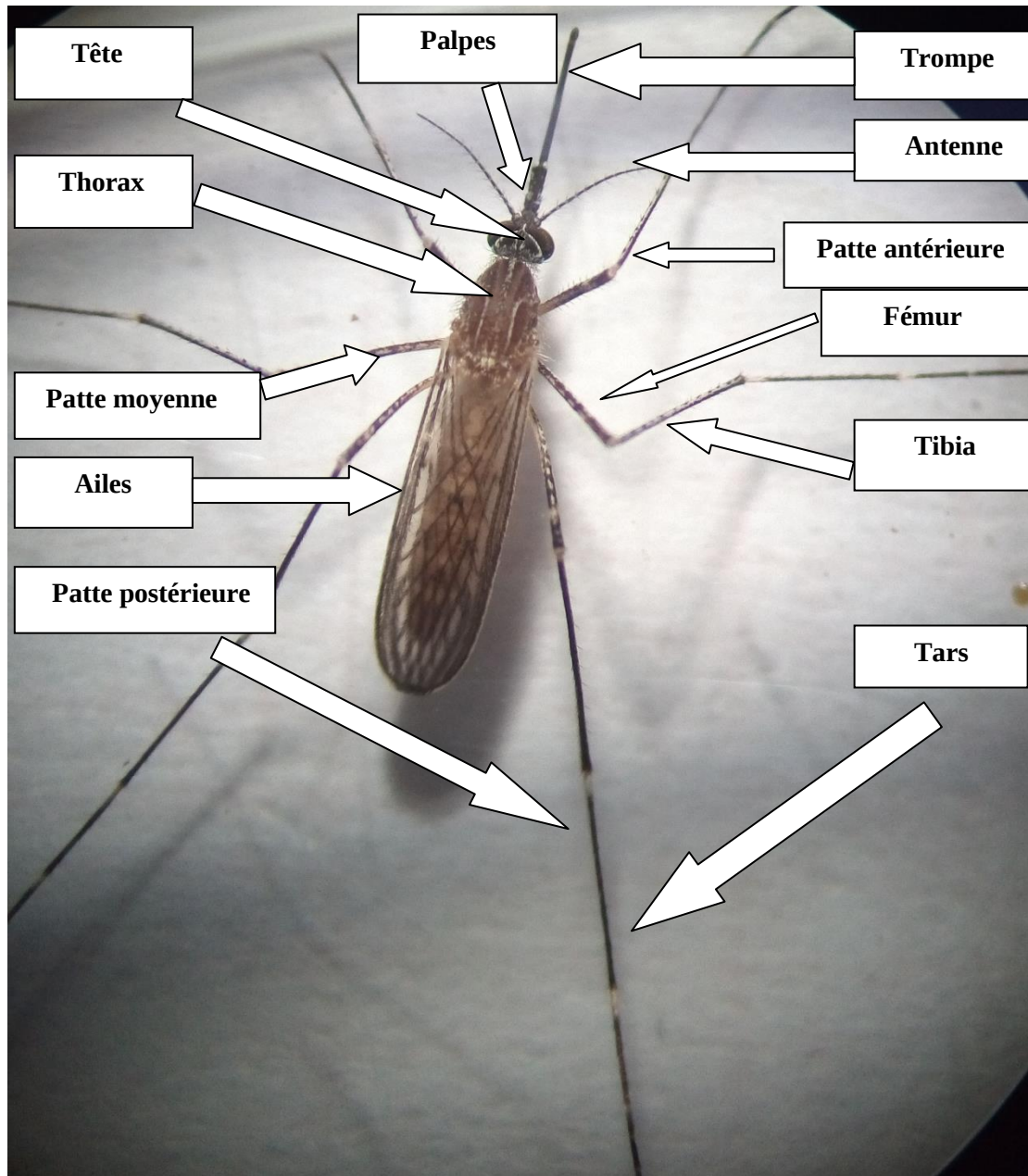
Aile (originale 2018).

3. Les larves :



Larves de *Culiseta longiareolata* (original 2018).

Annexes



Morphologie générale d'un adulte de Culicinae (*Culiseta longiareolata*) (**originale 2018**).

Résumé

Les Culicidés constituent les insectes piqueurs les plus nuisibles aux populations et continuent de transmettre des maladies infectieuses animales et humaines. Notre étude offre une contribution significative en comprenant plus profondément les réponses physiologiques des larves de moustique à travers l'impact des paramètres physico-chimiques. Les paramètres physico-chimiques pris en charge étaient : la Température, et le pH sur la survie de *Culiseta longiareolata*. Pour étudier l'effet de pH et de la température de l'eau sur le cycle de vie et le comportement des larves de moustiques, nous utilisons une gamme de solution tamponnées de pH 0 à 14 à partir de solution commerciale d'acide chlorhydrique et de Soude. Nous utilisons aussi une étuve pour les différentes températures d'incubation. Les résultats acquis ont montré que les larves de cette espèce peut tolérer aux gammes de pH qui comprise entre 6 à 12, les valeurs extrêmes de pH ont été mortelles pour la survie des deux stades L1 et L4.

Le cycle de vie de notre espèce de *Culiseta longiareolata* a été nettement différent dans les différentes valeurs de températures (15, 20 et 30 °C). Pour les deux premières valeurs, ce cycle a duré $30 \pm 1,41$, et $27,33 \pm 0,88$ jours respectivement. Alors que pour la valeur de température de 30 °C, la durée de cycle de vie a été de l'ordre de $24,5 \pm 1$, jours.

Mots clés: Culicidés, maladies infectieuses, physico-chimiques, pH, Température, cycle de vie.

Résumé

Les Culicidés constituent les insectes piqueurs les plus nuisibles aux populations et continuent de transmettre des maladies infectieuses animales et humaines. Notre étude offre une contribution significative en comprenant plus profondément les réponses physiologiques des larves de moustique sur l'impact des paramètres physico-chimiques. Les paramètres physico-chimiques mesurés étaient : la Température, et pH sur la survie de *Culiseta longiareolata*. Pour étudier l'effet de pH et température de l'eau sur le cycle de vie et le comportement des larves de moustiques, nous utilisons une gamme de solution tamponnées de pH 0 à 14 à partir de solution commerciale d'acide chlorhydrique et de Soude, nous utilisons aussi une étuve pour la déférente température d'incubation. Les résultats acquis ont montré que les larves de cette espèce peut tolérer les gammes de pH qui comprise entre 6 à 12, les valeurs extrêmes de pH ont été mortelles pour la survie des deux stades L1 et L4.

Le cycle de vie de notre espèce de *Culiseta longiareolata* a été nettement différent dans les différentes valeurs de températures (15, 20 et 30 °C). Pour les deux premières valeurs, ce cycle a duré $30 \pm 1,41$, et $27,33 \pm 0,88$ jours respectivement. Alors que pour la valeur de température de 30 °C, la durée de cycle de vie a été de l'ordre de $24,5 \pm 1$, jours.

Mots clés: Culicidés, maladies infectieuses, physico-chimiques, pH, Température, cycle de vie

Summary

Culicidae are the stinging insects most damaging to the populations and continue to transmit infectious animal and human diseases. Our study offers a significant contribution by understanding more deeply the physiological responses of mosquito larvae on the impact of physicochemical parameters. The physicochemical parameters measured were: Temperature and pH on the survival of *Culiseta longiareolata* species. To study the effect of pH and temperature of the water on the life cycle and the behavior of mosquito larvae, we use a range of buffered solution of pH 0 to 14 from a commercial solution of hydrochloric acid and sodium hydroxide; we also use an oven for different incubation temperature. The acquired results showed that the larvae of this species can tolerate ranges of pH from 6 to 12; the extreme pH values were fatal for the survival of the two larval stages L1 and L4.

The life cycle of our *Culiseta longiareolata* was significantly different in the different temperature values (15, 20 and 30 °C). For the first two values, this cycle lasted 30 ± 1.41 and 27.33 ± 0.88 days respectively. Whereas for the temperature value of 30 °C, the life cycle duration was of the order of 24.5 ± 1 , days.

Keywords: Culicidae, infectious disease, physicochemical, pH, temperature, life cycle.

Sommaire

1.	Introduction.	1
2.	Matériels et méthodes.	5
2.1.	Présentation du matériel biologique.	5
2.1.1.	Définition.	5
2.1.2.	Taxonomie et morphologie.	5
2.1.2.1.	Taxonomie.	5
2.1.2.2.	Morphologie général des Culicidés.	5
2.1.2.1.	L'œuf.	6
2.1.2.2.2.	La larve.	7
a.	La tête.	8
b.	Le thorax.	9
c.	L'abdomen.	9
2.1.2.2.3.	la nymphe.	10
2.1.2.2.4.	L'adulte.	10
a.	La Tête.	11
b.	Le thorax.	11
c.	L'abdomen.	11
2.1.3.	Cycle de vie.	12
2.1.3.1.	L'accouplement.	12
2.1.3.2.	L'oviposition et développement des stades aquatique.	12
2.1.3.3.	Développement des stades adultes.	13
2.1.4.	Etude éthologique des Culicidés.	16
2.1.4.1.	les rythmes saisonniers.	16
2.1.4.2.	Hôte et comportement trophique.	16
2.1.5.	Rôle écologique.	16
2.1.6.	Rôle pathogène des Culicidés.	17
2.1.7.	Les maladies vectorielles.	17
2.1.7.1.	Le paludisme.	17
2.1.7.2.	La fièvre du West Nile.	17
2.1.7.3.	La fièvre jaune.	17
2.1.7.4.	La dengue.	17
2.1.7.5.	Le chikungunya.	18
2.1.7.6.	La Filariose.	18

Sommaire

2.2.	Méthodologie de travail.	18
2.2.1.	Echantillonnage.	18
2.2.1.1.	La capture au filet.	18
2.2.1.2.	La capture sur appât humain.	18
2.2.1.3.	La récolte des larves.	18
2.3.	L'identification des espèces.	19
2.4.	Travail au laboratoire.	20
2.4.1.	Le montage des larves du IVème stade.	20
2.4.2.	Le montage d'un moustique adulte.	21
2.5.	L'élevage des moustiques dans le laboratoire.	21
2.6.	pH et température.	22
2.6.1.	pH.	22
2.6.2.	Température.	23
2.7.	Préparation des différents milieux de pH.	23
2.8.	Elevages des stades immatures dans différentes Température.	24
2.9.	Analyses statistiques.	24
2.10.	L'étude morphométrique.	25
3.	Résultats.	27
3.1.	présentation de l'espèce étudiée.	27
3.1.1.	Caractéristiques.	27
3.1.2.	Caractères morphologique.	27
3.2.	Etude de développement des larves de <i>Culiseta longiareolata</i> dans un gradient de PH de l'eau d'élevage.	29
3.2.1.	La mortalité observée de deux stades larvaires L1 et L4 en fonction de temps d'exposition.	29
3.2.2.	La sensibilité des larves exposées aux différents pH.	30
3.2.2.1.	La mortalité observée en fonction de stade larvaire après le premier jour d'exposition.	33
3.2.2.2.	. La mortalité observe en fonction de stade larvaire après le quatrième jour d'exposition.	31
3.2.2.3.	La mortalité observe en fonction de stade larvaire après le septième jour.	32
3.2.3.	La moralité de deux stades larvaires exposés au différents PH.	33

Sommaire

3.2.3.1.	La moralité de deux stades dans le premier jour en fonction de pH.	33
3.2.3.2.	La moralité de deux stades dans le quatrième jour en fonction de pH.	34
3.2.3.3.	La moralité de deux stades dans le septième jour en fonction de pH.	35
3.4.	Etude de l'effet de la température.	36
3.4.1.	Etude de l'effet de la température sur le développement et le Cycle de vie de <i>Culiseta longiareolata</i> .	36
3.4.2.	La durée de cycle de vie en fonction de température.	37
3.4.3.	Décalage de cycle de vie dans les différentes températures.	38
3.5.	Etude morphométrique.	39
3.5.1.	Les mensurations de 26 critères descriptifs sélectionnés pour les femelles et les mâles adultes.	39
3.5.2.	les mensurations moyennes de 26 critères relatifs aux femelles.	40
3.5.3.	les mensurations moyennes de 26 critères relatifs aux mâles.	41
3.5.4.	Les mensurations en fonction de stade larvaire.	42
4.	Discussion.	44
4.1.	<i>Culiseta longiareolata</i> .	44
4.2.	Etude de développement des larves de <i>Culiseta longiareolata</i> dans un gradient de pH de l'eau d'élevage.	42
4.3.	L'effet de la température sur le développement des stades immatures.	46
4.4.	Etude morphométrique.	50
5.	Conclusion.	52
	Références bibliographiques.	54
	Annexes.	69
	Résumés.	77

ملخص

يعد البعوض من الحشرات الأكثر ضررا للإنسان والحيوان وهذا ينقلها للعديد من الأمراض هاته الدراسة تساهم في معرفة الاستجابات الفيزيولوجية ليرقات البعوض تحت تأثير العوامل الفيزيائية والكيميائية للماء.

العاملين المدروسين هما درجة الحموضة وحرارة الماء وتأثيرهما على نوع الكلستا ولدراسة تأثير العاملين على هذا النوع قمنا بتربية اليرقات في درجات حموضة مختلفة من 0 الى 14 ليرقات الطور الاول والرابع باستخدام حمض الكلوريد وقاعدة الصودا كما استخدمنا للعامل الثاني درجات حرارة ثابتة لهاته الأطوار النتائج المحصل عليها أثبتت أن اليرقات تحملت الاوساط الحمضية بين 6 و 12 بينما كانت القيم الحدية أين الوسط قاعدي او حمضي قاتلة لكلا الطورين .أكملت اليرقات دورة حياتها أين كانت درجات الحموضة . محصورة بين 6.5 الى 8.5

دورة حية نوع الكلستا كانت مختلفة اختلافا واضحا بين درجات الحرارة المستعملة (15-20-30.م°) بالنسبة للدرجتين الأولتين كانت المدة على التوالي حوالي 30 و 27 يوم بينما في درجة الحرارة ال 30 شهدت المدة تناقصا وصل الى 24 يوم تقريبا

الكلمات المفتاحية

البعوض, الأمراض المتنتقلة, الخصائص الفيزيائية والكيميائية درجة الحموضة , الحرارة , دورة الحياة.