



République Algérienne Démocratique et Populaire  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique  
Université Larbi Tébessi - Tébessa  
Faculté des Sciences Exactes et des Sciences de la Nature et de la Vie  
Département de Biologie Appliquée



**MEMOIRE DE MASTER**

**Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie**

**Filière : Sciences Biologiques**

**Option : Biologie Moléculaire et Cellulaire**

**Thème :**

**Activité larvicide de l'extrait apolaire  
d'*Artemisiacampestris* à l'égard d'une espèce de  
moustique, *Culex pipiens***

**Elaboré par :**

**CHENIKHAR MANAR**

**GRAIDIA BOUTHAINA**

**Devant le jury :**

<b>Dr. TINE-DJEBBAR FOUZIA</b>	<b>PROF</b>	<b>U. de Tébessa</b>	<b>Présidente</b>
<b>Dr. ZEGHIB ASSIA</b>	<b>MCA</b>	<b>U. de Tébessa</b>	<b>Promotrice</b>
<b>Dr. BENLAKEHAL AMMAR</b>	<b>MAA</b>	<b>U. de Tébessa</b>	<b>Examineur</b>

**Année universitaire :2020/2021**

*Note:*

*Mention:*



République Algérienne Démocratique et Populaire  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique  
Université Larbi Tébessi - Tébessa  
Faculté des Sciences Exactes et des Sciences de la Nature et de la Vie  
Département de Biologie Appliquée



**MEMOIRE DE MASTER**

**Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie**

**Filière : Sciences Biologiques**

**Option : Biologie Moléculaire et Cellulaire**

**Thème :**

**Activité larvicide de l'extrait apolaire  
d'*Artemisiacampestris* à l'égard d'une espèce de  
moustique, *Culex pipiens***

**Elaboré par :**

**CHENIKHAR MANAR**

**GRAIDIA BOUTHAINA**

**Devant le jury :**

<b>Dr. TINE-DJEBBAR FOUZIA</b>	<b>PROF</b>	<b>U. de Tébessa</b>	<b>Présidente</b>
<b>Dr. ZEGHIB ASSIA</b>	<b>MCA</b>	<b>U. de Tébessa</b>	<b>Promotrice</b>
<b>Dr. BENLAKEHAL AMMAR</b>	<b>MAA</b>	<b>U. de Tébessa</b>	<b>Examineur</b>

**Année universitaire : 2020/2021**

*Note:*

*Mention:*

## المخلص

أجريت هذه الدراسة بهدف تقييم طريقة جديدة للسيطرة على يرقات *Culex pipiens*، ناقلات الأمراض الطفيلية، من خلال زيادة الاهتمام باستخدام المستخلصات النباتية كمبيد حشري حيوي. تهدف طريقة العمل التي اعتمدها إلى تقييم نشاط إبادة اليرقات للمادة النباتية من نبات *Artemisia campestris* على هذا النوع من البعوض من منطقة تبسة، وقد تم تحديد جانب واحد فقط.

جانب المستقلب: النتائج التي تم الحصول عليها بعد معالجة يرقات *Cx. pipiens* عن طريق مستخلص نبات *Artemisia campestris* مع *LC25* و *LC50* ، في فترات زمنية مختلفة (24 ، 48 ، 72 ساعة) ، تظهر:

✓انخفاض في محتوى الدهون.

✓زيادة في مستوى الكربوهيدرات.

✓زيادة في محتوى البروتين.

الكلمات المفتاحية: *Artemisia campestris*، *Culex pipiens*، المستخلص، المستقلبات.

## Abstract

This study was carried out with the aim of evaluating a new method of controlling *Culex pipiens* larvae, vectors of parasitic diseases, by bringing major interest to the use of plant extracts as a bio-insecticide. The work method that we have adopted aims to evaluate the larvicidal activity of the plant material of *Artemisia campestris* on this species of mosquito from the Tébessa region, only one aspect has been determined.

Metabolite aspect: the results obtained after treatment of *Cx. pipiens* larvae by *Artemisia campestris* extract with LC<sub>25</sub> and LC<sub>50</sub>, at different time periods (24, 48, 72 hours), show:

- ✓ A reduction in lipids content;
- ✓ An increase in the level of carbohydrates;
- ✓ An increase in proteins content.

**Key words:** *Culex pipiens*, *Artemisia campestris*, extract, metabolites.

## Résumé

Cette étude a été réalisée dans le but d'évaluer une nouvelle méthode de lutte contre les larves de *Culex pipiens*, vecteurs de maladies parasitaires, en apportant un intérêt majeur à l'utilisation des extraits de plantes comme bio-insecticide. La méthode de travail que nous avons adoptée, vise l'évaluation de l'activité larvicide de la matière végétale d'*Artemisia campestris* chez cette espèce de moustique de la région de Tébessa, un seul aspect a été déterminé.

**Aspect métabolites :** les résultats obtenus après traitement des larves de *Cx. pipiens* par l'extrait d'*Artemisia campestris* avec la CL<sub>25</sub> et la CL<sub>50</sub>, à différentes périodes (24, 48, 72 heures), montrent :

- ✓ une réduction du contenu en lipides ;
- ✓ une augmentation du niveau des glucides ;
- ✓ une augmentation du contenu en protéines.

**Mots clés :** *Culex pipiens*, *Artemisia campestris*, extrait, métabolites.

# *Dédicaces*

*Comme symbole d'une profonde gratitude et de dévouement nous dédions  
ce modeste travail en premier lieu :*

- *A toute notre chère famille et particulièrement nos chers parents, Parce que sans vous nous ne serons pas là, merci pour tout votre amour et votre soutien, pendant toutes ces années, et encore aujourd'hui, et encore demain. Pour la merveilleuse enfance que vous nous avez donnée et à laquelle il ne manquait rien.*
- *A nos chers sœurs et frères qui nous ont toujours soutenu et ont donné la force pour persévérer dans les pires moments.*
  - *A tous nos amis.*

**MANAR et BOUTHAINA**

# **Remerciements**

*Nous remercions Dieu tout puissant de nous avoir donné le courage, la patience et la force tout le long de nos études.*

*Ce travail a été réalisé à l'Université Larbi Tébessi-TEBESSA, Faculté des Sciences Exactes et des Sciences de la Nature et de la Vie, Département de Biologie Appliquée, sous la responsabilité de notre promotrice **Dr. ZEGHIB Assia**, que rien n'aurait été possible sans sa présence. Elle nous a épaulé durant la réalisation de notre travail en nous poussant pour finaliser ce mémoire dans les meilleurs délais. En plus de ses qualités scientifiques, sa patience, ses précieux conseils et critiques constructifs nous ont bien marqués.*

*Nous tenons aussi à remercier les membres de jury, **Dr. TINE –DJEBBAR FOUZIA** et **Dr. BENLAKEHAL AMMAR**, pour avoir accepté de juger notre modeste travail.*

*Nous remercions également les ingénieurs de laboratoires des départements de Biologie appliquée et Biologie des êtres vivants pour leurs aides et soutien moral.*

*Un merci collectif à tous les enseignants du département de Biologie de l'Université de Tébessa ainsi qu'à nos collègues.*

*Et finalement, le plus grand merci à nos chers parents pour nous avoir encouragés, depuis que nous sommes toutes petites, à étudier et à nous surpasser.*

## Abréviations et symboles

**%**: Pourcentage.

**L4**: Larve de 4ème stade.

**mg/mL**: Milligramme par millilitre.

**Mg**: Milligramme.

**mL**: Millilitre.

**trs / min** : Tours / Minutes

**V** : Volume

**TCA** : Acide trichloroacétique

**NaOH** : Hydroxyde de sodium

**µL**: Microlitre.

**Cx** : *Culex*

**Cs**: *Culiseta*



## Liste des tableaux

<b>Tableau N°</b>	<b>Titre</b>	<b>Page</b>
<b>01</b>	<b>Principaux flavonoïdes rencontrés chez <i>Artemisia campestris</i></b>	<b>15</b>
<b>02</b>	<b>Dosage des glucides totaux chez les moustiques : réalisation de la gamme d'étalonnage.</b>	<b>23</b>
<b>03</b>	<b>Dosage des lipides totaux chez les moustiques : réalisation de gamme d'étalonnage.</b>	<b>24</b>
<b>04</b>	<b>Dosage des protéines totales chez les moustiques : réalisation de la gamme d'étalonnage.</b>	<b>25</b>

## Liste des figures

Figure N°	Titre	Page
01	<i>Culex pipiens</i>	2
02	Cycle de développement de <i>Culex pipiens</i>	3
03	Nacelle d'œufs de <i>Culex pipiens</i>	3
04	Morphologie générale d'une larve du IV <sup>e</sup> stade de <i>Culex pipiens</i>	4
05	Morphologie générale d'une nymphe de <i>Culex pipiens</i>	5
06	Morphologie générale d'un moustique adulte	5
07	A gauche, tête de <i>Culex</i> mâle et femelle, A droite, tête de <i>Culex</i> mâle	6
08	Morphologie schématique et emplacement des soies du thorax en vue latérale	6
09	Aspect morphologique du siphon respiratoire	7
10	Tube digestif d'une larve de moustique au dernier stade larvaire(L4) ; organisation générale	8
11	Coupe frontale d'une L4 : situation des différents types cellulaires du mesenteron	8
12	Différentes parties d'une patte de <i>Culex pipiens</i>	9
13	Morphologie des ailes de <i>Culex pipiens</i>	10
14	Morphologie schématique de l'appareil génital femelle	11
15	Morphologie schématique de l'appareil génital femelle	12
16	Photo d' <i>Artemisia campestris</i>	13
17	Extrait éther de pétrole d' <i>Artemisia campestris</i> (CL <sub>25</sub> et CL <sub>50</sub> )	18
18	Gîte larvaire de la wilaya de Tébessa : Bekkaria.	19
19	Gîte larvaire de la wilaya de Tébessa : Tébessa (site 1).	19
20	Gîte larvaire de la wilaya de Tébessa : Tébessa (site 2).	19
21	Production des larves de <i>Culex pipiens</i> après l'incubation (élevage).	20
22	Traitement d'extrait apolaire éther de pétrole à l'égard des larves stade 4 nouvellement exuviées de <i>Culex pipiens</i>	21
23	Extraction et dosage des glucides, protéines et lipides totaux	22
24	Courbe d'étalonnage des Protéines	26
25	Effet de l'extrait éther de pétrole sur le contenu en protéines totales	27

<b>26</b>	<b>Courbe d'étalonnage des Glucides</b>	<b>28</b>
<b>27</b>	<b>Effet de l'extrait éther de pétrole sur le contenu en glucides totaux</b>	<b>28</b>
<b>28</b>	<b>Courbe d'étalonnage des Lipides</b>	<b>29</b>
<b>29</b>	<b>Effet de l'extrait éther de pétrole sur le contenu en lipides totaux</b>	<b>29</b>

**المخلص**  
**Abstract**  
**Résumé**  
**Dédicaces**  
**Remerciements**  
**Abréviations et symboles**  
**Liste des tableaux**  
**Liste des figures**  
**Table des matières**

Titre	page
<b>Introduction</b>	<b>1</b>
<b>APERCU BIBLIOGRAPHIQUE</b>	
<b>Chapitre I : Biologie de <i>Culex pipiens</i></b>	
<b>I. Description générale du <i>Culex pipiens</i></b>	<b>2</b>
<b>II. Description selon le cycle de développement de <i>Culex pipiens</i></b>	<b>2</b>
<b>III. Morphologie des différents stades</b>	<b>3</b>
<b>III. 1. Œufs</b>	<b>3</b>
<b>III. 2. Larve</b>	<b>4</b>
<b>III. 3. Nymphe</b>	<b>4</b>
<b>III. 4. Adulte</b>	<b>5</b>
<b>III. 4.1. Tête</b>	<b>5</b>
<b>III. 4.2. Thorax</b>	<b>6</b>
<b>III. 4.3. Abdomen</b>	<b>7</b>
<b>III. 4.4. Canal alimentaire</b>	<b>8</b>
<b>III. 4.5. Pattes</b>	<b>10</b>
<b>III. 4.6. Ailes</b>	<b>10</b>
<b>III. 4.7. Génitaux mâles</b>	<b>11</b>
<b>III. 4.8. Génitales femelles</b>	<b>11</b>
<b>IV. Position systématique</b>	<b>12</b>
<b>Chapitre II : Plante <i>Artemisia campestris</i></b>	
<b>I. Généralités</b>	<b>13</b>
<b>II. Description botanique</b>	<b>13</b>
<b>III. Position systématique</b>	<b>14</b>
<b>IV. Origine et distribution</b>	<b>14</b>

<b>V. Composition chimique</b>	<b>15</b>
<b>VI. Utilisation traditionnelle d'<i>Artemisa campestris</i></b>	<b>16</b>
<b>VII. Activités biologiques</b>	<b>16</b>
<b>VII. 1. Activité antioxydante</b>	<b>16</b>
<b>VII. 2. Activité antibactérienne</b>	<b>16</b>
<b>VII. 3. Effet insecticide</b>	<b>17</b>
<b>ETUDE EXPERIMENTALE</b>	
<b>Chapitre I : Matériels et méthodes</b>	
<b>I. Matériel d'origine végétale : Extrait éther de pétrole d'<i>Artemisa campestris</i></b>	<b>18</b>
<b>II. Elevage des larves de <i>Culex pipiens</i></b>	<b>18</b>
<b>III. Traitement</b>	<b>20</b>
<b>IV. Extraction et dosage des métabolites</b>	<b>21</b>
<b>VI.1. Glucides</b>	<b>22</b>
<b>VI.1.1. Généralités</b>	<b>22</b>
<b>VI.1.2. Dosage des glucides totaux</b>	<b>23</b>
<b>VI.2. Lipides</b>	<b>23</b>
<b>VI.2.1. Généralités</b>	<b>23</b>
<b>VI.2.2. Dosage des lipides totaux</b>	<b>24</b>
<b>VI.3. Protéines</b>	<b>24</b>
<b>VI.3.1. Généralités</b>	<b>24</b>
<b>VI.3.2. Dosage de protéines totales</b>	<b>25</b>
<b>Chapitre II : Résultats et Discussion</b>	
<b>I. Effet de l'extrait éther de pétrole sur le contenu en protéines totales</b>	<b>26</b>
<b>II. Effet de l'extrait éther de pétrole sur le contenu en glucides</b>	<b>27</b>
<b>III. Effet de l'extrait éther de pétrole sur le contenu en lipides</b>	<b>28</b>
<b>IV. Discussion</b>	<b>30</b>
<b>IV.1. Effet sur le contenu en protéines</b>	<b>30</b>
<b>IV.2. Effet sur le contenu en glucides</b>	<b>31</b>
<b>IV.3. Effet sur le contenu en lipides</b>	<b>31</b>
<b>Conclusion</b>	<b>33</b>
<b>Références bibliographiques</b>	<b>34</b>
<b>Webographie</b>	<b>41</b>



# INTRODUCTION

## Introduction

Les moustiques ont toujours été une source de nuisance pour l'Homme, principalement, en raison du fait qu'ils peuvent être vecteurs de plusieurs maladies, car leurs femelles en période de reproduction ont besoin du sang pour le développement des œufs et elles ont toujours tendance au sang humain.

Parmi ces espèces connues nous citons celles appartenant au genre *Culex*. Le moustique *Culex pipiens* est présent en zones tropicales et tempérées. Sa nuisance due aux piqûres et aux maladies qu'il véhicule (filariose, fièvre jaune...), a poussé l'Homme à le combattre activement dans de nombreux pays à l'aide d'insecticides. Au cours des dernières décennies, *Culex pipiens* a développé des résistances à une grande variété d'insecticides, faisant penser à l'utilisation d'autres moyens de lutte tels que les moyens biologiques (**Hostettmann et al. 1998**).

L'Algérie possède une flore végétale riche et diversifiée. Parmi les plantes médicinales qui constituent le couvert végétal, se trouve le genre *Artemisia*. Ce dernier est largement distribué surtout dans les régions semi-arides. De nombreuses espèces de ce genre sont utilisées en médecine traditionnelle parce qu'elles renferment plusieurs molécules douées d'activités thérapeutiques. Parmi les espèces les plus connues, se trouve *Artemisia campestris*. Cette plante largement utilisée pour traiter les troubles digestives, les ulcères, les brûlures, la diarrhée...etc. a constitué le sujet de plusieurs études qui ont déterminé sa composition chimique (**Akrout et al. 2001 ; Joao et al. 1998 ; Rauter et al. 1989 ; De Pascual et al. 1984**), ainsi que ses propriétés biologiques (**Memmi et al. 2007**).

Notre travail sera structuré en deux parties : aperçu bibliographique et partie expérimentale et se termine par conclusion et perspectives. L'étude bibliographique comporte la présentation de *Culex pipiens*, d'une part et de la plante *Artemisia campestris*, d'autre part. La partie expérimentale est divisée en :

- Matériels et Méthodes dans laquelle nous décrirons le matériel d'étude et les méthodes utilisées lors de la réalisation du travail expérimental ;
- Résultats et discussion dans laquelle nous présentons et discutons les résultats obtenus par la présente étude.

**APERÇU**  
**BIBLIOGRAPHIQUE**





# **Chapitre I:**

## ***Biologie de Culex pipiens***

### I. Description générale du *Culex pipiens*

Le moustique *Culex* (**Figure. 1**), dont la taille varie entre 4 et 10 mm est constitué de 3 parties :

- **La tête** qui comporte deux yeux, deux antennes, une trompe et deux palpes. Ces organes lui permettent de s'orienter, de détecter des odeurs et de piquer en pompant du sang.
- **Le thorax** composé de deux ailes et de trois paires de pattes.
- **L'abdomen** qui comporte les organes de digestion, de reproduction et de développement des œufs. Il augmente fortement de taille lorsque la femelle prend un repas sanguin. Les protéines contenues dans le sang permettent la maturation des œufs.

On peut reconnaître un moustique *Culex* grâce à certaines caractéristiques :

- **Les pulvilli** (système d'accroche des moustiques, situé sur les pattes) se situent à l'extrémité des pattes.
- **Les palpes** (organes sensoriels) du mâle sont généralement repliés vers le haut. (**Brunhes, 1970**)



**Figure 1.** *Culex pipiens* (Alaoui, 2009).

### II. Description selon le cycle de développement de *Culex pipiens*

Les moustiques passent dans leur cycle de vie, qui dure environ douze à vingt jours (**Kettle, 1995**), par plusieurs stades de développement, en deux phases (**Andreo, 2003, Chadwick, 1997, eid-med.org/fr, Hugnet et al, 1999**).

Les œufs, les larves et les nymphes sont aquatiques alors que, le stade adulte a une vie aérienne (**Figure. 2**).

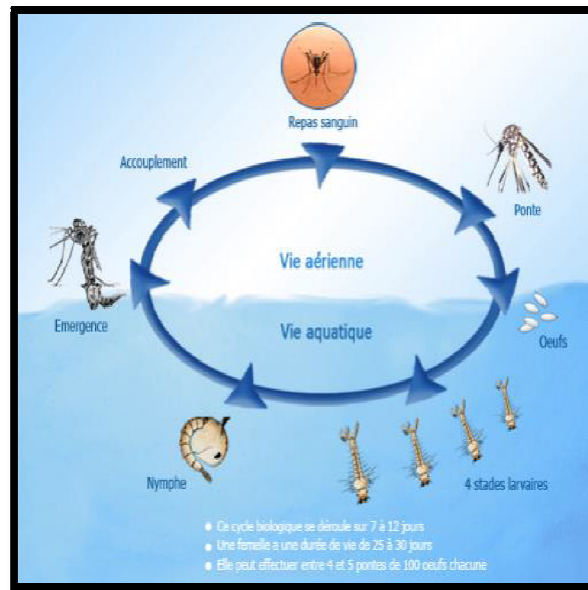


Figure 2. Cycle de développement de *Culex pipiens*(Alaoui, 2009).

### III. Morphologie des différents stades

#### III.1. Œufs

Quelques jours après la fécondation, suivant les espèces, les oeufs sont pondus par la femelle dans différents milieux. La ponte est perpendiculairement à la surface de l'eau, en nacelle (amas groupés) ([aramel.free.fr](http://aramel.free.fr)), et souvent de l'ordre de 100 à 400 oeufs et le stade ovulaire dure deux à trois jours dans les conditions de: température du milieu, pH de l'eau, nature et abondance de la végétation aquatique de même que la faune associée .

La taille d'un oeuf est d'environ 0,5 mm, blanchâtres au moment de la ponte, les œufs s'assombrissent dans les heures qui suivent (**BussieraSet Chermette, 1991**)(Figure. 3).



Figure 3. Nacelle d'œufs de *Culex pipiens*(Berchi, 2000).

### III.2. Larve

Elle est disposée obliquement par rapport à la surface de l'eau et se déplace par mouvements saccadés (BussieraSet Chermette, 1991). Son régime saprophyte est constitué de plancton et de particules organiques ingérés grâce à ses pièces buccales de type broyeur. Elle respire par un siphon. La larve évolue ainsi selon quatre stades pendant 8 à 12 jours, avant d'atteindre le stade nymphal.

Les larves des moustiques sont abondantes en été, dans les ruisseaux au cours très lent, dans l'eau des fossés, dans les mares.

On les reconnaît à l'œil nu ; elles sont vermiformes et se déplacent dans l'eau par des mouvements saccadés dus à de brusques contractions de leur corps. Ces larves mangent sans arrêt des algues et des organiques microscopiques.

Au microscope on distingue nettement une tête, un thorax et un abdomen (Benserradj,2015).(Figure. 4).

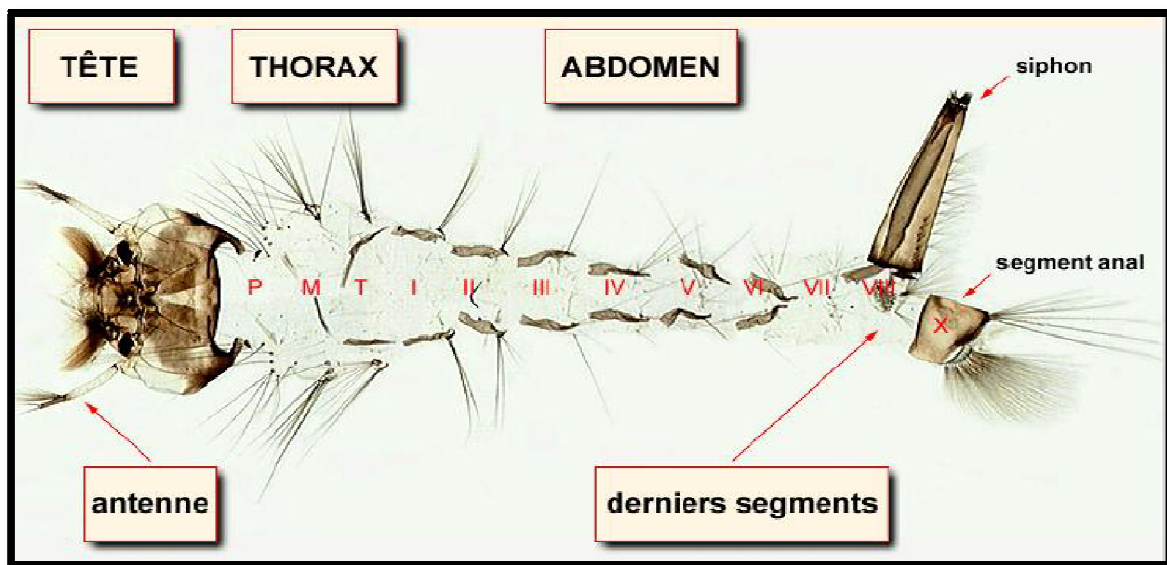


Figure 4. Morphologie générale d'une larve du IVe stade de *Culex pipiens*(Dajoz, 2007).

### III.3. Nymphe

La nymphe a une forme de point d'interrogation et respire par des trompes respiratoires situées sur le céphalothorax. Elle n'ingère par contre aucune nourriture.

Elle est extrêmement sensible et plonge dans l'eau au moindre mouvement perçu. *Culex pipiens* reste sous cette forme pendant 2 à 4 jours. A la fin de cette période, la nymphe donne un adulte mâle ou femelle. Cette étape a généralement lieu le matin (Pierrick,2014)(Figure. 5).

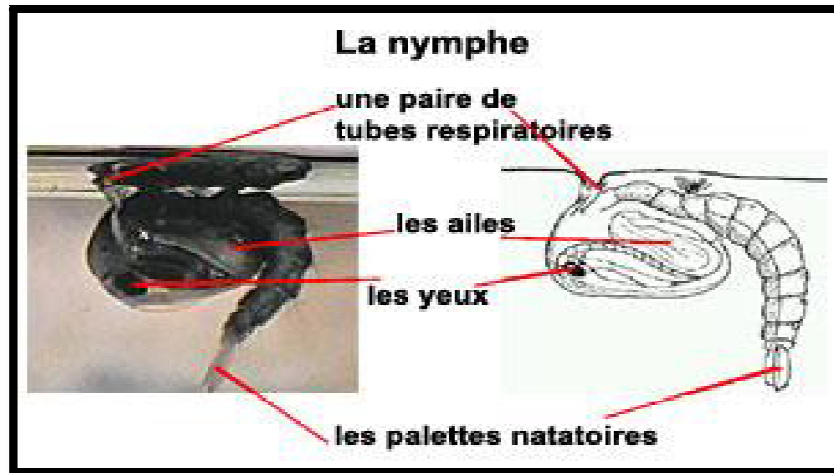


Figure 5. Morphologie générale d'une nymphe de *Culex Pipiens*(Berchi, 2000).

### III.4. Adulte

Le corps du moustique adulte est composé de trois parties : la tête, le thorax et l'abdomen (Figure. 6). Les femelles se distinguent des mâles par des antennes glabres. Les mâles ont des antennes plumeuses, et une morphologie plus effilée.

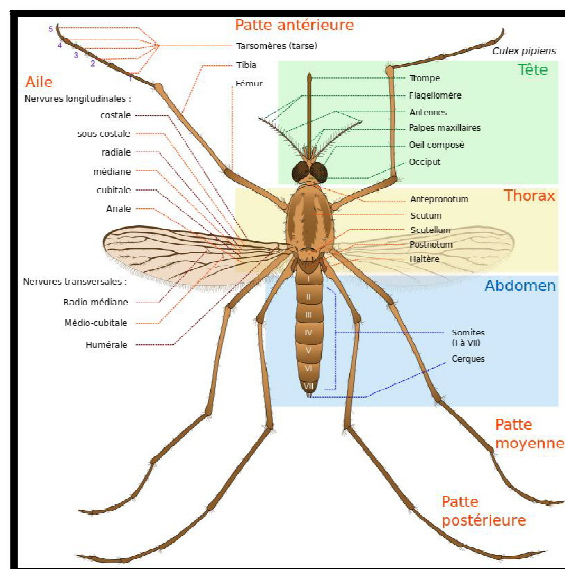


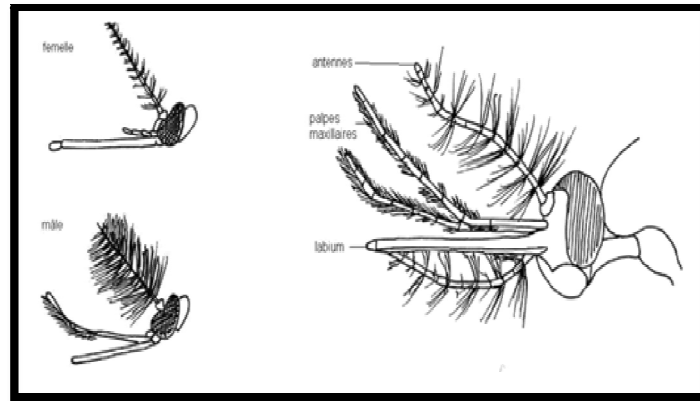
Figure 6. Morphologie générale d'un moustique adulte (Anonyme 2, 2018).

#### III.4.1. Tête

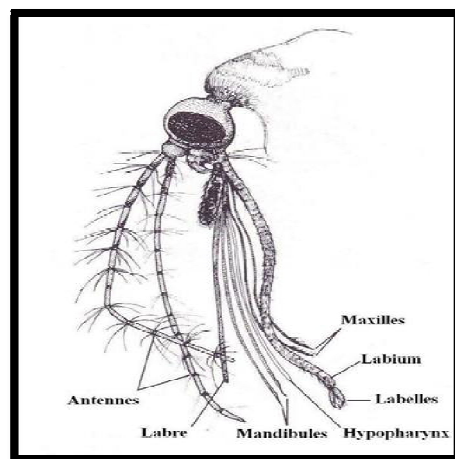
Une capsule formée de plusieurs pièces qui comporte les organes (les yeux, les antennes, et les pièces buccales).

Les yeux sont en position latérale, au nombre de deux, composés de nombreuses ommatidies. Les antennes sont composées de 15 articles chez le mâle (antennes plumeuses) et 16 articles chez la femelle (antennes glabres) (Brunhes, 1970) (Figure. 7).

Les pièces buccales constituent un ensemble appelé trompe ou proboscis, on y distingue deux mandibules, deux maxilles, l'hypopharynx et le labre qui forme un canal dans lequel remonte le sang (Rodhainet al. 1985) (figure. 8).



**Figure 7.** A gauche, tête de *Culex* mâle et femelle, A droite, tête de *Culex* mâle (Toral Y Caro, 2005).



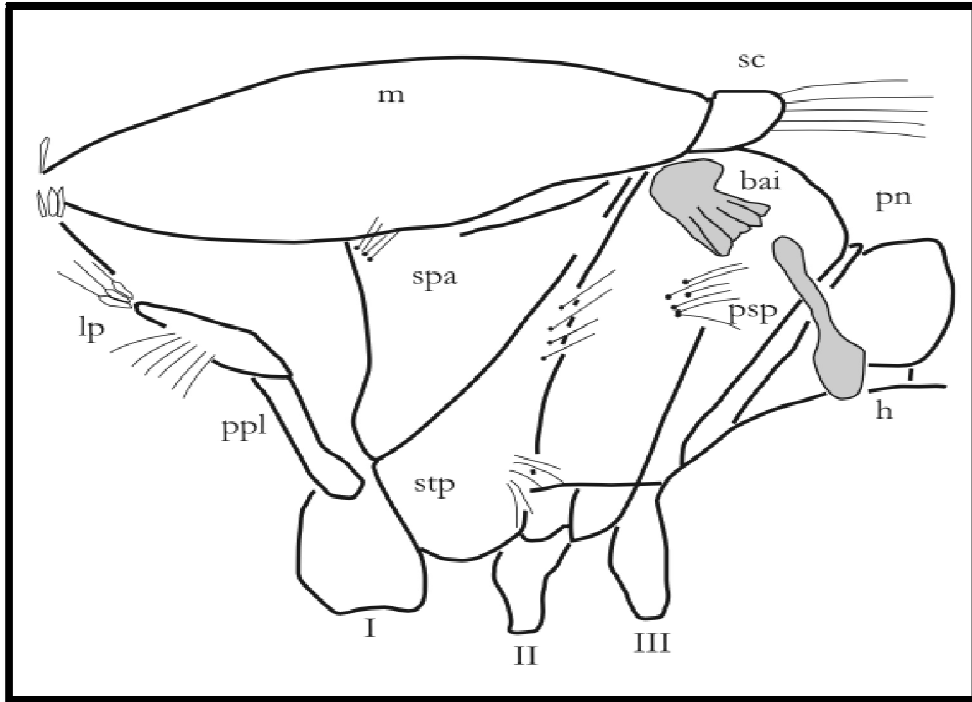
**Figure 8.** Morphologie schématique de la tête de *Culex pipiens*(Resseguier, 2011)

### III.4.2. Thorax

Le thorax de forme trapue, est dépourvu d'appendices, il est formé de 3 segments qui sont : le prothorax, le mésothorax et le métathorax(Robert, 1989).Il est formé de trois métamères composés de plaques sclérifiées. Les plaques ventrales sont les sternites, les plaques latérales sont les pleurites et les plaques dorsales sont appelées tergites (Brunhes, 1970).

Le thorax porte Trois paires de pattes, une paire d'ailes et une paire d'haltères ou balanciers remplaçant la deuxième paire d'ailes. Les faces latérales du thorax sont occupées par des écailles et soies qui jouent un rôle important dans l'identification des espèces culicidiennes.

Le thorax se compose de trois parties notamment : le prothorax très réduit, et ne porte qu'une paire de pattes. Le mésothorax c'est le métamère le plus développé des trois, il porte ; une paire d'ailes, une paire de pattes, et une paire de stigmates. Le métathorax est également très réduit, et porte ; une paire de pattes, une paire d'haltères (homologues d'une paire d'ailes vestigiales) et une paire de stigmates (**Figure. 9**).



**Figure 9.** Morphologie schématique et emplacement des soies du thorax en vue latérale  
(Gillies et De Meillon, 1968)

**m** = mésonotum ou scutum ; **sc**= scutellum ; **lp**= lobe pronotal ; **spa** = spiracle antérieur ; **h** = haltères ou balanciers ; **stp** = sternopleure ; **psp**= spiracle postérieur ; **pn**= post-notum ; **ppl**= propleure ; **bai** = base des ailes ; I, II et III = base des pattes.

### III.4.3. Abdomen

L'abdomen plus souple que le thorax, porte sur le 8<sup>ème</sup> segment un siphon respiratoire, tube renfermant deux trachées et se terminant par une cupule non mouillable (**Figure. 10**).

Lorsque la larve va respirer, elle remonte vers la surface et, la tête en bas, fait affleurer son siphon. Elle replonge ensuite après avoir fermé l'extrémité du siphon qui possède cinq valves. L'abdomen se termine par des lames aplaties où se ramifient des vaisseaux sanguins et des trachées ces organes jouent le rôle des branchées et permettent une respiration aquatique partielle. Une touffe de longues soies forme un appareil natatoire.

Donc, les larves respirent l'air atmosphérique et utilisent également l'oxygène dissous dans l'eau grâce aux branchies qui terminent l'abdomen. Au cours de leur vie, ces larves passent par trois mues et représentent donc quatre stades larvaires.

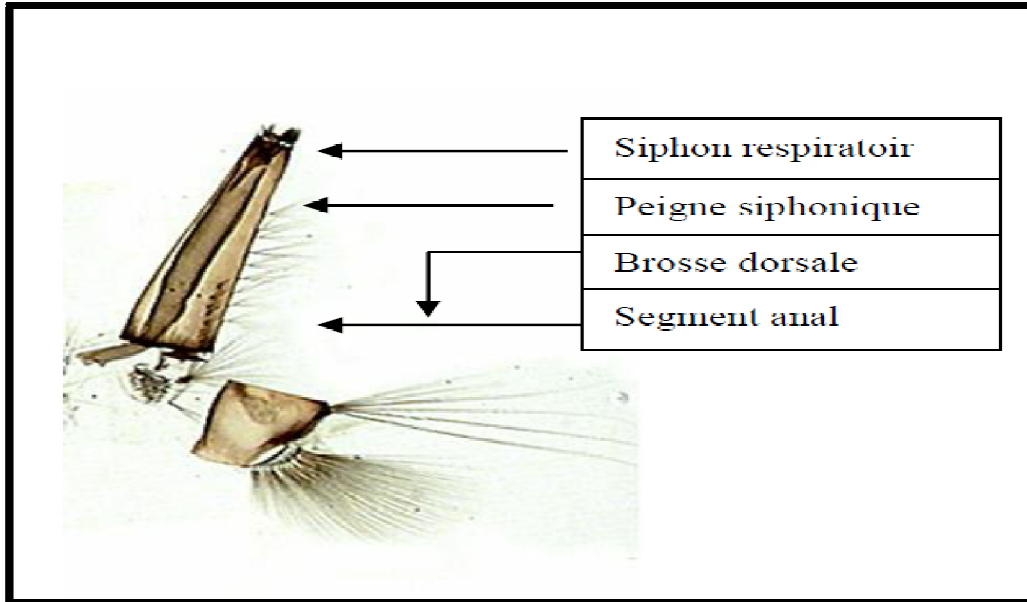


Figure 10. Aspect morphologique du siphon respiratoire (Berchi, 2000).

#### III.4.4. Canal alimentaire

Le tube digestif chez les larves des moustiques est relativement simple et se compose des trois parties habituelles du tractus digestif des arthropodes, un stomodaeum ectodermique, un mésentère endodermique et un proctodaeum ectodermique (Figure. 11).

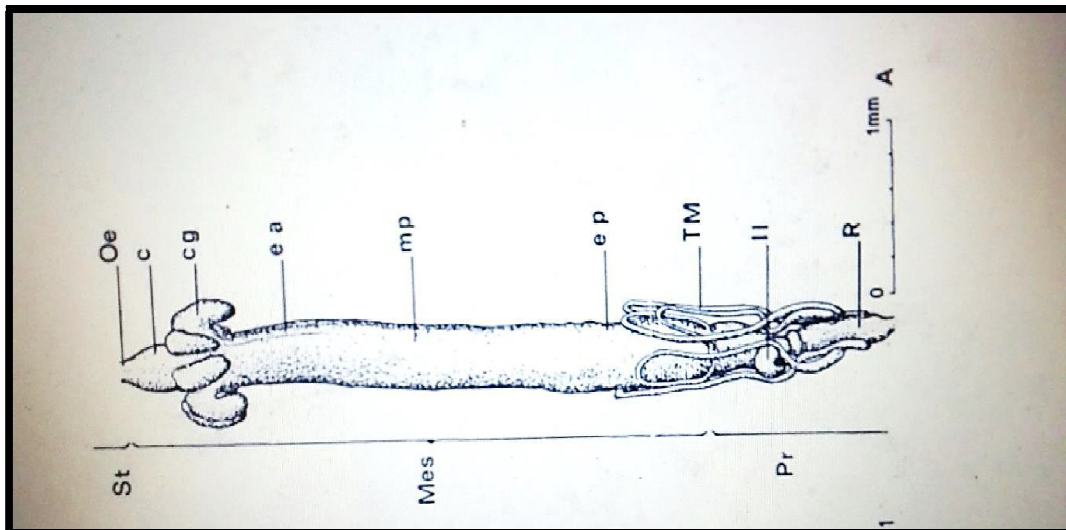
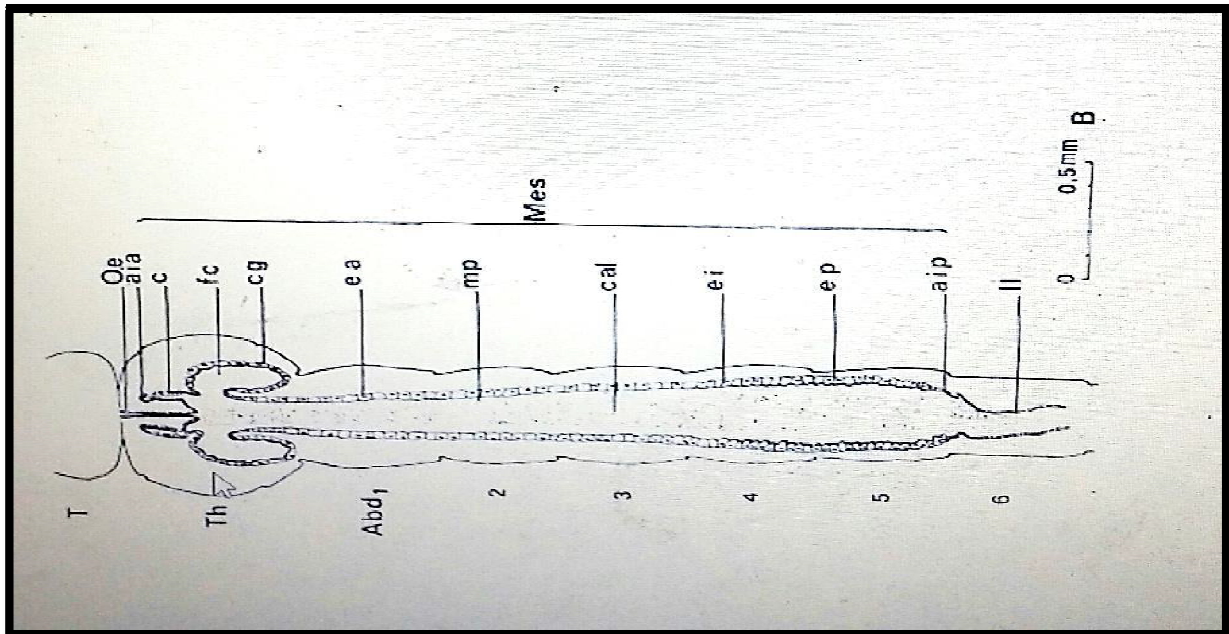


Figure 11 :Tube digestif d'une larve de moustique au dernier stade larvaire (L4) ; organisation générale (Charle et De Barjac, 1981)



**c**: cardia, **cg** : caecum gastrique, **e a** : estomac antérieur, **e p** : estomac postérieur, **II** : Iléon, **Més**: Mésenteron, **mp**: membrane péri trophique, **Oe**: Oesophage, **Pr** : Proctodeum, **R** : Rectum, **St** : Stomodeum, **TM** : Tubes de Malpighi.

La première partie (stomodeum) commence dans la tête avec le pharynx, suivi par un oesophage étroit qui passe par le cou dans le thorax, où il pénètre dans la première partie du mésenteron (**Snodgrass, 1959**). L'intestin moyen des larves peut être divisé en quatre régions (à savoir le cardia, le caeca gastrique, l'intestin moyen antérieur et postérieur). Dans toutes ces régions, l'épithélium est composé d'une seule couche de cellules digestives constituée de microvillosités apicales, de cytoplasmes avec de nombreuses mitochondries et de noyaux avec des chromosomes polythènes. L'épithélium du mésogastre est bordé d'une matrice périgastrique bien développée qui le sépare des aliments ingérés (**Clements, 1996, Boudkoet al. 2001**)(**Figure. 12**).



**Figure 12.** Coupe frontale d'une L4 : situation des différents types cellulaires du mesenteron(**Charle et De Barjac, 1981**).

**abd**: segments abdominaux, **aia**: anneau imaginal antérieur, **aip**: anneau imaginal postérieur, **c** : cardia, **cal** : colonne alimentaire, **cg** : caecum gastrique, **e a** : estomac antérieur, **e i** : estomac intermédiaire, **e p** : estomac postérieur, **fc**: fluide colorable, **II** : Iléon, **Més**: Mésenteron, **mp**: membrane péri trophique, **Oe**: Oesophage, **Pr** : Proctodeum, **R** : Rectum, **St** : Stomodeum, **T** : Tête, **Th** : Thorax, **TM** : Tubes de Malpighi.

La masse sombre des particules alimentaires dans le ventricule est contenue dans une mince membrane périgastrique tubulaire, pour être sécrétée par les parois cellulaires du cardia

entourant l'entonnoir stomodaeal. Le proctodaeum, ou intestin, se différencie en une partie antérieure courte, et une partie postérieure plus longue, ou rectum. L'intestin antérieur commence comme une expansion contre la fin du ventricule, puis se rétrécit à un tube qui fait une courbure en forme de S à l'agrandissement antérieur du rectum, qui se déroule finalement comme un tube étroit à l'anus (Snodgrass, 1959).

Pour la fonction digestive initiale des larves immatures de moustiques, la partie antérieure de leur intestin moyen (estomac), dont le pH luminal est de 10,5 à 11, est essentielle pour le métabolisme et la solubilité des protéines car ces derniers ne peuvent être solubles que si le pH est supérieur à 9,5 (Dadd, 1975, Dow, 1984, Zhuang et al. 1999, Boudkoet al. 2001).

#### III.4.5. Pattes

Elles sont composées de 9 articles : le coxa, le trochanter, le fémur, le tibia et 5 tarsomères (tarse). Le tarse se termine par une paire de griffes, un empodium médian et une paire de pulvilles (Figure. 13).

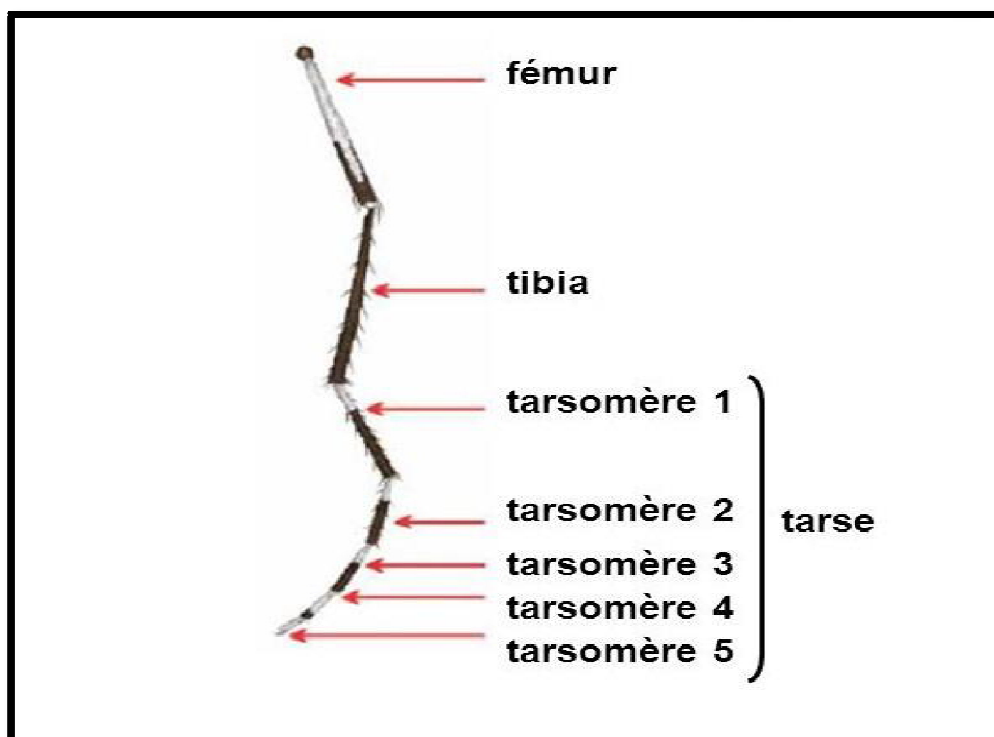
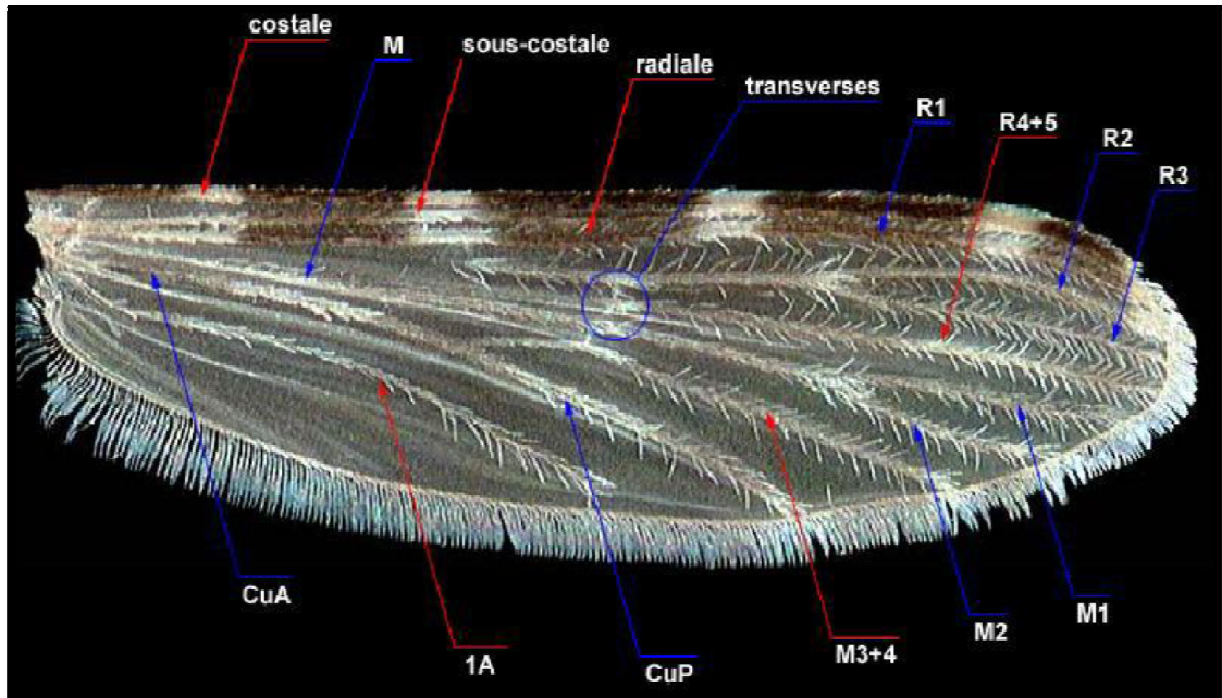


Figure 13. Différentes parties d'une patte de Culex Pipiens(Faye, 2018).

#### III.4.6. Ailes

Les ailes sont tendues sur une armature de nervures recouvertes d'écailles. La présence ou non de certains caractères sur les nervures fait que celles-ci sont de plus en plus utilisées dans les clés de détermination des espèces (Brunhes, 1970)(Figure. 14).



**Figure 14.** Morphologie des ailes de *Culex pipiens*(Guèye, 2013).

#### III.4.7. Génitaux mâles

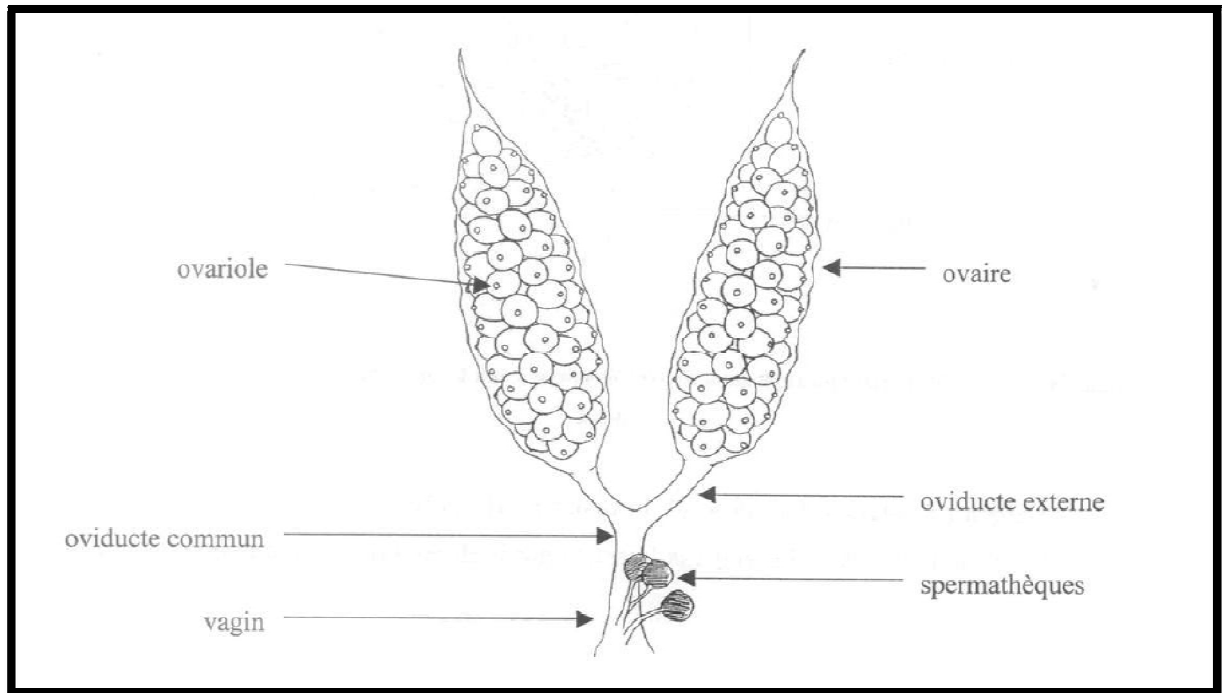
Le neuvième segment abdominal porteur de l'appareil génital mâle s'appelle (segment génital). Cet appareil subit de grandes modifications. Il est composé d'une paire de forcipules entourant le pénis.

Chaque forcicule commence par une pièce basale appelée gonocoxite. Ce dernier porte sur sa partie apicale une plaque munie de nombreuses épines (le lobe apical). Le gonocoxite est suivie par une pièce fine appelée style. Le pénis est en position ventrale par rapport à l'anus avant la rotation des génitaux mâles. Il se retrouve en position dorsale après la rotation.

#### III.4.8. Génitales femelles

Chez les femelles, le huitième segment est bien développé par rapport au neuvième qui est très réduit. L'orifice vaginal, placé sur le ventre, est limité par deux lèvres qui en obstruent la lumière.

L'étude de l'appareil génitale femelle interne montre qu'il est formé de deux ovaires composés d'ovarioles. Dans chaque ovaire se situe un oviducte interne ou calice. La réunion des deux oviductes externes donne un oviducte commun qui est suivi d'un vagin dans lequel s'ouvrent les deux canaux des spermatheques (Mondet, 1993)(Figure. 15).



**Figure 15.** Morphologie schématique de l'appareil génital femelle (Eldridge et Edman, 2000).

#### IV. Position systématique

La position systématique de l'espèce selon Linné (1857) est la suivante :

Règne : *Animal*

Embranchement : *Invertébré*

Classe : *Insecte*

Sous-Classe : *Ptérygote*

Ordre : *Diptère*

Sous-Ordre : *Nématocère*

Famille : *Culicidae*

Sous-famille : *Culicinae*

Genre : *Culex*

Espèce : *Culex pipiens* (Linné, 1857)



**Chapitre II :**  
**Plante *Artemisia campestris***

## I. Généralités

Le genre *Artemisia* appartient à la famille des Astéracées : c'est l'un des genres le plus répandu et le plus étudié de cette famille ; il contient un nombre variable d'espèces allant jusqu'à 400 espèces (**Mucciarelli and Maffei. 2002**). Il a été rapporté que le genre *Artemisia* est riche en métabolites secondaires tels que les flavonoïdes, les acides cafféoylquinic, les coumarines, les huiles essentielles, les stérols et les acétylènes (**Kundan et Anupam. 2010**).

Les espèces qui appartiennent au genre *Artemisia* possèdent des propriétés thérapeutiques, elles sont non seulement utilisées dans la médecine traditionnelle, mais aussi dans l'industrie alimentaire et pharmaceutique (**Mirjalili et al. 2007**).

## II. Description botanique

*Artemisia campestris*(**Figure. 16**) est un arbuste aromatique à tiges robustes, d'une hauteur de 30 à 80 cm. cette plante possède des capitules très petits, étroits (1 à 1,5 mm) ovoïdes ou coniques, à involucre scarieux, ne contient que 3 à 8 fleurs de couleur jaunâtre bordées de rouge, et à pédoncule muni de poils blanchâtres à brunâtre. Les feuilles d'*Artemisia campestris* sont glabres de couleur verte foncée, les inférieures dipinnatiséquées, les supérieures pinnatiséquées, les basales pétiolées et auriculées, les tiges sont ligneuses à la base striée (**David, Hervé. 1994 ; Ozenda, 1983 ; Quezel et Santa. 1962**).



**Figure 16.** Photo d'*Artemisia campestris* (**Mucciarelli and Maffei. 2002**).

### III. Position systématique

Selon **Caratini (1971)**, la plante *Artemisia campestris* est classée dans :

Règne : *Plantae*

Sous règne : *Tracheobionta*

Embranchement : *Spermatophyta*

Sous embranchement : *Magnoliophyta*

Classe : *Magnoliopsida*

Sous classe : *Asteridae*

Ordre : *Asterales*

Famille : *Asteraceae*

Sous famille : *Asteroideae*

Tribu : *Anthemideae*

Sous Tribu : *Artemisiinae*

Genre : *Artemisia*

Espèce : *Artemisia campestris*

### IV. Origine et distribution

Les espèces qui appartiennent au genre *Artemisia* sont des arbustes aromatiques, qui poussent de façon spontanée dans plusieurs régions de l'hémisphère nord de la terre, surtout dans les zones semi arides et le bassin méditerranéen, et s'étendent jusqu'à l'Himalaya (**Vernin et al. 1995**), dans l'hémisphère sud elles sont trouvées en Afrique du sud, l'Australie et l'Amérique du sud, d'après (**Kyeong 2007**), *Artemisia campestris* est originaire de l'Asie.

Culture : elle se fait dans un sol riche, bien drainé, en plein soleil. Plusieurs espèces, notamment *Artemisia lactiflora*, demandent un sol assez humide, les armoises alpines exigent un sol parfaitement draine. La plupart des armoises sont éphémères et ne supportent pas un sol lourd, maldrainé.

## V. Composition chimique

L'utilisation des solvants à polarité différente, suivie par des étapes de fractionnements et l'emploi de différentes techniques de chromatographie permettent d'extraire, séparer et identifier les différents composés présents dans les extraits de plantes. De nombreuses études chimiques ont révélé que la partie aérienne d'*Artemisia campestris* est riche en métabolites secondaires tels que les polyphénols, les flavonoïdes, les tanins, les huiles essentielles (Joao et al. 1998 ; Juteau et al. 2002). La composition chimique de l'huile essentielle varie selon le chimiotype considéré (Bruneton, 1999), elle varie également selon les conditions géographiques et climatiques (température, altitude, précipitation, hauteur, direction du vent, heures de soleil, etc.), et selon la phase de développement de la plante (Jerkovic et al. 2003). Plusieurs études (Akrouit et al. 2001, Juteau et al. 2002) ont rapporté la composition d'*Artemisia campestris* en :

- L'huile essentielle : est analysée par la chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (CG-MS)
- 51 composés ont été caractérisés, les plus abondants sont :  $\gamma$ -terpinène, capillène, 1-phenyl-2,4-pentadiyne, spathulenol, methyleugenol, p-cymène et  $\beta$ -pinène. D'après (Akrouit et al 2001), ces constituants représentent plus de 45 % de l'huile totale.
- Le contenu phénolique total, les flavonoïdes, les dérivés hydroxycinnamiques, les dérivés hydrox benzoïques de l'extrait éthanolique (80%) de la partie aérienne d'*Artemisia Campestris* ont été déterminés par des méthodes spectrophotométriques.

Les flavonoïdes identifiés chez *Artemisia campestris* sont :

flavone (apégénine), flavonol (kaempférol 7-méthyle), flavanone (naringénine), dihydroflavonols (taxifoline-7-méthyle) (Tableau. 1) (Valant et al. 2003).

Flavonoïdes	Références
<b>Flavanone:</b> 5, 8,4'-trihydroxyflavanone.	Rauter et al. 1989.
<b>Acétophénone :</b> 3-acetyl-4-hydroxyacétophénone.	Hurabielle et al. 1982.
<b>Flavones:</b> 5, 7-dihydroxy-3,4'-dimethoxyflavone.	Ferchichi et al. 2006.
<b>Flavonol:</b> Kaempférol-7méthyl.	-Valant-V et al. 2003.
<b>Dihydroflavonol:</b> 7-methylaromadendrin.	Hurabielle et al. 1982.

**Tableau. 1 : Principaux flavonoïdes rencontrés chez *Artemisia campestris***

Les feuilles d'*Artemisia campestris* contiennent aussi des alcaloïdes, des saponines, dérivés hydrox cinnamiques, dérivés hydrox benzoïques.



## VI. Utilisation traditionnelle d'*Artemisia campestris*

*Artemisia campestris* est une plante utilisée depuis longtemps dans la médecine traditionnelle pour traiter plusieurs maladies :

En usage local *Artemisia campestris* est utilisée pour traiter les troubles digestifs, les ulcères et les douleurs menstruelles (Dob et al. 2005). Elle est également utilisée dans le traitement de diabète (Sefi et al. 2010). La partie aérienne est utilisée dans le traitement de brûlures, de la diarrhée, les morsures de serpents, les piqûres de scorpions, l'eczéma, la gastroentérite, la dysenterie, le rhumatisme, elle est utilisée également pour traiter les infections urinaires, la fièvre et la toux (Ben Sassi et al. 2007). Selon (Saoudi et al 2010) la consommation journalière d'une décoction préparée à partir des tiges et feuilles d'*Artemisia campestris* permet de réduire les symptômes digestifs.

## VII. Activités biologiques

En plus de leurs utilisations traditionnelles, *Artemisia campestris* possède de nombreuses propriétés biologiques, parmi lesquelles on cite les plus importantes :

### VII.1. Activité antioxydante

La partie aérienne d'*Artemisia campestris* possède des activités antioxydantes significatives. En effet cette plante est riche en composés doués d'activité antioxydante tels que : les flavonoïdes, les polyphénols et les tanins.

Dans une étude faite par (Aniya et al 2000) l'activité antioxydante de l'extrait aqueux d'*Artemisa campestris* a été testée par la méthode de DPPH (2,2-diphényl-1-1-picrylhydrazyl), a trouvé une activité antioxydante élevée.

De leurs coté (Akrouf et al 2011) ont étudié l'activité antioxydante de trois extraits de la partie aérienne d'*Artemisia campestris* (huile essentielle, extrait aqueux, extrait éthanolique 50%) en utilisant trois méthodes différentes: la méthode de DPPH, la technique de décoloration du  $\beta$ -carotène et la méthode d'ABTS (2,2 azinobis-3-ethylbenzthiazoline-6-sulphonicacid), ils ont trouvé que l'huile d'*Artemisia campestris* possède une faible activité antioxydante, alors que les extraits aqueux et organique montrent une activité antioxydante importante en comparaison à celle de l'huile essentielle.

### VII.2. Activité antibactérienne

*Artemisia campestris* est une plante médicinale utilisée dans le traitement de nombreuses infections telles que les infections urinaires.

(Naili et al 2010) ont testé l'activité antibactérienne de l'extrait méthanoïque des feuilles d'*Artemisia campestris*, ils ont trouvé que l'activité de cet extrait a été plus efficace contre les

bactéries gram positif (*Staphylococcus Aureus*) que les bactéries gram négatif (*Escherichia Coli*).

**(Ben Sassi et al 2007)** ont étudié l'activité antibactérienne de quatre extraits organiques (méthanol, acétate éthyle, acétone, chloroforme) de 23 plantes médicinales dont *Artemisia campestris* contre 14 bactéries gram positif et gram négatif. Les résultats ont montré que l'extrait d'acétone est le seul qui montre une action inhibitrice contre trois types de bactéries : *S. epidermidis*, et *S. saprophiticus*, *S. aureus*. En outre *Artemisia campestris* possède des propriétés antifongiques.

**(Kyeong et ses collaborateurs 2007)** ont étudié l'effet antifongique de l'extrait aqueux des racines d'*Artemisia campestris* sur des champignons de mycorhize, les résultats obtenus montrent que l'extrait aqueux possède un potentiel antifongique.

### **VII. 3. Effet insecticide**

Les plantes du genre *Artemisia* contiennent l'Artemisinine, ce composant constitue le métabolite secondaire le plus important chez toutes les espèces *Artemisia*, il est considéré comme une drogue antimalariale très efficace contre le parasite qui cause la malaria : le *Plasmodium falciparum* **(Donrop et Day. 2007)**.

L'artemesinine possède également plusieurs activités, il est efficace contre les maladies infectieuses telle que l'hépatite B **(Rmoero et al. 2005)**.

Une étude récente a été réalisée par **(Pavela 2009)**, où l'extrait méthanolique de la partie aérienne d'*Artemisia campestris* a été testé pour son activité répulsive contre les femelles adultes d'une espèce de moustique *Culex Quinquefasciatus*, ainsi qu'une activité larvicide contre les larves du moustique *Culex pipiens* **(l'objet de notre étude)**

# **ETUDE EXPÉRIMENTALE**

# Chapitre I :

## Matériels et méthodes



### I. Matériel d'origine végétale : Extrait éther de pétrole d'*Artemisia campestris*

Le matériel végétal d'étude nous a été fourni prêt à l'emploi par notre promotrice Mme le Dr. ZEGHIB A. Il s'agit de l'extrait éther de pétrole de la plante *Artemisia campestris*. L'activité larvicide de cet extrait a été étudiée pour deux concentrations différentes : CL<sub>25</sub> et CL<sub>50</sub>. Avant d'être utilisé, l'extrait d'étude est solubilisé puis agité, à l'aide d'un vortex, pour avoir un produit homogène (**Figure 17**).



**Figure 17.** Extrait éther de pétrole d'*Artemisia campestris* (CL<sub>25</sub> et CL<sub>50</sub>) (photo personnelle).

### II. Elevage des larves de *Culex pipiens*

Les œufs et les larves de *Culex pipiens* sont récoltés à partir de plusieurs régions de la wilaya de Tébessa (**Figures 18-20**) : Elkouif, Bekkaria, Boukhadra, Tébessa (Site 1 / Site 2). Les critères pris en compte dans le choix des gîtes larvaires sont : la présence des larves dans un lot de gîte, l'accessibilité, la pérennité et le non traitement par les insecticides.

Les larves sont élevées au laboratoire dans des récipients en plastique, contenant l'eau déchlorurée et nourries avec du mélange biscuit 75% - levure 25% (**Rehimi et Soltani, 1999**). L'eau est renouvelée chaque deux jours. Lorsque les larves atteignent le stade nymphal, elles sont placées dans des récipients et déposées dans des cages où elles se transformeront en adulte (**Figure 21**).



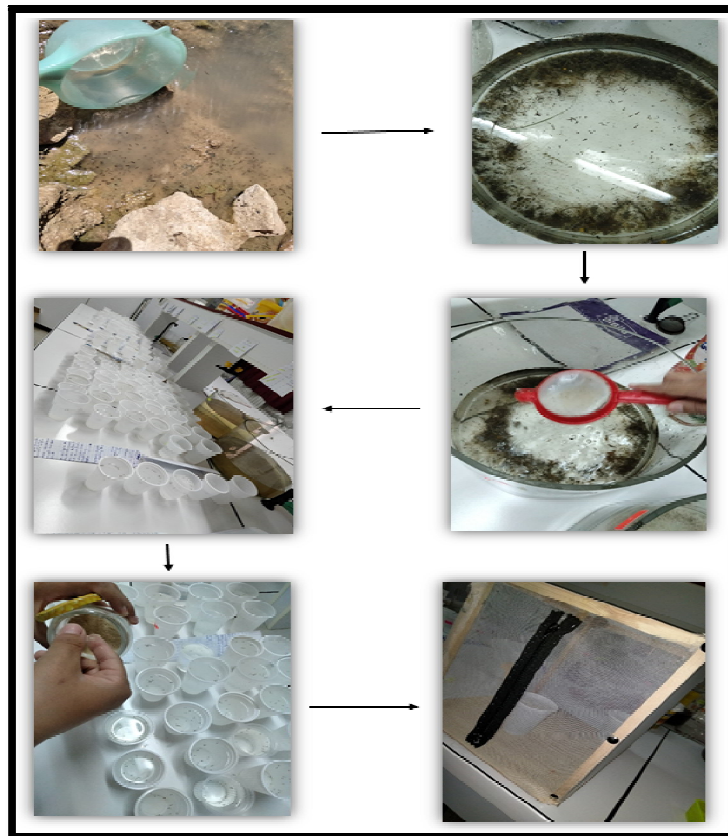
**Figure 18.** Gite larvaire de la wilaya de Tébessa : Bekkaria (photo personnelle).



**Figure 19.** Gitelarvaire de la wilaya de Tébessa: Tébessa(site 1)(photo personnelle).



**Figure 20.** Gitelarvaire de la wilaya de Tébessa: Tébessa (site 2)(photo personnelle).



**Figure 21.** Production des larves de *Culex pipiens* après l'incubation (élevage) (photo personnelle).

### III. Traitement

Une gamme de 2 concentrations d'extrait d'*Artemisia campestris* (CL<sub>25</sub> / CL<sub>50</sub>) a été préparée. 1mL de chaque solution préparée est mis dans des gobelets contenant 150 mL d'eau déchlorurée en contact avec 20 larves du stade 4 de *Culex pipiens* nouvellement exuviées. Trois répétitions ont été réalisées pour les témoins, quatre répétitions ont été réalisées pour chacune des deux concentrations (Figure 22).

Le nombre de larves mortes ont été comptés après 24, 48 et 72 heures d'exposition. Les larves sont rincées après 24 h de traitement puis déplacées dans de nouveaux gobelets qui contiennent 150 mL d'eau déchlorurée. Elles sont nourries lors de la période de traitement. Les larves survivantes des trois périodes (24, 48 et 72 heures) ont été conservées au congélateur -20°C pour subir les tests de dosage.



**Figure 22.** Traitement d'extrait apolaire éther de pétrole à l'égard des larves stade 4 nouvellement exuviées de *Culex pipiens* (photo personnelle).

## VI. Extraction et dosage des métabolites

L'extraction des différents métabolites a été réalisée selon le procédé de **Shibkoet al. (1966)**. Un pool de larves témoins et traitées à la CL<sub>25</sub> et la CL<sub>50</sub>, est placé après la pesée dans un tube eppendorf contenant 1 mL d'acide trichloroacétique (TCA) à 20% et broyé à l'aide d'un homogénéiseur à ultrason. Après une première centrifugation (5000 trs / min à 4°C, 10 min), le surnageant I obtenu est utilisé pour le dosage des glucides totaux selon la méthode de **Duchateau & Florkin (1959)**. Au culot I, on ajoute 1 mL de mélange éther/chloroforme (1V/ 1V) et après une seconde centrifugation (5000 trs/min, 10 min), on obtient le surnageant II et le culot II. Le surnageant II sera utilisé pour le dosage des lipides (**Goldsworthy et al. 1972**) et le culot II dissout dans de la soude (0,1 N), servira au dosage des protéines selon **Bradford (1976)**. L'essai est conduit avec 3 répétitions, chacune comprend 20 larves du quatrième stade. Les différentes étapes sont résumées dans **la Figure 23**.



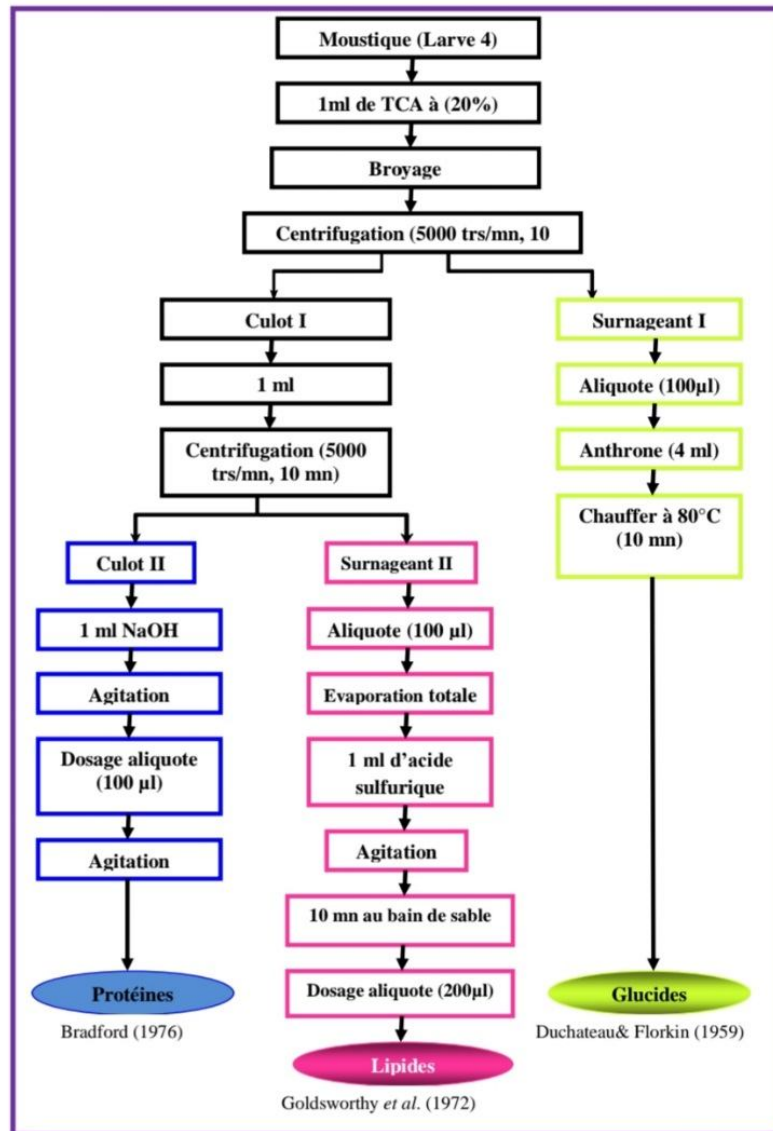


Figure 23. Extraction et dosage des glucides, protéines et lipides totaux (Shibko et al. 1966)

## VI.1. Glucides

### VI.1.1. Généralités

Les glucides forment un groupe de composés très importants. Certains représentent une source d'énergie pour les organismes vivants, soit immédiatement utilisable (tréhalose), soit sous forme de réserves (glycogène) ; d'autres ont un rôle structural (cellulose, chitine, acide hyaluronique)(Nation, 2008). Les taux de glycogène et de tréhalose dans les tissus sont étroitement liés aux événements physiologiques tels que le vol, la mue et la reproduction (Wiens& Gilbert, 1967 ; Kaufmann & Brown, 2008). Le tréhalose est la fraction la plus importante des glucides circulants. Il joue un rôle métabolique de premier plan dans le cycle de développement (Steel, 1981) et constitue une source énergétique essentielle en libérant le

## Chapitre I : Matériels et méthodes

glucose sous l'action d'une enzyme, tréhalase. Sa concentration dans l'hémolymphe est déterminée par la vitesse de deux processus : son retrait pour les besoins énergétiques de l'insecte et son stockage dans le corps gras (**Wyatt, 1967**).

### VI.1.2. Dosage des glucides totaux

Le dosage des glucides totaux a été réalisé selon la méthode de **Duchateau&Florkin (1959)**. Cette méthode consiste à additionner 100  $\mu$ L du surnageant contenu dans un tube à essai, 4 mL du réactif d'anthrone et de chauffer le mélange à 80 °C pendant 10 min. Une coloration verte se développe dont l'intensité est proportionnelle à la quantité de glucide présente dans l'échantillon, la lecture de l'absorbance est faite à une longueur d'onde de 620 nm. La gamme d'étalonnage est effectuée à partir d'une solution mère de glucose (1mg/mL) (**Tableau02**).

**Tableau02** : Dosage des glucides totaux chez les moustiques : réalisation de la gamme d'étalonnage.

Tube	1	2	3	4	5	6
Solution mère de glucose ( $\mu$ L)	0	20	40	60	80	100
Eau distillée ( $\mu$ L)	100	80	60	40	20	0
Réactif d'anthrone (mL)	4	4	4	4	4	4
Quantité de glucose ( $\mu$ g)	0	20	40	60	80	100

## VI.2. Lipides

### VI.2.1. Généralités

Les lipides sont également des composants importants formés des acides gras, des phospholipides et des stérols qui font partie intégrante des parois cellulaires des insectes et contribuent également à d'autres fonctions (**Chapman, 1998**). Ils représentent la principale source d'énergie chez les insectes (**Beenakker et al. 1985**), transportés du corps gras, site de leur synthèse et stockage (**Keely, 1986 ; Van Hensdan & Law, 1989**) vers les organes utilisateurs, notamment les ovaires (**Kilby, 1963 ; Chinoet al. 1981**), via l'hémolymphe pour être utilisés lors de la vitellogénèse (**Downer, 1985 ; Keely, 1986**). Les réserves lipidiques semblent être la résultante d'un équilibre entre la prise de nourriture et les dépenses énergétiques indispensables pour certains processus tel que la croissance (**Beenakker et al., 1985**).

## Chapitre I : Matériels et méthodes

### VI.2.2. Dosage des lipides totaux

Les lipides totaux ont été déterminés selon la méthode de **Goldsworthy et al (1972)**, en utilisant le réactif sulfophosphanillinique (dissoudre 0,38 g de vanilline dans 55 mL d'eau distillée et ajouter 195 mL d'acide orthophosphorique à 85%). Ce réactif se conserve pendant 3 semaines à 4°C et à l'obscurité. La solution mère de lipides est préparée comme suit : on prend 2,5 mg d'huile de table (tournesol 99% triglycérides) dans un tube eppendorf et on ajoute 1 mL d'éther chloroforme (1V/1V). Le dosage des lipides se fait sur des prises aliquotes de 100 µL des extraits lipidiques ou de gamme étalon auxquelles on évapore totalement le solvant puis on ajoute 1 mL d'acide sulfurique concentré. Les tubes sont agités, et mis pendant 10 mn dans un bain de sable à 100°C. Après refroidissement, on prend 200 µL de ce mélange auquel on ajoute 2,5 mL de réactif sulfophosphanillinique. Après 30 mn à l'obscurité, la densité optique est lue dans un spectrophotomètre à une longueur d'onde de 530 nm (**Tableau 03**). Les lipides forment à chaud avec l'acide sulfurique, en présence de la vanilline et d'acide orthophosphorique, des complexes roses.

**Tableau 03:** Dosage des lipides totaux chez les moustiques : réalisation de la gamme d'étalonnage.

Tube	1	2	3	4	5	6
Solution mère de lipides (µL)	0	20	40	60	80	100
Solvant (éther /chloroforme) (1V/1V)	100	80	60	40	20	0
Quantité de lipides (µg)	0	50	100	150	200	250

### VI.3. Protéines

#### VI.3.1. Généralités

Dans les études physiologiques, la détermination des protéines totales et de nombreuses macromolécules chimiques, telles que les lipides et les carbohydrates, est importante (**Yazdani et al. 2014**). Chez les insectes, les protéines et les acides aminés jouent un rôle majeur durant les différentes phases de leur vie, ce sont des composants biochimiques majeurs nécessaires au développement, à la croissance et à l'accomplissement de ses activités vitales (**Yazdani et al. 2014**). La teneur de l'insecte en protéines dépend de sa synthèse, sa dégradation, du mouvement de l'eau entre les tissus et de l'hémolymphe (**Gnanamani & Dhanasekaran, 2017**). Cependant, elles peuvent être inductibles à la suite d'une exposition à des xénobiotiques (**Haubruge & Amichot, 1998**).

## Chapitre I : Matériels et méthodes

### VI.3.2. Dosage de protéines totales

Le dosage des protéines est effectué selon la méthode de **Bradford (1976)** dans une fraction aliquote de 100  $\mu\text{L}$  à laquelle on ajoute 4 mL de réactif du bleu brillant de comassie (BBC) G 250 (**Merck**). Celui-ci révèle la présence des protéines en les colorants en bleu. L'absorbance est lue au spectrophotomètre à une longueur d'onde de 595 nm. La gamme d'étalonnage est réalisée à partir d'une solution d'albumine de sérum de bœuf (BSA) titrant 1 mg/mL (**Tableau 04**).

**Tableau04** : Dosage des protéines totales chez les moustiques : réalisation de la gamme d'étalonnage.

<b>Tube</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>3</b>	<b>4</b>	<b>5</b>	<b>6</b>
Solution standard d'albumine ( $\mu\text{L}$ )	0	20	40	60	80	100
Eau distillée ( $\mu\text{L}$ )	100	80	60	40	20	0
Réactif BBC (mL)	4	4	4	4	4	4
Quantité d'albumine ( $\mu\text{g}$ )	0	20	40	60	80	100

# **Chapitre II :**

# **Résultats et**

# **discussion**

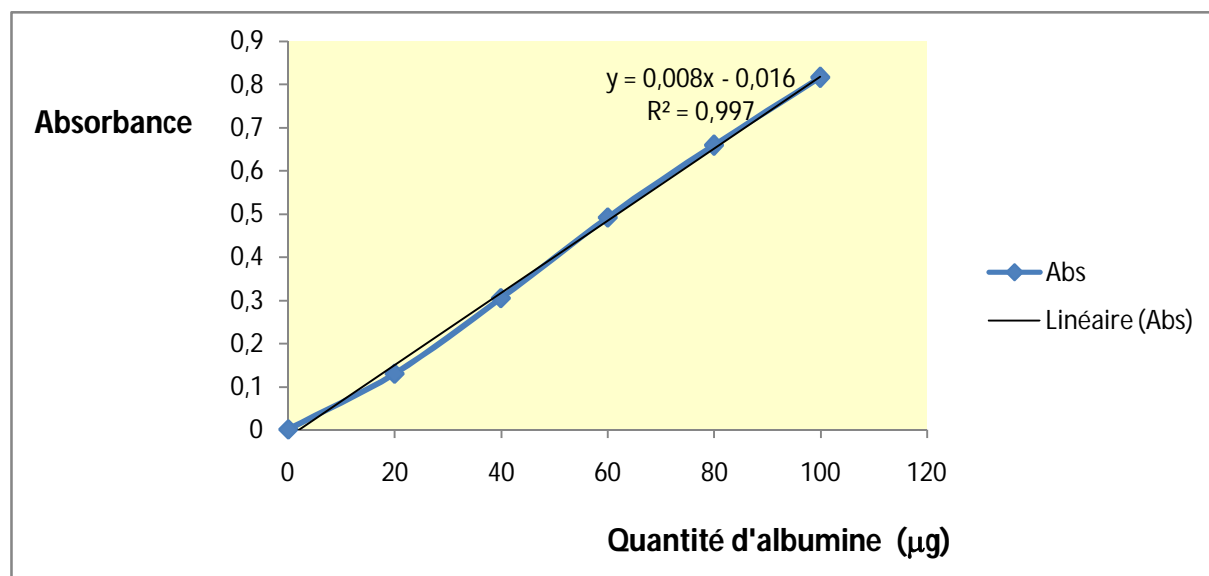
### I. Effet del'extrait éther de pétrole sur le contenu en protéines totales

Le contenu en protéines totales a été déterminé chez les larves de quatrième stade d'après une courbe d'étalonnage d'albumine croissante (**Figure 24**), exprimée sous forme d'une formule  $y = ax + b$  ( $y = 0.0083x - 0.0168$ ,  $x$ =concentration), avec un coefficient de détermination  $R^2=0,9979$ .

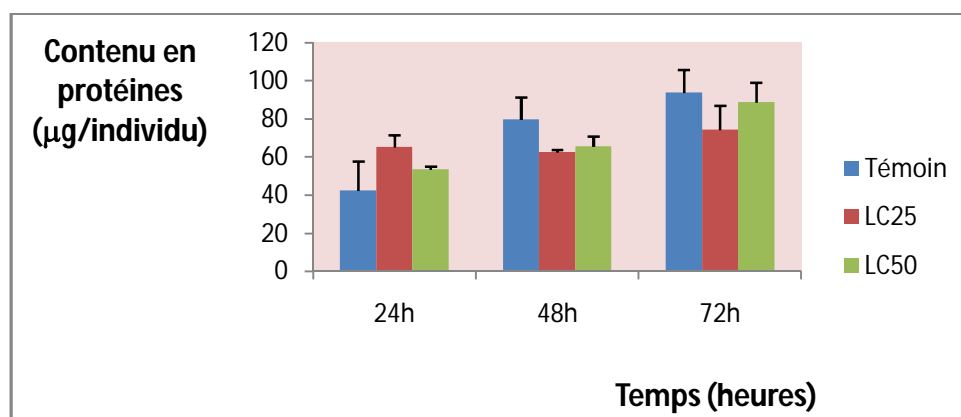
Le contenu en protéines a été déterminé chez les 10 larves traitées et les 10 témoins, les résultats du dosage sont présentés dans la**Figure 25**.

La comparaison des valeurs moyennes objective qu'à :

- 24h : le contenu en protéine avec les deux doses  $CL_{25}$  et  $CL_{50}$ est plus élevé que celui des témoins ; le même contenu est plus élevé pour  $CL_{25}$  par rapport au  $CL_{50}$  ;
- 48 h : le contenu en protéines est diminué avec les deux doses  $CL_{25}$  et  $CL_{50}$  par rapport aux témoins;
- 72h : le contenu en protéines est presque égal entre les témoins et la dose  $CL_{50}$  et il est plus élevé par rapport à celui de  $CL_{25}$ .



**Figure 24.** Courbe d'étalonnage des Protéines



**Figure 25.** Effet de l'extrait éther de pétrole sur le contenu en protéines totales.

## II. Effet de l'extrait éther de pétrole sur le contenu en glucides

Le contenu en glucides totaux a été déterminé chez les larves de quatrième stade, d'après une courbe d'étalonnage des glucides croissante (**Figure 26**), exprimée sous forme d'une formule  $y = ax + b$  ( $a=0.0115$ ,  $b= -0.0104$ ,  $x$ =concentration), avec un coefficient de détermination  $R^2=0,9964$ .

Le contenu en glucides chez les 10 larves de *Cx.pipiens* traitées et les 10 témoins, a été déterminé au cours des différentes périodes 24 h, 48h, 72h après traitement et les résultats obtenus sont présentés dans la **Figure 27**.

La comparaison des valeurs moyennes objective qu'à :

- 24h : le contenu en glucides est élevé avec la dose  $CL_{25}$  par rapport aux témoins et à la dose  $CL_{50}$ ;
- 48 h : les mêmes résultats que ceux observés à 24h ;
- 72h : contrairement au deux premiers temps (24 h et 48 h), le contenu en glucides à cette période est augmenté avec la dose  $CL_{50}$  comparé à la dose  $CL_{25}$  et ces deux dernières sont plus élevées par rapport à celle des témoins.

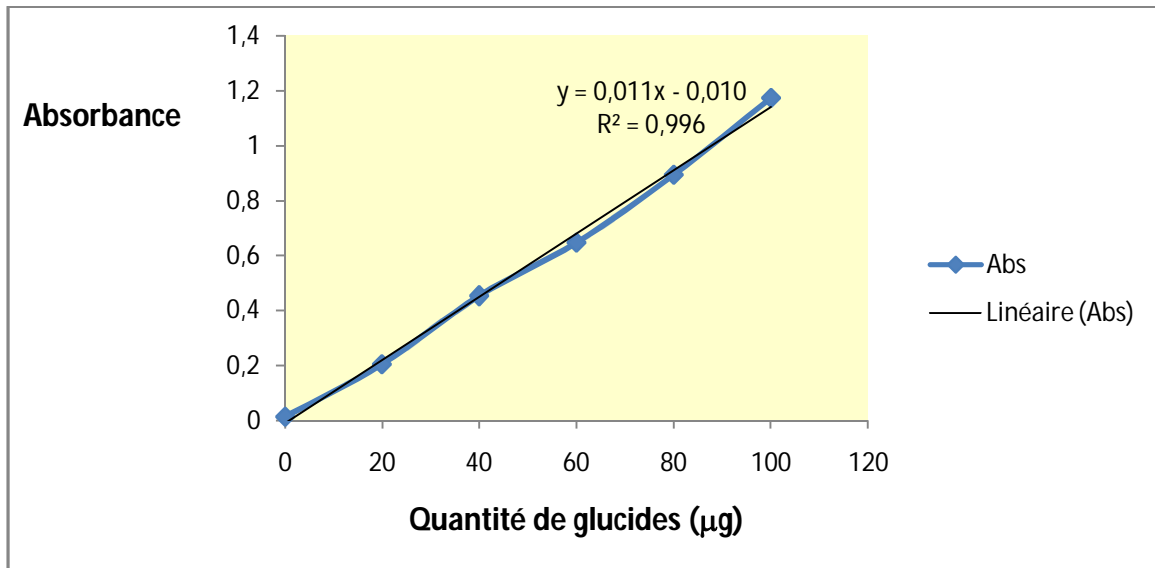


Figure 26. Courbe d'étalonnage des Glucides

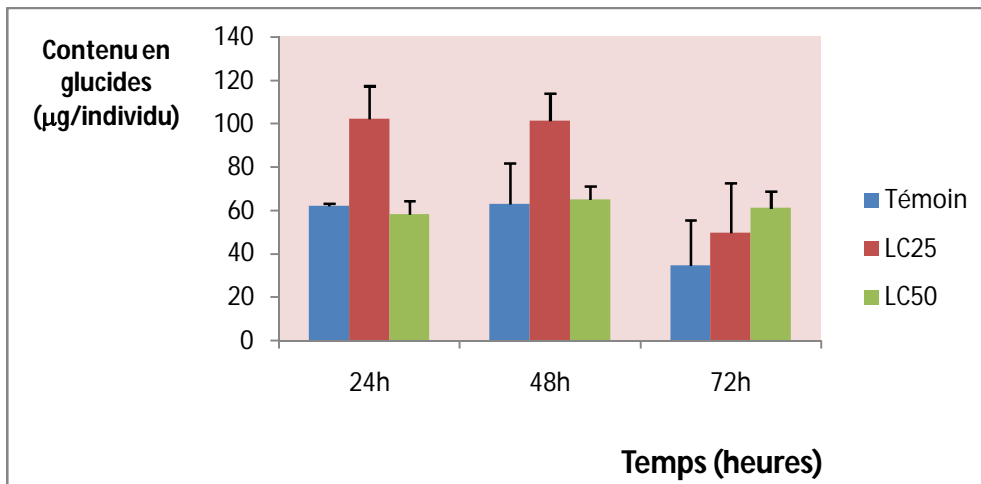


Figure 27. Effet de l'extrait éther de pétrole sur le contenu en glucides totaux

### III. Effet de l'extrait éther de pétrole sur le contenu en lipides

Le contenu en lipides totaux a été déterminé chez les larves de quatrième stade, d'après une courbe d'étalonnage des lipides croissante (Figure 28), exprimée sous forme d'une formule  $y = ax + b$  ( $a=0.0018$ ,  $b= -0.008$ ,  $x=concentration$ ), avec un coefficient de détermination  $R^2=0,9993$ .

Le contenu en lipides a été estimé chez les 10 larves traitées de *Cx. pipiens* et les 10 témoins au cours des différents temps et les résultats du dosage sont présentés dans la Figure 29.

La comparaison des valeurs moyennes objective qu'à :



## Chapitre II : Résultats et discussion

- 24h : le contenu en lipides est diminué avec les deux doses CL<sub>25</sub> et CL<sub>50</sub> (la même quantité) par rapport aux témoins ;
- 48 h : le contenu en lipides est très diminué avec les deux doses CL<sub>25</sub> et CL<sub>50</sub> par rapport aux témoins ;
- 72h : le contenu en lipides des témoins et des larves traitées avec la dose CL<sub>25</sub> sont presque identiques et est plus élevé que celui de la dose CL<sub>50</sub>.

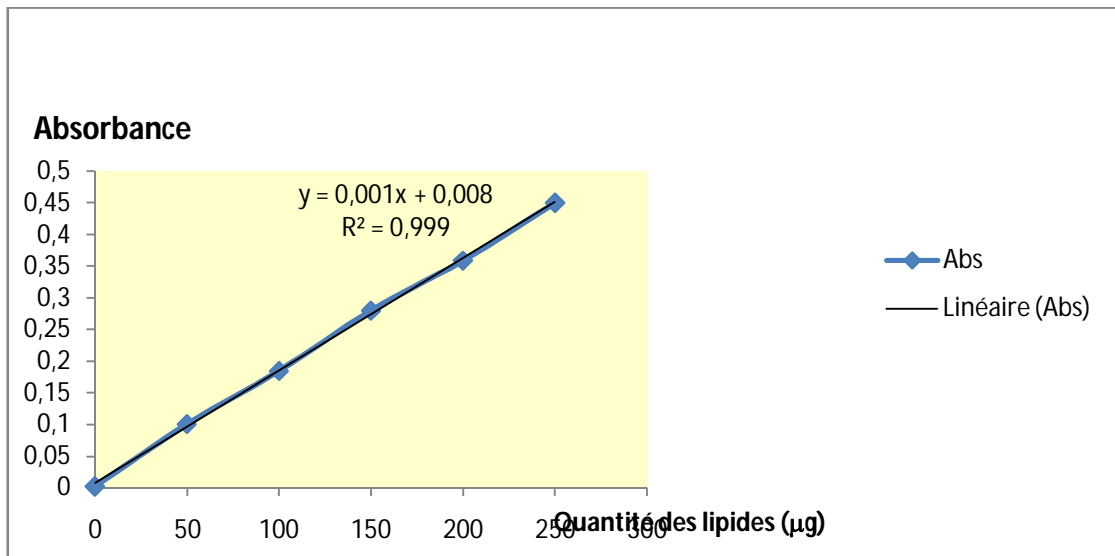


Figure 28. Courbe d'étalonnage des Lipides

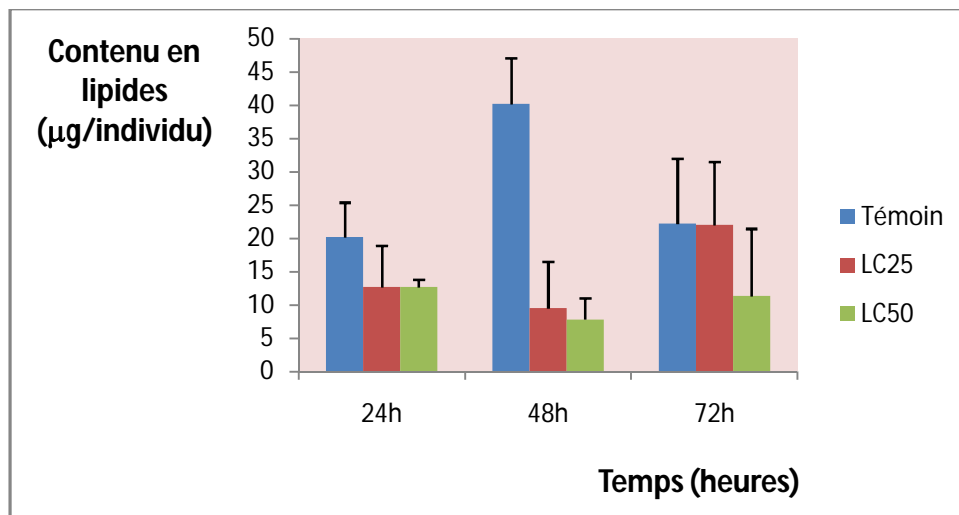


Figure 29. Effet de l'extrait éther de pétrole sur le contenu en lipides totaux

### IV. Discussion

Vu que toutes les études faites ont bien étudié les activités larvicides de l'*Artemisia* sur *Culex pipiens* sans aborder le contenu en métabolites, notre discussion sera rapportée à des études sur la même espèce mais avec d'autres plantes.

Les extraits à partir de la plante *Artémisia* peuvent engendrer des perturbations biochimiques exprimées par une augmentation ou un déclin en différents métabolites (protéines, glucides, lipides). Il est important d'étudier les modifications de la composition biochimique des individus traités par des insecticides botaniques pour déterminer le pouvoir toxique de ces derniers.

#### IV.1. Effet sur le contenu en protéines

Chez les insectes, les protéines et les acides aminés jouent un rôle majeur durant les différentes phases de leur vie. Cese sont des composants biochimiques majeurs nécessaires au développement, à la croissance et à l'accomplissement de leurs activités vitales (yazdani et al, 2014). La teneur de l'insecte en protéines dépend de sa synthèse, sa dégradation, du mouvement de l'eau entre les tissus et de l'hémolymphe (Gnanamani et Dhanasekaran, 2017). Cependant, elles peuvent être inductibles à la suite d'une exposition à des plantes médicinales (Haubruge et Amichot, 1998).

Les résultats obtenus au cours de notre expérimentation, montrent que l'application de l'extrait d'*Artemisia campestris* (CL<sub>25</sub> et CL<sub>50</sub>) sur les larves de *Cx. pipiens*, augmente le contenu en protéines avec l'effet marqué de l'*Artemisia*. Des résultats similaires ont été enregistrés chez la même espèce suite à un traitement par les HEs d'*O. Basilicum* (Dris et al. 2017 b) et chez *Cx. pipiens* et *Cs. longiareolata* traités à la lavande et à la menthe (Dris, 2018). Cela a été observé aussi par Madaciet al. (2008) qui ont montré que les extraits hydroalcooliques des feuilles de *Nerium oleander* (*Apocynaceae*) provoquent une augmentation des taux de protéines chez les larves blanches de *Rhizotrogini* (*Coleoptera: scarabaeidae*).

Contrairement à nos résultats, l'étude de Sharma et al. (2011) a montré que les teneurs en protéines ont été réduites à 63,13% et 92,62% chez les *Anophelins* et à 32,39% et 48,12% chez les larves de *Culicins* après traitement aux extraits d'*Artemisia annua* et d'*Azadirachta Indica*, respectivement. De même, il a été rapporté que le contenu en protéines réduit chez les larves d'*Anopheles stephensi* traitées avec certains extraits végétaux (Senthilkumaret al. 2009 ;

**Rouibi, 2002 ; Kapelnikovet al. 2008 ; Khosravi&Sendi, 2010 ; Ebadollahiet al. 2013 ; Yazdanietal. 2013 ; MojarabMahboubkaret al. 2015 ; Askar et al. 2016 ; Borzouiet al. 2016).** Cette diminution de la teneur en protéines est probablement due à un ou plusieurs facteurs, comme une réduction de la synthèse des protéines, une interférence de l'extrait (bioinsecticide) avec les hormones régulatrices de la synthèse des protéines ou une augmentation de la dégradation des protéines pour détoxifier le principe actif présent dans ces extraits (**Ramakoteswaraet al. 1991 ; Vijayaraghavanet al. 2010 ; Sharma et al. 2011**).

### IV.2.Effet sur le contenu en glucides

Les glucides forment un groupe de composés très importants. Certains représentent une source d'énergie pour les organismes vivants, soit immédiatement utilisable (tréhalose), soit sous forme de réserves (glycogène) ; d'autres ont un rôle structural (cellulose, chitine, acide hyaluronique)(**Nation, 2008**).

Nos résultats montrent une stagnation des contenus glucidiques à 24 et 48 h de traitement avec une diminution marquée des niveaux de glucides chez les larves traitées par l'extrait de la plante *Artemisia* à 72 h. Des résultats similaires ont été observés par Driset al. (**2017 b**), qui ont noté une perturbation des glucides totaux chez les larves et les pupes de *Cx. pipien* traitées aux huiles de *Ocimum basilicum* et par Khosraviet al. (**2011**) chez les larves de *Glyphodes Pyloali* traitées avec l'extrait d'*A. annua*. AbdulRazak&Sivasubramanian (**2007**) ont constaté que les glucides chez les femelles adultes de *Chrysoperla Carnea* ont été affectés par l'huile de *Manduca*. Ce composé a été également réduit chez les larves de *Glyphodes Pyloali* traitées à l'huile de *Lavandula angustifolia* (**Yazdaniet al., 2013**) et chez les larves de *Crocidolomia Binotalis*, traitées aux extraits de *Strychnos nuxvomica*, *Vitex negunduet Lippia Nodiflora* (**Vijayaraghavanet al. 2010**). Dans des conditions de stress, plus de sucres pourraient être métabolisés pour faire face aux dépenses énergétiques (**Yazdeniet al. 2014**). Cela pourrait être la raison de l'appauvrissement en carbohydrates chez les insectes traités.

### IV.3. Effet sur le contenu en lipides

Les lipides sont également des composants importants formés des acides gras, des phospholipides et des stérols qui font partie intégrante des parois cellulaires des insectes et contribuent également à d'autres fonctions (**Chapman, 1998**). Ils représentent la principale source d'énergie chez les insectes (**Beenakerset al. 1985**), transportés du corps gras, site de leurs synthèse et stockage (**Keely, 1986 ; Van Hensdan& Law, 1989**) vers les organes

## Chapitre II : Résultats et discussion

utilisateurs. Les réserves lipidiques semblent être la résultante d'un équilibre entre la prise de nourriture et les dépenses énergétiques indispensables pour certains processus tel que la croissance (**Beenakkers et al. 1985**).

Dans la présente étude, les résultats obtenus montrent que le traitement des larves de *Cx. pipiens* par l'extrait éther de pétrole d'*Artemisia campestris* avec la CL<sub>25</sub> et la CL<sub>50</sub> perturbe le contenu en lipides.

Nos résultats sont en accord avec ceux obtenus par Dris (**2018**) qui a constaté que le contenu en lipides est réduit chez les larves et les pupes de *Cx. pipiens* après traitement au basilic, à la lavande et la menthe. Les travaux de Senthilkumaret al. (**2009**), ont également démontré une réduction des lipides totaux chez les larves d'*Anopheles stephensi* traitées avec certains extraits de plantes. Des résultats similaires ont été observés par Sharma et al. (**2011**) qui ont rapporté que les teneurs en lipides chez les larves d'*Anophélinés* et de *Culiciné*s diminuent de 28,57% et de 25,0%, respectivement après traitement avec l'extrait d'*Artemisia annua*.

CONCLUSION

### Conclusion

En raison des problèmes liés à l'utilisation des insecticides chimiques et leur impact nocif sur la santé et l'environnement, le recours à des alternatives naturels remplissant le même rôle des insecticides de synthèse et présentant des avantages écologiques et économiques, s'avère nécessaire.

Le travail réalisé nous a permis d'évaluer chez une espèce de moustiques, *Cx. pipiens*, l'effet de l'extrait éther de pétrole d'*Artemisia campestris* tout en étudiant la variation des métabolites.

Les résultats obtenus après traitement à différentes périodes (24, 48, 72 heures) montrent que le traitement des larves de *Cx. pipiens* par l'extrait éther de pétrole d'*Artemisia campestris* avec la  $C_{25}$  et la  $CL_{50}$ :

- ✓ réduit le contenu en lipides ;
- ✓ augmente le niveau des glucides ;
- ✓ augmente le contenu en protéines.

En perspective, il serait intéressant de tester expérimentalement l'extrait d'*Artemisia campestris* à l'égard de moustique *Culex pipiens* ou autres espèces en Algérie, dans le cadre de la lutte par le biais de bio insecticides et ce en évaluant un grand nombre de paramètres biologiques.

REFERENCES  
BIBLOGRAPHIQUES

## Références bibliographiques

### Français

#### -A-

- **Alaoui Boukhris M.** Activités larvicides des extraits de plantes sur les larves de moustiques vecteurs de maladies parasitaires. Faculté des sciences et techniques Fés- these de Master sciences et techniques, 2009.
- **Andreo V, 2003.** L'effet anti-gorgement sur un chien d'un shampoing à 0,07% de Deltaméthrine sur un moustique du Complexe *Culex pipiens*; Thèse de Médecine Vétérinaire, Toulouse, 70 p.

#### -B-

- **Balenghien. (2007).** Les moustiques vecteurs de la Fièvre du Nil occidental en Camargue *.In.Insectes*, 146(3) :13-17.
- **Benserradj O, 2015.** Evaluation de *Metarhiziumanisopliae* à titre d'agent de lutte biologique contre les larves de moustiques. Thèse de doctorat en biotechnologies, biologie et environnement. Département de microbiologie. Faculté des sciences de la nature et de la vie. Université de constantine1.PP208.
- **Berchi S.** Resistance de certaines populations de *Culex pipiens*L. au malathion à Constantine (Algérie) (*Diptera,Culicidae*). Bulletin de la Société Entomologique de France. 2000 ; 105(2) :125-129.
- **Boudjouraf Mourad** « Etude de l'activité antioxydante et antimicrobienne d'extraits d'*Artemisia campestris L*», (Mémoire pour l'obtention du diplôme de magister, Université Ferhat Abbes, Sétif, 2011).
- **Bruneton, J.** (1999). Pharmacognosie, Phytochimie – Plantes médicinales – 3ème Ed Techniques et documentations. Paris. pp : 227-310-312-313-314.494.
- **Bussieras J, Chermette R, 1991.** Parasitologie Vétérinaire, Entomologie, Service de Parasitologie, ENVA, 58-61.

#### -D-

- **Dajoz R, 2007.** Dictionnaire d'entomologie (ANATOMIE SYSTEMATIQUE BIOLOGIE) Éditions TEC&DOC. Paris. PP348.
- **David A., Hervé M.** (1994). Flore du suisse. Ed Du Griffon Neuchâtel. Suisse. 428p.



- **Dris, D. (2018).** Etude de l'activité larvicide des extraits de trois plantes *Mentha piperita*, *Lavandula dentata* et *Ocimum basilicum* sur les larves de deux espèces de moustiques *Culex pipiens* (Linné) et *Culiseta longiareolata* (Aitken). Thèse de Doctorat en sciences. Spécialité Biologie Animale. Université Badji Mokhtar, Annaba. 140

**-H-**

- **Haubruge, É. & Amichot, M. (1998).** Les mécanismes responsables de la résistance aux insecticides chez les insectes et les acariens. *Biotechnology Agronomy Society and Environment*. 2(3): 161– 174.

**-J-**

- **Joao et al, 1998,** in **Boudjouraf Mourad,** « Etude de l'activité antioxydante et anticrobienne d'extraits d'*Artemisia campestris L* », (Mémoire pour l'obtention du diplôme de magister, Université Ferhat Abbes, Sétif, 2011).

**-L-**

- **Linnée C., (1758)** - *Systematurae per regna trianaturae*. Edition 10. Vol.1.Holmiae: 824p.méridionales. Ed *C.N.R.S.* Tome I. 565 p.

**-O-**

- **Ozenda P. (1983).** Flore du Sahara Ed : éditions du centre national de la recherche scientifique -Paris- 441p.

**-P-**

- **Pierrick H. (2014)** - *Culex pipiens* - Définition. Réalisé en collaboration avec des Polytechnique de Toulouse, 22-38.

**-Q-**

- **Quezel et Santa. (1962).** Nouvelle flore de l'Algérie Ed : éditions du centre national de la recherche scientifique. Paris. Tome I. 990p.

**-R-**

- **Rouibi, A. (2002).** Evaluation d'un mimétique des ecdystéroïdes (RH-0345) sur *Blattella germanice* (Dictyoptera: Blattellidae): Aspects morphométriques et Biochimiques. Mémoire pour l'obtention du Diplôme de Magister, Université de Badji Mokhtar Annaba. 95pages.

**-S-**

- **Schaffner E., Angel Guy., Geoffroy Bernard, Hervy Jean-Paul, Rhaiem A., Brunhes Jacques., 2001** - Les moustiques d'Europe : logiciel d'identification et d'enseignement Paris (FRA) ; Montpellier : IRD ; EID, 2001, 1 CD ROM (Didactiques). ISBN 2-7099-1485-9.

**Anglais**

**-A-**

- **Akrout A., Chemli R.C., Chrief, and Hammami M.** (2001). Analysis of the essential oil of *Artemisia campestris*L. *J. Flavour Fragr.* **16**: 337–339.
- **Aniya Y., Shimabukuro M., Shimoji M., Kohatsu M., Gyamfi M.A., and Miyagi C.** (2000). Antioxidant and hepatoprotective actions of the medicinal herb *Artemisia campestris* from the Okinawa Islands. *J. Biol. Pharm. Bull.* **23 (3)**:309–312.
- **Askar, S.I., Al-Assaal, M.S. & Nassar, A.M.K. (2016).** Efficiency of some essential oils and insecticides in the control of some *Sitophilus* insects (Coleoptera: Curculionidae). *Journal of Plant Protection Research.* 4(2) :39 – 55.

**-B-**

- **Beenakers, A.M.T.H., Vander Host, D.G. & Van Marrewijk, W.J.A. (1985).** Insect lipids and lipoproteins
- **Ben Sassi A., Harzallah-Skhiri F., and Aounil M.** (2007). Investigation of some medicinal plants from Tunisia for antimicrobial activities. *J. Pharmaco. Bio.* **45 (5)**: 421–428.

**-C-**

- **Chino, H., Katase, H., Downer, R. C. & Hard Takahashi, K. (1981).** Diacylglycerol carrying lipoprotein of hemolymph of the American cockroach: purification, characterization and function. *Journal of Lipid Research.* 22:7 – 15.

**-D-**

- **De Pascual J.T., Gonzalez M.S., Muriel M.R and Bellid I.S.** (1984). Phenolic derivatives from *Artemisia campestris*, *Sub sp Glutinosa*. *Phytochemistry.* **23 (8)** :1819-1821

- **Dob T., Dahmane D., BerramdaneT, and Chelghoum C.** (2005). Chemical Composition of the Essential Oil of *Artemisia campestris*L. from Algeria. *J. Pharm. Bio.* **43**(6): 512–514.
- **Donrop A.M., Day N.P.** (2007). The treatment of severe malaria.*Trans. R. Soc. Trop. Med.Hyg* .**101**: 633-634.
- **Downer, R.G.H.** (1985). Lipid metabolism. In *Comprehensive insect physiology, biochemistry and pharmacology.* (G. A. Kerkert et L. I. Gilbert, eds). Pergamon Press. Oxford. 10:77 – 113.
- **Dris, D., Tine-Djebbar, F., Bouabida, H. & Soltani, N.** (2017b). Chemical composition and activity of an *Ocimum basilicum* essential oil on *Culex pipiens* larvae: Toxicological, biometrical and biochemical aspects. *South African Journal of Botany.* 113: 362– 369
- **Dune Grasses.** *J.Plant. Biology.* **50** (3): 358-361.

**-G-**

- **Gnanamani, R. & Dhanasekaran, S.** (2017). Efficacy of azadirachta indica leaf extract on the biochemical estimation of a lepidopteran pest *Pericallia ricini* (Lepidoptera: Arctiidae). *WorldAppliedSciencesJournal.* 35 (2): 177– 181.

**-H-**

- **Huang, Z., Shi, P., Dai, J. & Du, J.** (2004). Protein metabolism in *Spodoptera litura* (F.) is influenced by the botanical insecticide azadirachtin. *Pesticide Biochemistry and Physiology.* 80: 85 – 93.

**-J-**

- **Jerkovic J., Mastelic M. Milos., Juteau F., Masotti V and VianoJ.** (2003). Chemical variability of *Artemisia vulgaris* L. essential oils originated from the Mediterranean area of France and Croatia *Flavour. Fragr. J.* (18): 436–440
- **Joa O.M., Vasconcelos, Artur M.S.S and Jose A.S.C.** (1998). Chromones and flavones from *Artemisia campestris*Subsp*Maritima.* *Phytochemistry.* **49** (5) :1421-1424
- **Juteau F., Masotti V., Bessière J-M., Viano J.** (2002). Compositional characteristics of the essential oil of *Artemisia campestris* var. *glutinosa.* *Bioch. Syst. Ecol.* (30): 1065-1070.

**-K-**

- **Keely, L.L. (1986).** Physiology and biochemistry of fat body, pp. 211 – 248. In *GA Kerkut & L.I. Gilbert (eds): Comprehensive Insect Biochemistry, physiology and pharmacology*, vol. 3, Pergamon Press, oxford.
- **Kettle D.S, 1995.** *Medical and Veterinary Entomology*, 2<sup>o</sup> edition, Wallingford: CAB international, 725 p.
- **Kilby, B.A. (1963).** The biochemistry of the insect. *Advances in Insect Physiology*. 1:112– 174.
- **KundanS., and Anupam S. (2010).** The Genus *Artemisia*: A Comprehensive Review. *J. Pharm. Biol.*pp :1-9.
- **Kyeong W.Y., Anwar M., and Jong H.K. (2007).** Effects of the Aqueous Extract from *Artemisia campestris*ssp. *Caudation* Mycorrhizal Fungi Colonization and Growth of Sand Dune Grasses. *J. Plant. Biology*. **50 (3)**: 358-361.

**-M-**

- **Macedo, M.L.R., Freire, M.G.M., Silva, M.B.R. & Coelho, L.C.B.B. (2007).** Insecticidal action of *Bauhinia monandra* leaf lectin (Bmoll) against *Anagasta kuehniella* (Lepidoptera: Pyralidae), *Zabrotes subfasciatus* and *Callosobruchus maculatus* (Coleoptera: Bruchidae). *Comparative Biochemistry and Physiology*.146 (A): 486 – 498.
- **Memmi A., Sansa G., Rjeibi I., El ayeb M., Srairi-Abid N., BellasferZ.,andFekhih A. (2007).** Use of medicinal plants against *scorpionic* and *ophidianvenoms*.*Arch. Inst. Pasteur.Tunis*. 84 (1-4): 49-55.
- **Mirjalili. M.H., Tabatabaei S.M.F., Hadian J., NejadS.E., andSonboli. A. (2007).** Phenological Variation of the essential oil of *Artemisia scoparia*from Iran. *J. Essent. OilRes*. **19** :326–329
- **Mucciarelli M and Maffei M. (2002).** *Artemisia*: Introduction to the Genus Vol. 18 Ed Colin W.W. in Taylor & Francis. Ed. London and New York. pp: 10-16.

**-N-**

- **Naili M.B., Alghazeer O.A., Saleh N.A., Al-Najjar A.Y. (2010).** Evaluation of antibacterial and antioxidant activities of *Artemisia campestris*(Astraceae) and *Ziziphus lotus* (Rhamnacea). *Arab. J. Chem*. **3**: 79–84.

**-O-**

- **Olga, S., Fevizi, U. & Ekrem, E. (2006).** Effects of Cypermethrin on total body weight, glycogen, protein, and lipid contents of *Pimpla turionellae* L. (Hymenoptera: Ichneumonidae). *The Belgian Journal of Zoology*. 136 (1): 53–58.

**-P-**

- **Pavela R. (2009).** Larvicidal effects of some Euro-Asiatic plants against *Culex quinquefasciatus* Say larvae (Diptera: Culicidae). *J. Parasitol Res.* **105** : 887–892.

**-R-**

- **Rauter A.P., Branco I., Tostao Z., Pais M.S., Gonzalez A.G et Bermejo J.B. (1989).** Flavonoids from *Artemisia campestris* Sub sp Maritima. *Phytochemistry*. 28 (8): 2173-2175.
- **Romero M.R., Efferth T., Serrano M.A., Castano B., Macias R.I., Briz O, and Marin .J.(2005).** Effect of *artemisinin artesunate* as inhibitors of hepatitis B virus production in an “in vitro” system. *Antivir Res.* **68**: 75-83.

**-S-**

- **Saoudi M., Allagui M.S., Abdelmouleh A., Jamoussi K., and El Feki A. (2010).** Protective effects of aqueous extract of *Artemisia campestris* against puffer fish *Lagocephalus Lagocephalus Extract* -induced oxidative damage in rats. *Exp. Tox. Pathol.* **62**: 601–605.
- **Sefi M., Fetoui H., Makni M., and Najiba Zeghal N. (2010).** Mitigating effects of antioxidant properties of *Artemisia campestris* leaf extract on hyperlipidemia, advanced glycation end products and oxidative stress in alloxan-induced diabetic rats. *J. Food. Chem. Toxicol.* **48**: 1986–1993.
- **Senthilkumar, N., Varma, P. & Gurusubramaniam, G. (2009).** Larvicidal and adulticidal activities of some medicinal plants against the malaria vector, *Anopheles stephensi* (Liston). *Journal of Parasitology Research*. 104: 237 – 244.
- **Sharma, P., Mohan, L., Dua, K.K. & Srivastava, C.N. (2011).** Status of carbohydrate, protein and lipid profile in the mosquito larvae treated with certain phytoextracts. *Asian Pacific Journal of Tropical Medicine*. 301–304.
- **Smirle, M.J., Lowery, D.T. & Zurowski, C.L. (1996).** Influence of neem oil on detoxication enzyme activity in the oblique-banded leafroller, *Choristoneura rosaceana*. *Pesticide Biochemistry and Physiology*. 56: 220–230.

**-V-**

- **Vernin G., Merad O., Vernin G.M.F., Zamkotsian R.M. and Parkanyi C. (1995).** GC-MS analysis of *Artemisia herba-alba* Asso essential oils from Algeria. *Dev. Food Sci.* **37A**: 147-205.
- **Vijayaraghavan, C., Sivakumar, C., Zadda Kavitha, M. &Sivasub ramanian, P. (2010).** Effect of plant extracts on biochemical components of cabbage leaf webber, *Crocidolomia binotalis* Zeller. *Journal of Biopesticides.* 3 (1): 275–277.

**-Y-**

- **Yazdani, E., Jalal Jalali, S. & Hajizadeh, J. (2014).** Effect of *Thymus vulgaris* L. and *Origanum vulgare* L. essential oils on toxicity, food consumption, and biochemical properties of lesser mulberry pyralid *Glyphodes pyloalis* Walker (*Lepidoptera: Pyralidae*). *Journal of Plant Protection Research.* 54 (1):53–61.

### **Webographie**

- [http://aramel.free.fr/INSECTES 15-3.shtml](http://aramel.free.fr/INSECTES%2015-3.shtml) (page consultée le 01/03).