

**MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE**

UNIVERSITE SAAD DAHLEB DE BLIDA 1

Faculté des Sciences de la Nature et de la vie

Département de Biologie

Laboratoire des Biotechnologies, Environnement et Santé

THESE DE DOCTORAT DE

TROISIEME CYCLE (LMD)

En Biologie

Spécialité : Parasitologie

**EFFET DES BIOPESTICIDES SUR QUELQUES VECTEURS DE MALADIES :
ASPECTS BIOLOGIQUES ET PHYSIOLOGIQUES**

Par

MADANI Farouk

Soutenu le 22/02/2025 devant le jury composé de :

F. SAIDI	Professeur USDB1	Présidente
G. TAIL	Professeur USDB1	Directrice de thèse
O. AYADI	Professeur UFAS1	Examinatrice
S. H. CHERIF	Professeur USDB1	Examinatrice

Blida, 2025

RESUME

Les moustiques sont des Diptères hématophages, connus pour leur rôle essentiel en tant que vecteurs de plusieurs maladies infectieuses, telles que la dengue, le chikungunya, le paludisme et la filariose lymphatique. La compréhension de la faune culicidienne dans une zone donnée est non seulement essentielle pour définir les risques potentiels pour la santé, mais aussi pour planifier et évaluer les mesures de lutte contre ces vecteurs de maladies. Notre étude visait, d'une part, à identifier la faune culicidienne capturée dans vingt et un (21) gîtes répartis sur treize (13) stations d'étude de la wilaya de Sétif (Nord-Est de l'Algérie), du mois de mai 2022 à novembre 2023, soit sur une période de 19 mois avec caractérisation écologique de leurs gîtes potentiels de reproduction. Au total, 4098 larves de moustiques ont été collectées, identifiées et réparties sur quatre genres : *Culex* (76,61 %), *Culiseta* (16,42 %), *Anopheles* (6,71 %) et *Uranotaenia* (0,24 %). Douze (12) espèces de Culicidae ont été identifiées, avec *Culex pipiens* (69,42 %) et *Culiseta longiareolata* (16,37 %) étant les plus abondantes. L'abondance des espèces inventoriées a été influencée par la nature physique des gîtes larvaires, ainsi que par les facteurs climatiques, y compris les précipitations et la température. Le plus grand nombre de larves a été collecté dans des habitats naturels (70,79 %), notamment des prairies, des bords de rivières et des étangs, avec une eau permanente et trouble, une végétation hors de l'eau et des conditions ensoleillées. Les bords de rivières étaient les principaux habitats des larves de *Culiseta longiareolata* et *Anopheles maculipennis*, tandis que les étangs étaient les principaux habitats des larves de *Culex pipiens*. D'autre part, l'activité larvicide des huiles essentielles (HEs) d'*Artemisia herba-alba* et d'*Origanum vulgare* contre les larves du 4^{ème} stade de *Culex pipiens* traités avec des concentrations létales CL₅₀ de 73,8 µl/l et 26,55 µl/l, respectivement, a été examiné après 24 heures. L'huile essentielle d'*Origanum vulgare* montre un pouvoir larvicide particulièrement important contre *Culex pipiens* par rapport à l'huile essentielle d'*Artemisia herba-alba*. L'analyse par CG/SM des huiles essentielles a permis d'identifier 40 constituants, dont les plus dominants sont le camphor (28,48 %), l'eucalyptol (11,91 %) et le thujone (11,62 %) pour *Artemisia herba-alba*, ainsi que 30 constituants pour *Origanum vulgare* (avec le gamma-terpinène à 37,77 %, le carvacrol à 29,21 % et l'ocymène à 14,99 % comme composés prédominants). L'huile essentielle d'origan entraîne une diminution hautement significative (p -valeur=0,0001) du poids corporel des larves de 4^{ème} stade de *Culex pipiens* 24 heures après l'application des doses (CL₂₅ et CL₅₀). L'effet des concentrations létales CL₂₅ et CL₅₀ des huiles essentielles d'*Artemisia herba-alba* et d'*Origanum vulgare* sur les principaux constituants biochimiques corporels des larves de *Culex pipiens* provoque des perturbations physiologiques significatives au niveau des protéines (p = 0,009 et 0,0001, respectivement), des lipides (p = 0,0001 et 0,0001,

respectivement) et des glucides ($p = 0,004$ et $0,0001$, respectivement). Les observations sous microscope optique des coupes histologiques prélevées sur les intestins des larves de *Culex pipiens* traitées avec l'huile essentielle d'*Origanum vulgare* à une concentration létale CL_{50} ($26,55 \mu\text{L/L}$) à différents temps (1 heure, 2 heures, 4 heures, 6 heures et 12 heures) ont montré une réduction significative ($p = 0,001$) de la taille des cellules épithéliales, une diminution des contacts intracellulaires avec les cellules voisines, un gonflement des cellules, une séparation de la membrane basale, ainsi que des altérations nucléaires chez les larves traitées comparativement aux témoins.

Mots clés : *Culicidae*, Sétif, *Culex pipiens*, *Artemisia herba-alba*, *Origanum vulgare*, Activité larvicide, constituants biochimiques, Histopathologie.

ABSTRACT

Mosquitoes are hematophagous Diptera, known for their crucial role as vectors of several infectious diseases such as dengue, chikungunya, malaria, and lymphatic filariasis. Understanding the culicid fauna in a given area is not only essential for assessing potential health risks but also for planning and evaluating vector control measures. The current study aimed, on the one hand, to identify the culicid fauna captured in 21 breeding sites distributed across 13 study stations in the Sétif region (Northeastern Algeria) from May 2022 to November 2023, over a period of 19 months, with an ecological characterization of their potential breeding sites. A total of 4,098 mosquito larvae were collected, identified, and classified into four genera: *Culex* (76.61%), *Culiseta* (16.42%), *Anopheles* (6.71%), and *Uranotaenia* (0.24%). Twelve (12) Culicidae species were identified, with *Culex pipiens* (69.42%) and *Culiseta longiareolata* (16.37%) being the most abundant. The abundance of the inventoried species was influenced by the physical nature of the larval habitats and climatic factors, including rainfall and temperature. Most larvae were collected in natural habitats (70.79%), notably meadows, riverbanks, and ponds, characterized by permanent and turbid water, vegetation outside the water, and sunny conditions. Riverbanks were the main habitats for *Culiseta longiareolata* and *Anopheles maculipennis*, while ponds were the primary habitats for *Culex pipiens*. On the other hand, the larvicidal activity of essential oils (EOs) from *Artemisia herba-alba* and *Origanum vulgare* against fourth-stage larvae of *Culex pipiens*, treated with lethal concentrations CL_{50} of 73.8 $\mu\text{L/L}$ and 26.55 $\mu\text{L/L}$ respectively, was examined after 24 hours. *Origanum vulgare* essential oil showed significantly greater larvicidal efficacy against *Culex pipiens* compared to *Artemisia herba-alba*. Gas Chromatography/Mass Spectrometry (GC/MS) analysis of the EOs identified 40 constituents for *Artemisia herba-alba*, with camphor (28.48%), eucalyptol (11.91%), and thujone (11.62%) being the most dominant. For *Origanum vulgare*, 30 constituents were identified, with γ -terpinene (37.77%), carvacrol (29.21%), and o-cymene (14.99%) as the main compounds. *Origanum vulgare* essential oil caused a highly significant reduction (p -value = 0.0001) in the body weight of fourth-stage larvae of *Culex pipiens* 24 hours after applying the doses (CL_{25} and CL_{50}). The effect of lethal concentrations CL_{25} and CL_{50} of the essential oils from *Artemisia herba-alba* and *Origanum vulgare* on the main biochemical constituents of *Culex pipiens* larvae resulted in significant physiological disturbances in protein (p = 0.009 and 0.0001, respectively), lipid (p = 0.0001 and 0.0001, respectively), and carbohydrate (p = 0.004 and 0.0001, respectively) levels. Photon microscopy observations of histological sections of the midgut of *Culex pipiens* larvae treated with *Origanum vulgare* essential oil at the lethal concentration CL_{50} (26.55 $\mu\text{L/L}$) at different time intervals (1h, 2h, 4h, 6h, and 12h) revealed significant effects (p -value =

0.001). These included a decrease in epithelial cell size, reduced intracellular contact with neighboring cells, cell swelling, detachment of the basal membrane, and nuclear degradation in treated larvae compared to controls.

Keywords: Culicidae, Setif, *Culex pipiens*, *Artemisia herba-alba*, *Origanum vulgare*, larvicidal activity, biochemical constituents, histopathology.

ملخص

تُعدُّ البعوضيات من رتبة ثنائيات الأجنحة التي تتغذى على الدم، وهي معروفة بدورها الأساسي كناقل للعديد من الأمراض المعدية مثل حمى الضنك، والشيكونغونيا، والملاريا، وداء الفيل. يُعتبر فهم التنوع البيولوجي للبعوض في منطقة معينة أمرًا ضروريًا لتقييم المخاطر الصحية المحتملة وكذلك لتخطيط وتقييم إجراءات مكافحة هذه النواقل. هدفت دراستنا، من جهة، إلى تحديد أنواع البعوض التي تم جمعها من 21 موقعًا تكاثريًا موزعًا على 13 محطة بولاية سطيف (شمال شرق الجزائر) خلال الفترة من ماي 2022 إلى نوفمبر 2023، أي على مدى 19 شهرًا، مع وصف بيئي لمواقع تكاثرها المحتملة. تم جمع 4098 يرقة بعوض، وتم تحديدها وتصنيفها إلى أربعة أجناس (*Culex* (76.61%)، *Culiseta* (16.42%)، *Anopheles* (6.71%)، و *Uranotaenia* (0.24%) تم التعرف على 12 نوعًا من عائلة البعوضيات (*Culicidae*)، وكانت *Culex pipiens* (69.42%) و *Culiseta longiareolata* (16.37%) الأكثر وفرة. تأثرت وفرة الأنواع التي تم جردها بالطبيعة الفيزيائية لمواقع اليرقات والعوامل المناخية، بما في ذلك هطول الأمطار ودرجة الحرارة. تم جمع أكبر عدد من اليرقات في البيئات الطبيعية (70.79%)، وخاصة في المروج، وضايف الأنهار، والبرك، التي تتميز بمياه دائمة وعكرة، ونباتات خارج الماء، وظروف مشمسة. وكانت ضفاف الأنهار المواقع الرئيسية ليرقات *Culiseta longiareolata* و *Anopheles maculipennis*، بينما كانت البرك الموائل الأساسية ليرقات *Culex pipiens*. من جهة أخرى، تم فحص النشاط المبيد ليرقات للزيوت الأساسية (*HES*) لكل من *Artemisia herba-alba* و *Origanum vulgare* ضد يرقات الطور الرابع من *Culex pipiens* بتركيزات قاتلة CL_{50} بلغت 73.8 ميكرو لتر/لتر و 26.55 ميكرو لتر/لتر على التوالي، بعد 24 ساعة. أظهرت زيت *Origanum vulgare* الأساسي فعالية مبيدة ليرقات *Culex pipiens* أعلى بشكل ملحوظ مقارنة بزيت *Artemisia herba-alba* كما أظهر تحليل الكروماتوغرافيا الغازية/مطياف الكتلة (*GC/MS*) للزيوت الأساسية وجود 40 مركبًا في زيت *Artemisia herba-alba*، كان أبرزها الكافور (28.48%)، والأوكالينتول (11.91%)، والثوجون (11.62%)، أما زيت *Origanum vulgare* فقد احتوى على 30 مركبًا، أبرزها- γ ترابينين (37.77%)، والكرافكول (29.21%)، والأوسيمين (14.99%). تسبب زيت *Origanum vulgare* الأساسي في انخفاض كبير جدًا ($p = 0.0001$) في وزن يرقات الطور الرابع من *Culex pipiens* بعد 24 ساعة من تطبيق الجرعات CL_{25} و CL_{50} ، كما أثرت التركيزات القاتلة CL_{25} و CL_{50} للزيوت الأساسية لكل من *Artemisia herba-alba* و *Origanum vulgare* على المكونات الكيميائية الحيوية الرئيسية في يرقات *Culex pipiens*، مما تسبب في اضطرابات فسيولوجية ملحوظة في مستويات البروتينات ($p = 0.009$) و $p = 0.0001$ على التوالي، والدهون ($p = 0.0001$) و $p = 0.0001$ على التوالي، والكربوهيدرات ($p = 0.004$) و $p = 0.0001$ على التوالي. أظهرت الملاحظات تحت المجهر الضوئي للمقاطع النسيجية المأخوذة من أمعاء يرقات *Culex pipiens* المعالجة بزيت *Origanum vulgare* الأساسي بتركيز قاتل CL_{50} (26.55 ميكرو لتر/لتر) في أوقات مختلفة (ساعة، ساعتين، 4 ساعات، 6 ساعات، و 12 ساعة)، انخفاضًا ملحوظًا ($p = 0.001$) في حجم الخلايا الظهارية، وتراجع الاتصال بين الخلايا المجاورة، وانتفاخ الخلايا، وانفصال الغشاء القاعدي، بالإضافة إلى تحلل النواة في اليرقات المعالجة مقارنةً بالمجموعة الضابطة.

الكلمات المفتاحية: بعوضيات، سطيف، *Culex pipiens*، *Artemisia herba-alba*، *Origanum vulgare*، النشاط المبيد لليرقات، المكونات الكيميائية الحيوية، علم الأمراض النسيجي.

Remerciements

Au terme de ce long et enrichissant parcours doctoral, je souhaite tout d'abord exprimer ma profonde gratitude à ALLAH Tout-Puissant. C'est grâce à Sa force, Sa guidance, et Sa grâce infinie que j'ai pu trouver l'énergie, la persévérance et la détermination nécessaires pour mener à bien cette thèse.

Je tiens à adresser mes remerciements les plus sincères à Madame TAIL GHANIA (Professeur à l'Université de Blida 1), directrice de cette thèse. Son expertise remarquable, ses conseils avisés et sa disponibilité constante ont été des atouts inestimables pour l'avancement et la réussite de ce travail. Sa rigueur scientifique, sa patience exemplaire et sa bienveillance resteront pour moi une source d'inspiration durable.

Je souhaite également exprimer ma reconnaissance aux membres du jury pour l'honneur qu'ils m'ont fait en acceptant de participer à cette soutenance.

À Madame SAIDI FAIROUZ (Professeur à l'Université de Blida 1), présidente du jury, pour l'attention portée à mon travail et pour ses observations pertinentes, qui enrichiront sans aucun doute mes futures recherches.

À Madame AYADI OUARDA (Professeur à l'Université de Sétif 1), examinatrice, pour son regard critique et ses observations constructives, qui permettront d'améliorer la qualité de ce manuscrit.

À Madame SAIDA HAMIDA CHERIF (Professeur à l'Université de Blida 1), examinatrice, pour ses remarques précieuses et son expertise, qui apporteront une grande richesse à cette thèse.

Je tiens à exprimer mes sincères remerciements à Madame le Professeur SAIDI FAIROUZ, directrice du laboratoire de recherche BES à l'Université de Blida 1, pour son précieux soutien et sa disponibilité sans faille. En tant que membre de son laboratoire, j'ai eu le privilège de bénéficier de ses conseils avisés et de son accompagnement constant, qui ont largement contribué à l'enrichissement de mes connaissances et à la réussite de ce travail.

Je tiens également à adresser ma profonde gratitude à Monsieur MEARKIA AMAR (Professeur à l'Université Sétif 1, Faculté de SNV, Département Agronomie), directeur du laboratoire de recherche LADPVA à l'Université de Sétif 1, pour la collaboration. Son dévouement à l'excellence scientifique, ses encouragements et ses conseils éclairés ont été déterminants pour la réalisation de cette thèse.

Enfin, je souhaite adresser mes remerciements les plus chaleureux à Monsieur le Docteur NACER EDDINE MESSAHÉL pour son soutien inestimable, ses conseils éclairés et les échanges enrichissants qui ont permis de perfectionner plusieurs aspects de mon travail. Sa disponibilité, son expertise et son engagement généreux ont constitué un appui précieux tout au long de ce parcours.

Dédicace

Je dédie ce travail

*A la mémoire de mon papa comme preuve de reconnaissance d'un fils
qui prie toujours pour le salut de son âme.*

*A ma maman qui m'a soutenu et m'a encouragé durant ces années
d'études et qui n'a jamais cessé de me donner de son amour pur et de
son unique et tendre inspiration.*

Qu'elle trouve ici un témoignage de ma profonde reconnaissance.

*A ma sœur et mes frères Kamel, Fahim, Ridha et Hichem qui ont
partagé avec moi tous les moments d'émotions lors de la réalisation de
ce travail et m'ont encouragé et supporté tout au long de mon parcours.*

*A mes chers amis Adam et Abdou en témoignage des liens solides et
fraternels qui nous unissent, de leur soutien et leurs encouragements.*

A tous ceux que j'aime et qui m'aiment.

NAZIM FAROUK MADANI

LISTE DES FIGURES

Figure 1.1	Œufs deS moustiques	8
Figure 1.2	Morphologie générale de la larve.....	9
Figure 1.3	Face dorsale de la tête <i>Culex</i> (A) et <i>Anopheles</i> (B).....	10
Figure 1.4	Morphologie de thorax des larves <i>Anopheles</i>	11
Figure 1.5	Segment terminal de larve Culicinae.....	12
Figure 1.6	Nymphe de Culicinae vue latérale (A), morphologie générale de céphalothorax (B), aspect dorsal d'abdomen de la nymphe d' <i>Anophelinae</i>	13
Figure 1.7	Schéma générale d' <i>Aedes aegypti</i> mâle et femelle	14
Figure 1.8	Schéma morphologique de tête chez les moustiques avec les pièces buccales.....	15
Figure 1.9	Schéma maorphologique de tube digestif chez les moustiques.....	16
Figure 1.10	Cycle de vie du moustique <i>Aedes albopictus</i>	18
Figure 2.1	Diagramme indiquant les températures moyennes mensuelles dans la région de Sétif de mai 2022 à novembre 2023.....	29
Figure 2.2	Diagramme indiquant les précipitations moyennes mensuelles dans la région de Sétif de mai 2022 à novembre 2023.....	30
Figure 2.3	Diagramme indiquant les humidités relatives moyennes mensuelles dans la région de Sétif de mai 2022 à novembre 2023.....	31
Figure 2.4	Diagramme Ombrothermique de la région de Sétif de mai 2022 à novembre 2023.....	32
Figure 2.5	Situation géographique des sites de collecte dans la Province de Sétif...	33

Figure 2.6	Gites larvaires naturels et artificiels prospectés dans la région de Sétif.....	36
Figure 2.7	Eclaircissement et montage des moustiques.	38
Figure 2.8	Site d'échantillonnage des moustiques (A), œufs de <i>Culex pipiens</i> sous la loupe binoculaire (B).....	42
Figure 2.9	Partie aérienne de l'armoise blanche (<i>Artemisia herba-alba</i>).....	43
Figure 2.10	Feuilles et tiges d' <i>Origanum vulgare</i> L. 1753.....	44
Figure 2.11	Montage d'extraction de type Clevenger (A), récupération des huiles essentielles (B).....	45
Figure 2.12	Etapas de l'extraction des métabolites primaires.....	48
Figure 2.13	Schéma du dosage des constituants corporels (protéines, glucides et lipides).....	51
Figure 3.1	Critères d'identification morphologique d' <i>Anopheles maculipennis</i>	54
Figure 3.2	Critères d'identification morphologique d' <i>Anopheles maculipennis</i>	55
Figure 3.3	Critères d'identification de la larve d' <i>Anopheles multicolor</i>	56
Figure 3.4	Critères d'identification de la larve d' <i>Anopheles multicolor</i>	57
Figure 3.5	Critères d'identification morphologique de la larve <i>Culex deserticola</i> ...	59
Figure 3.6	Critères d'identification morphologique de la larve <i>Culex hortensis</i>	60
Figure 3.7	Critères morphologiques d'identification de la larve <i>Culex laticinctus</i> ...	62
Figure 3.8	Critères morphologique d'identification de la larve <i>Culex modestus</i>	64
Figure 3.9	Critères d'identification morphologique de la larve <i>Culex pipiens</i>	66
Figure 3.10	Critères d'identification morphologique de la larve <i>Culex theileri</i>	68
Figure 3.11	Critères d'identification morphologique de la larve <i>Culex tritaeniorhynchus</i>	70

Figure 3.12	Critères d'identification de la larve de <i>Culiseta annulata</i>	72
Figure 3.13	Critères d'identification de la larve de <i>Culiseta longiareolata</i>	73
Figure 3.14	Critères d'identification des larves d' <i>Uranotaenia unguiculata</i>	74
Figure 3.15	Abondance relative des genres de culicidés récoltés dans la région de Sétif de mai 2022 à novembre 2023.....	75
Figure 3.16	Abondance relative des espèces de culicidés récoltés dans la région de Sétif de mai 2022 à novembre 2023.....	76
Figure 3.17	Abondance relative des espèces de culicidés selon les stations d'études durant d'mai 2022 à novembre 2023.....	77
Figure 3.18	Répartition stationnelle des espèces dans le plan factoriel F1 et F2 de l'analyse factorielle des correspondances.....	82
Figure 3.19	Relation mensuelle entre la température, les Précipitations et le nombre de moustiques.....	86
Figure 3.20	Effet de l'huile essentielle d' <i>Artemisia herba-alba</i> testée sur des larves du 4 ^{ème} stade de <i>Culex pipiens</i>	92
Figure 3.21	Effet de l'huile essentielle d' <i>Origanum vulgare</i> testée sur des larves du 4 ^{ème} stade de <i>Culex pipiens</i>	94
Figure 3.22	Effet des concentrations létales (CL ₂₅ et CL ₅₀) des huiles essentielles d' <i>Artemisia herba-alba</i> (A) et d' <i>Origanum vulgare</i> (B) sur le poids corporel des larves 4 ^{ème} de <i>Culex pipiens</i>	96
Figure 3.23	Dosage des protéines totales des larves quatrième stade de <i>Culex pipiens</i> : droite de régression exprimant les absorbance en fonction des quantités d'albumine (µg).....	97

Figure 3.24	Dosage des glucides totaux des larves L4 de <i>Culex pipiens</i> : droite de régression exprimant les absorbance en fonction des quantités de glucose (μg).....	99
Figure 3.25	Dosage des lipides totaux des larves L4 de <i>Culex pipiens</i> : droite de régression exprimant les absorbance en fonction des quantités de lipides (μg).....	100
Figure 3.26	Coupes histologiques au niveau du mésentéron des larves <i>Culex pipiens</i>	102

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1.1	Liste des espèces de culicidés connues en Algérie.....	6
Tableau 1.2	Répartition géographiques des moustiques en Algérie.....	19
Tableau 2.1	Description des gites d'échantillonnages des moustiques dans la région de Sétif.....	34
Tableau 2.2	Caractéristiques écologiques (physiques) des gites potentiels de reproduction des moustiques.....	35
Tableau 2.3	Préparation de la gamme d'étalonnage des protéines totales.....	49
Tableau 2.4	Préparation de la gamme d'étalonnage des lipides totaux.....	49
Tableau 2.5	Préparation de la gamme d'étalonnage des glucides totaux.....	50
Tableau 3.1	Liste de systématique des moustiques collectés dans la région de Sétif de mai 2022 à novembre 2023.....	53
Tableau 3.2	Fréquences d'occurrence des culicidés collectées de mai 2022 à novembre 2023 dans la région de Sétif.....	78
Tableau 3.3	Répartition stationnelle de la richesse spécifique des espèces de culicidés inventoriées au cours de période d'étude de mai 2022 à novembre 2023 dans la région de Sétif.....	79
Tableau 3.4	Indice de diversité du nombre des individus des espèces collectées au cours de période d'étude (mai 2022 jusqu'à novembre 2023) dans la région de Sétif.....	80
Tableau 3.5	Indice de similitude de Jaccard calculé pour les peuplements dans les stations d'étude prises deux à deux.....	81

Tableau 3.6	Nombre et pourcentages de moustiques dans les habitats larvaires à différentes caractéristiques physiques dans la région de Sétif.....	84
Tableau 3.7	Caractéristiques organoleptiques des huiles essentielles.....	87
Tableau 3.8	Composition chimique de l'huile essentielle d' <i>Artemisia herba alba</i>	87
Tableau 3.9	Composition chimique de l'huile essentielle d' <i>Origanum vulgare</i>	89
Tableau 3.10	Effet de l'huile essentielle d' <i>Artemisia herba alba</i> testée sur des larves du 4 ^{ème} stade de <i>Culex pipiens</i> , sur le taux de mortalité après 1h, 2h et 24 heures du traitement (m ± SEM, n=3 répétitions comportant chacune 20 individus).....	91
Tableau 3.11	Effet de l'huile essentielle d' <i>Artemisia herba alba</i> testée sur des larves du 4 ^{ème} stade de <i>Culex pipiens</i> après 1 h, 2 h et 24 heures du traitement : analyse des probits.....	92
Tableau 3.12	Effet de l'huile essentielle d' <i>Origanum vulgare</i> testée sur des larves du 4 ^{ème} stade de <i>Culex pipiens</i> , sur le taux de mortalité après 1h, 2h et 24 heures (m ± SEM, n=3 répétitions comportant chacune 20 individus).....	93
Tableau 3.13	Effet de l'huile essentielle d' <i>Origanum vulgare</i> testée sur des larves du 4 ^{ème} stade de <i>Culex pipiens</i> après 1h, 2h et 24 heures du traitement : analyse des probits.....	94
Tableau 3.14	Efficacité comparée des huiles essentielles étudiées à l'égard de <i>Culex pipiens</i>	95
Tableau 3.15	Effet des concentrations létales (CL ₂₅ et CL ₅₀) des huiles essentielles d' <i>Artemisia herba alba</i> et d' <i>Origanum vulgare</i> sur le contenu en protéines totales (µg/individu) chez les larves de <i>Culex pipiens</i> (m ± SEM, n= 3).....	97
Tableau 3.16	Effet des concentrations létales (CL ₂₅ et CL ₅₀) des huiles essentielles d' <i>Artemisia herba alba</i> et d' <i>Origanum vulgare</i> sur le contenu en glucides	

	totaux ($\mu\text{g}/\text{individu}$) chez les larves L4 de <i>Culex pipiens</i> ($m \pm \text{SEM}$, $n=3$).....	98
Tableau 3.17	Effet des concentrations létales (CL_{25} et CL_{50}) des huiles essentielles de l' <i>Artemisia herba alba</i> et d' <i>Origanum vulgare</i> sur le contenu en lipide totale ($\mu\text{g}/\text{individu}$) chez L4 de <i>Culex pipiens</i> ($m \pm \text{SEM}$, $n=3$).....	99
Tableau 3.18	Histopathologie de l'intestin moyen des larves 4 ^{ème} stade de <i>Culex pipiens</i> traités avec la concentration CL_{50} d'origan comparativement aux témoins.....	101
Tableau 4.1	Composés majoritaires des huiles essentielles d' <i>Origanum vulgare</i> et d' <i>Artemisia herba alba</i> récoltés dans différents pays	109

LISTE DES ABRIVIATIONS

CL₂₅ : Concentration létale pour tuer 25 % d'une population

CL₅₀ : Concentration létale pour tuer 50 % d'une population

CL₉₀ : Concentration létale pour tuer 90 % d'une population

CRISPR: Clustered Regularly Interspaced Short Palindromic Repeats

E: Equitabilité

SEM : Standard error of the mean

TIS : Technique de l'insecte stérile

UDP : Uridine diphosphate

Ur : *Uranotaenia*

TABLE DES MATIERES

I. RESUME	
II. REMERCIEMENTS	
III. DÉDICACE	
IV. LISTE DES FIGURES	
VI. LISTE DES TABLEAUX	
VII. LISTE DES ABREVIATIONS	
INTRODUCTION.....	1
CHAPITRE 1: ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE.....	5
1.1. Taxinomie et biodiversité des moustiques.....	5
1.2. Morphologie générale des moustiques.....	7
1.2.1. Stades préimaginaux.....	8
1.2.1.1. Œuf.....	8
1.2.1.2. Larve.....	9
1.2.1.3. Nymphe.....	12
1.2.2. Stade adulte	13
1.3. Anatomie de tube digestif chez les moustiques.....	16
1.4. Bioécologie.....	17
1.4.1. Régime alimentaire.....	17
1.4.2. Cycle de vie.....	17
1.4.3. Ethologie.....	18
1.4.4. Répartition géographique.....	19
1.4.5. Rôle pathogène des moustiques.....	20
1.4.6. Principales maladies transmises par les moustiques.....	21
1.5. Constituants biochimiques corporels chez les moustiques.....	23
1.5.1. Lipides.....	23

1.5.2. Carbohydrates.....	23
1.5.3. Protéines.....	24
1.6. Lutte contre les moustiques.....	24
1.6.1. Lutte physique.....	24
1.6.2. Lutte chimique.....	25
1.6.3. Lutte biologique	26
1.6.4. Lutte génétique	26
CHAPITRE 2: MATERIELS ET METHODES.....	28
2.1. Inventaire des <i>Culicidae</i> (moustiques) dans la région de Sétif.....	28
2.1.1. Présentation de la région d'étude.....	28
2.1.2. Données bioclimatiques.....	29
2.1.2.1. Température.....	29
2.1.2.2. Précipitation.....	30
2.1.2.3. Humidité.....	30
2.1.2.4. Diagramme Ombrothermique.....	31
2.1.3. Choix des sites d'étude.....	32
2.1.2. Collecte des larves de moustiques.....	36
2.1.3. Elevage et conservation.....	37
2.1.4. Eclaircissement et montage.....	37
2.1.5. Identification.....	39
2.1.6. Etude statistiques et exploitation des résultats.....	39
2.1.6.1. Indices écologiques de composition.....	39
2.1.6.2. Indices écologiques de structure.....	40
2.1.6.3. Analyse statistique.....	41
2.2. Effet insecticide des huiles essentielles sur les larves de <i>Culex pipiens</i>	42
2.2.1. Echantillonnage des moustiques.....	42
2.2.2. Présentation des espèces végétales utilisées.....	43
2.2.3. Extraction des huiles essentielles par Hydrodistillation	45

2.2.4. Analyse spectrophotométriques des huiles essentielles extraites par CG/MS-MS.....	46
2.2.5. Bio-essais dose-réponse.....	46
2.2.6. Dosage des constituants biochimiques corporels (protéines, glucides et lipides).....	47
2.2.6.1. Dosage des protéines totales.....	48
2.2.6.2. Dosage des lipides totaux.....	49
2.2.6.3. Dosage des glucides totaux.....	50
2.2.7. Etude histologique.....	52
2.2.8. Etude statistiques.....	52
CHAPITRE 3: RESULTATS.....	53
3.1. Capture des spécimens et identification morphologique de la faune culicidienne de la région de Sétif.....	53
3.1.1. Critères de base de l'identification des espèces capturées	54
3.1.1.1. <i>Anopheles (Anopheles) maculipennis</i> (Meigen, 1818).....	54
3.1.1.2. <i>Anopheles (Cellia) multicolor</i> (Caamboliu, 1902).....	56
3.1.1.3. <i>Culex (Maillotia) deserticola</i> (Kirkpatrick, 1925).....	58
3.1.1.4. <i>Culex (Maillotia) hortensis</i> s.l. (Ficalbi, 1889).....	59
3.1.1.5. <i>Culex laticinctus</i> (Edwards, 1913).....	61
3.1.1.6. <i>Culex (Barraudius) modestus</i> (Ficalbi, 1890).....	63
3.1.1.7. <i>Culex (Culex) pipiens</i> (Linnaeus, 1758).....	64
3.1.1.8. <i>Culex (Culex) theileri</i> (Theobald, 1903).....	67
3.1.1.9. <i>Culex (Culex) tritaeniorhynchus</i> (Giles, 1901).....	68
3.1.1.10. <i>Culiseta (Culiseta) annulata</i> (Schrank, 1776).....	71
3.1.1.11. <i>Culiseta (Allotheobaldia) longiareolata</i> (Macquart, 1838).....	72
3.1.1.12. <i>Uranotaenia (Pseudoficalbia) unguiculata</i> (Edwards, 1913).....	74
3.1.2. Étude des indices écologiques	75
3.1.2.1. Qualité d'échantillonnage.....	75
3.1.2.2. Abondance relative.....	75

3.1.2.3. Fréquences d'occurrence.....	77
3.1.2.4. Richesse spécifique.....	78
3.1.2.5. Indice de diversités (Shannon-Weaver) et d'équitabilité.....	79
3.1.2.6. Indice de similitude de Jaccard.....	80
3.1.2.7. Répartition des espèces culicidienne au sein des stations.....	81
3.1.2.8. Effet des caractères physiques des habitats larvaires sur la distribution des espèces de moustiques.....	82
3.1.2.9. Effet de la saison sur la distribution des moustiques.....	85
3.2. Etude phytochimique des huiles essentielles.....	86
3.2.1. Rendement et caractéristiques organoleptiques des huiles essentielles.....	86
3.2.2. Identifications des huiles essentielles.....	87
3.2.2.1. Composition chimique de l'huile essentielle d' <i>Artemisia herba alba</i>	87
3.2.2.2. Composition chimique de l'huile essentielle d' <i>Origanum vulgare</i>	89
3.2.3. Toxicité de l'huile essentielle d' <i>Artemisia herba alba</i>	91
3.2.4. Toxicité de l'huile essentielle d' <i>Origanum vulgare</i>	92
3.2.5. Comparaison des effets des huiles essentielles à l'égard de <i>Culex pipiens</i>	94
3.2.6. Effet des huiles essentielles sur l'évolution pondérale des larves 4 ^{ème} stade de <i>Culex pipiens</i>	95
3.2.7. Effet des huiles essentielles sur les constituants biochimiques corporels des larves du dernier stade <i>Culex pipiens</i>	96
3.2.7.1. Effet des huiles essentielles sur le contenu en protéiens.....	96
3.2.7.2. Effet des huiles essentielles sur le contenu en glucides.....	98
3.2.7.3. Effet des huiles essentielles sur le contenu en lipides.....	99
3.2.8. Effet histopathologique d'huile essentielle de l'origan sur la structure de l'intestin moyen des larves du dernier stade <i>Culex pipiens</i>	100
CHAPITRE 04 : DISCUSSION.....	103
4.1. Inventaire systématique des moustiques recensés dans la région de Sétif.....	103
4.2. Etude phytochimique des huiles essentielles	107
4.2.1. Rendement et identification des huiles essentielles.....	107

4.2.2. Effet toxique des huiles essentielles sur les larves de <i>Culex pipiens</i>	109
4.2.3. Effet des huiles essentielles sur les constituants biochimiques corporels (protéines, glucides et lipides).....	111
4.2.4. Etude histopathologique du mésentéron des larves du dernier stade de <i>Culex pipiens</i> traitées avec l'huile essentielle d' <i>Origanum vulgare</i>	113
CONCLUSION ET PERSPECTIVES.....	114
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	117
ANNEXES.....	

INTRODUCTION

INTRODUCTION

Les moustiques sont des insectes diptères d'une grande importance mondiale, non seulement pour leurs rôles écologiques mais également pour les questions liées à la santé humaine et animale. Actuellement, plus de 3 500 espèces de moustiques sont reconnues dans le monde, mais seules quelques-unes sont capables de transmettre des agents pathogènes responsables de maladies humaines ou animales. Ce sont ces espèces qui ont été étudiées le plus en profondeur [1]. Le chikungunya, la fièvre jaune, le Zika, la dengue, l'encéphalite japonaise, le Nil occidental, la filariose lymphatique et le paludisme font partie des maladies transmises par les moustiques les plus courantes, tandis que trois principaux genres de moustiques de la famille des Culicidae (*Aedes*, *Culex* et *Anopheles*) sont les plus courants principaux vecteurs incriminés dans leur transmission [2]. Ces dernières années, divers facteurs naturels et anthropiques, notamment le changement climatique et les activités humaines, ont favorisé l'apparition et l'installation de nombreuses espèces de moustiques dans les zones urbaines des régions tempérées, alors qu'elles étaient auparavant limitées aux régions tropicales [3] ; [4]. Un exemple marquant est le moustique tigre asiatique, *Aedes albopictus* (Skuse, 1894), qui a colonisé la plupart des pays méditerranéens ces dernières années. Il est désormais impliqué dans la transmission de plusieurs arbovirus tropicaux en Europe, comme ceux responsables de la dengue et du chikungunya [5] ; [6] ; [7] ; [8].

Pour la ponte, les moustiques utilisent une gamme d'habitats aquatiques, de nombreuses espèces de moustiques préférant utiliser des conteneurs naturels et artificiels comme sites de reproduction, ce qui donne naissance à des communautés larvaires complexes [9] ; [10]. Des larves de moustiques Culicidae ont été observées en train de prospérer dans divers environnements aquatiques, notamment les bords des ruisseaux et des rivières, les lits des rivières, les marais d'eau douce ou salée et les petites mares de pluie temporaires. Les habitats larvaires présentent un grand intérêt car ils sont des déterminants importants à la fois de la répartition et de l'abondance des moustiques adultes [11] ; [12].

Certaines études de recherche ont montré que la densité des moustiques est influencée par les propriétés physicochimiques de l'eau dans les habitats de reproduction, ainsi que par divers facteurs écologiques, notamment liés au climat [13] ; [14]. À cette fin, comprendre comment les facteurs liés à l'habitat affectent la production larvaire est essentiel pour comprendre les modèles de répartition temporelle et spatiale des espèces vectrices de moustiques. De plus, l'évaluation de la composition et de la qualité des habitats des larves de moustiques contribue également à comprendre la bioécologie de ces insectes et à élaborer des stratégies efficaces de contrôle des larves [15].

En Algérie, le plus grand pays d'Afrique, la faune culicidienne fait l'objet de nombreuses recherches depuis le début du XXe siècle. Jusqu'à présent, un total de 53 espèces de moustiques ont été recensées en Algérie, dont 44 appartiennent aux genres *Culex*, *Aedes* et *Anopheles* [16]. Dans leur étude, **Nebbak et al** [2] ont indiqué que 26 espèces de moustiques sont impliquées dans la circulation de sept maladies à transmission vectorielle (MTV) en Afrique du Nord, dont deux infections parasitaires (paludisme, filariose) et cinq infections virales (virus du Nil occidental, virus de la fièvre de la vallée du Rift, virus de la Dengue). Les changements continus dans la répartition géographique de plusieurs espèces de moustiques, ainsi que l'apparition ou la disparition d'autres en raison de changements locaux ou globaux, exposent le pays à la réémergence ou à l'émergence de multiples maladies virales. Par conséquent, il est intéressant de surveiller régulièrement les populations de moustiques dans les régions vulnérables comme le nord de l'Algérie [17] afin d'améliorer les efforts de prévention de la propagation et de la transmission potentielles des maladies virales.

L'Homme s'est toujours protégé des agressions pour préserver sa santé et son bien-être. Depuis l'Antiquité, il est recommandé de construire les villes loin des marécages pour éviter les risques. Les premiers insecticides d'origine minérale et végétale ont permis de se protéger contre les insectes piqueurs, considérés alors comme nuisibles. Au XIXe siècle, on a découvert que les insectes pouvaient propager des maladies et au XXe siècle, les premiers insecticides de synthèse sont apparus sur le marché.

Cependant, l'utilisation excessive de ces produits a mené à des problèmes de résistance des insectes et à la pollution de l'environnement [18].

La lutte biologique implique l'emploi d'organismes vivants, tel que les prédateurs, parasites ou les micro-organismes pour réduire les populations des insectes considérés comme nuisibles. Pour lutter contre les moustiques, l'utilisation des poissons larvivores comme le guppy (*Poecilia reticulata*) ou bien la gambusie (*Gambusia affinis*, *Gambusia holbrooki*) [19], ou des copépodes ont montré une efficacité satisfaisante contre *Culex*, *Aedes* et *Anopheles* [20] ; [21] ; [22] ; [23]. Il existe une autre méthode biologique consistant à pulvériser des spores de la bactérie *Bacillus thuringiensis*, qui génèrent des toxines nocives pour les moustiques [24] ; [25]. Il est important de souligner que l'utilisation des extraits de plantes aromatiques comme produits répulsifs [26] est une méthode biologique qui a souvent un effet positif en tant que larvicides contre les larves des moustiques. Les phytoinsecticides les plus efficaces proviennent généralement de plantes aromatiques et les huiles essentielles en représentent souvent la partie bioactive [27].

En Algérie plusieurs travaux ont été réalisés sur l'effet des extraits de plantes contre les larves de moustiques de plusieurs espèces, **Hamid Oudjana et al** [28], ont testé l'efficacité de l'extrait aqueux foliaire de l'ortie (*Urtica dioica*) contre les larves de *Culex pipiens* et ils ont trouvé un pouvoir insecticide très important, **Keffous et Aissaoui** [29] ont testé l'activité larvicide de l'huile essentielle de l'espèce *Foeniculum vulgare* contre les larves de *Aedes caspius*. **Aouinty et al** [30], ont appliqué les extraits aqueux des feuilles du ricin (*Ricinus communis*) et du bois de thuya (*Tetraclinis articulata*) sur les larves de moustiques. Cinq huiles essentielles (*Thymus vulgaris*, *Artemisia herba-alba*, *Juniperus phoenicea*, *Rosmarinus officinalis* et *Ecalyptus globulus*) ont été testées par **Nabti et Bouchada** [31] contre les larves de *Culiseta longiareolata*. Ces auteurs ont trouvé que les extraits de ces plantes peuvent être utilisés comme des biocides dans le cadre de la lutte contre ces organismes nuisibles.

Dans cette optique, notre objectif principal est de contribuer à l'identification morphologique et caractérisation écologique de la faune culicidienne capturée dans vingt et un (21) gîtes larvaires différents dans la région de Sétif.

D'autres objectifs secondaires plus spécifiques, ont été ciblés :

- Préciser la structure et le fonctionnement de cette faune par des indices écologiques
- Déterminer les principaux composants de chaque huile par chromatographie en phase gazeuse combinée à spectrométrie de masse en tandem (CPG-SM /SM).
- Tester l'effet biolarvicide de ces huiles sur l'espèce *Culex pipiens* afin de déterminer les concentrations létales (CL₂₅, CL₅₀ et CL₉₀).
- Evaluer l'effet de ces huiles essentielles sur les variations des principaux constituants biochimiques corporels (protéines, lipides et glucides) chez les larves du dernier stade de *Cx. pipiens*.
- Etude histopathologique de la partie médiane du tube digestif à savoir le mésentéron des larves du stade L4 de l'espèce *Culex pipiens*, traitées par la concentration létale (CL₅₀) de l'huile essentielle d'*Origanum vulgare*.

CHAPITRE 01 :
ETUDE
BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE 1 : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

Ce chapitre aborde un aperçu bibliographique synthétisant les données sur les moustiques, leur taxinomie et biodiversité, leur morphologie, leur bioécologie, leur distribution géographique, leur éthologie, leur rôle pathogène, leur anatomie de tube digestive, les constituants biochimiques corporels et enfin les différentes méthodes de lutte contre ces vecteurs de maladies.

1.1. Taxinomie et biodiversité des moustiques

Les moustiques sont des arthropodes appartenant à la classe des insectes dans le règne animal. Ils appartiennent au sous-ordre des Nematocera [32] dans l'ordre Diptères [33].

La famille des Culicidae, se caractérisent par des pièces buccales allongées et délicates, qui sont protégées dans un labium en forme de gouttière. Elle constitue une population importante et abondante. C'est un groupe qui comprend 3546 espèces officiellement reconnues dans le monde. La famille des Culicidae se divise en deux sous-familles ; *Culicinae* avec 3061 espèces et *Anophelinae* avec 485 espèces [34].

En Algérie la famille des culicidés se regroupe en six genres. Cette famille est divisée en deux sous-familles Culicinae alors que les genres sont : *Aedes*, *Culex*, *Culiseta*, *Orthopodomyia* et *Uranotaenia*) et Anophelinae avec le genre *Anopheles* [35].

D'après Robert et al [36], 62 espèces de culicidés sont connues en Algérie qui appartiennent aux 7 genres, le genre *Anopheles* avec 17 espèces, le genre *Aedes* avec 19 espèces, le genre *Culex* avec 15 espèces, le genre *Culiseta* avec 6 espèces, les genres *Coquillettidia* et *Uranotaenia* chacun 2 espèces. Enfin, le genre *Orthopodomyia* est représenté par, une seule espèce, comme mentionnés dans le **Tableau 1.1**.

Tableau 1.1 : Liste des espèces de culicidés connues en Algérie [36].

La famille de Culicidae		
Sous-famille Anophelinae	Sous-famille	Culicinae
Genre : <i>Anopheles</i>	Genre : <i>Aedes</i>	Genre : <i>Culex</i>
<i>Anopheles (Anopheles) algeriensis</i> (Theobald, 1903)	<i>Aedes (Stegomyia) aegypti</i> (Linné, 1762)	<i>Culex (Culex) antennatus</i> (Becker, 1903)
<i>Anopheles (Cellia) coluzzi</i> (Coetzee et wilkerson, 2013)	<i>Aedes (Ochlerotatus) albineus</i> (Seguy, 1923)	<i>Culex (Maillotia) arbieeni</i> (Salem, 1938)
<i>Anopheles (Cellia) cinereus</i> (Theobald, 1901)	<i>Aedes (Stegomyia) albopictus</i> (Skuse, 1894)	<i>Culex (Culex) brumpti</i> (Gaillard, 1931)
<i>Anopheles (Anopheles) claviger</i> (Meigen, 1804)	<i>Aedes (Ochlerotatus) berlandi</i> (Seguy, 1921)	<i>Culex (Maillotia)deserticola</i> (Kirkpatrick, 1925)
<i>Anopheles (Cellia) dthali</i> (Patton, 1905)	<i>Aedes (Ochlerotatus) biskraensis</i> (Brunches, 1999)	<i>Culex (Maillotia) hortensis</i> s.l. (Ficalbi, 1889)
<i>Anopheles (Anopheles) labranchiae</i> (Falleroni, 1926)	<i>Aedes (Aedes) cinereus</i> (Meigen, 1818)	<i>Culex (Neoculex) impudicus</i> (Ficalbi, 1890)
<i>Anopheles (Anopheles) sacharovi</i> (Favre, 1903)	<i>Aedes (Ochlerotatus) caspius</i> (Pallas, 1771)	<i>Culex (Culex) laticinctus</i> (Edwards, 1913)
<i>Anopheles (Anopheles) maculipennis</i> (Meigen, 1818)	<i>Aedes (Ochlerotatus) coluzzii</i> (Rioux Guilvard et Pasteur, 1998)	<i>Culex (Culex) mimeticus</i> (Noè, 1899)
<i>Anopheles (Anopheles) marteri</i> (Senevet et Prunelle, 1927)	<i>Aedes (Ochlerotatus) detritus</i> (Halliday, 1833)	<i>Culex (Barraudius)modestus</i> (Ficalbi, 1890)
<i>Anopheles (Cellia) multicolor</i> (Caamboliu, 1902)	<i>Aedes (Ochlerotatus) dorsalis</i> (Meigen, 1830)	<i>Culex (Culex) perexiguus</i> (Theobald, 1903)
<i>Anopheles (Anopheles) petraganii</i> (Del Vecchio, 1939)	<i>Aedes (Ochlerotatus) echinus</i> (Edwards, 1920)	<i>Culex (Culex) pipiens</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Anopheles (Anopheles) plumbeus</i> (Stephens, 1828)	<i>Aedes (Finlaya) geniculatus</i> (Olivier, 1791)	<i>Culex (Barraudius) pusillus</i> (Macquart, 1850)
<i>Anopheles (Cellia) rufipes broussesi</i> (Edwards, 1929)	<i>Aedes (Ochlerotatus) mariae</i> (Sergent et Sergent, 1903)	<i>Culex (Neoculex) territans</i> (Walker, 1856)
<i>Anopheles (Cellia) rhodesiensi rupicolus</i> (Lewis, 1937)	<i>Aedes (Ochlerotatus) pulcritarsis</i> (Rondani, 1872)	<i>Culex (Culex) theileri</i> (Theobald, 1903)

<i>Anopheles (Cellia) sergentii sergentii</i> (Theobald, 1907)	<i>Aedes (Ochlerotatus) punctor</i> , (Kirby, 1937)	<i>Culex (Culex) torrentium</i> (Martini, 1925)
<i>Anopheles (Cellia) superpictus</i> (Grassi, 1899)	<i>Aedes (Ochlerotatus) quasirustius</i> (Torres ca'amares, 1951)	Genre : Culiseta
<i>Anopheles (Cellia) turkhudi</i> (Liston, 1901)	<i>Aedes (Rusticoidus) rusticus</i> (Rossi, 1790)	<i>Culiseta (Culiseta) annulata</i> (Schrank, 1776)
	<i>Aedes (Aedimorphus) vexans</i> (Meigen, 1930)	<i>Culiseta (Culicella) fumipennis</i> (Stephens, 1825)
	<i>Aedes (Aedimorphus) vittatus</i> (Bigot, 1861)	<i>Culiseta (Culicella) litorea</i> (Shute, 1928)
	Genre : Uranotaenia	<i>Culiseta (Allotheobaldia) longiareolata</i> (Macquart, 1838)
	<i>Uranotaenia (Uranotaenia) balfouri</i> (Theobald, 1904)	<i>Culiseta (Culicella) morsitans</i> (Theobald, 1901)
	<i>Uranotaenia (Pseudoficalbia) unguiculata</i> (Edwards, 1913)	<i>Culiseta (Culiseta) subochrea</i> (Edwards, 1921)
	Genre : Orthopodomyia	Genre : Coquillettidia
	<i>Orthopodomyia pulcripalpis</i> (Rondani, 1872)	<i>Coquillettidia (Coquillettidia) buxtoni</i> (Edwards, 1923)
		<i>Coquillettidia (Coquillettidia) richiardii</i> (Ficalbi, 1889)

1.2. Morphologie générale des moustiques

Les moustiques sont des insectes à métamorphose complète ou holométaboles : tous les stades sont présents la larve, la nymphe et l'adulte ont des morphologies très différentes [26].

1.2.1. Stades préimaginaux

1.2.1.1. Œuf

L'œuf de moustiques a une forme allongée [37] et mesure en moyenne 0,5 mm. Il est pondu à la surface de l'eau [38] où il flotte soit par des phénomènes de tension superficielle comme les œufs d'*Aedes* [39], soit par un système de flotteurs latéraux comme les œufs des *Anopheles* ou par des flotteurs terminaux comme les œufs des *Culex* [38] (Figure 1.1).

L'œuf est formé de trois membranes : la 1ère membrane est interne entourant le vitellus et l'embryon, puis la deuxième est l'endochorion qui va durcir peu après la ponte dont la couleur est brun foncée et la troisième membrane est externe (exochorion) qui présente différentes ornementsations [40].

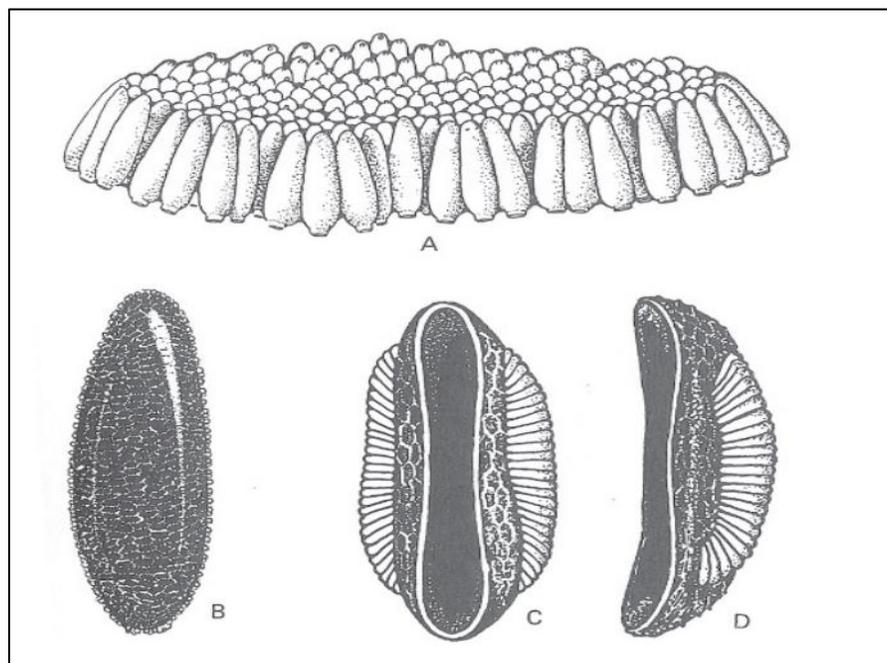


Figure 1.1 : Œufs des moustiques ; *Culex* (A), *Aedes* (B) et *Anopheles* de face (C) et de profile (D), [38].

1.2.2. Larve

Les larves de moustiques sont vermiformes et dépourvu de pattes [37]. Au cours de son cycle biologique la larve passe par quatre stades larvaires où chaque stade se définit par une taille différente [26]. Ainsi, les larves de stade L1 mesurent environ 1 mm après trois mues donnent le quatrième stade larvaire L4 d'environ 4 mm [38]. Le corps de la larve des culicidés est composée de trois parties ; la tête, le thorax et l'abdomen [39] (Figure 1.2).

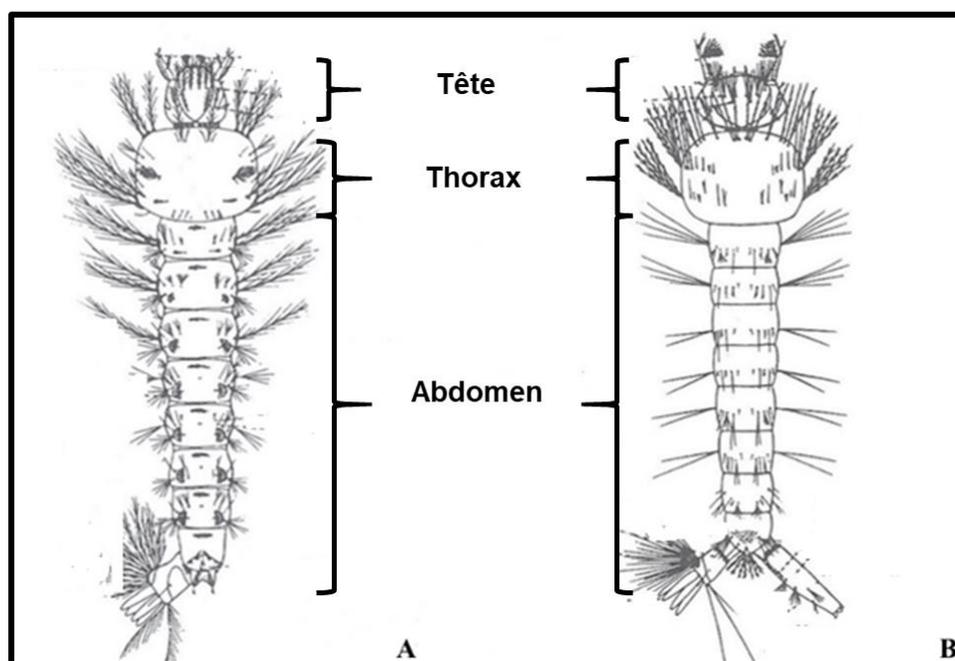


Figure 1.2 : Morphologie générale de la larve, *Anopheles* (A), *Culex* (B) [38].

a) Tête

La tête des larves de Culicidae est en générale plus large que longue pour les Culicinae comparativement aux Anophelinae [41]. Elle porte deux antennes, une paire de mandibules munies de dents, formant l'appareil buccale [38] et deux paires des yeux [38].

(une petite, simple et fonctionnel et l'autre plus grosse non fonctionnelles qui seront les yeux du futur adulte) [26]. Les soies céphaliques sont nombreuses et de forme et de taille variables. La disposition, la longueur, la ramification et la forme des soies de la tête sont utilisées pour l'identification d'espèce (**Figure 1.3**) [42].

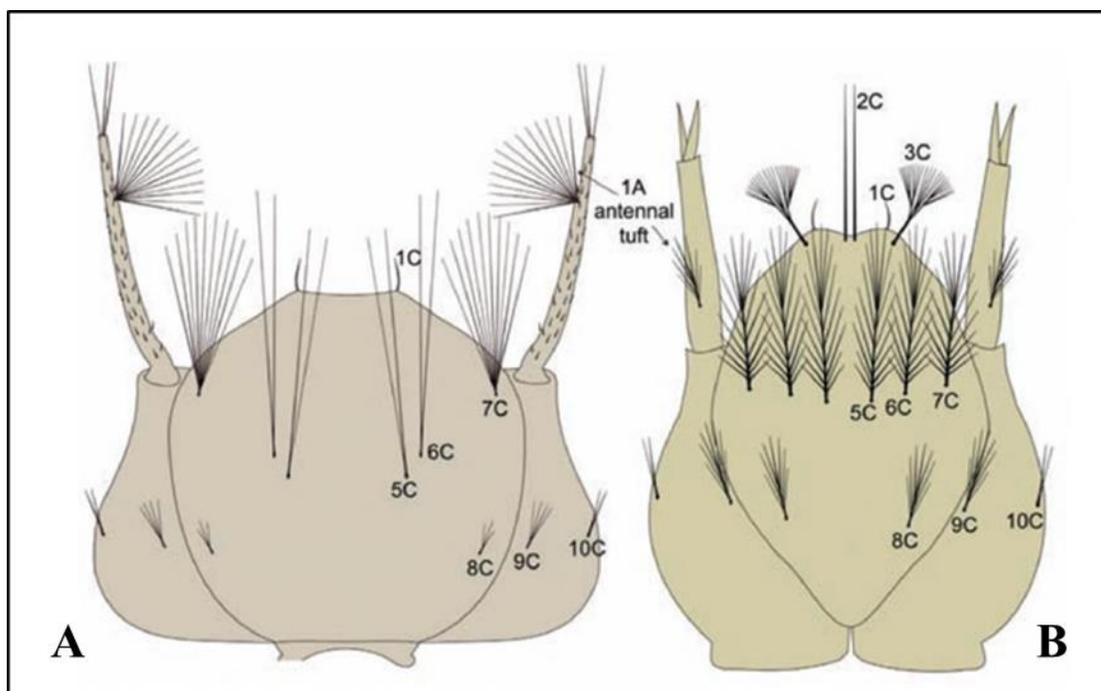


Figure 1.3 : Face dorsale de la tête *Culex* (A) et *Anopheles* (B), 1-A : soie antennaire, 1-C, 2-C et 3-C : soies clypéales, 5-C, 6-C, 7-C, 8-C, 9-C et 10-C : soies frontales [42].

b) Thorax

Chez les larves des moustiques le thorax est plus large que la tête. Il est composé de trois segments soudés portant des soies il est composé du prothorax, du mésothorax et du métathorax (**Figure 1.4**) [38]. Les nombreuses soies du thorax sont disposées en trois rangées qui correspondent aux trois subdivisions du thorax [42]. Les soies thoraciques sont peu utilisées pour identifier les larves [41].

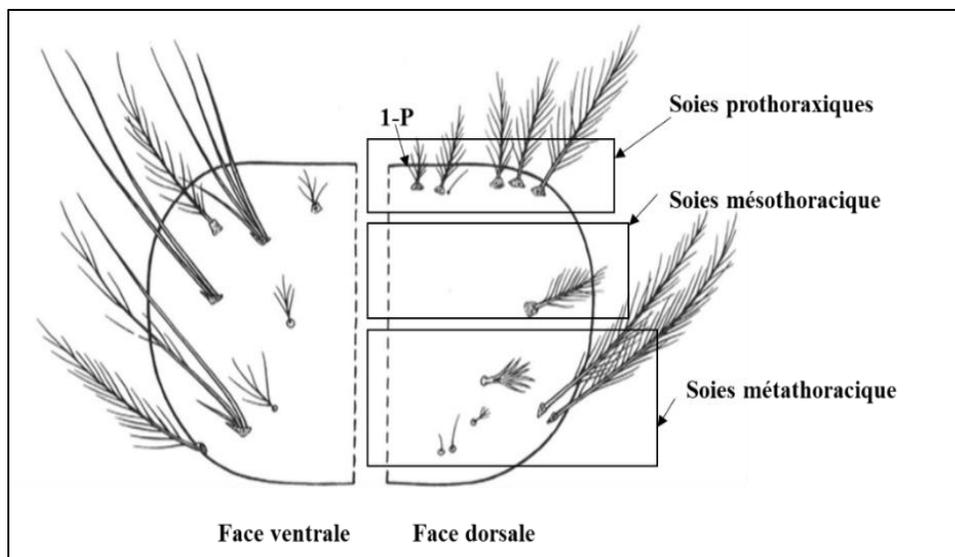


Figure 1.4 : Morphologie de thorax des larves *Anopheles* [43].

c) Abdomen

L'abdomen est allongé et cylindrique il est formé de neuf segments. Les segments un à sept sont de taille et de forme assez uniformes. Le huitième segment est généralement plus petit que les sept segments précédents et portent des écailles en peigne (si elles existent). Un siphon respiratoire est présent pour les *Culex* et les *Aedes*. Les *Anopheles* respirent directement à travers les pailles anales postérieures [37].

Les écailles en peigne sont des projections en forme d'épines qui se présentent en rangée ou en plaque. Parfois portées sur une plaque sclérotisée, appelées plaque en peigne. Le nombre, la forme et la disposition des écailles en peigne sont utiles pour l'identification des larves [42]. La taille, la forme et l'ornementation du siphon sont souvent diagnostiques [38].

Le segment anal (**Figure 1.5**) abrite les papilles du vagin, ainsi que la selle et la brosse ventrale. Les protubérances bulbeuses et membraneuses de l'exosquelette, sont appelées papilles anales. Elles jouent un rôle principal dans le processus d'osmorégulation. La selle une substance sclérotisée, peut se limiter à la partie dorsale du segment anal ou peut l'entourer entièrement. La brosse ventrale est l'ensemble des soies alternées qui se prolonge le long du segment anal du côté médian [42].

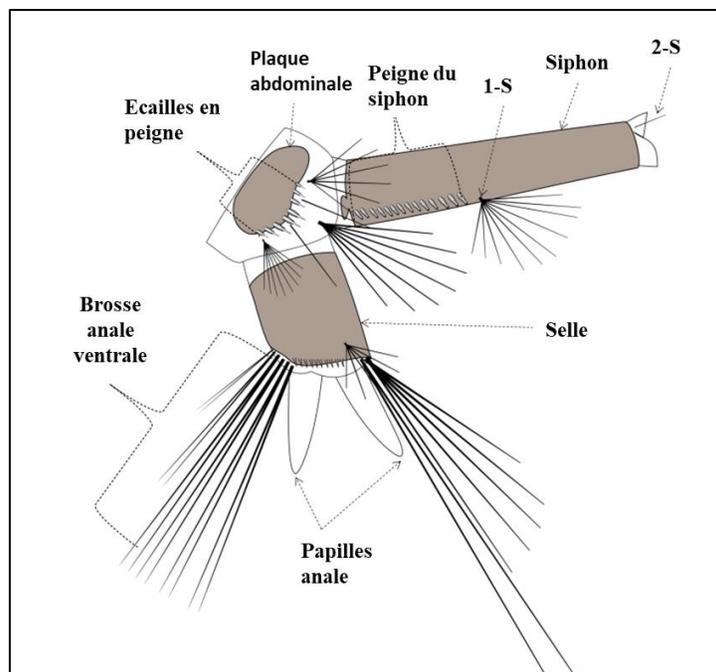


Figure 1.5 : Segment terminal de larve Culicinae [42].

1.2.3. Nymphe

La nymphe des Culicinae et des Anophelinae se ressemblent par de nombreux caractères. Le corps comprend la partie antérieure élargie appelée céphalothorax, constituée de la tête et du thorax [44] qui porte une paire de trompettes respiratoires pour assurer une respiration aérienne (**Figure 1.6**) et un abdomen avec huit segments et se termine par une paire de pattes aplaties (natatoires) [38] ; [45].

Les trompettes respiratoires sont des structures propres à la nymphe. Elles sont composées d'une partie relative à la base d'une forme tubulaire (le méat) cette formation peut être très réduite ou très longue, elle se termine par un pavillon plus ou moins évasé selon les genres [41]. Chez les Anophelinae les trompettes respiratoires sont courtes, tronquées apicalement et ont une ouverture oblique assez large qui se termine par une fente. Les trompettes respiratoires des Culicinae sont variables, mais elles ont généralement une forme allongées ou largement conique et non fendues [41].

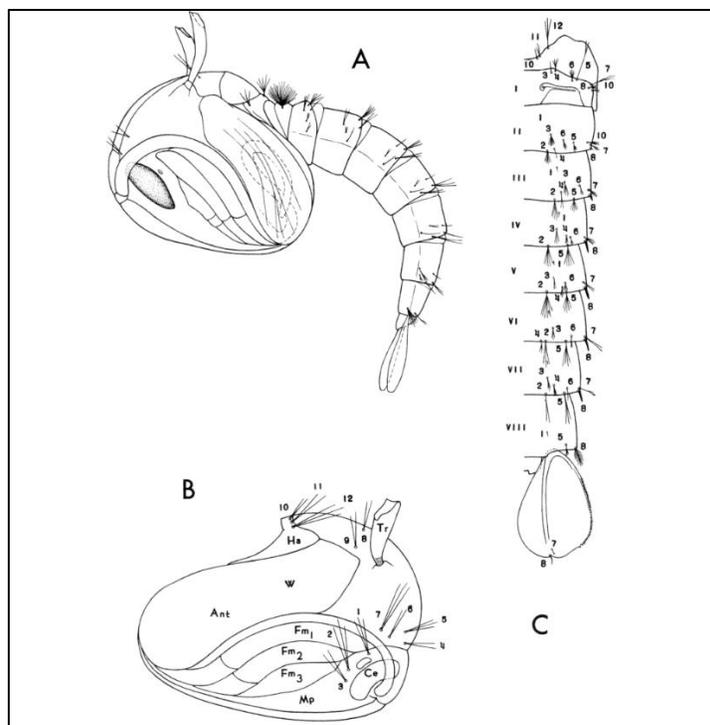


Figure 1.6 : Nympe de Culicinae vue latérale (A), morphologie générale de céphalothorax (B), aspect dorsal d'abdomen de la nympe d'Anophelinae [44].

1.2.2. Stade adulte

Le moustique adulte comporte trois parties bien distinctes qui sont la tête, le thorax et l'abdomen (**Figure 1.7**). La taille des culicidés adultes est très variable (4 à 10 mm), avec un dimorphisme sexuel entre la femelle et le mâle [37].

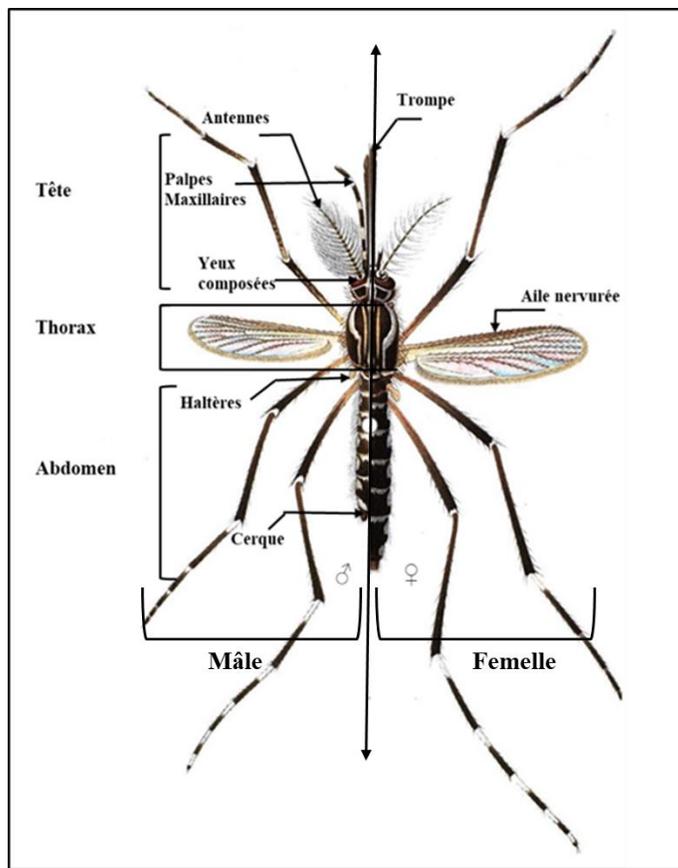


Figure 1.7 : Schéma générale d'*Aedes aegypti* mâle et femelle [46].

a) Tête

La tête est de forme globuleuse. Elle porte deux yeux volumineux composés de nombreuses ommatidies, situés en position latérale. Entre les yeux s'insèrent une paire d'antennes longues et fines, formées de 14 à 15 articles avec des soies, nombreuses et longues. Ces dernières sont plumeuses chez les mâles mais courtes et rares parfois glabres chez les femelles (**Figure 1.8**).

Les pièces buccales sont de type piqueur suceur pour les mâles qui se nourrissent de jus sucré et du nectar de fleurs et de type vulnérant pour les femelles qui se nourrissent comme les mâles mais de plus sont aussi hématophages (**Figure 1.8**). La femelle possède six stylets, deux mandibules, deux maxilles et un labre qui forment la partie supérieure du canal alimentaire. Ces pièces buccales sont protégées au repos par une fine enveloppe appelée le labium [47] ; [48] ; [26] ; [37] ; [38].

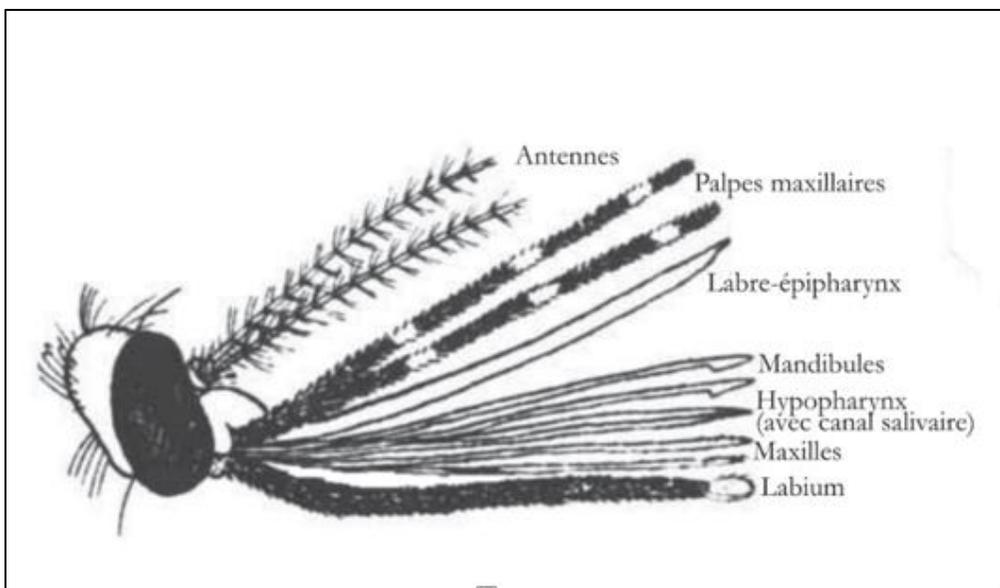


Figure 1.8 : Schéma morphologique de tête chez les moustiques avec les pièces buccales [49].

b) Thorax

Chez les adultes de moustiques le thorax est constitué de trois segments bien marqués et fusionnés de tailles différentes : le prothorax, mésothorax et métathorax.

Le prothorax est constitué par une seule pièce. Le mésothorax possède une paire d'ailes avec nervation recouverte par des écailles teintées. Le métathorax porte une paire de balanciers. Chaque segment thoracique porte une paire de pattes articulées [26] ; [37] ; [38].

c) Abdomen

L'abdomen de moustiques est dépourvu d'appendices par rapport à la tête et le thorax. Il est composé de dix segments, dont les deux derniers sont des organes reproducteurs et forment la génitalia. Les segments abdominaux sont comparables et composés chacun d'une plaque chitineuse rigide dorsale appelée tergite et ventrale appelée sternite [35] ; [26] ; [50] ; [37].

1.3. Anatomie de tube digestif chez les moustiques

Le tube digestif des culicidés (**Figure 1.9**), occupant une grande partie de l'abdomen, se divise en trois parties principales sont ; l'intestin antérieur, l'intestin moyen (l'estomac) et l'intestin postérieur. L'intestin antérieur est formé par le pharynx, l'œsophage, les diverticules gastriques et le proventricule. Le pharynx, particulièrement musclé, fonctionne comme une pompe pharyngienne facilitant l'absorption des liquides nutritifs, notamment le sang. Les glandes salivaires, situées dans le thorax et composées de trois lobes distincts, assurent diverses fonctions, telles que la sécrétion d'anticoagulants et d'enzymes digestives. Le proventricule, un sphincter musculueux, régule le passage du sang entre l'œsophage et l'estomac. L'estomac, qui s'étend du mésothorax jusqu'au 6ème segment abdominal, peut se dilater jusqu'à atteindre une capacité de 10 mm lors d'un repas sanguin, favorisant ainsi la formation d'une membrane péritrophique par délamination. À la jonction de l'intestin moyen et de l'intestin postérieur, se situent les tubes de Malpighi, principaux organes excréteurs du moustique [38].

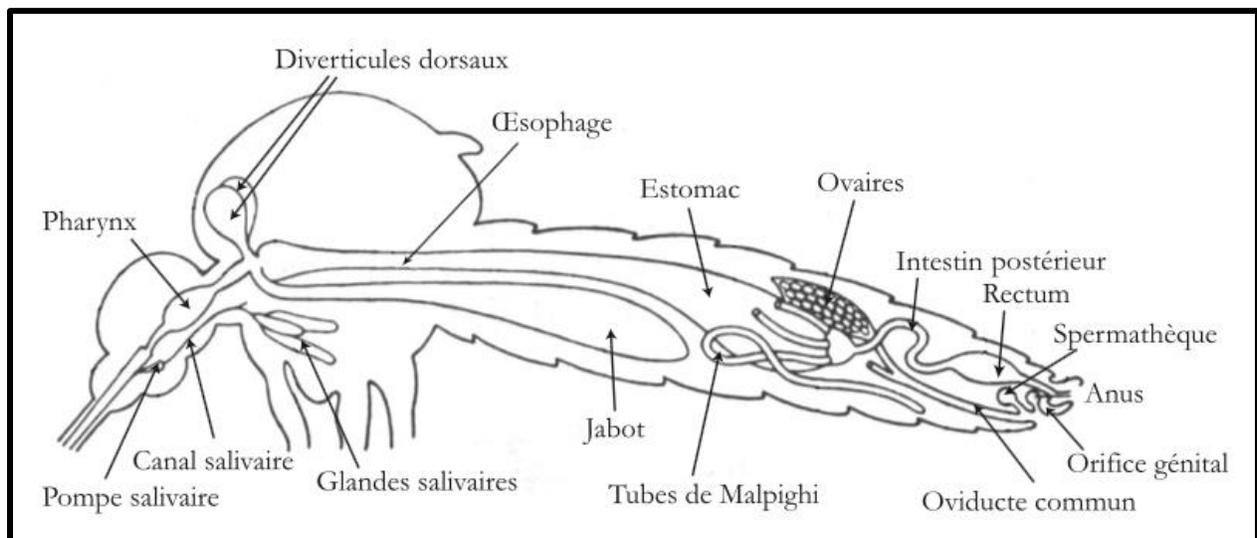


Figure 1.9 : Schéma morphologique de tube digestif chez les moustiques [26].

1.4. Bioécologie

1.4.1. Régime alimentaire

Les mâles des Culicidae se nourrissent du jus sucrés, seules les femelles sont hématophages. Elles ont besoin du repas sanguin pour achever le développement des œufs [26]. Pour obtenir du sang, les femelles dites zoophiles piquent divers animaux vertébrés. Certaines espèces sont anthropophiles, montrent une attirance pour l'espèce humaine [51]. Chez certaines espèces de moustiques les femelles peuvent développer au moins leur premier lot d'œufs sans repas de sang « autogénie » [52], ce qui a été caractérisé pour la première fois en 1929 chez *Culex pipiens molestus* [53]. Les larves des moustiques se nourrissent de bactérioplancton, d'algues microscopiques et de particules de matière organique [18]. Les nymphes par contre ne se nourrissent pas [41].

1.4.2. Cycle de vie

Chez les moustiques le cycle de vie varie en fonction du genre (**Figure 1.10**), après le repas sanguin ; les femelles fécondées pondent une centaine d'œufs à la surface des gîtes. Après 48h les œufs éclosent et donnent les larves du 1^{er} stade (L1) [54]. Ces dernières se développent en stade successivement L2, L3, L4 et nymphe. Ce cycle de vie passe par deux phases l'une aquatique de l'œuf à la nymphe et l'autre aérienne pour les imagos puis adultes, c'est la période de l'accouplement et de dispersion [37]. Les moustiques vivent une courte durée de deux à quatre semaines pour les femelles et quelques jours seulement pour les mâles [41].

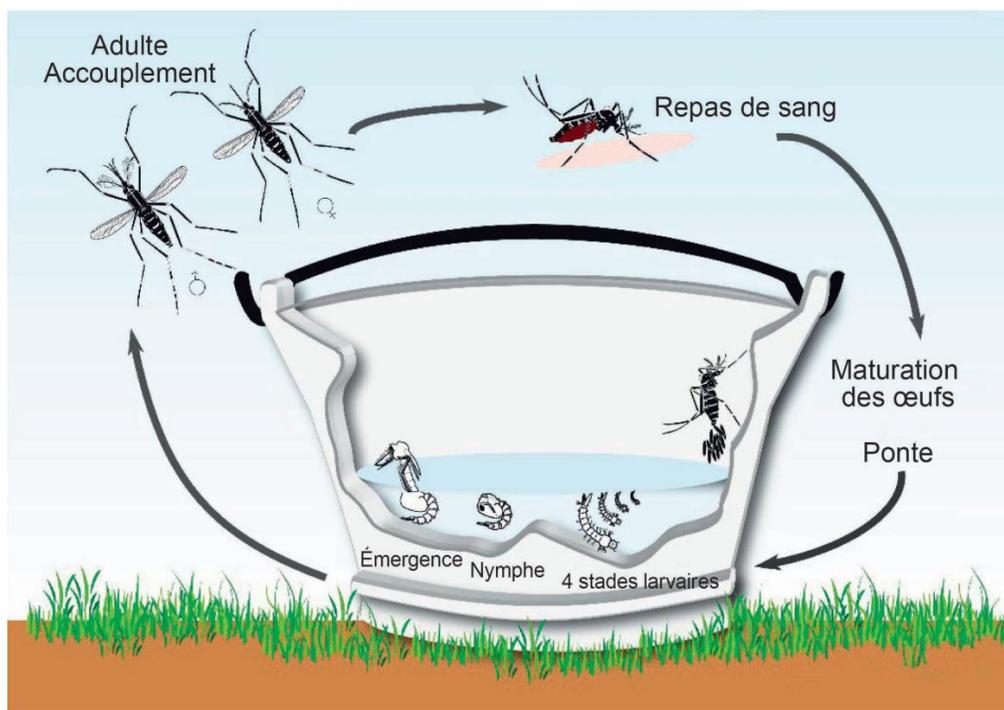


Figure 1.10 : Cycle de vie du moustique *Aedes albopictus* [55].

1.4.3. Ethologie

La prise d'un repas de sang est un phénomène essentiel du comportement des moustiques femelles. Les comportements des femelles à la recherche d'un hôte sont souvent caractéristiques de l'espèce culicidienne. Elles sont sous le contrôle de facteurs exogènes tels que la disponibilité des hôtes, la configuration du biotope et conditions climatiques. Pour les facteurs endogènes il s'agit des préférences trophiques et de l'état physiologique [26].

La vitesse du vol des culicidés peut être de 50 cm/seconde avec des arrêts fréquents aboutissant à des déplacements avoisinant 500m/ heure. Leur rayon d'action, varie selon les espèces, l'âge, le sexe, la recherche de l'hôte ou du site de ponte ainsi que les conditions climatiques favorables. Il est admis qu'un vol actif des moustiques varie de 1 à 9 km [26].

1.4.4. Répartition géographique

- **Dans le monde**

Les moustiques présentent une distribution géographique cosmopolite. Ils sont présents sur presque tous les continents [56]. Le *Culex pipiens* est l'espèce de moustique la plus répandue à l'échelle mondiale. Le genre *Anopheles*, quant à eux, possèdent également une distribution presque universelle, à l'exception des régions polaires, telles que le nord du Canada, l'Alaska, le nord de la Sibérie, le Groenland, l'Islande et l'Antarctique. Le genre *Aedes* a été identifié au début du XXe siècle sur le continent asiatique, suivi d'une expansion rapide en Europe dans les années 1980. Plus récemment, les continents africain et américain ont également été affectés [57].

- **En Algérie**

Les moustiques en Algérie se trouvent dans différents étages bioclimatiques et vivent dans différents habitats aquatiques dans tout le pays (**Tableau 1.2**).

Tableau 1.2 : Répartition géographiques des moustiques en Algérie.

Espèces	Répartition géographique	Auteurs
<i>Cx. pipiens</i> , <i>Cx. theileri</i> , <i>Cx. modestus</i> <i>Cx. tritaeniorhynchus</i> , <i>Cs. longiareolata</i> <i>Ae. aegypti</i> , <i>Ae. albopictus</i> <i>Ae. punctor</i> , <i>Ae. vexans</i> , <i>An. labranchiae</i> , <i>An. claviger</i> , <i>Or. Pulcripalpis</i> ,	Zone humide dans la région d'Annaba	Arroussi et al [58] , Boulares et al [59]
<i>Cx. pipiens s.l.</i> , <i>Cx. impudicus</i> , <i>Cx. territans</i> , <i>Cx. perexiguus</i> , <i>Cx. hortensis</i> , <i>Cx. theileri</i> , <i>Cx. laticinctus</i> , <i>Cx. mimeticus</i> <i>Cs.</i> <i>longiareolata</i> . <i>Ur. Unguiculata</i> , <i>Ae.</i> <i>berlandi</i> , <i>Cq. richiardii</i> . <i>An. maculipennis</i> <i>s.l.</i> , <i>An. Claviger</i>	Zone sub-humide dans la région Tizi Ouzou	Chahed et al [60]
<i>Cx. pipiens.</i> , <i>Cx. theileri</i> , <i>Cx. brumpti</i> , <i>Cx. deserticola.</i> , <i>Cx. hortensis</i> , <i>Cx.</i> <i>impudicus</i> , <i>Cx. laticinctus</i> , <i>Cx. martinii</i> ,	Zone semi-aride dans la région de Sétif, M'sila et Batna	Nabti et Bounechada [61] , Asloum [62] ,

<i>Cx. modestus.</i> , <i>Cx. perexiguus.</i> <i>Cx. simpsoni</i> , <i>Culex univittatus</i> , <i>Cx. torrentum</i> , <i>Cs. longiareolata</i> , <i>Cs. annualata</i> , <i>Cs. Subochrea</i> <i>Ae.vexans</i> , <i>Ae. caspius</i> . <i>An. cinereus</i> , <i>An. multicolor</i> , <i>An.sergentii</i> , <i>An. labranchiae</i> , <i>An. cinereus Hispaniola</i>		Belkhiri [63], Bouaoud et al [64]
<i>Cx. pipiens</i> , <i>Cx. theileri</i> , <i>Cx. hortensis</i> , <i>Cx. modestus</i> , <i>Cx. laticinctus</i> , <i>Cx. torentium</i> . <i>Cs. longiareolata</i> , <i>Cs, annulata</i> , <i>Cs. subochrea</i> , <i>Cs. ochroptera</i> , <i>Cs. sp Ae. caspius</i> , <i>Ae. annulipes</i> , <i>Ae. vexans</i> , <i>Ae.dorsalis</i> , <i>Ur. uranautaenea</i> <i>An. multicolor</i> , <i>An. sergentii</i> , <i>Orth. Pulcirtarsis</i>	Zone aride dans la région de Biskra	Merabeti et al [16]
<i>Cx. pipiens</i> , <i>Cx. antennatus</i> , <i>Cx. deserticola</i> , <i>Cx. hortensis</i> , <i>maderensis</i> , <i>Cx. brumpti</i> , <i>Cx. theileri</i> , <i>Cx. laticinctus</i> <i>Cs. annulata.</i> , <i>Cs. Longiareolata</i> , <i>Ae. Vexans</i> , <i>An. labranchiae</i> , <i>An. sergentii</i> , <i>An. dthali</i> , <i>An. cinereus</i> , <i>An.multicolour</i> .	Zone saharienne dans la région de Laghouat	Alayat et al [65]

1.4.5. Rôle pathogène des moustiques

Les moustiques jouent un rôle essentiel comme vecteurs de nombreuses maladies infectieuses graves, touchant des millions de personnes chaque année dans le monde. Ils transmettent des pathogènes tels que les parasites responsables du paludisme, ainsi que les virus de la dengue, du chikungunya, du Zika et de la fièvre jaune, principalement à travers les genres *Anopheles*, *Aedes* et *Culex*. Les femelles du genre *Anopheles* sont connues pour la transmission du paludisme, causé par le parasite *Plasmodium*, qui entraîne des symptômes sévères et potentiellement mortels [66]. *Aedes aegypti*, en particulier, est un vecteur majeur du virus de la dengue, un arbovirus pouvant provoquer une forme sévère de la maladie, parfois hémorragique [67].

Par ailleurs, *Aedes aegypti* et *Aedes albopictus* sont également responsables de la transmission du virus Zika, qui peut entraîner des malformations congénitales chez les nouveau-nés [68]. Les moustiques du genre *Culex* propagent le virus de la fièvre de la vallée du Rift, une maladie qui affecte principalement le bétail mais peut aussi causer des épidémies chez les humains, avec des symptômes graves et parfois mortels [69].

1.4.6. Principales maladies transmises par les moustiques

- **Paludisme**

Le paludisme, également désigné sous le terme de malaria, est une pathologie provoquée par un parasite protozoaire appartenant au genre *Plasmodium*. Ce parasite est transmis à l'Homme par la piqûre de moustiques du genre *Anopheles*. En 2020, cette maladie a entraîné le décès de 627 000 personnes, dont 86 % étaient des enfants. L'Afrique a été la région la plus touchée, représentant 91 % des décès. Le paludisme affecte principalement les enfants de moins de cinq ans et les femmes enceintes, avec près de 95 % des cas signalés en Afrique subsaharienne [70].

- **Dengue**

La dengue est reconnue comme l'arbovirose la plus courante chez l'humain, avec une incidence en hausse continue. Le virus responsable de la dengue appartient au genre des *Flavivirus*, au sein de la famille des Flaviviridae. Cette infection virale est transmise à l'Homme par des moustiques femelles, principalement de l'espèce *Aedes aegypti*, ainsi que, dans une moindre mesure, par *Aedes albopictus*. En 2020, cette pathologie a entraîné le décès de 4032 individus. Actuellement, aucun vaccin n'est disponible, ce qui rend les efforts de prévention dépendants de stratégies de lutte anti vectorielle et de mesures de protection individuelle [71].

- **Le Virus du Nil Occidental (West Nile Virus)**

Le virus du Nil occidental est un agent pathogène neurotrophique capable d'induire des affections neurologiques chez l'Homme, pouvant parfois conduire à des issues fatales. Classé parmi les arbovirus, il appartient au groupe des flavivirus. Les moustiques du genre *Culex*, notamment l'espèce *Culex pipiens*, jouent un rôle prépondérant en tant que vecteurs de cette infection [72].

- **Fièvre de la Vallée du Rift**

La maladie Zika est causée par un *Arbovirus*, ce virus appartient à la famille des Flaviviridae, similaire à celle du virus de la dengue. La transmission de Zika s'effectue principalement par des moustiques du genre *Aedes*, notamment *Aedes albopictus* et *Aedes aegypti* [70].

- **Chikungunya**

La fièvre Chikungunya (CHK) est causée par un virus du groupe des Alphavirus. Elle se propage principalement par les piqûres de moustiques du genre *Aedes*, notamment *Aedes aegypti*. Cette maladie se manifeste de façon aiguë, caractérisée par une hyperthermie, des lésions cutanées, ainsi que des arthralgies sévères [71].

- **Fièvre Jaune**

Il s'agit d'une pathologie hémorragique résultant d'une infection par un virus arbovirus de la famille des flavivirus, transmise par des espèces spécifiques de moustiques du genre *Aedes*. Ce virus présente une répartition endémique dans les zones tropicales d'Afrique, d'Amérique centrale et d'Amérique du Sud [70].

- **Filariose**

La filariose lymphatique est une pathologie tropicale parasitaire provoquée par des nématodes, principalement des espèces telles que *Wuchereria bancrofti*, *Brugia malayi* et *Brugia timori*. Cette maladie est endémique dans plusieurs zones tropicales, notamment en Afrique, en Asie et en Amérique du Sud). Selon l'Organisation mondiale de la santé (OMS), environ 120 millions de personnes seraient infectés à l'échelle mondiale [73].

1.5. Constituants biochimiques corporels chez les moustiques

Les moustiques comme les autres insectes, à l'instar de tous les organismes vivants, sont composés de divers constituants biochimiques essentiels, qui interviennent de manière fondamentale dans leurs processus physiopathologiques et biologiques. Parmi ces constituants biochimiques il y a les lipides, les carbohydrates et les protéines [74].

1.5.1. Lipides

Le corps gras est le réservoir principal des lipides dans le corps des insectes, la plupart des lipides sont trouvés sous forme de triacylglycérol. La quantité des lipides stockée varie en fonction du stade de développement et de l'état d'alimentation de l'insecte [75].

1.5.2. Carbohydrates

Les glucides (carbohydrates) sont stockés dans le corps gras sous forme de glycogène et circulent dans l'hémolymphe sous forme de tréhalose. La quantité de glycogène stockée dans le corps gras est déterminée en partie par les niveaux de tréhalose dans l'hémolymphe.

Le glycogène et le tréhalose sont tous deux synthétisés dans le corps gras à partir de l'UDP-glucose, qui provient des glucides alimentaires ou des acides aminés. Lorsque le niveau de tréhalose augmente, sa synthèse dans le corps gras est inhibée et l'UDP-glucose est détourné vers la synthèse du glycogène. Le glycogène sert également de source de cryoprotecteurs chez les insectes qui hivernent [74].

1.5.3. Protéines

Les protéines jouent un rôle fondamental dans la biologie des insectes, intervenant dans diverses fonctions vitales telles que la structure corporelle, le métabolisme, la communication et la défense immunitaire [75].

1.6. Lutte contre les moustiques

L'Homme s'est toujours protégé des agressions pour préserver sa santé et son bien-être. Depuis l'Antiquité, il est recommandé de construire les villes loin des marécages pour éviter les risques. Les premiers insecticides d'origine minérale et végétale ont permis de se protéger contre les insectes piqueurs, considérés alors comme nuisibles. Au XIXe siècle, il a été mis en évidence que les insectes pouvaient propager des maladies [18].

L'objectif principal de la lutte contre les vecteurs est la réduction de la mortalité ou de la morbidité liée aux maladies à transmission vectorielle. À l'échelle individuelle, c'est de prévenir les piqûres des moustiques infectants, à une échelle collective l'objectif est de diminuer l'intensité de la propagation des agents pathogènes. Cette diminution s'appuyant sur quatre paramètres essentiels tels que la capacité vectorielle signifie la densité des vecteurs, l'intensité du contact entre Homme et le vecteur, la longévité des vecteurs et la compétence vectorielle [76]. Dans un cadre de la lutte intégrée, les différentes méthodes de lutte contre les vecteurs sont réparties en fonction de la gestion environnementale et du contrôle physique, du contrôle biologique, à l'aide d'ennemis naturelles, de micro-organismes et/ou du contrôle chimique [77].

1.6.1. Lutte physique

Historiquement, la lutte physique est considérée comme l'un des moyens de lutte anti-vectorielle les plus efficaces et solides tels que les pièges et les moustiquaires. Il s'agit généralement de modifications des sites qui sont des gîtes larvaires, par l'assainissement des zones humides, l'élimination des sites où l'eau stagne et l'élimination des abris potentiels tels que les plantes aquatiques [78]. Cette méthode de modification des écosystèmes pose de nombreuses questions d'ordre écologique par rapport à son efficacité dans la limitation des populations de vecteurs. Elle détruit des zones humides présentant un grand intérêt écologique et offre de nombreux services écosystémiques aux humains tel que dépollution, la purification de l'eau et recyclage de la matière organique. Cette opération permet certes l'élimination des moustiques mais aussi la faune et la flore de l'environnement [79] qui pourraient être utilisées dans la lutte biologique. Selon **Carnevale et Robert [26]** on peut utiliser comme moyens de protection contre les moustiques les moustiquaires, les moustiquaires imprégnées, les grillages de fenêtres, les rideaux imprégnés, les ventilateurs, les répulsifs (en application cutanée et /ou vêtements imprégnés ainsi que des serpentins et des plaquettes), pour réduire la densité ou la longévité ou pour limiter le contact hôte/vecteur.

1.6.2. Lutte chimique

La lutte contre les moustiques vecteurs repose principalement sur l'emploi des produits chimiques [76]. La plupart des insecticides sont des neurotoxiques tel que les organophosphorés, pyréthrinoides et les carbamates, plus quelques insecticides qui inhibent la synthèse de la chitine comme andalin et alsystine [80] ; [81] ; [82] notamment utilisés contre *Culex pipiens* ou qui imitent l'hormone de mue (le halofenozide) contre *Culiseta longiareolata* [83]. Ils sont très efficaces mais ont un impact néfaste sur l'environnement, car ils sont extrêmement stables, non biodégradables et montrent des effets toxiques en raison de leur accumulation dans les chaînes alimentaires. Le DDT (Dichloro-diphényl-trichloroéthane) peut avoir des conséquences neurologiques, cancérigènes et peut affecter la fertilité chez l'Homme [18].

Les moustiques peuvent également générer des formes de résistance, d'après **Haubruge et Amichot [84]**, l'apparition de la résistance aux insecticides est un phénomène préoccupant. Ainsi, *Culex pipiens* est une espèce de moustique connu par sa résistance aux insecticides. **Arich et al [85]** ont mis en évidence une résistance de *Cx. pipiens* au propoxur et autres insecticides.

Haddad et al [86], ont montré qu'*Aedes albopictus* présente une sensibilité envers les pyréthrinoides et les carbamates, mais elle est résistante aux organophosphorés et aux organochlorés.

1.6.3. Lutte biologique

D'après **Bawin et al [77]**, la lutte biologique repose sur l'utilisation des organismes vivants, tel que les prédateurs, parasites ou les micro-organismes pour diminuer les populations des insectes nuisibles. Pour lutter contre les moustiques, l'emploi de poissons larvivores comme le guppy (*Poecilia reticulata*) ou bien la gambusie (*Gambusia affinis*, *Gambusia holbrooki*) [19], ou des copépodes ont montré une efficacité satisfaisante contre *Culex*, *Aedes* et *Anopheles* [20] ; [21] ; [22] ; [23]. Une autre stratégie biologique consiste à diffuser des spores de bactéries comme *Bacillus thuringiensis* qui produisent des toxines spécifiques ciblant les moustiques [24] ; [25]. Par ailleurs, l'utilisation des extraits de plantes aromatiques à des fins répulsives [26] représente une méthode biologique qui s'avère souvent efficace sur les larves [27].

1.6.4. Lutte génétique

Les nouvelles approches pour combattre ces vecteurs, encore en phase de développement et suscitant de vives controverses éthiques, impliquent des altérations du patrimoine génétique. La méthode de l'insecte stérile (TIS) a pour objectif de stériliser les mâles, ce qui empêche les femelles de pondre des œufs viables. La stérilisation peut être réalisée à l'aide d'agents physiques tels que les rayons X et les radiations atomiques, ou à l'aide d'agents chimiques tels que les alkylants, les antimétabolites, les antihormones, les phéromones ou les antibiotiques.

Pour la première fois, la stérilisation de *Cx. pipiens* a été menée à Montpellier dans les années 70, en relâchant des mâles présentant une translocation chromosomique transmissible responsable d'erreurs de méioses [87]. Des approches de génie génétique récentes, principalement basées sur le système CRISPR-Cas9, visent à introduire des gènes modifiés (comme la construction de moustiques génétiquement modifiés OGM), ce qui peut entraîner soit la stérilité, soit une augmentation de l'immunité contre un pathogène, et qui peuvent se propager dans les populations sauvages en utilisant d'autres mécanismes génétiques tels que le génodrive [88], [89]. Les approches sont actuellement largement débattues en ce qui concerne leur pertinence, leur innocuité et leurs performances [90] ; [91].

CHAPITRE 02 :

**MATERIELS ET
METHODES**

CHAPITRE 02 : MATERIELS ET METHODES

L'objectif principal de cette étude est de contribuer à l'identification morphologique et à la caractérisation écologique des culicidés capturés dans vingt et un (21) gîtes larvaires situés dans la région de Sétif.

De plus, cette recherche vise à évaluer l'impact des huiles essentielles de deux plantes locales (*Artemisia herba-alba* et *Origanum vulgare*) sur l'évolution pondérale ainsi que sur les variations des principaux constituants biochimiques corporels (protéines, lipides et glucides) des larves de dernier stade (4^{ème} stade) de *Culex pipiens*. Enfin, une étude histopathologique sera réalisée sur la portion médiane du tube digestif, à savoir le mésentéron, des larves de stade L4 de *Culex pipiens* traitées avec la concentration létale (CL₅₀) de l'huile essentielle d'*Origanum vulgare*.

2.1. Inventaire des Culicidae (moustiques) dans la région de Sétif

Les différents sites d'étude ont été choisis pour des raisons pratiques (accessibilité et facilité de travail), mais aussi en raison de la différence du biotope et du climat des zones de capture.

2.1.1. Présentation de la région d'étude

Durant la période allant de mai 2022 à novembre 2023, un totale de 127 sorties sur terrain ont été effectuées dans la wilaya de Sétif, située au nord-est de l'Algérie à une latitude de 36°11' N et une longitude de 5°24' E. La wilaya est divisée administrativement en 60 communes et couvre une superficie de 6.549 km avec une population de 2.021.687 habitants selon le recensement de 2021. Sétif est située à 1.064 mètres d'altitude. Elle est limitée par la wilaya de Mila à l'est, la wilaya de Bordj Bou Arreridj à l'ouest, les wilayas de Bejaia et Jijel au nord et les wilayas de Batna et M'sila au sud.

La zone d'étude comprend 50% de hautes plaines, 40% de régions montagneuses (dans les parties nord et sud) et 10% de zones dépressionnaires (dans la partie sud) [92].

2.1.2. Données bioclimatiques

Le climat de la zone d'étude est classé comme semi-aride, caractérisé par des étés chauds et secs. Les précipitations annuelles moyennes sont de 402 mm, bien qu'elles soient irrégulières dans le temps et dans l'espace. Les températures moyennes mensuelles varient de 5,8 à 24,8 °C, tandis que l'humidité relative varie entre 37 % et 79,1 % [93].

Les données climatiques (précipitation, la température et l'humidité relative ont été collectées à partir des données climatiques mondiales de Tutiempo (www.tutiempo.net). Ces données proviennent de la station météorologique 604450 DAAS (Ain S'fiha, Sétif, l'Algérie), situé à 36.18° de latitude N, 5.41° de longitude E et à une altitude de 1038 m.

2.1.2.1. Température

La température mensuelle moyenne durant les années 2022 et 2023 atteint le pic au mois de juillet avec 27,8 C° et 30,1 C° respectivement (**Figure 2.1**).

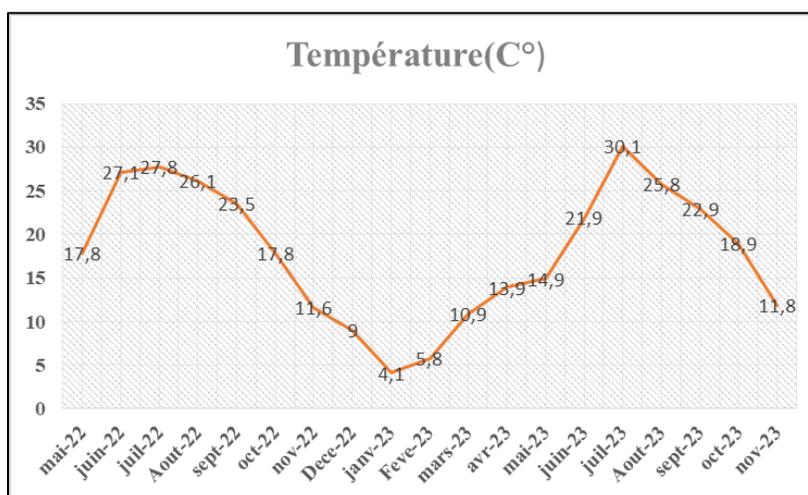


Figure 2.1 : Diagramme indiquant les températures moyennes mensuelles dans la région de Sétif de mai 2022 à novembre 2023.

2.1.2.2. Précipitation

Les précipitations moyennes mensuelles dans la région de Sétif durant les années 2022 et 2023. Les mois de Septembre 2022 et Juin 2023 sont les plus pluvieux avec une moyenne de 40,65 mm et 114,8 mm respectivement (**Figure 2.2**).

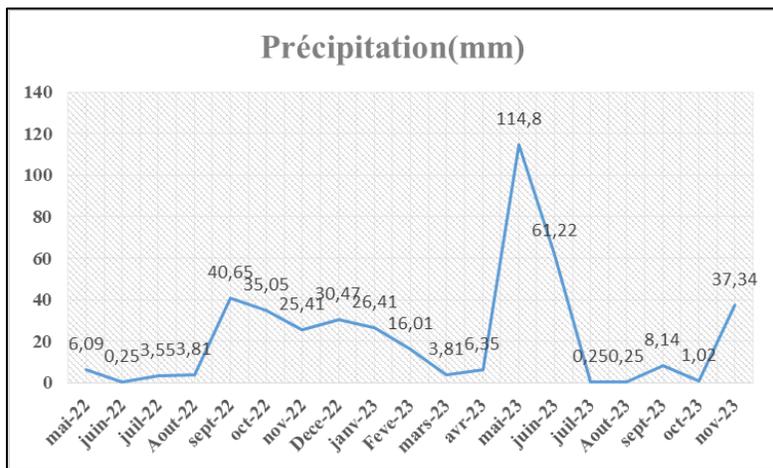


Figure 2.2 : Diagramme indiquant les précipitations moyennes mensuelles dans la région de Sétif de mai 2022 à novembre 2023.

2.1.2.3. Humidité

Durant les années 2022 et 2023, l'humidité relative mensuelle moyenne varie selon les saisons. Son maximum a été enregistré en janvier 73,1% et son minimum en juin 21,5(**Figure 2.3**).

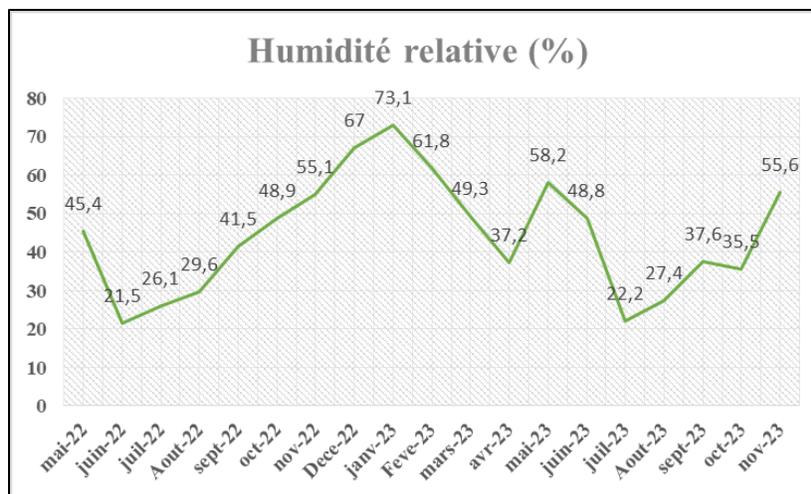


Figure 2.3 : Diagramme indiquant les humidités relatives moyennes mensuelles dans la région de Sétif de mai 2022 à novembre 2023.

2.1.2.4. Diagramme Ombrothermique

Le climat est sec quand la courbe des températures se trouve au-dessus de celle des précipitations [94]. D'après le diagramme ombrothermique (**Figure 2.4**) pendant la période de mai 2022 jusqu'à novembre 2023, La région de Sétif a connu trois périodes sèches, la première période se situe du mois de juin à aout 2022, la 2^{ème} s'étend sur deux mois mars et avril et la 3^{ème} période sèche s'étend sur quatre mois juillet à octobre.

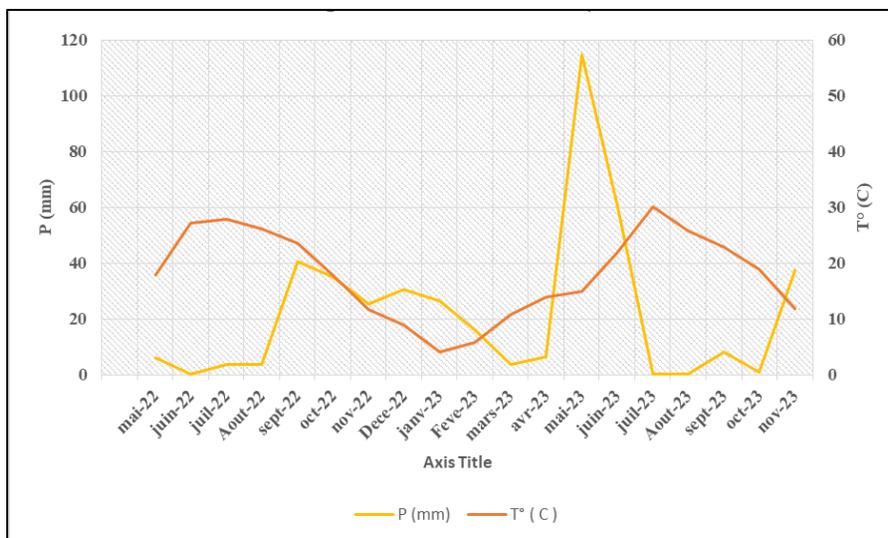


Figure 2.4 : Diagramme Ombrothermique de la région de Sétif de mai 2022 à novembre 2023.

2.1.3. Choix des sites d'étude

L'inventaire des culicidés réalisé dans 21 gîtes larvaires de la wilaya de Sétif, est effectué de mai 2022 à novembre 2023. Ces gîtes potentiels ont fait l'objet de visites régulières chaque 15 jours et ont été répartis en 13 stations : 8 situées dans le nord de la wilaya, 2 dans le centre et 3 dans le sud. **(Figure 2.5).**

Les gîtes larvaires choisis se localisent dans des zones urbaines et rurales, tandis que leurs durabilité diffère entre permanents et temporaires et leur nature ; naturelle et artificielle **(Tableau.2.1)**. Le choix des sites d'étude est basé sur la recherche des biotopes propices au développement des larves de moustiques **(Tableau 2.2), (Figure 2.6).**

Les coordonnées géographiques (GPS) ainsi que les altitudes sont prises par l'application « Mescoordonnés GPS » sur smart phone et confirmées par Google Earth.

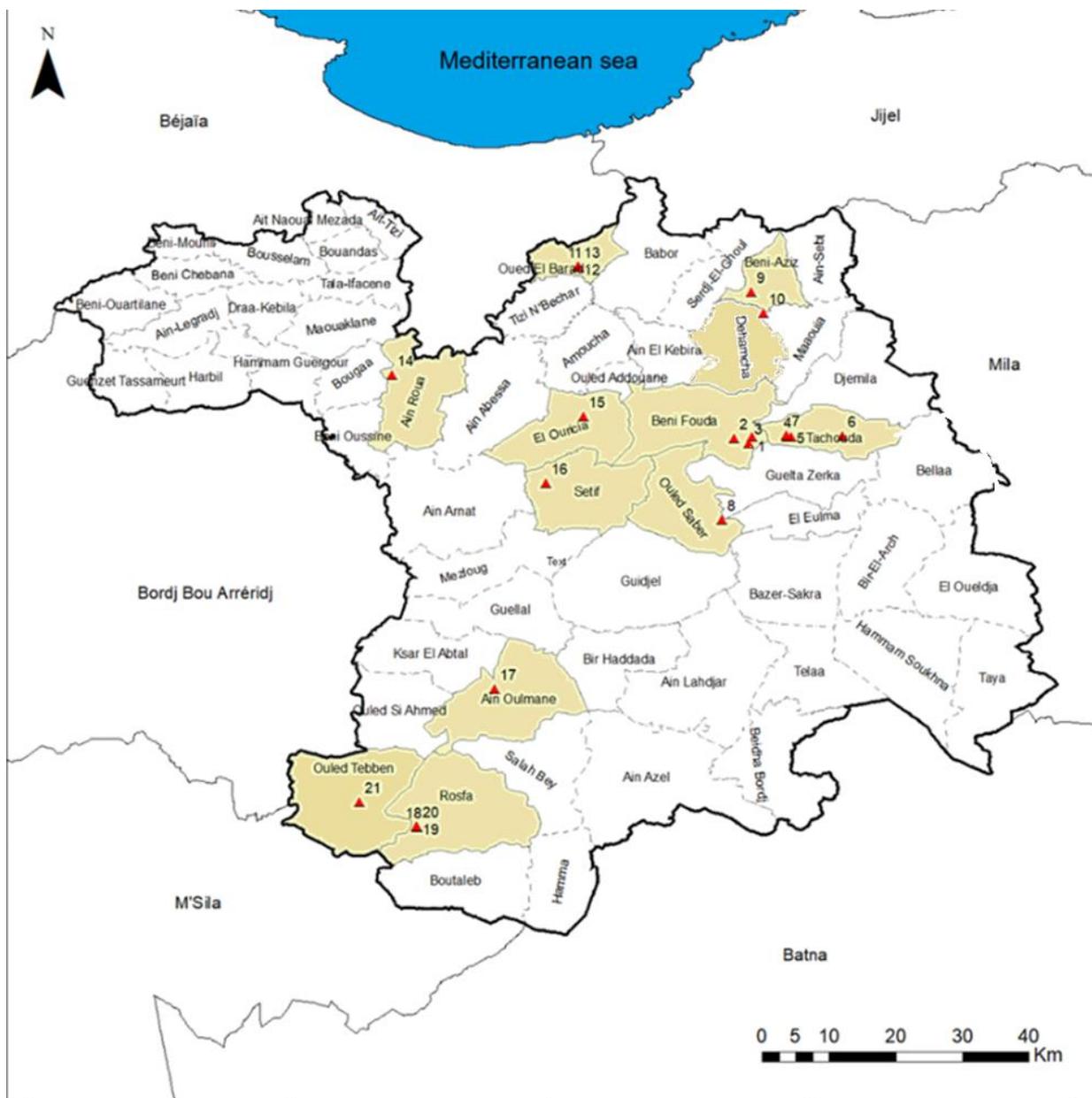


Figure 2.5 : Situation géographique des sites de collecte dans la Province de Sétif (ArcGis, 2023).

Tableau 2.1 : Description des gites d'échantillonnages des larves de moustiques dans la région de Sétif.

Commune	Station	Gites	Type	Coordonnées géographiques(GPS)	Altitude (m)	Durabilité
Beni fouda	Oued El dahab	G1	Rural	36°15'38.26200" N 5°38'3.61600" E	855	Temporaire
		G2		36°15'29.20680" N 5°36'40.67860" E	902	Temporaire
		G3		36°15'8.52690" N 5°37'47.75730" E	874	Temporaire
Tachouda	Machtat Lahnach	G4	Rural	36°15'40.01480" N 5°40'50.76050" E	949	Permanent
		G5		36°15'38.13550" N 5°41'5.28070" E	968	Permanent
		G6		36°15'41.85320" N 5°45'6.49120" E	1254	Permanent
	Machtat Boudhif	G7		36°15'45.84730" N 5°40'43.03820" E	945	Permanent
Ouled Sabor	Bir Abdellah	G8	Rural	36°9'12.14900" N 5°35'40.53770" E	1075	Temporaire
Beni aziz	El Karia	G9	Rural	36°26'55.93810" N 5°37'58.12540" E	627	Temporaire
Dehamcha	Dehamcha	G10		36°25'19.72570" N 5°38'55.65920" E	607	Permanent
Oued el Bered	Oued El Bered	G11	Rural	36°28'55.04390" N 5°24'30.11040" E	714	Permanent
		G12		36°28'55.09340" N 5°24'31.11710" E	714	Temporaire
		G13		36°28'55.75820" N 5°24'33.53950" E	714	Temporaire
Ain Roua	Ain Roua	G14	Rural	36°20'28.91900" N 5°7'17.08890" E	1245	Temporaire
El Ouricia	El Ouricia	G15	Urban	36°17'13.31890" N 5°24'54.46280" E	1188	Permanent
Sétif	Sétif	G16		36°12'3.45760" N 5°21'59.87950" E	1112	Temporaire
Aïn Oulmene	Aïn Oulmene	G17	Urban	35°55'59.88240" N 5°18'1.01060" E	996	Temporaire
Rasfa	Ras Isly	G18	Rural	35°45'14.90710" N 5°12'0.78320" E	1056	Permanent
		G19		35°45'15.25680" N 5°11'56.44280" E	1053	Temporaire
		G20		35°45'15.06280" N 5°11'56.13510" E	1053	Temporaire
Ouled Tebben	El Hammam	G21	Rural	35°11.17730" N 5°07'27.54990" E	1260	Permanent

G : Gite larvaire

Tableau 2.2 : Caractéristiques écologiques (physiques) des gites larvaires

Gites	Aspect de l'eau	Végétation	Exposition aux rayons du soleil	Origine de l'eau	Type de gites
G1	Claire	Absence de végétation	Ensoleillé	Rivière	Naturel
G2	Claire	hors de l'eau /surface de l'eau	Ensoleillé	Rivière	Naturel
G3	Boueuse	Absence de végétation	Ensoleillé	Les eaux usées	Artificiel
G4	Trouble	hors de l'eau	Ombragé	Les eaux usées	Artificiel
G5	Boueuse	hors de l'eau	Ensoleillé	Les eaux usées	Artificiel
G6	Claire	Surface de l'eau	Partiellement ombragé	Rivière	Naturel
G7	Claire	Surface de l'eau	Ensoleillé	L'eau de robinet	Naturel
G8	Claire	hors de l'eau /surface de l'eau	Ensoleillé	Rivière	Naturel
G9	Claire	Dehors de l'eau/ surface de l'eau	Ensoleillé	Rivière	Naturel
G10	Claire	hors de l'eau/ surface de l'eau	Partiellement ombragé	Rivière	Naturel
G11	Claire	hors de l'eau/ surface de l'eau	Ensoleillé	Rivière	Naturel
G12	Claire	Surface de l'eau	Ensoleillé	Rivière	Naturel
G13	Claire	Surface de l'eau	Ensoleillé	Rivière	Naturel
G14	Clair	hors de l'eau	Ensoleillé	Pluit	Naturel
G15	Boueuse	hors de l'eau	Partiellement ombragé	Les eaux usées	Artificiel
G16	Claire	Absence de végétation	Ensoleillé	L'eau de pluie/ l'eau de robinet	Artificiel
G17	Trouble	Surface de l'eau	Ensoleillé	L'eau de pluie	Naturel
G18	Boueuse	hors de l'eau	Ensoleillé	Les eaux usées	Artificiel
G19	Boueuse	Surface de l'eau	Ensoleillé	Les eaux usées	Artificiel
G20	Trouble	hors de l'eau	Partiellement ombragé	L'eau de pluie	Naturel
G21	Claire	hors de l'eau	Ombragé	Rivière	Naturel

G : Gite larvaire.

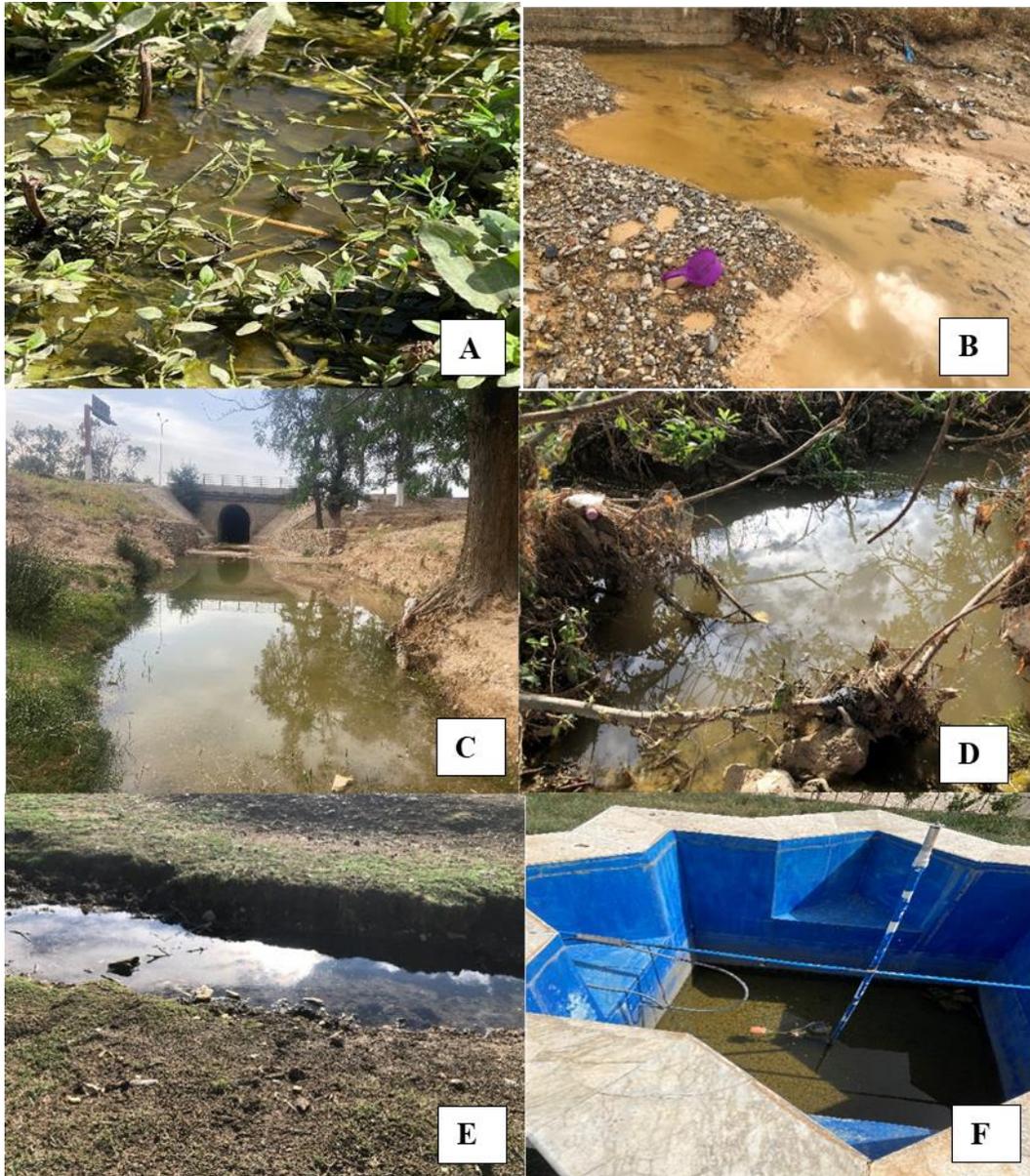


Figure 2.6 : Gites larvaires naturels et artificiels prospectés dans la région de Sétif : une prairie à Ain Oulmene (A), les eaux usées à Beni Fouda (B), rivière à Ouled Saber (C), étang (D), rivière(E), à Tachouda, Fontaine à Sétif (F) (Photo originale, 2023).

2.1.2. Collecte des larves de moustiques

Les larves ont été collectées chaque 15 jours par l'utilisation d'une louche de 500 ml (méthode de Dipping) dans plusieurs endroits du gite et sans répétition [95].

Après chaque prélèvement, le contenu est conservé dans des bouteilles en plastiques de 0,5L de contenance. Chaque bouteille est munie d'une étiquette qui porte la date de la sortie sur le terrain, le lieu de collecte des larves et le numéro du gîte.

2.1.3. Elevage et conservation

Les larves de moustiques collectées au niveau des différents gîtes sont acheminées au laboratoire de recherche, de l'Université de Sétif. Les stades préimaginaux (œufs et stades L1, L2 et L3) ont été élevés dans des conditions ambiantes avec une température de 25C° et une photopériode de 14 heures [96] dans des bacs blancs de 300 ml contenant l'eau du robinet dichlorée et recouverts par d'une moustiquaire fines de 1 x 1 mm [97]. La nourriture composée par un mélange de biscuit (75%) et de levure sèche (25%), a été fournie aux larves chaque jour avec le changement de l'eau pour éviter la mort des moustiques [82]. Une fois que les œufs et les trois premiers stades larvaires atteignent le quatrième stade, ces derniers sont directement conservés dans un tube en verre avec bouchon en métal contenant de l'éthanol à 70%. Chaque tube est identifié par une étiquette indiquant la date de collecte, le site géographique, le code du site d'échantillonnage et le nombre de larves contenues. Ces échantillons sont stockés jusqu'à leur identification morphologique [37].

2.1.4. Eclaircissement et montage

L'éclaircissement et montage des larves (**Figure 2.7**) du 4^{ème} stade se fait selon la méthode de **Matile**, [98] qui consiste à :

- Mettre les larves dans une solution d'hydroxyde de potassium (KOH) à 10% à température ambiante entre 20 et 22 C° pendant 2 heures.
- Rincer les larves éclaircies avec l'eau distillée dans trois bains successifs, chacun 3 minutes pour les débarrasser l'excès de KOH.
- Immerger les larves successivement dans trois bains d'éthanol de concentrations croissantes (70 %, 90 % et 100 %), en les laissant une minute dans chaque bain.

Enfin, les larves ont été minutieusement montées sur une lame à l'aide d'une aiguille sous une loupe binoculaire, permettant un arrangement précis des soies. L'excès d'éthanol est éliminé à l'aide d'un papier absorbant, puis les spécimens sont recouverts d'une lamelle avec un milieu de montage, le « Liquide de Faure ».

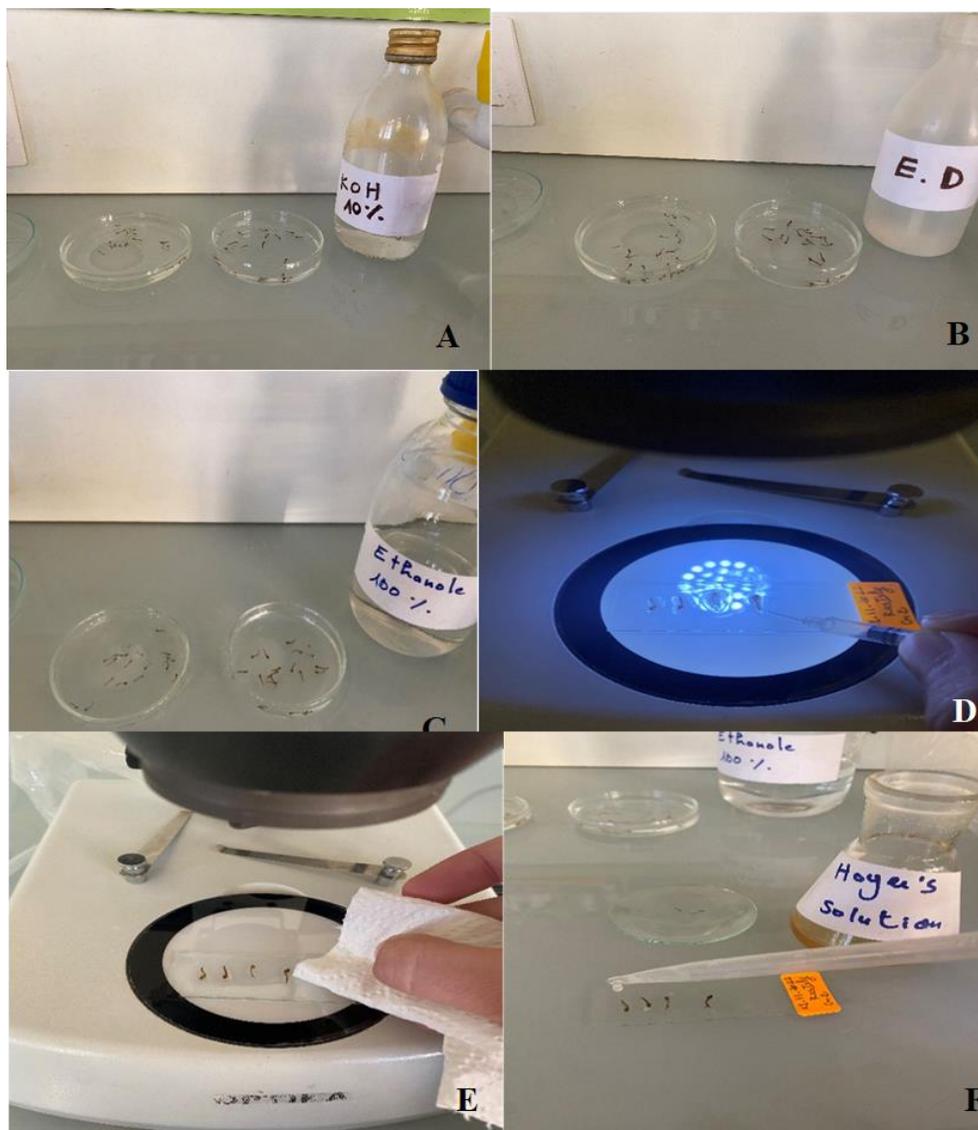


Figure 2.7 : Eclaircissement et montage des moustiques. Éclaircissement par KOH à 10% (A), bains de rinçage à l'eau distillée (B), bains de déshydratation croissant (C), arrangement des soies sous une loupe binoculaire (D), séchage de l'éthanol à l'aide d'un papier absorbant (E), montage entre lame et lamelle avec liquide de FAURE (F) (Photo originale, 2022).

2.1.5. Identification

L'identification des spécimens collectés est réalisée par l'utilisation des clés d'identification morphologiques fournies par **Himmi et al [48]**, **Becker et al [99]**, **Robert et al [100]**, en se basant sur les caractères morphologiques externe des larves tels que le siphon (présent ou absent), les sois céphaliques, thoraciques. Les résultats observés sont confirmés par la dernière version 2.2, du logiciel MoskeyTool, clé interactive d'identification des moustiques Europe-Méditerranée de **Günay et al [101]**.

2.1.6. Etude statistiques et exploitation des résultats

Pour l'exploitation des résultats, nous avons utilisé plusieurs paramètres tels que les indices écologiques de composition, de structure et les analyses statistiques à titre de comparaison significative ou non.

2.1.6.1. Indices écologiques de composition

2.1.6.1.1. Qualité d'échantillonnage

Selon **Ramade [102]**, La qualité d'échantillonnage **Q** est le rapport entre le nombre des espèces vues une seule fois au cours d'un relevé donné (**a**) et le nombre total de relevés réalisés (**N**). Si le rapport **a / N** s'approche de zéro le **Q** est bon.

2.1.6.1.2. Abondance relative

Selon **Ramade, [103]**, l'abondance relative **F** est le pourcentage des individus d'une espèce donnée (**ni**) par rapport au total des individus (**N**).

$$F = ni \times 100 / N$$

2.1.6.1.3. Richesse spécifique

La richesse spécifique **S** est le nombre total des espèces que comporte le peuplement considéré dans un écosystème donné [104].

2.1.6.1.4. Indice d'occurrence

L'indice d'occurrence symbolisé par (**C**) c'est le rapport du nombre de relevés contenant l'espèce étudiée (**Pi**) au nombre totale de relevés (**N**), exprimé en %

Selon les valeurs de (**C**) l'interprétation est comme suit :

- Si le (**C**) est supérieur de 50% l'espèce est qualifiée constant.
- Si le (**C**) est inférieur de 25% l'espèce est accidentelle.
- Si le (**C**) est entre 25% et 50% l'espèce est accessoire.
- Si le (**C**) est inférieur ou égale 4% l'espèce est rare.

2.1.6.2. Indices écologiques de structure

2.1.6.2.1. Indice de Shanon-weaver

Selon **Ramade** [105], L'indice de Shannon H' permet de déterminer la véritable diversité d'une communauté. Cet indice est indépendant de la taille de l'échantillon et il diffère en fonction du nombre d'espèces. Il est calculé selon la formule suivante :

$$H' = -\sum P_i \times \log_2 P_i$$

Avec P_i est la fréquence relative de l'espèce où $P_i = n_i / N$ dont n_i est le nombre d'individus d'une espèce, **N** le nombre total d'individus. Dans le cas où tous les individus du peuplement sont d'une même espèce, H' tend vers **0**. Quand tous les individus sont répartis de manière égale pour toutes les espèces, l'indice est maximal [102].

2.1.6.2.2. Équitabilité

L'indice d'équitabilité **E** représente le rapport entre l'indice de Shannon **H'** et la diversité maximale théorique d'une communauté **H' max** [102], cet indice calculé par la formule suivante :

$$E = H' / H' \text{ max}$$

H' max = log 2 S, **S** est la richesse spécifique.

Cet indice est compris entre 0 et 1, lorsque chaque espèce est représentée par le même nombre d'individus, et atteint une valeur maximale de 1, tandis qu'il est minimal lorsque la quasi-totalité des effectifs correspondent à une seule espèce de la communauté.

2.1.6.2.3. Indice de Jaccard

Nous avons utilisé le coefficient de similitude de Jaccard pour comparer les peuplements des moustiques dans les 13 stations prises deux à deux, il se calcule comme suit [102] :

$$J = a / (b + c - a)$$

a représente le nombre d'espèces communes aux relevés 1 et 2, **b** et **c** sont le nombre d'espèces présents respectivement aux relevés 1 et 2. Cet indice varie de 0 à 1, si les valeurs proches de 1, les deux stations comparées sont qualitativement semblables, contrairement à cela, si l'indice est proche de 0 les espèces sur les deux stations comparées différent complètement. L'indice de Jaccard est calculé par logiciel PAST version 2.15 sur Windows 10.

2.1.6.3. Analyse statistique

La répartition des espèces de moustiques dans la région de Sétif se fait par l'analyse factorielle des correspondances l'AFC.

La relation entre les espèces et les caractères physique des habitats larvaires est analysée par le test khi deux d'indépendance.

Le coefficient de corrélation de Spearman (R_s) est utilisé pour étudier la relation entre le nombre mensuel des moustiques et les facteurs climatiques, la température et les précipitations.

Les différences de tous les tests utilisés sont significative lorsque p -value < 0.05, ces tests statistiques sont effectués à l'aide de logiciel IBM SPSS statistique version 26 sur Windows 10.

2.2. Effet insecticide des huiles essentielles sur les larves de *Culex pipiens*

2.2.1. Echantillonnage des moustiques

Les œufs et les larves de *Culex pipiens* utilisés dans cette étude ont été collectés à partir du gîte non traité situé dans la commune de Guelta Zerka, dans la région de Sétif (36°13'54.37850" N, 5°38'33.40580" E) (Figure.2.8).



Figure 2.8 : Site d'échantillonnage des moustiques (A), œufs de *Culex pipiens* sous la loupe binoculaire (B) (Photo originale, 2023).

2.2.2. Présentation des espèces végétales utilisées

- ***Artemisia herba-alba***

L'armoise blanche (*Artemisia herba-alba*), appartient à l'ordre des Asterales et à la famille des Asteraceae. Cette plante est caractéristique des régions steppiques est qui pousse dans les zones arides ou semi-arides de l'Afrique du Nord et du Moyen-Orient. Il s'agit d'un sous-arbrisseau de buis de 30 à 80 cm de hauteur, sec et blanchâtre. Les feuilles sont des languettes fines, de couleur blanche, elles sont laineuses. Les fleurs se présentent sous formes de grappes. Elles sont de couleur jaune à rougeâtre [106].

Les parties aériennes d'*Artemisia herba-alba*, ont été récoltées en Octobre 2023 à Boutaleb - la région de Sétif (**Figure 2.9**).

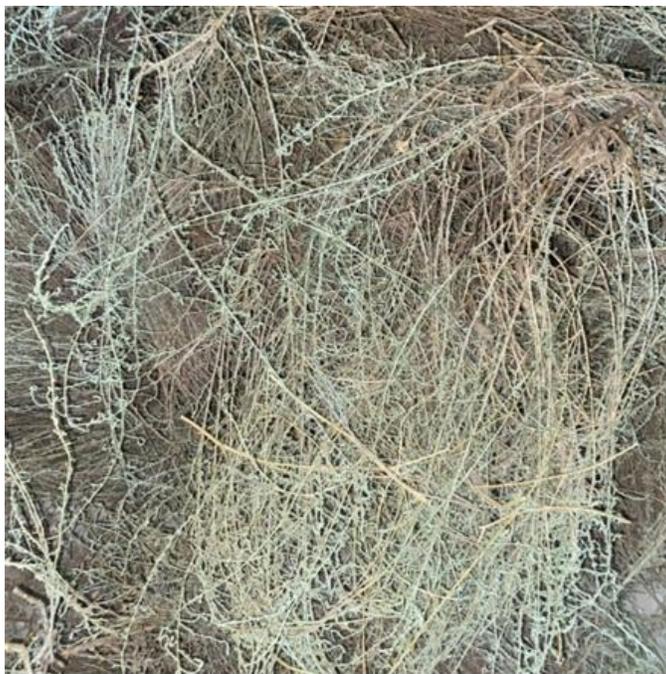


Figure 2.9 : Partie aérienne de l'armoise blanche (*Artemisia herba-alba*)
(Photo originale, 2023).

- ***Origanum vulgare***

L'origan vulgaire (*Origanum vulgare*) également connu sous le nom de marjolaine sauvage (en Arabe zaatar), appartient à l'ordre des Lamiales et à la famille des Lamiaceae. Cette plante est originaire d'Europe et de l'Asie centrale [107]. Il s'agit d'une plante à poils, souvent rougeâtre violacée. Elle présente des tiges dressées et ramifiées aux sections carrées. Elle pousse jusqu'à 4000 m d'altitude, principalement sur les substrats calcaires. Elle fleurit de Mai à Octobre [108].

Les parties aériennes d'*Origanum vulgare* ont été recueillies au mois de juin 2024 à Bouandas région montagneuse où les habitants utilisent cette plante en médecine traditionnelle (**Figure 2.10**).



Figure 2.10 : Feuilles et tiges d'*Origanum vulgare* L. 1753 (Photo originale, 2024).

2.2.3. Extraction des huiles essentielles par Hydrodistillation

L'extraction des huiles essentielles a été réalisée en utilisant un appareil de type Clevenger pendant 3 heures au niveau du bloc de recherche, Université de Sétif 1. Cent grammes de tiges et de feuilles préalablement séchées à l'ombre ont été émiettées, puis placés dans un ballon contenant 1000 ml d'eau distillée. Ensuite, le ballon a été placé sur un chauffe-ballon. Les huiles essentielles obtenues ont été conservées dans des flacons sombres à 4°C, (**Figure 2.11**).

Le rendement est défini comme le rapport entre le poids d'huiles récupérées et le poids de la matière végétale sèche.

Elle est exprimée en pourcentage selon la formule suivante :

$$\text{Rendement d'HE} = \text{poids d'HE (g)} / \text{poids de la matière végétale (g)} \times 100$$

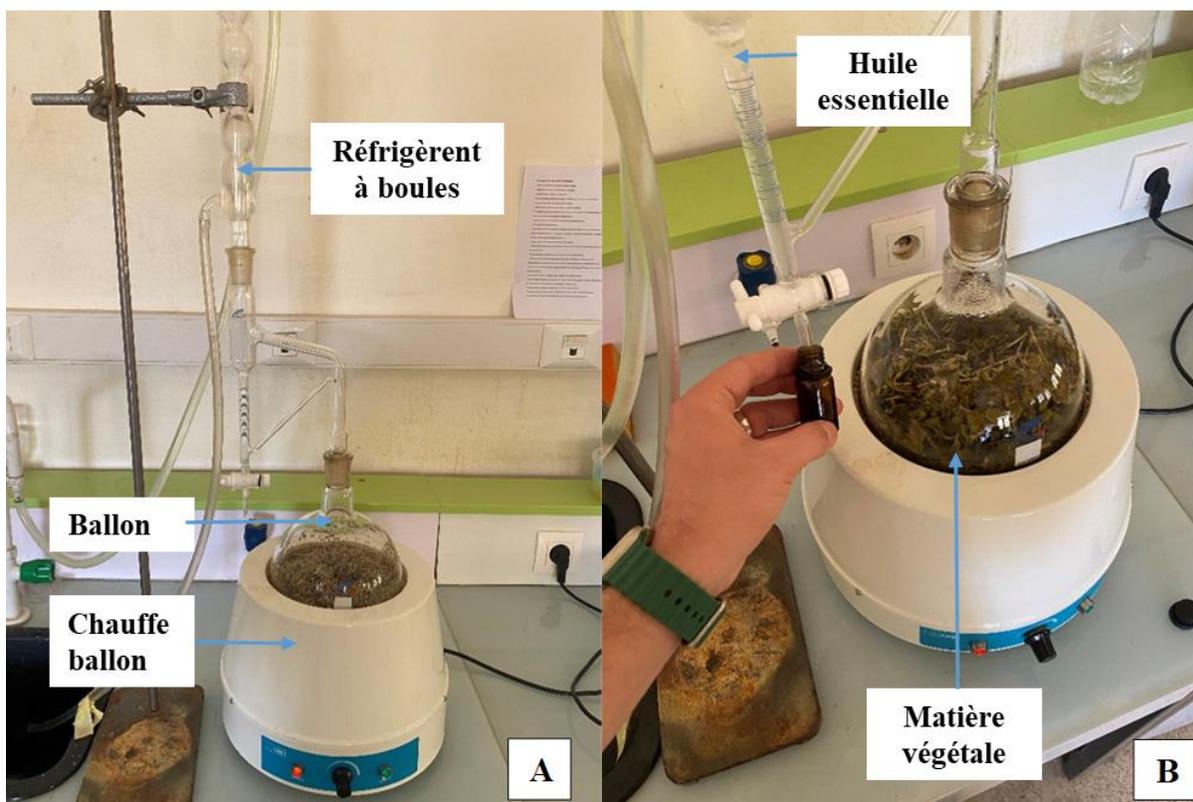


Figure 2.11 : Montage d'extraction de type Clevenger (A), récupération des huiles essentielles (B) (Photo originale, 2024).

2.2.4. Analyse spectrophotométriques des huiles essentielles extraites par GC/MS-MS

Les huiles essentielles ont été analysées par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC/MS) à l'aide d'un équipement doté d'une colonne HP-5MS (30 m x 0,25 mm et 0,25 µm d'épaisseur de film). La température initiale du four à colonne a été maintenue à 60 °C pendant 8 min, puis augmentée jusqu'à 250 °C pendant 10 min à raison de 3 °C / min. L'injection a été réalisée à 250 °C. Le gaz vecteur utilisé était l'hélium, le débit était de 1 ml / min, avec injection de 1 µl d'huile essentielle en mode split (10:1). L'ionisation des composants a été réalisée par impact électronique 70 EV. Cette technique a été réalisée au Plateau Technique en Analyses Physico-Chimiques, de Béjaia, Algérie.

2.2.5. Bio-essais dose-réponse

Des essais biologiques de toxicité sur les larves de moustiques (*Culex pipiens*) ont été réalisés conformément aux recommandations de l'Organisation mondiale de la santé [109], les HEs de l'origan et de l'armoise blanche ont été dissoutes dans l'éthanol comme solvant, préparant des solutions mères de chaque substance d'essai à des concentrations de 1% et 10%. Vingt larves de la fin du 3^{ème} au début du 4^{ème} stade ont été mises dans des gobelets contenant 99 ml d'eau distillée. L'essai est conduit avec 3 répétitions par dose (50, 80, 110, 140 et 170 µl/L) pour l'*Artemisia herb-alba* et (15, 25, 35, 45 et 55 µl/L) pour l'*Organum vulgare*. Une solution aqueuse composée de 100 ml d'eau distillée avec 1 ml éthanol comme témoin positif, tandis que l'eau distillée a été seulement utilisée pour les témoins négatifs. La mortalité des larves a été enregistrée après une exposition de 1h, 2h et 24 heures.

Le pourcentage de mortalité observée chez les séries traitées est calculé par la formule suivante :

$$\text{Mortalité observée} = \frac{\text{Nombre des larves mortes après le traitement}}{\text{Nombre totale des larves traités}} \times 100.$$

2.2.6. Dosage des constituants biochimiques corporels (protéines, glucides et lipides)

L'extraction des différents métabolites primaires (protéines, glucides et lipides) a été réalisée selon le procédé de **Shibko et al [110]**, le corps entier des larves du quatrième stade de *Culex pipiens* témoins et traitées avec des concentrations létales CL₂₅ et la CL₅₀, est pesé puis placé dans des tubes eppendorf contenant 1ml d'acide trichloracétique (TCA) à 20 %. L'essai est conduit avec 3 répétitions comportant chacune 10 larves.

Les larves ont été broyées à l'aide d'un homogénéisateur à ultrason, puis subissent une première centrifugation à vitesse de 5000 tours/min à 4°C pendant 10 min. Le surnageant I est récupéré et utilisé pour le dosage des glucides totaux selon la méthode de **Duchateau & Florkin [111]**. Nous avons ajouté 1ml de mélange éther/chloroforme (1V/1V) au culot I et après une deuxième centrifugation à 5000 tours/min à 4°C pendant 10 min, nous avons récupéré le surnageant II qui sera utilisé pour le dosage des lipides **[112]**. Le culot II est dissout dans 1 ml de soude (0.1 N), il servira au dosage des protéines selon la technique adopté par **Bradford [113] (Figure 2.12)**.

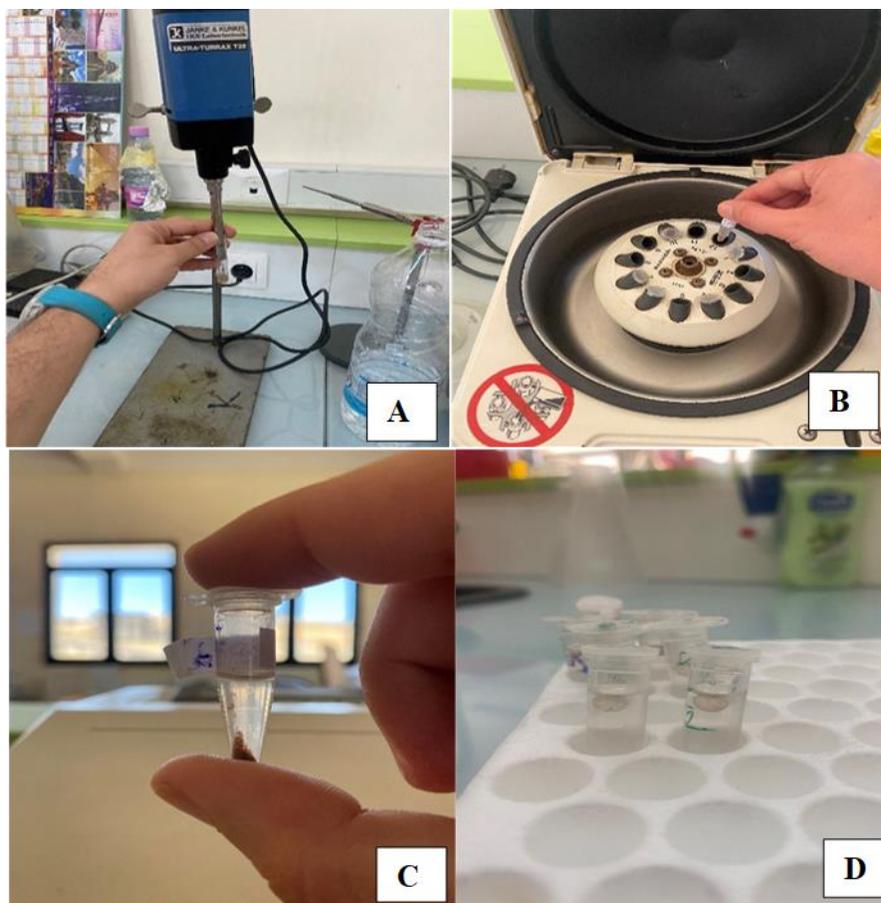


Figure 2.12 : Etapes de l'extraction des métabolites primaires, homogénéisation par ultrason (A), centrifugation des échantillons (B), surnageant I (C), surnageant II (D) (Photo originale, 2024).

2.2.6.1. Dosage des protéines totales

Les protéines totales ont été quantifiées par la méthode de **Bradford [113]**, qui consiste à utiliser le bleu brillant de coomassie (BBC) G-250 comme réactif. 100 mg de BBC sont dissoutes dans 50 ml d'éthanol 95°, auxquels il est ajouté 100 ml d'acide phosphorique à 85%, puis compléter à l'eau distillée jusqu'à 1000 ml. La durée de conservation du réactif est de 2 à 4 semaines à 4°C à l'obscurité. L'albumine sérum de bœuf (BSA) est utilisé comme standard à 1mg / ml. Après l'agitation se développe avec la présence des protéines une coloration bleue.

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 mère de BSA et le BBC (**Tableau 2.3**).

Tableau 2.3 : Préparation de la gamme d'étalonnage des protéines totales.

Tubes	1	2	3	4	5	6
Solution standard d'albumine (µl)	0	20	40	60	80	100
L'eau distillée (µl)	100	80	60	40	20	0
Réactif BBC (ml)	2.5	2.5	2.5	2.5	2.5	2.5

2.2.6.2. Dosage des lipides totaux

Les lipides totaux ont été dosés par la méthode de **Goldsworthy et al [112]**, cette méthode utilise : la sulfophosphanillinique comme réactif. Elle consiste à dissoudre 0.38 g de vanilline dans 55 ml d'eau distillée et d'ajouter 195 ml d'acide orthophosphorique à 85%. Ce réactif se conserve pendant 3 semaines à 4° C et à l'obscurité. Une solution mère de lipides qui consiste à peser 2.5 mg d'huile de tournesol 99% triglycérides et d'ajouter 1 ml du mélange éther / chloroforme V/V comme standard (**Tableau 2.4**). Après évaporation totale du solvant dans un bain à sec à 40° C pendant 25 min, on ajoute 1 ml d'acide sulfurique (96 %). Les tubes sont ainsi agités, le contenu de chaque tube est chauffé dans un bain de sable à 100° C pendant 10 min. Après refroidissement, 200 µl sont ensuite prélevés de chaque tube auxquels sont ajoutés 2.5 ml de réactif. Après 30 min à l'obscurité, la lecture de la densité optique est faite à l'aide un spectrophotomètre à une longueur d'onde de 530 nm. Les lipides forment à chaud avec l'acide sulfurique, en présence de vanilline et d'acide orthophosphorique, des complexes roses.

Tableau 2.4 : Préparation de la gamme d'étalonnage des lipides totaux.

Tubes	1	2	3	5	5	6
Solution mère de lipides (µl)	0	20	40	60	80	100
Solvant éther / chloroforme (µl)	100	80	60	40	20	0
Réactif de vanilline (ml)	2.5	2.5	2.5	2.5	2.5	2.5

2.2.6.3. Dosage des glucides totaux

Les glucides totaux sont dosés quantitativement selon la méthode de **Duchateau & Florkin [111]**. Cette méthode utilise l'antrone comme réactif. Pour cela, 150 mg d'antrone sont pesés auxquels sont ajoutés 75 ml d'acide sulfurique 96 % et 25 ml d'eau distillée. Le standard est réalisé à (1mg / 1ml) de glucose. La méthode consiste à prélever 100 µl de surnageant I (**Figure 2.13**) est les introduire dans un tube à essai. On ajoute 4 ml du réactif d'antrone. Le mélange est chauffé au bain Marie à une température de 80° C pendant 10 min, une coloration verte se développe la lecture de la densité optique se fait par un spectrophotomètre à une longueur d'onde de 620 nm. La gamme d'étalonnage est réalisée à partir d'une solution mère de glucose et le réactif d'antrone (**Tableau 2.5**).

Tableau 2.5 : Préparation de la gamme d'étalonnage des glucides totaux.

Tubes	1	2	3	5	5	6
Solution mère de glucose (µl)	0	20	40	60	80	100
L'eau distillée (µl)	100	80	60	40	20	0
Réactif d'antrone (ml)	2.5	2.5	2.5	2.5	2.5	2.5

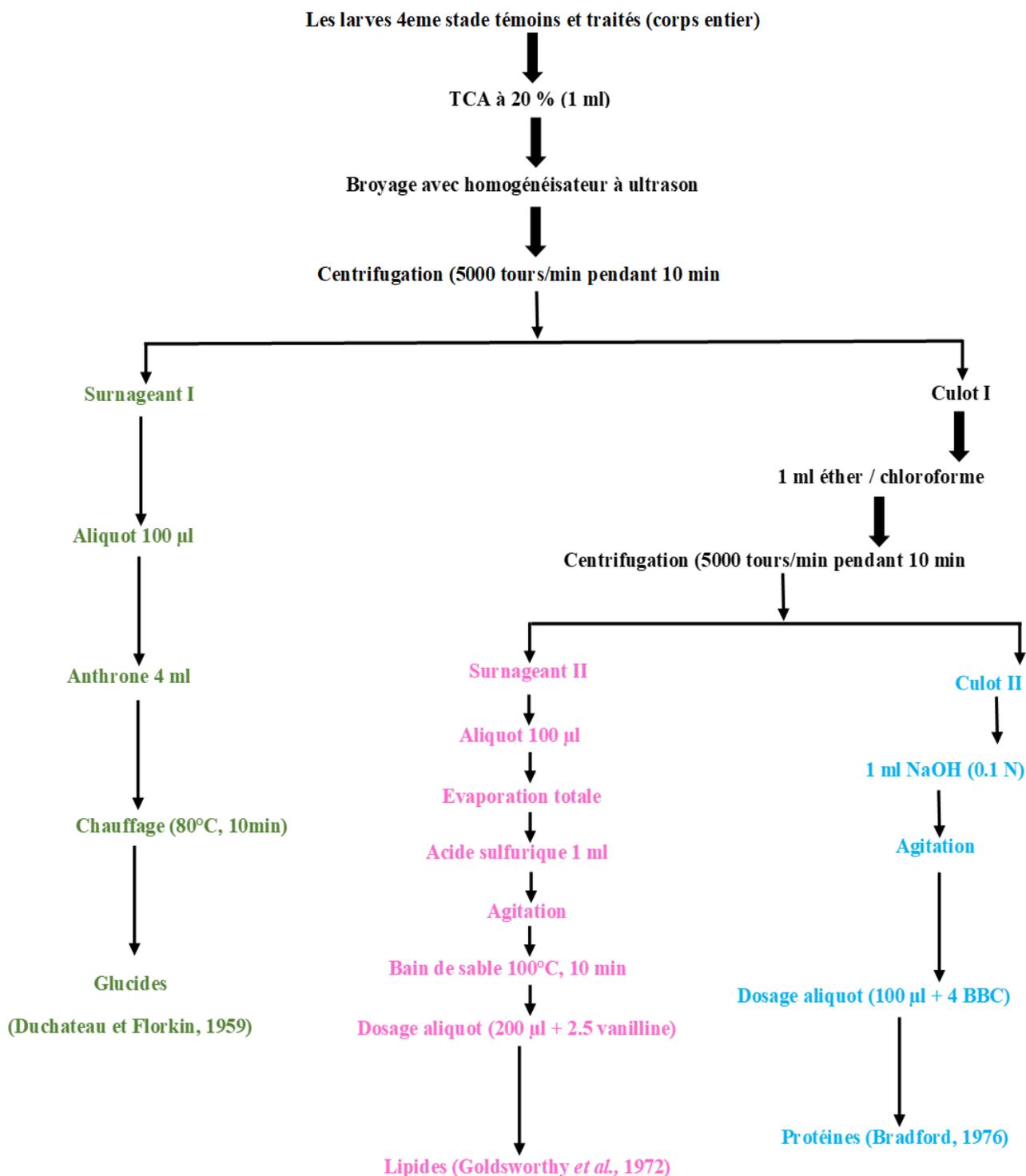


Figure 2.13 : Schéma du dosage des constituants corporels (protéines, glucides et lipides) selon **Shibko et al [110]**.

2.2.7. Etude histologique

Des coupes histologiques sont réalisées sur dix larves de *Culex pipiens* du 4^{ème} stade non traitées et traitées avec l'huile essentielle de l'*Organum vulgare* à la concentration létale CL₅₀. Après une exposition de 1h, 2h, 4h, 6h et 12h, Les larves ont été transférées à un laboratoire privé d'anatomie pathologique de Sétif, Algérie. Les larves sont soigneusement lavées avec du Phosphate-Buffered Saline (PBS) pour éliminer tout résidu. La déshydratation a été réalisée en immergeant les larves dans une variété de concentrations croissantes d'éthanol en commençant par 50 %, 70 %, 80 %, 90 %, 95 % , suivies d'éthanol 100 % dans l'automate (Leica TP 1020) pendant deux jours, puis toute la nuit les larves ont été incluses dans la paraffine à l'aide de HistoCore Arcadia (enrobage des tissus), chaque bloc contient une larve positionnée dans le sens de la longueur. Les moules ont été conservés à 62° C pendant 30 min au minimum pour garantir que les moules soient suffisamment chauds pour le processus. Des sections longitudinales de l'intestin moyen larvaire de 3 µm ont été coupées à l'aide d'un microtome. Enfin, pour l'investigation histopathologique, les coupes ont été colorées à l'hématoxyline-éosine. Un microscope optique a été utilisé pour visualiser et photographier les coupes histologiques.

2.2.8. Etude statistiques

L'analyse statistique des données expérimentales a été effectuée à l'aide du logiciel GraphPad Prism 8.4.2 sur Windows 10, pour déterminer les concentrations létales (CL₂₅, CL₅₀ et CL₉₀) avec leurs limites fiduciaires (95 %). L'équation de régression est calculée à l'aide de l'analyse Probit. Les résultats des dosages biochimiques et histopathologiques ont été analysés à l'aide d'un test d'ANOVA à une seule voie, suivi d'un post hoc LSD – Tukey à l'aide du logiciel IBM SPSS statistique version 26.

CHAPITRE 03 :

RESULTATS

CHAPITRE 03 : RESULTATS

3.1. Capture des spécimens et identification morphologique de la faune culicidienne de la région de Sétif

L'utilisation de la technique de piégeage dipping utilisée durant 19 mois d'échantillonnage (de mai 2022 à novembre 2023), nous a permis de capturer en total 4098 individus. L'identification morphologique de l'ensemble des spécimens a révélé la présence de douze espèces réparties en quatre genres appartenant deux sous familles de la famille des Culicidae.

Les résultats détaillés des captures et identifications effectuées dans les treize (13) stations d'étude sont rapportés dans le **Tableau 3.1**.

Tableau 3.1 : Liste systématique des moustiques collectés dans la région de Sétif de mai 2022 à novembre 2023.

La famille	Sous famille	Genre	Espèce
Culicidae	Anophelinae	<i>Anopheles</i>	<i>Anopheles (Anopheles) maculipennis</i> (Meigen, 1818)
			<i>Anopheles (Cellia) multicolor</i> (Caamboliu, 1902)
	Culicinae	<i>Culex</i>	<i>Culex (Maillotia) deserticola</i> (Kirkpatrick, 1925)
			<i>Culex (Maillotia) hortensis s.l.</i> (Ficalbi, 1889)
			<i>Culex laticinctus</i> (Edwards, 1913)
			<i>Culex (Barraudius) modestus</i> (Ficalbi, 1890)
			<i>Culex (Culex) pipiens</i> (Linnaeus, 1758)
			<i>Culex (Culex) theileri</i> (Theobald, 1903)
			<i>Culex (Culex) tritaeniorhynchus</i> (Giles, 1901)
			<i>Culiseta</i>
	<i>Culiseta (Allotheobaldia) longiareolata</i> (Macquart, 1838)		
	<i>Uranotaenia</i>	<i>Uranotaenia (Pseudoficalbia) unguiculata</i> (Edwards, 1913)	

3.1.1. Critères de base de l'identification des espèces capturées

3.1.1.1. *Anopheles (Anopheles) maculipennis* (Meigen, 1818)

Les larves d'*Anopheles maculipennis* (**Figure 3.1**) se caractérisent par plusieurs critères :

a) Au niveau de la tête

- La soie antennaire 1-A insérée avant le milieu de l'antenne et formée par plus de 5 branches.
- La soie 2-C présente de fines rayures à l'apex.
- Un aspect broussailleux sur la soie 3-C.
- La distance entre les soies 2-C, est inférieure à la distance entre 2-C et 3-C.

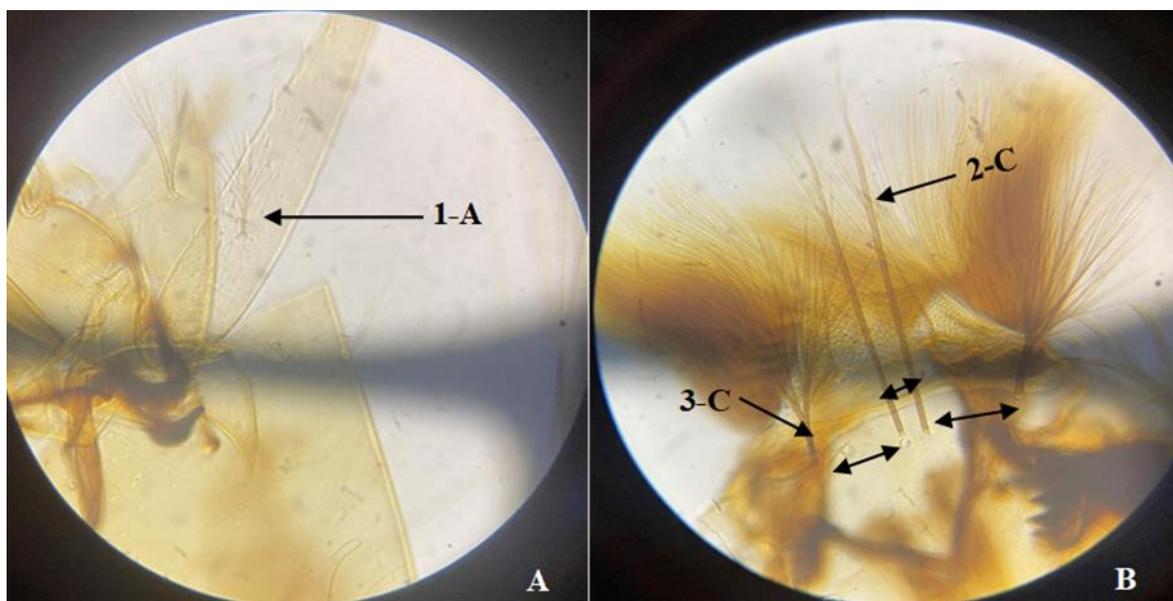


Figure 3.1 : Critères d'identification morphologique d'*Anopheles maculipennis*, aspect et position de la soie 1-A (A), aspect et distance entre les soies clypéales 2-C et 3-C (B) (Gx40) (Photo originale, 2022).

b) Au niveau du thorax

- Les soies 9-M et 10-M formées par un seul brin (**Figure 3.2**).
- Les soies 9-T et 10-T sont simples soies.

c) Au niveau de l'abdomen

- La présence d'une ou trois plaques accessoires (b) sur chaque segment abdominal
- La disposition des soies palmées (a) à partir du la 2^{ème} et/ou du 3^{ème} segment jusqu'au 8^{ème} segment (**Figure 3.2**).
- Filament terminal (c) de l'extrémité des folioles de la soie palmée de la 4^{ème} et la 5^{ème} segment est absent ou peu développé.

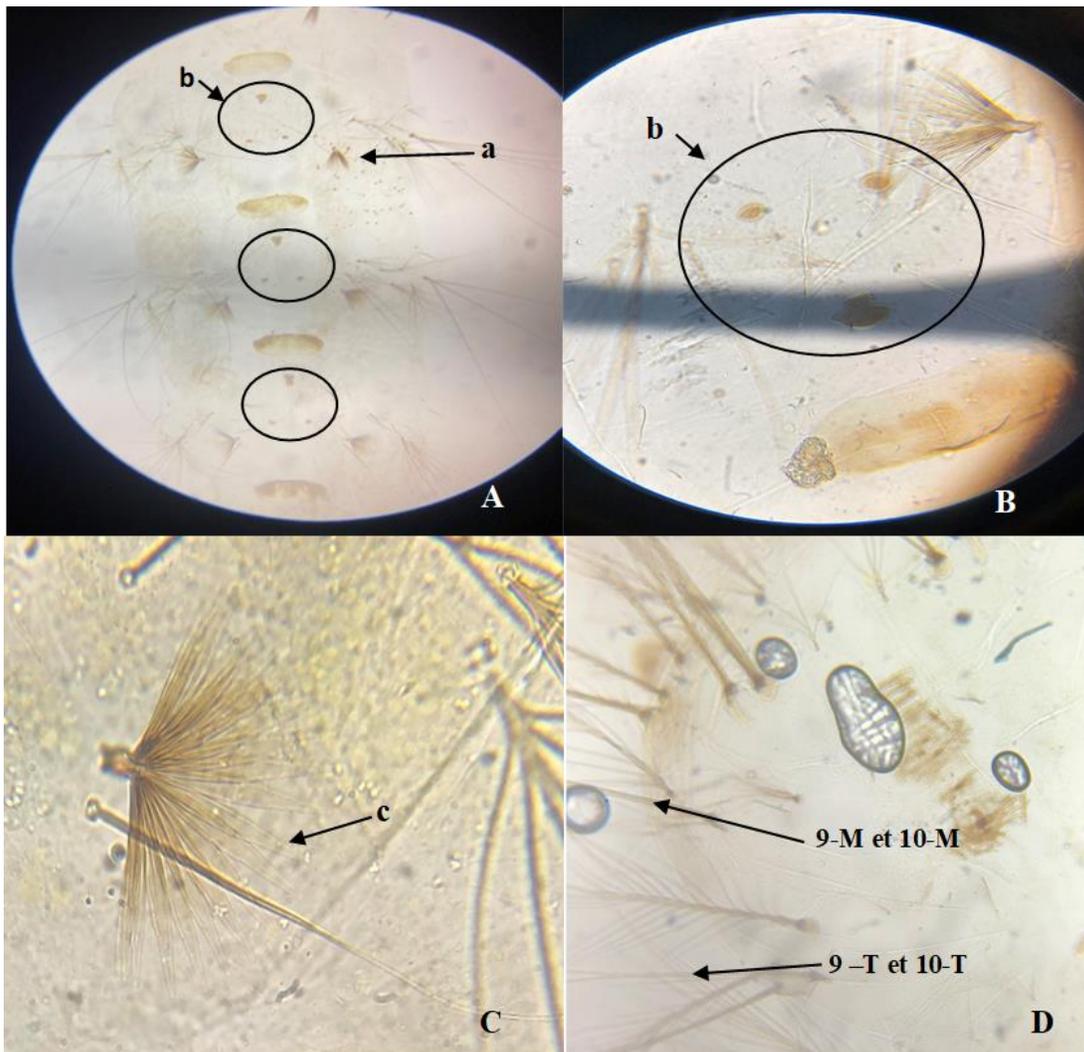


Figure 3.2 : Critères d'identification morphologique d'*Anopheles maculipennis*, (A) disposition des soies palmées (Gx40), (B) plaques accessoires abdominales, (C) filament terminal de l'extrémité des folioles de la soie palmée (D), nombre de brins des soies thoraciques 9-M et 10-M et 9-T et 10-T (Gx40) (Photo originale, 2022).

3.1.1.2. *Anopheles (Cellia) multicolor* (Caamboliu, 1902)

Les critères d'identification morphologique (**Figure 3.3**) des larves d'*Anopheles multicolor* sont les suivants :

a) Au niveau de la tête

- L'insertion de la soie antennaire 1-A au milieu de l'antenne.
- La soie 1-A formée par un brin.
- L'aspect des soies clypéales 2-C et 3-C simple, il s'agit d'un seul brin lisse.
- La distance entre les soies clypéales 2-C est supérieure à la distance entre 2-C et 3-C.

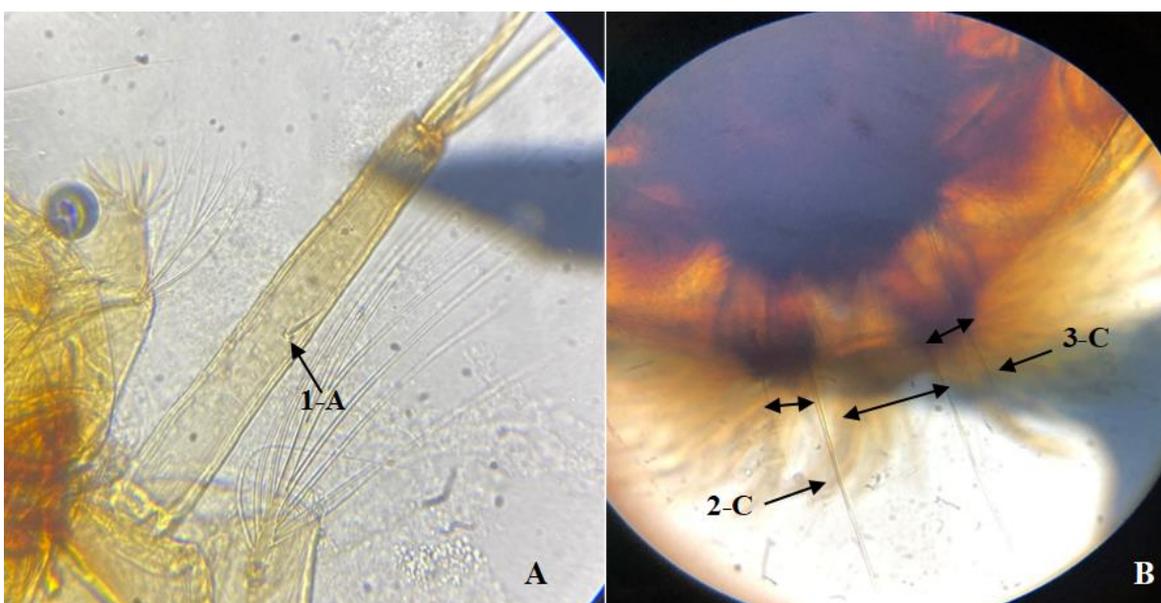


Figure 3.3 : Critères d'identification de la larve d'*Anopheles multicolor*, aspect et position de la soie 1-A (A), aspect et distance entre Les soies clypéales 2-C et 3-C (B), (Gx40) (Photo originale, 2022).

b) Au niveau du thorax

- Les soies 9-M et 10-M l'une simple, l'autre est multifide.
- Les soies 9-T et 10-T sont les deux multifide.

c) Au niveau de l'abdomen

- La présence d'une seule plaque accessoire sur chaque segment abdominal.
- La disposition des soies palmées à partir du 2^{ème} segment jusqu'au 8^{ème} segment.
- Filament terminal des folioles est bien développé.

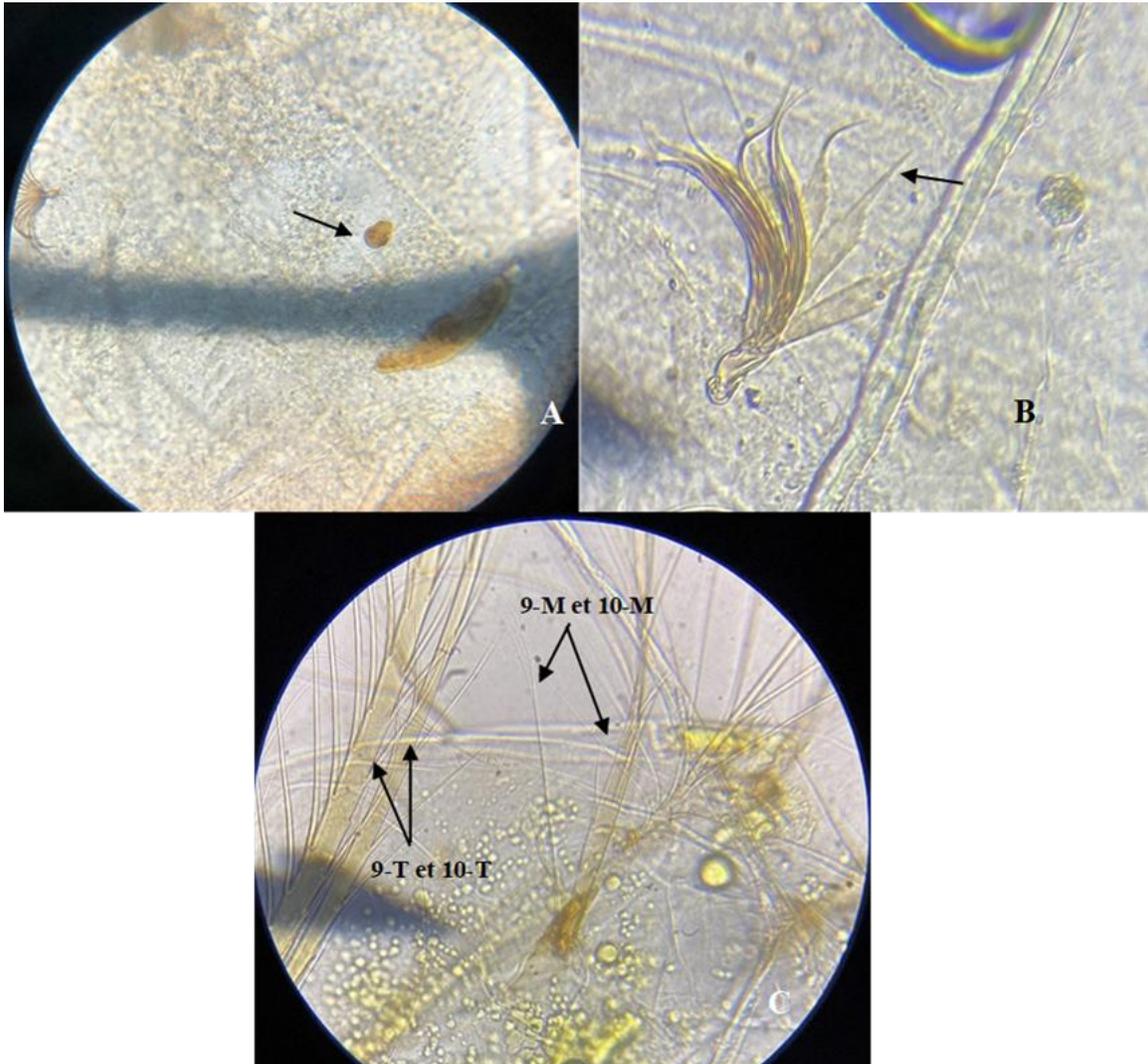


Figure 3.4 : Critères d'identification de la larve d'*Anopheles multicolor*, (A) plaques accessoires abdominales, (B) Filament terminal de l'extrémité des folioles de la soie palmée, (C) nombre de brins des soies thoraciques 9-M et 10-M et 9-T et 10-T (G×40) (Photo originale, 2022).

3.1.1.3. *Culex (Maillotia) deserticola* (Kirkpatrick, 1925)

La larve de *Culex deserticola* est très proche morphologiquement de *Culex hortensis*, elle diffère par un siphon court. L'identification morphologique (**Figure 3.5**) se base sur plusieurs critères à savoir :

a) Au niveau du la tête

- Le nombre de dents du mentum est inférieur à 8 dents sur chaque côté de la dent médiane.
- La soie antennaire 3-A est éloignée de la soie 4-A.
- La soie clypéale 1-C est épaisse sur toute sa longueur.

b) Au niveau du thorax

- La 8^{ème} soie prothoracique est formée par un ou deux brins.

c) Au niveau de l'abdomen

- Epine subapical 2-S est longue, droite ou légèrement incurvée.
- La soie 1-S est plus longue que le diamètre du siphon.
- La soie 1-S est constituée par 2 à 5 brins insérés avant la dernière dent du peigne de siphon.
- Un siphon avec des bords concaves et un indice entre 4.6 à 5.9.

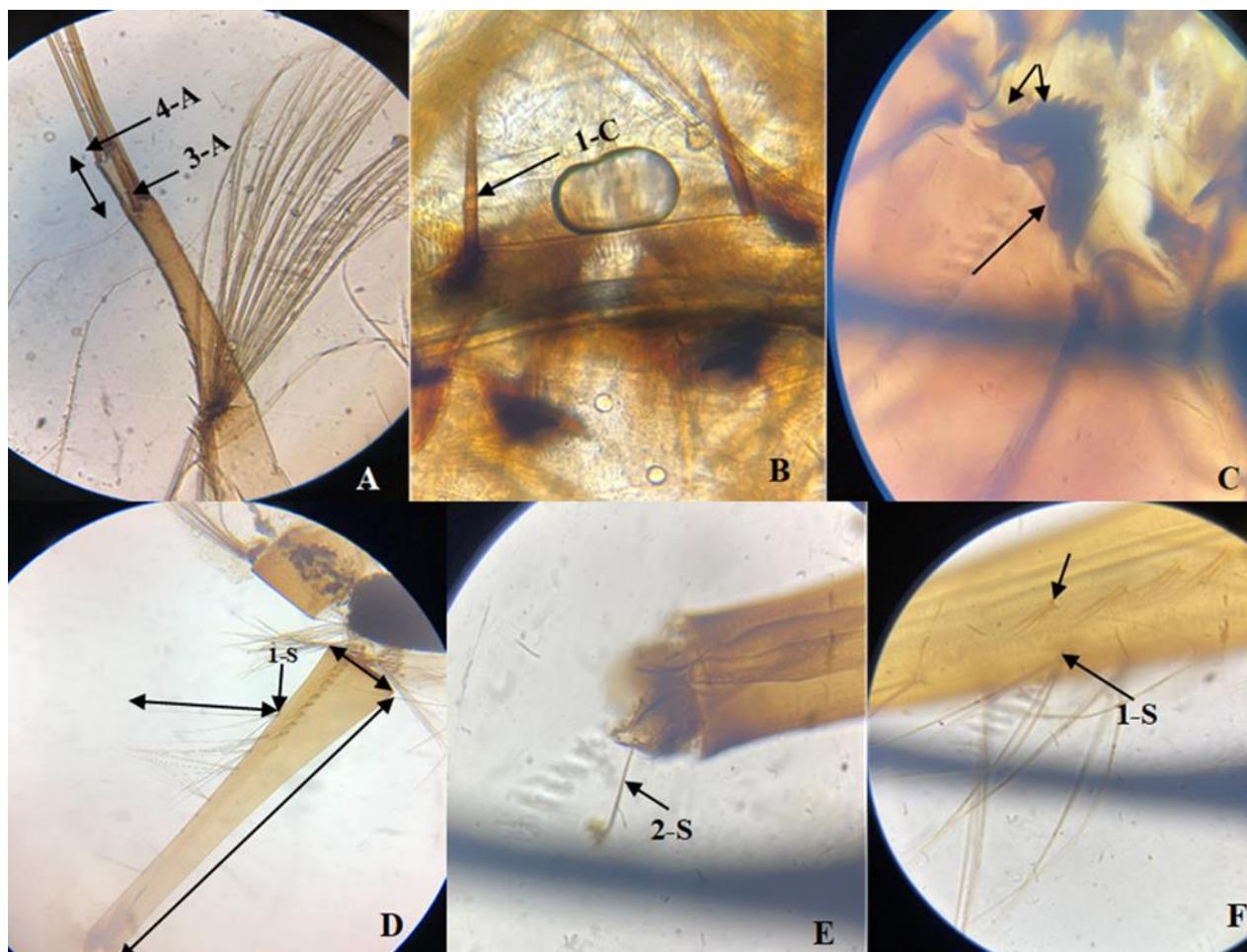


Figure 3.5 : Critères d'identification morphologique de la larve *Culex deserticola*, distance entre les soies antennaires 3-A et 4-A (A), aspect de la soie clypéale 1-C (B), mentum (C), forme et indice du siphon (D), l'aspect de la soie 2-S (E), insertion de la soie 1-S (F), (Gx10, x40) (Photo originale, 2022).

3.1.1.4. *Culex (Maillotia) hortensis* s.l. (Ficalbi, 1889)

Les larves de *Culex hortensis* sont identifiées en se basant sur les critères morphologiques (**Figure 3.6**) suivants :

a) Au niveau de la tête

- Le nombre de dents du mentum est inférieur à 8 dents sur chaque côté de la dent médiane.
- La soie clypéale 1-C est épaisse jusqu'à l'apex.
- Les soies 5-C et 6-C sont formées par deux brins.
- La soie antennaire 3-A est proche de la soie 4-A.

b) Au niveau du thorax

- Deux branches composent la soie prothoraxique 8-P.

c) Au niveau de l'abdomen

- Un siphon avec des bords concaves et un indice supérieur à 6.
- Epine subapical 2-S est longue avec un aspect en forme de cochet.
- 3 à 5 denticules sont présents sur la dent distale du peigne siphonique.
- Insertion de la soie 1-S au niveau de la dernière dent du peigne de siphon.

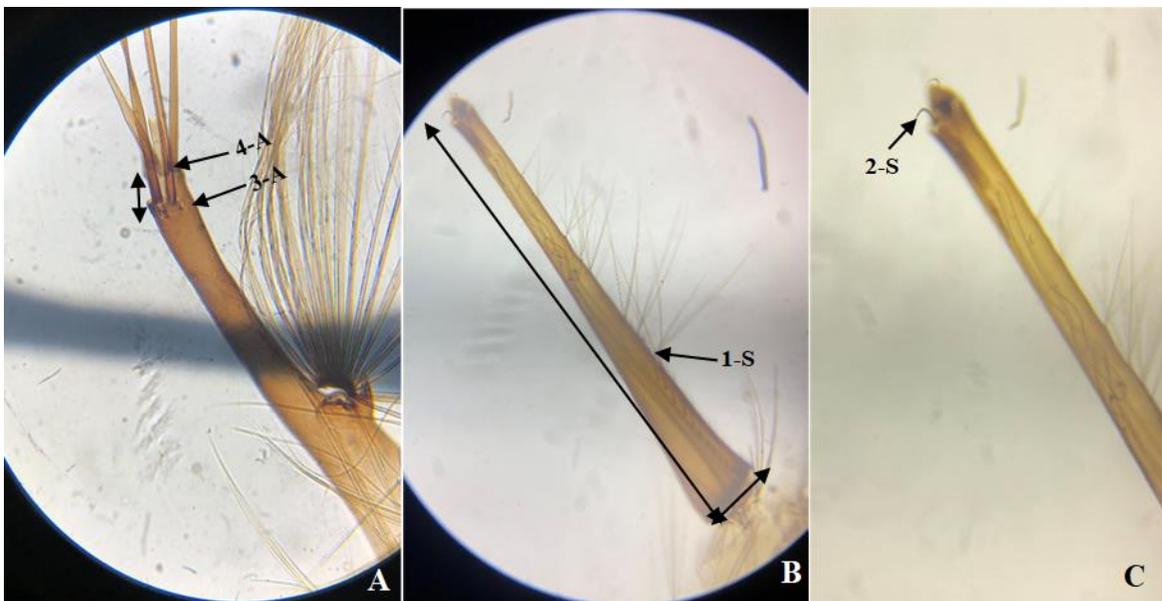


Figure 3.6 : Critères d'identification morphologique de la larve *Culex hortensis*, la distance entre les soies antennaires 3-A et 4-A (A), forme et indice du siphon (B), aspect de la soie 2-S (C), (Gx10, x40) (Photo originale, 2022).

3.1.1.5. *Culex laticinctus* (Edwards, 1913)

Les critères d'identification morphologique (**Figure 3.7**) des larves *Culex laticinctus* sont les suivants :

a) Au niveau de la tête

- Le mentum (**m**) est composé par 8 dents ou plus sur chaque côté de la dent médiane.
- La soie antennaire 3-A est située à proximité de la 4-A.
- La soie clypéale 1-C est épaisse sur tout sa longueur jusqu'à l'apex.
- 14-C est formée de deux branches.

b) Au niveau du thorax

- La soie thoracique 8-P est formée de trois brins ou plus.

c) Au niveau de l'abdomen

- Les écailles du 8^{ème} segment sont disposées aléatoirement, elles ne montrent pas d'épine médiane.
- Un siphon respiratoire à bord droit avec des soies ventrales et latérales.
- La soie 1-S est située avant la dernière dent du peigne de siphon, elle est formée de 6 branches.
- Le peigne (a) de siphon formé de trois à cinq denticules.
- L'épine 2-S est courte.
- La soie 1-X est formée de 2 branches.

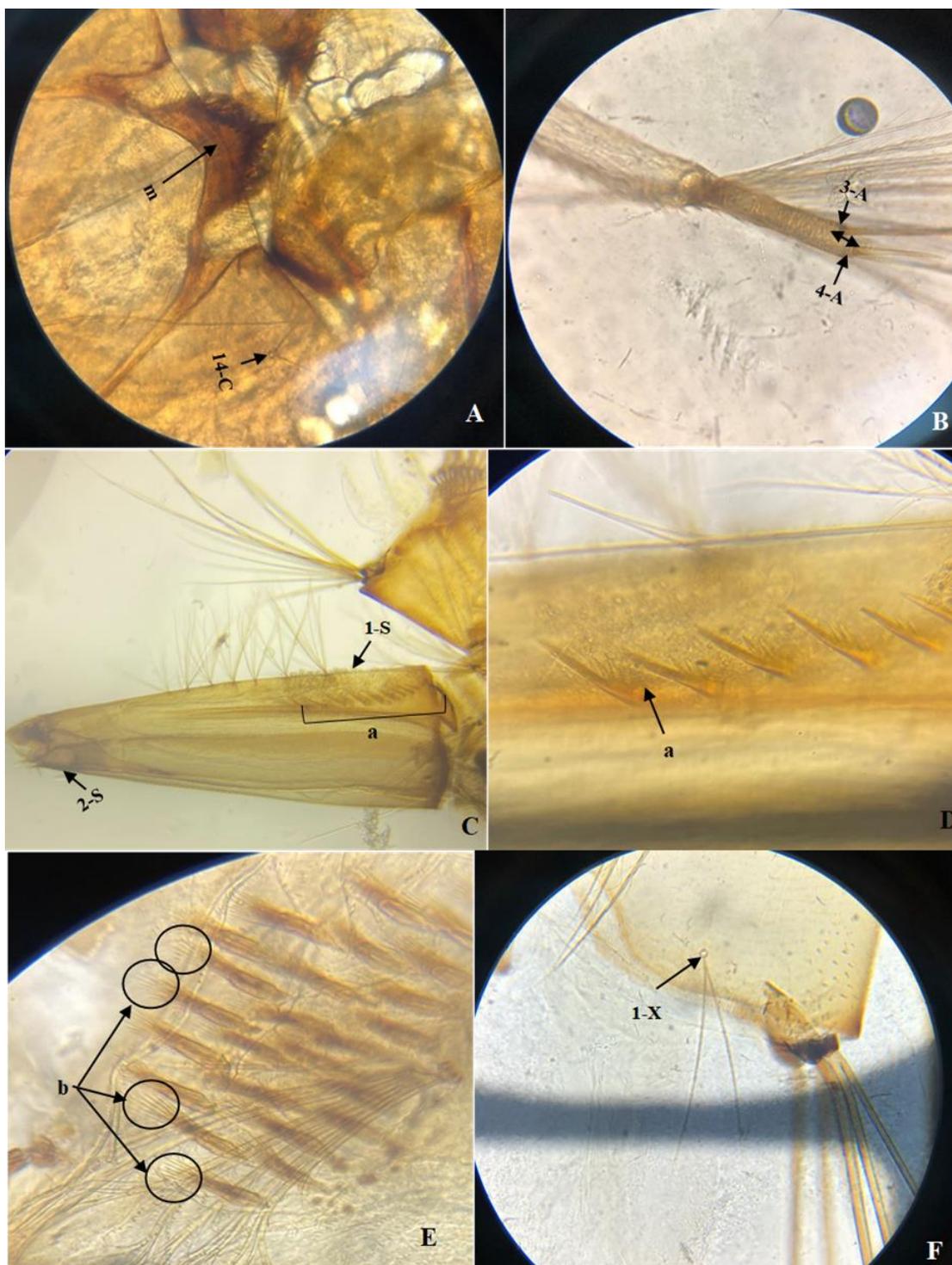


Figure 3.7 : Critères morphologiques d'identification de la larve *Culex laticinctus*, mentum et la soie 14-C (A), insertion de soie 3-A et 4-A (B), forme et insertion de la soie 1-S (C), peigne de siphon (D), écailles de le 8^{ème} segment (E), soie 1-X (F) (Gx10, x40) (Photo originale, 2022).

3.1.1.6. *Culex (Barraudius) modestus* (Ficalbi, 1890)

Les larves de *Culex modestus* se caractérisent par plusieurs critères (**Figure 3.8**) tels que :

a) Au niveau de tête

- La soie antennaire 3-A est située à proximité de la 4-A.
- La soie clypéale 1-C est mince et effilée sur toute sa longueur jusqu'à l'apex.
- La soie 14-C est formée par un brin.
- Le mentum est composé par 8 dents ou plus sur chaque côté de la dent médiane.

b) Au niveau du thorax

- La soie thoracique 8-P est formée de trois brins ou plus.

c) Au niveau de l'abdomen

- Siphon avec des bords droits et un indice de 4.5.
- La soie 1-S est située avant la dernière dent du peigne du siphon et plus longue que le diamètre du siphon.

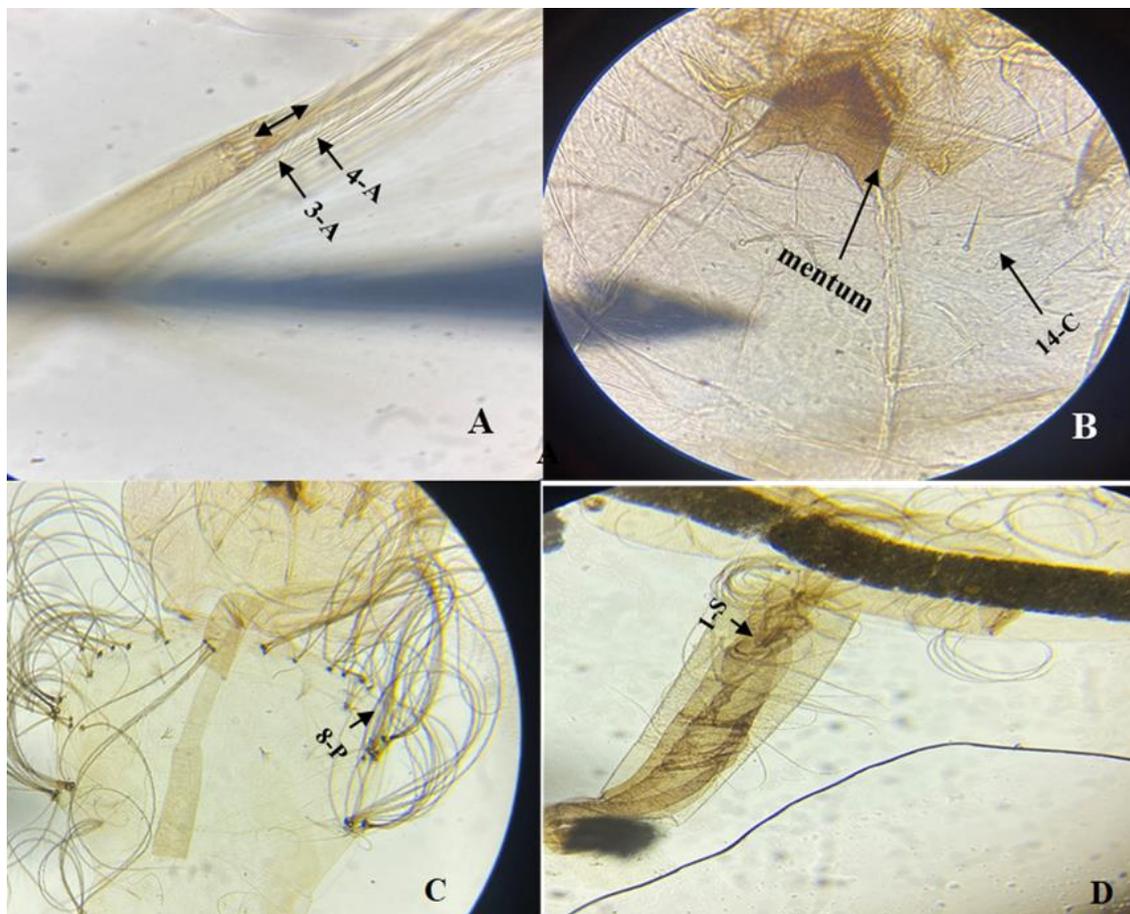


Figure 3.8 : Critères morphologique d'identification de la larve *Culex modestus* au niveau de la tête, L'insertion de la soie 3-A et 4-A (A), soie clypéale 14-C et le mentum (B), soie thoracique 8-P (C), siphon et 1-S (D) (Gx40) (Photo originale, 2022).

3.1.1.7. *Culex (Culex) pipiens* (Linnaeus, 1758)

Les larves de *Culex pipiens* sont identifiées selon les critères morphologiques (**Figure 3.9**) suivants :

a) Au niveau de la tête

- La soie antennaire 3-A est proche de la 4-A.
- La soie clypéale 1-C est mince et effilée sur toute sa longueur jusqu'à l'apex.
- La soie 14-C est formée par un brin ou plus.
- Le mentum est composé de plus 8 dents sur chaque côté de la dent médiane (m).

b) Au niveau du thorax

- La soie thoracique 8-P est formée de deux brins.

c) Au niveau de l'abdomen

- Les écailles du peigne du 8^{ème} segment ne portent pas d'épine médiane.
- Le siphon présente des bords droits ou bien bords convexes
- Nombre de brins de la soie 1-S est. 2 à 5 brins.
- Insertion de la soie 1-S après la dernière dent du peigne siphonique.
- La soie 1-S, est plus courte ou égale au diamètre du siphon.
- La dent distale du peigne siphonique composé de 3 à 5 denticules (**b**).
- La forme de l'épine subapicale 2-S, est courte.
- La soie caudale 1-X, est formée par un brin.

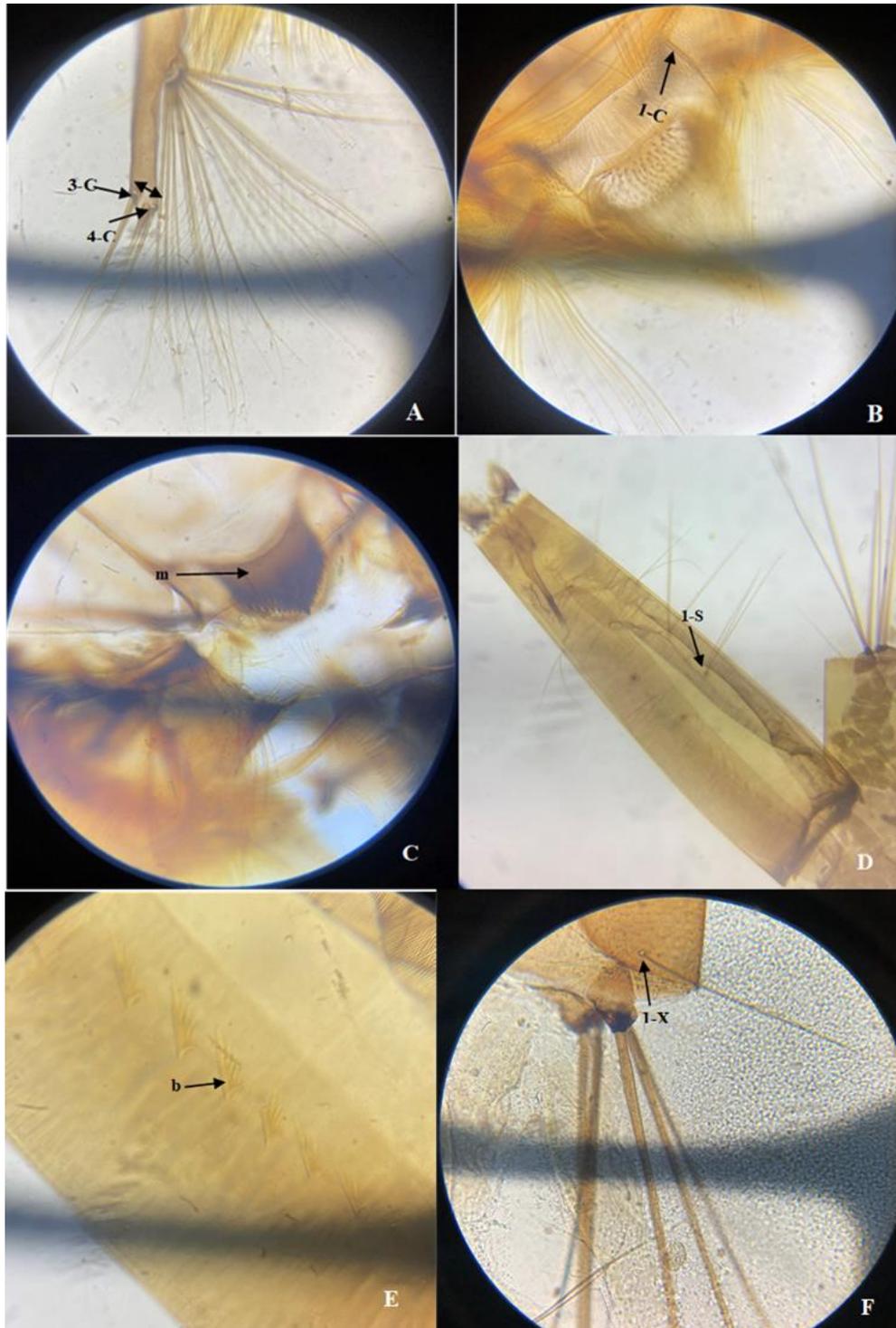


Figure 3.9 : Critères d'identification morphologique de la larve *Culex pipiens*, distance entre les soies antennaires 3-A et 4-A (A), aspect de la soie clypéale 1-C (B), mentum (C), forme et l'indice du siphon (D), forme de la dent distale du peigne (E), soie caudale 1-X (F), (Gx20, x40) (Photo originale, 2022).

3.1.1.8. *Culex (Culex) theileri* (Theobald, 1903)

Les larves de *Culex theileri* se caractérisent par plusieurs critères (**Figure 3.10**) :

a) Au niveau de la tête

- La soie 1-C est fine et mince à l'apex ou, elle est épaisse sur toute la longueur.
- La soie antennaire 3-A est proche de la soie 4-A.
- Le nombre de dents du mentum est inférieur à 8 dents de chaque côté de la dent médiane.

b) Au niveau du thorax

- Les soies prothoraciques 3-P ne montrent qu'un brin, alors que celles du 4-P en présente 2 brins ou plus.
- Les soies prothoraciques 8-P se composent de 2 brins.

c) Au niveau de l'abdomen

- La soie 1-S est plus courte ou égale au diamètre du siphon.
- Insertion de la soie 1-S se fait après la dernière dent du peigne siphonique.
- Les écailles du peigne du 8^{ème} segment, portent avec épine médiane (p).
- Siphon présente des bords droits.
- L'épine 2-S est courte.

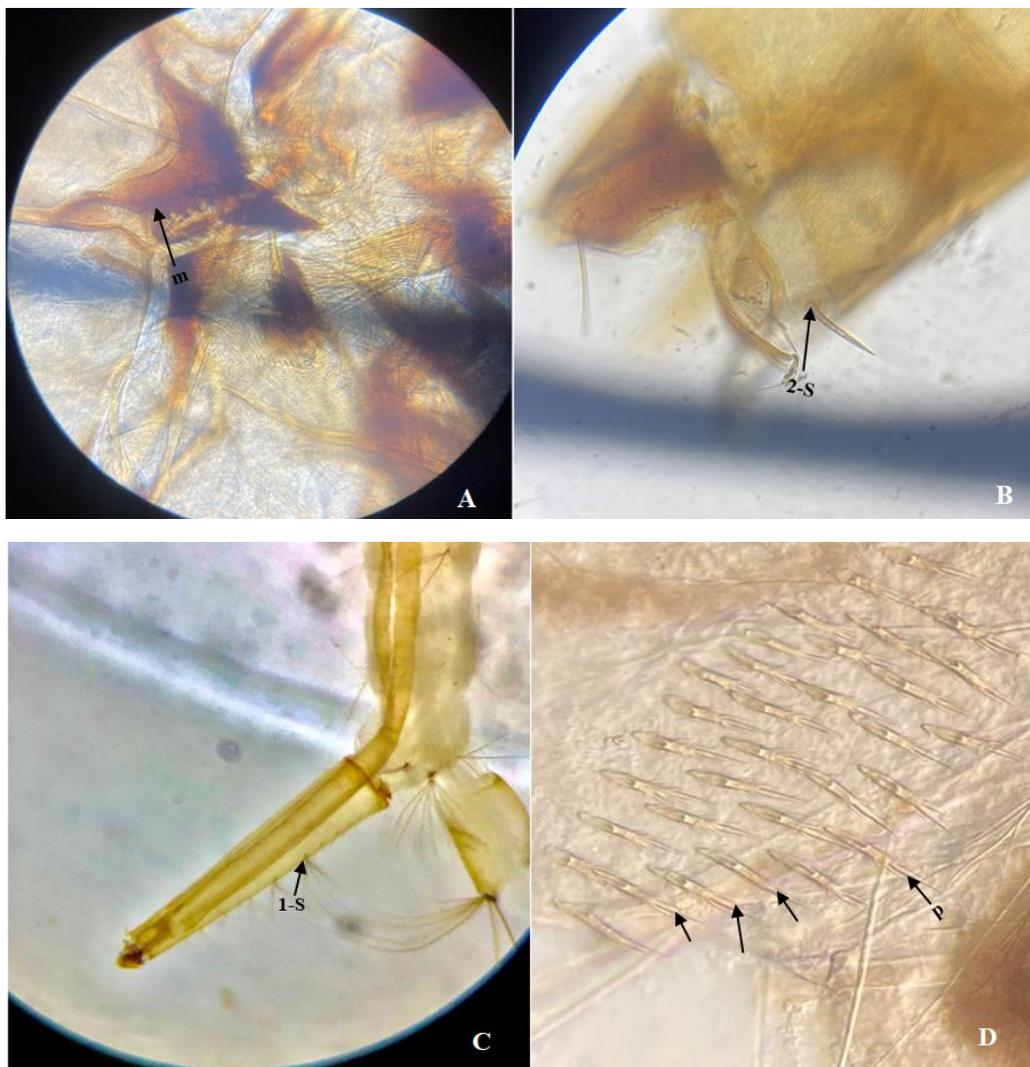


Figure 3.10 : Critères d'identification morphologique de la larve *Culex theileri*, mentum (A), aspect de la soie 2-S (B), forme et indice du siphon (C), écailles du 8^{ème} segment (D), (Gx 10, x 40) (Photo originale, 2022).

3.1.1.9. *Culex (Culex) tritaeniorhynchus* (Giles, 1901)

La larve de *Culex tritaeniorhynchus* est proche de celle de *Culex perexiguus* la seule différence réside sur la forme de la dent distale du peigne siphonique. L'identification morphologique (**Figure 3.11**) est basée sur les critères suivants :

a) Au niveau de la tête

- L'insertion de la soie 3-A peut-être à proximité de la soie 4-A et/ou éloignée.
- Le mentum est formé de 8 dents ou plus sur chaque côté.
- La soie clypéale 1-C est épaisse sur toute sa longueur.

b) Au niveau du thorax

- La soie thoracique 8-P est formée de deux brins.

c) Au niveau de l'abdomen

- Un siphon respiratoire à bord droit avec des soies ventrales et latérales.
- Le 8^{ème} segment porte des écailles sans épine médiane.
- La soie 1-S est plus courte par rapport au diamètre du siphon. Elle est formée par 2 brins ou plus. Elle est insérée après la dernière dent du peigne siphonique.
- Le peigne (**a**) du siphon est formé par plus de cinq denticules.
- La soie 1-X est formée par trois branches.

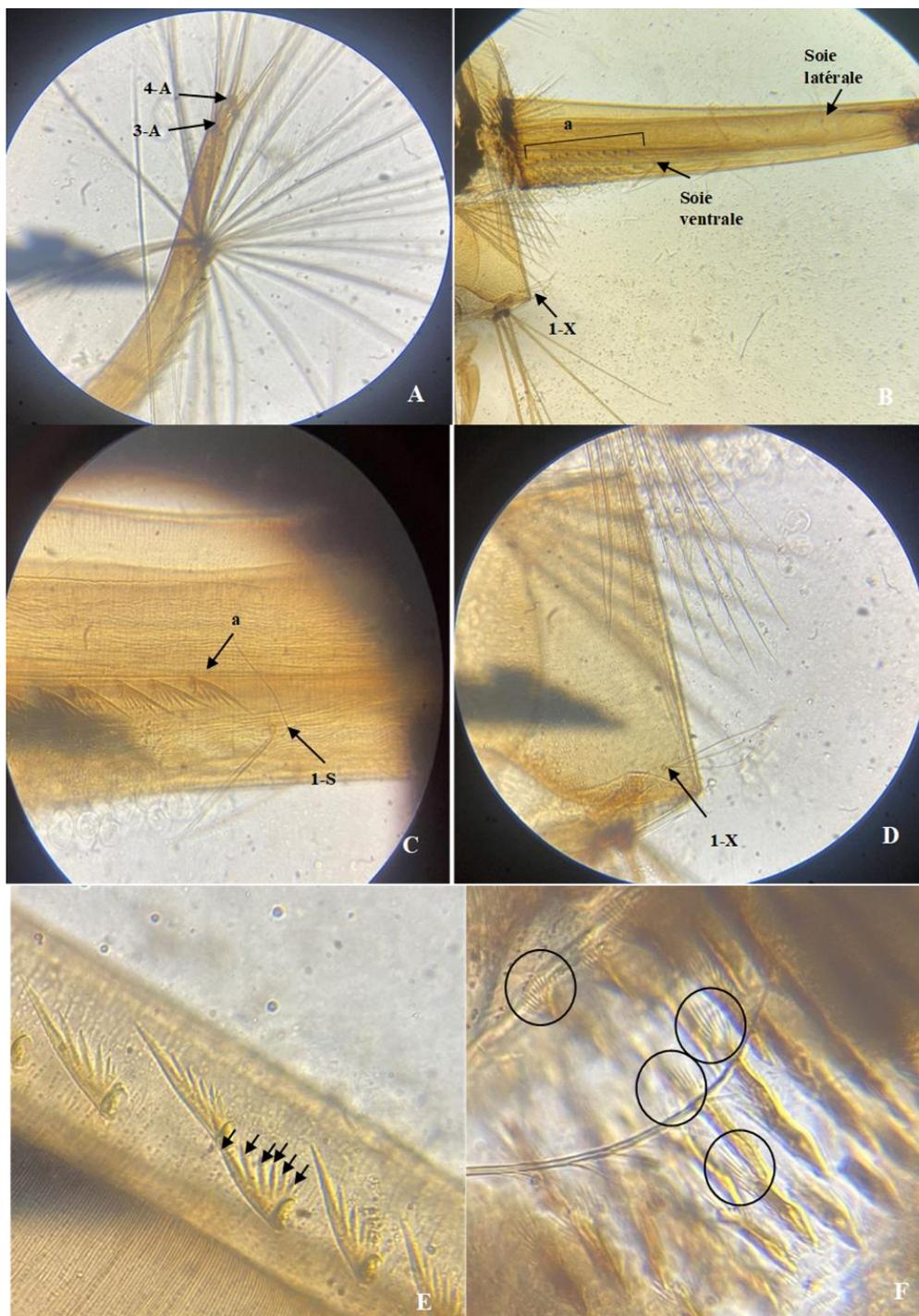


Figure 3.11 : Critères d'identification morphologique de la larve *Culex tritaeniorhynchus*, distance entre les soies antennaires 3-A et 4-A (A), forme et indice du siphon (B), aspect et insertion de la soie 1-S (C), soie caudale 1-X (D), forme de la dent distale du peigne (E), écailles de le 8^{ème} segment (D), (G×10, x40, x100) (Photo originale, 2022).

3.1.1.10. *Culiseta (Culiseta) annulata* (Schrank, 1776)

L'identification des larves de *Culiseta annulata* est basée sur les critères morphologiques (**Figure 3.12**) suivants :

a) Au niveau de la tête

L'antenne courte par rapport à la taille de la tête.

- L'antenne porte des spicules.
- la soie 1-A est peu visible.
-

b) Au niveau de l'abdomen

- Siphon est d'une taille moyenne, la longueur est comprise entre 2 et 4.
- Plus de soies que de peignes.
- Peigne du siphon à une longueur au 2/3 de celle du siphon.

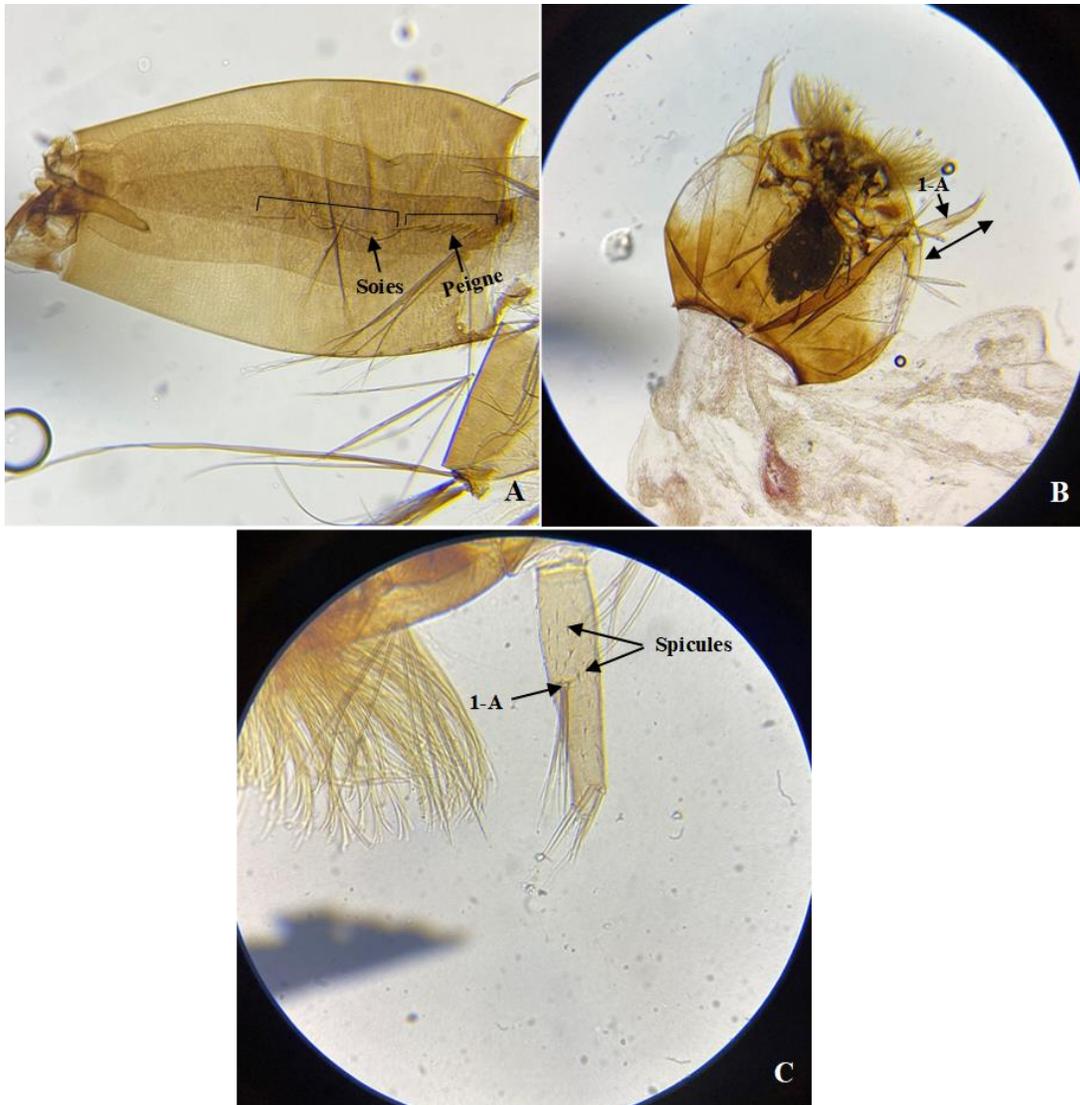


Figure 3.12 : Critères d'identification de la larve de *Culiseta annulata*, siphon avec les soies et les peignes (A), antenne et le 1-A (B, C), (Gx20, x40) (Photo originale, 2023).

3.1.1.11. *Culiseta (Allotheobaldia) longiareolata* (Macquart, 1838)

Les larves de *Culiseta longiareolata* sont caractérisées par plusieurs critères (**Figure 3.13**) tels que :

a) Au niveau de la tête

- Une tête sombre qui présente des antennes courtes non spéculées.
- La soie antennaire 1-A est presque visible.

- Le mentum est triangulaire.

b) Au niveau de l'abdomen

- Un siphon court et trapu possédant deux touffes de soies à la base de siphon.
- Peigne siphonal s'étend sur la moitié du siphon.
- Le 8^{ème} segment abdominale porte un mélange des écailles avec ou sans épine médiane.

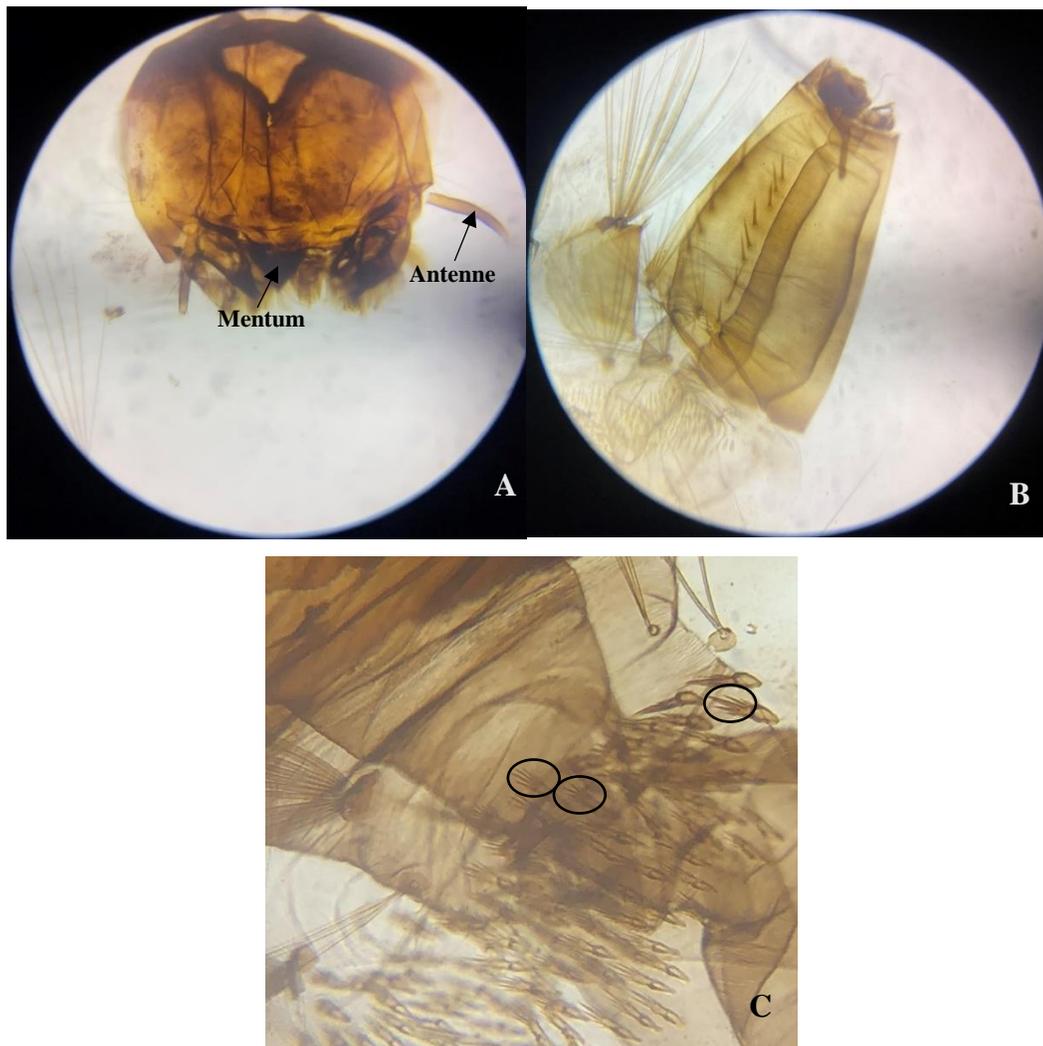


Figure 3.13 : Critères d'identification de la larve de *Culiseta longiareolata*, la tête (A), siphon (B), écailles de 8^{ème} segment abdominal (C) (Gx10, x40) (Photo originale, 2023).

3.1.1.12. *Uranotaenia (Pseudoficalbia) unguiculata* (Edwards, 1913)

Les larves d'*Uranotaenia unguiculata* se caractérisent par critères suivants (Figure 3.14) :

a) Au niveau de tête

- 2 antennes courtes par rapport à la longueur de la tête.
- La soie antennaire 1-A est formée par un brin inséré au milieu.
- La soie 1-C est épaisse sur toute sa longueur.
- Les soies céphaliques 5-C et 6-C, sont formées par un seul brin fin.

b) Au niveau de l'abdomen

- Une plaque abdominale sur le 8^{ème} segment uniquement.
- L'insertion de la touffe du siphon se fait après les peignes.

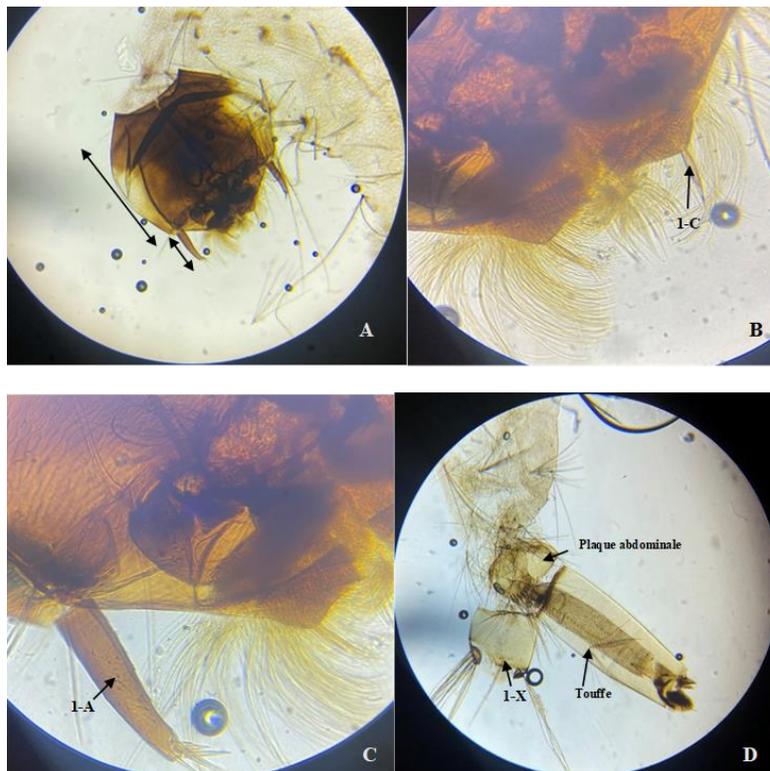


Figure 3.14 : Critères d'identification des larves d'*Uranotaenia unguiculata*, taille de tête par rapport l'antenne (A), soie 1-C (B), antenne (C), siphon et plaque abdominale (D) (Gx10, x40) (Originale, 2023).

3.1.2. Étude des indices écologiques

3.1.2.1. Qualité de l'échantillonnage

Durant nos sorties sur le terrain, *Culex modestus* a été observée une seule fois en Septembre 2023. Donc le rapport $a / N = 1 / 127$ c'est-à-dire que $a / N = 0,008$, démontre que notre échantillonnage est extrêmement satisfaisant.

3.1.2.2. Abondance relative

- Selon le genre

Le genre *Culex* est le plus dominant avec un totale de 3140 individus, ce qui représente 76.61% de la population culicidienne capturée. Le genre *Culiseta* est représenté avec 673 individus, soit un pourcentage de 16.42%, suivi par le genre *Anopheles* avec 275 individus en l'occurrence 6.71% et le genre *Uranotaenia* avec un taux de 0.24% (**Figure 3.15**).

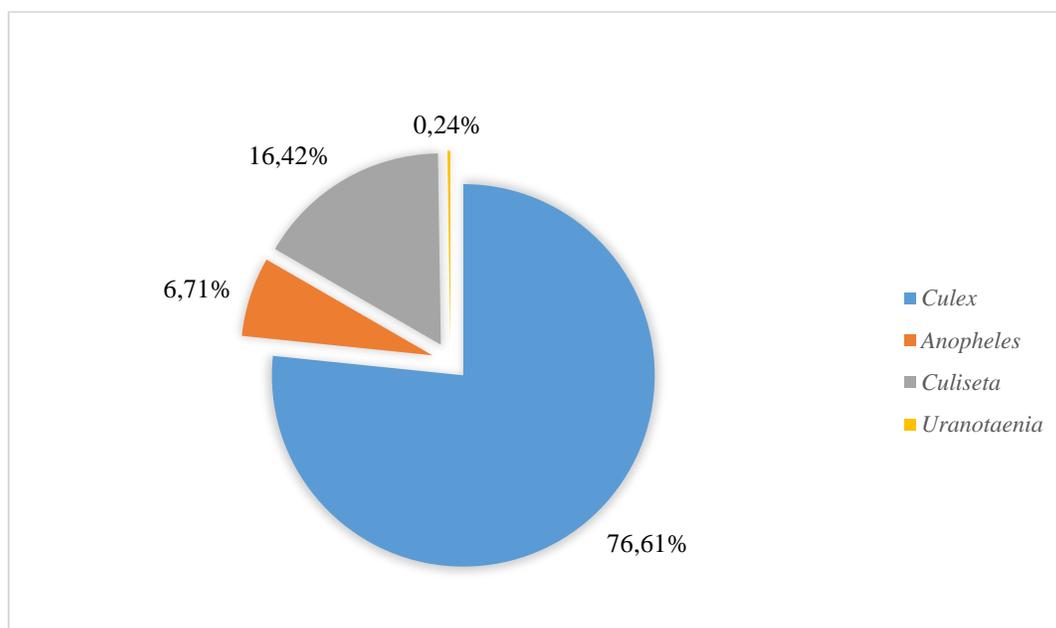


Figure 3.15 : Abondance relative des quatre genres de culicidés récoltés dans la région de Sétif de mai 2022 à novembre 2023.

- **Selon l'espèce**

Cx. pipiens est l'espèce la plus dominante avec un taux de 69.42%, suivie par *Cs. longiareolata* avec un pourcentage de 16.37% et *An. maculipennis* avec un taux de 5.81%. Les espèces *Cx. theileri*, *Cx. hortensis* et *Cx. deserticola* présentent une abondance moyenne respectivement 2.68%, 2.34% et 1.68%. Les faibles valeurs 0.9%, 0.32%, 0.24, 0.15%, 0.05% et 0.02% sont enregistrées respectivement par *An. multicolor*, *Cx. laticinctus*, *Ur. Unguiculata*, *Cx. tritaeniorhynchus*, *Cs. annulata*, *Cx. modestus* respectivement (**Figure 3.16**).

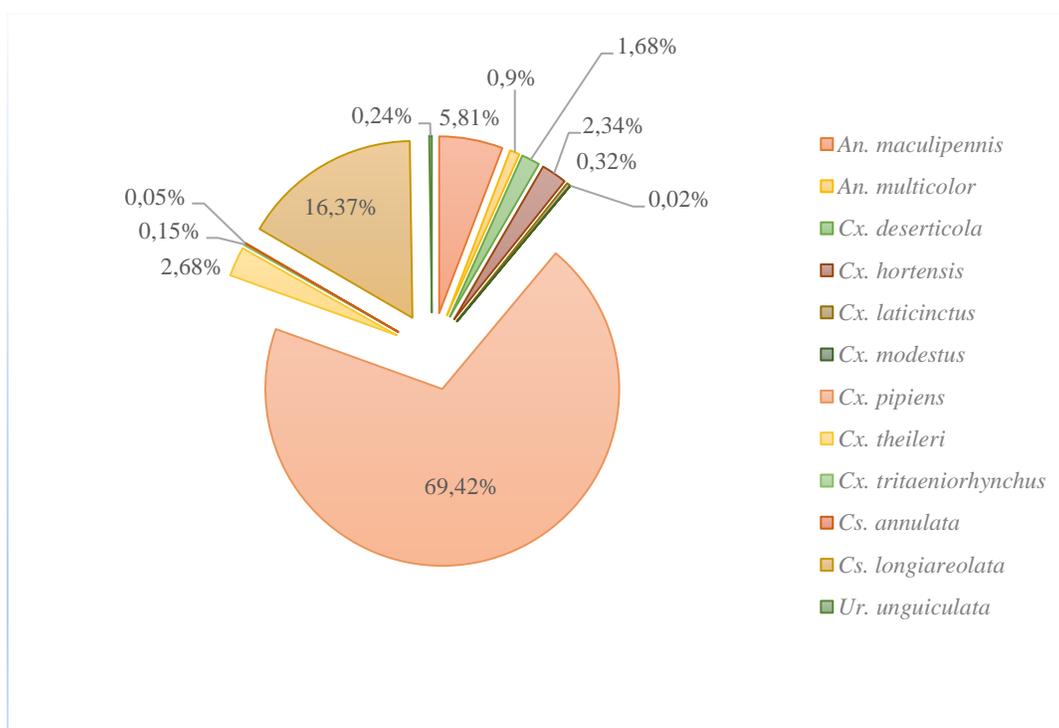


Figure 3.16 : Abondance relative des espèces de culicidés récoltés dans la région de Sétif de mai 2022 à novembre 2023.

- **Selon les stations d'étude**

L'abondance la plus élevée est marquée par la station de Mechtat Lahnache avec un taux atteignant (35.82%), suivie par la station d'Oued El Dehab avec 18.79% ensuite la station de Ras Isly avec un pourcentage de 14.93%.

Les autres stations sont représentées par des abondances relatives faibles, elles sont comprises entre 0.12% et 6.95% (**Figure 3.17**).

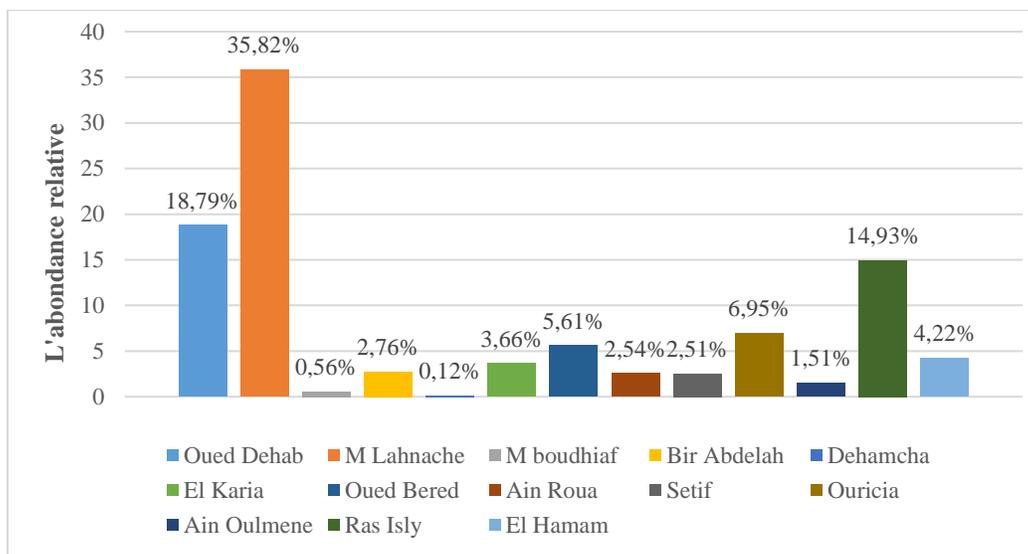


Figure 3.17 : Abondance relative des espèces de culicidés selon les stations d'études durant d'mai 2022 à novembre 2023.

3.1.2.3. Fréquences d'occurrence

Les résultats des fréquences d'occurrence des culicidés collectés de Mai 2022 à Novembre 2023 dans la région de Sétif sont mentionnés dans le tableau 3.2.

L'étude des fréquences d'occurrence des espèces culicidiennes inventoriées dans la région Sétif durant la période d'étude révèle que deux espèces sont classées dans la catégorie accessoire. Il s'agit de *Cx. pipiens* et *Cs. longiareolata* avec des fréquences respectives de 38.66% et 25%, alors que cinq espèces correspondent à la catégorie accidentelle, à savoir *An. maculipennis* avec une fréquence de 10.67%. *Cx. hortensis* avec 6.67%, *Cx. theileri* avec 6.67%, *Cx. deserticola* avec 6% et *An. multicolor* avec 2.33%. Il est à souligner que la catégorie rare est adoptée par le reste des espèces *Cx. laticinctus*, *Ur. Unguiculata*, *Cs. annulata*, *Cx. tritaeniorhynchus* et *Cx. modestus*.

Tableau 3.2 : Fréquences d'occurrence des culicidés collectées de mai 2022 à novembre 2023 dans la région de Sétif.

Espèce	N	AR (%)	P	C (%)	Catégorie
<i>An. maculipennis</i>	238	5.81	32	10.67	Accidentelle
<i>An. multicolor</i>	37	0.90	7	2.33	Accidentelle
<i>Cx. deserticola</i>	69	1.68	18	6	Accidentelle
<i>Cx. hortensis</i>	96	2.34	20	6.67	Accidentelle
<i>Cx. laticinctus</i>	13	0.32	5	1.66	Rare
<i>Cx. modestus</i>	1	0.02	1	0.33	Rare
<i>Cx. pipiens</i>	2845	69.42	116	38.66	Accessoire
<i>Cx. theileri</i>	110	2.68	20	6.67	Accidentelle
<i>Cx. tritaeniorhynchus</i>	6	0.15	2	0.67	Rare
<i>Cs. annulata</i>	2	0.05	2	0.67	Rare
<i>Cs. longiareolata</i>	671	16.37	75	25	Accessoire
<i>Ur. unguiculata</i>	10	0.24	2	0.67	Rare
Totale	4098	100	300	100	

3.1.2.4. Richesse spécifique

Les résultats de la richesse spécifique des culicidés récoltés sont représentés dans le Tableau 3.3.

La richesse spécifique montre que le plus grand nombre d'espèces est observé dans la station d'Oued El Dehab avec 8 espèces, suivie par les stations d'Oued El Bered, Ain Roua et Ras Isly avec 6 espèces, puis El Karia avec 5 espèces. On compte 4 espèces dans deux stations El Hammam et Mechtat Lahnache. Les plus basses valeurs sont observées à Mechtat Boudhiaf, Bir Abdellah et El Ouricia par deux espèces suivie par les stations Dehamcha, Sétif et Ain Oulmene qui ne compte qu'1 seule espèce.

Tableau 3.3 : Répartition stationnelle de la richesse spécifique des espèces de culicidés inventoriées au cours de période d'étude de mai 2022 à novembre 2023 dans la région de Sétif.

Station / Espèce	Quad El dehab	Mechtat Lahnache	Mechtat Boudhiaf	Bir Abdellah	El Karia	Dehamcha	Oued El Bered	Ain Roua	Sétif	Ouricia	Ain oulmene	Ras Isly	El Hamam
<i>An. maculipennis</i>	-	+	-	+	+	+	+	-	-	-	-	-	-
<i>An. multicolor</i>	+	-	-	-	+	-	+	-	-	-	-	-	-
<i>Cx. deserticola</i>	+	-	+	-	+	-	+	+	-	-	-	-	-
<i>Cx. hortensis</i>	+	-	-	-	+	-	+	+	-	-	-	-	-
<i>Cx. laticinctus</i>	+	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	+	-
<i>Cx. modestus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Cx. pipiens</i>	+	+	+	-	-	-	+	+	-	+	+	+	+
<i>Cx. theileri</i>	+	+	-	+	+	-	-	+	-	-	-	+	-
<i>Cx. tritaeniorhynchus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Cs. annulata</i>	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
<i>Cs. longiareolata</i>	+	+	-	-	-	-	+	+	+	+	-	+	+
<i>Ur. unguiculata</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
S	8	4	2	2	5	1	6	6	1	2	1	6	4
St	12												

(+) : présence, (-) : absence. S : Richesse spécifique, St : Richesse totale.

3.1.2.5. Indice de diversités (Shannon-Weaver) et d'équitabilité

Le tableau 3.4 présente les valeurs de l'indice de diversité de Shannon-Weaver (H'), de la diversité maximale (H max) et de l'équitabilité (E) attribués aux espèces collectées de mai 2022 à novembre 2023.

L'équitabilité de cette population est de 42 %. Ce qui indique une diversité modérée au sein de cette population.

Tableau 3.4 : Indice de diversité du nombre des individus des espèces collectées au cours de période d'étude (mai 2022 jusqu'à novembre 2023) dans la région de Sétif.

Effectif totale	4098
Indice de diversité (H')	1.51 bits
Diversité maximale (H' max)	3.58
Equitabilité (E)	0.42

3.1.2.6. Indice de similitude de Jaccard

L'indice de Jaccard est un coefficient d'association qui permet de déterminer la similarité entre les échantillons pour des données binaires. Cet indice est compris entre 0 et 1 et ne prend en considération que les associations positives [114].

L'indice de similitude de Jaccard (J) est calculé pour les différents peuplements observés dans les treize stations, établi à partir de la matrice de similitude (**Tableau 3.5**). Il révèle que les peuplements des différentes stations sont très peu similaires les unes avec les autres. La ressemblance la plus élevée existe entre la station d'Ain Roua et Oued El Dehab avec un pourcentage de 75% dont 6 espèces sont communes. La station d'Oued El Bered est également relativement proche de la station d'El Karia avec 57% de similarité, nous avons observé 4 espèces communes et un taux de 55% entre l'Oued El Bered et Oued El Dehab avec 5 espèces communes. De l'autre part, les valeurs de similitude les plus faibles sont observées entre les stations de Ras Isly, d'El Karia et de Bir Abdallah présentent des valeurs respectivement de 10% et 14%. Alors que Mechtat Lahnache montre un indice appréciable de 42%, les espèces communes entre ces peuplement sont très rares (1 à 3 espèces).

Tableau 3.5 : Indice de similitude de Jaccard calculé pour les peuplements dans les stations d'étude prises deux à deux.

	Oued El dehab	Mechtat Lahnache	Mechtat Boudhiaf	Bir Abdellah	El Karia	Dehamcha	Oued El Bered	Ain Roua	Sétif	Ouricia	Ain oulmene	Ras Isly	El Hamam
Oued El Dehab	1												
M. Lahnache	0,33	1											
M. Boudhiaf	0,25	0,20	1										
B. Abdellah	0,11	0,50	0,00	1									
El Karia	0,44	0,28	0,16	0,40	1								
Dehamcha	0,00	0,25	0,00	0,50	0,20	1							
Oued El Bered	0,55	0,42	0,33	0,14	0,57	0,16	1						
Ain Roua	0,75	0,42	0,33	0,14	0,37	0,00	0,50	1					
Sétif	0,12	0,25	0,00	0,00	0,00	0,00	0,16	0,16	1				
Ouricia	0,25	0,50	0,33	0,00	0,00	0,00	0,33	0,33	0,50	1			
Ain Oulmene	0,12	0,25	0,50	0,00	0,00	0,00	0,16	0,16	0,00	0,50	1		
Ras Isly	0,40	0,42	0,14	0,14	0,10	0,00	0,20	0,50	0,16	0,33	0,16	1	
El Hamam	0,33	0,33	0,20	0,00	0,00	0,00	0,25	0,25	0,25	0,50	0,25	0,25	1

3.1.2.7. Répartition des espèces culicidienne au sein des stations

Pour mettre en évidence la répartition des espèces de moustiques au sein des stations d'étude, nous avons réalisé au moyen de l'analyse factorielle des correspondances (AFC). Cette analyse a été utilisée afin de mieux comprendre la répartition des culicidés dans la région de Sétif. D'après la figure 3.18 la contribution de l'axe dimension 1 à l'inertie totale est de 46,3%, tandis que celle de l'axe dimension 2, elle est de 23,4 %. Leur total s'élève à 69,7 %. Ce pourcentage est supérieur à 50%, ce qui signifie que les résultats de l'analyse factorielle des correspondances ne pourraient être utilisés que pour les dimensions 1 et 2.

Les résultats obtenus dans la figure 3.18 ont montré que les espèces du groupe A sont plus ré pondues dans les stations d'Oued El Bered, tandis que les espèces du groupe B sont principalement présentes dans les stations de Oued El Dehab, de Mechtat Lahnache, de Mechtat Boudhiaf, d'Ain Roua, d'Ain Oulmene, de Sétif, Ras Isly et El Hammam. Dans le groupe C sont plus largement distribuées à El Karia, Bir Abdallah et Dehamcha.

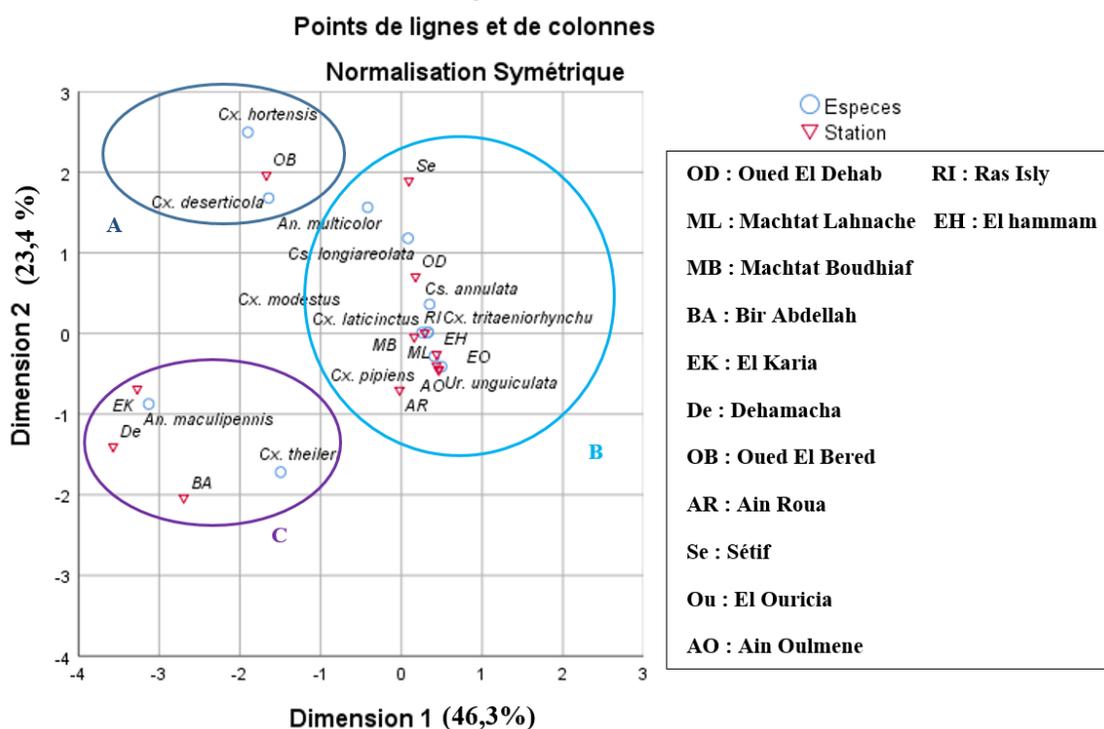


Figure 3.18 : Répartition stationnelle des espèces dans le plan factoriel F1 et F2 de l'analyse factorielle des correspondances.

3.1.2.8. Effet des caractères physiques des habitats larvaires sur la distribution des espèces de moustiques

Selon le tableau 3.6, la majorité des larves ont été collectées dans des habitats naturels ($n = 2\,901$, 70,79 %), incluant principalement les étangs ($n = 2\,051$, 50,05 %), les bords de rivières ($n = 767$, 18,72 %) et les prairies ($n = 83$, 2,03 %).

La fréquence des larves était légèrement plus élevée dans les sites permanents (53,15 %) que dans les sites temporaires (46,85 %). En termes d'exposition à la lumière, plus de 2 000 larves (48,8 %) ont été collectées dans des sites ensoleillés, suivies de 1 450 larves (35,38 %) dans des sites ombragés et 648 larves (15,81 %) dans des sites semi-ombragés. Les larves ont été majoritairement trouvées dans des eaux troubles (38,97 %) et claires (31,5 %), ainsi que dans des gîtes présentant de la végétation hors de l'eau (60,40 %). Une corrélation statistiquement significative ($p < 0,05$) a été observée entre le nombre de larves collectées et l'ensemble des variables étudiées.

Les résultats ont révélé que toutes les espèces étaient réparties dans des habitats temporaires, à l'exception d'*Uranotaenia unguiculata*, qui a été exclusivement trouvée dans des sites permanents. Les sites permanents étaient également dépourvus de trois espèces de genre *Culex* : *Culex laticinctus*, *Culex tritaeniorhynchus* et *Culex modestus*. La majorité des espèces recensées (70,79 %) provenaient d'habitats naturels, en particulier des étangs, qui constituaient l'habitat le plus diversifié et principal de *Culex pipiens*. *Culiseta longiareolata* se distingue par sa présence endémique dans les bords de rivières (39,19 %) et les étangs (34,38 %). Elle a été majoritairement trouvée dans des eaux claires (61,25 %), des sites ensoleillés (78,39 %) et temporaires (79,88 %), souvent dépourvus de végétation (54,40 %). De même, *Anopheles maculipennis* s'est révélée strictement associée aux habitats naturels (100 %), principalement aux bords de rivières (90,75 %). Cette espèce était majoritairement observée dans des eaux claires (100 %), des sites fortement exposés au soleil (97,9 %) et temporaires (88,65 %), où la végétation était limitée à la périphérie ou à la surface de l'eau (85,72 %). Ces résultats mettent en évidence des préférences écologiques spécifiques pour chaque espèce et soulignent l'importance des caractéristiques des habitats dans leur répartition.

Tableau 3.6 : Nombre et pourcentages de moustiques dans les habitats larvaires à différentes caractéristiques physiques dans la région de Sétif

	<i>An. maculipennis</i>	<i>An. multicolor</i>	<i>Cx. deserticola</i>	<i>Cx. hortensis</i>	<i>Cx. laticinctus</i>	<i>Cx. modestus</i>	<i>Cx. pipiens</i>	<i>Cx. theileri</i>	<i>Cx. tritaeniorhynchus</i>	<i>Cs. annulata</i>	<i>Cs. longiareolata</i>	<i>Ur. unguiculata</i>	Totale
Aspect de l'eau : p-valeur = 0.001													
Boueuse	-	-	-	-	6 (46.15%)	-	1045 (36.73%)	8 (7.27%)	1 (16.67%)	1 (50%)	149 (22.21%)	-	1210 (29.53%)
Claire	238 (100%)	37 (100%)	69 (100%)	96 (100%)	2 (15.38%)	-	349 (12.27%)	78 (70.91%)	-	1 (50%)	411 (61.25%)	10 (100%)	1291 (31.50%)
Trouble	-	-	-	-	5 (38.46%)	1 (100%)	1451 (51%)	24 (21.82%)	5 (83.33%)	-	111 (16.54%)	-	1597 (38.97%)
L'état de l'ensoleillement : p-valeur = 0.001													
Ombrage	-	-	-	-	-	-	1389 (48.82%)	1 (0.91%)	-	1 (50%)	49 (7.30%)	10 (100%)	1450 (35.38%)
Ensoleillé	233 (97.9%)	37 (100%)	66 (95.65%)	96 (100%)	8 (61.54%)	-	946 (33.25%)	86 (78.18%)	1 (16.67%)	1 (50%)	526 (78.39%)	-	2000 (48.80%)
Semi ombragé	5 (2.10%)	-	3 (4.35%)	-	5 (38.46%)	1 (100%)	510 (17.93%)	23 (20.91%)	5 (83.33%)	-	96 (14.31%)	-	648 (15.81%)
Type d'eau: p-valeur= 0.001													
Permanent	27 (11.35%)	5 (13.51%)	21 (30.43%)	20 (20.83%)	-	-	1903 (66.89%)	56 (50.91%)	-	1 (50%)	135 (20.12%)	10 (100%)	2178 (53.15%)
Temporaire	211 (88.65%)	32 (86.49%)	48 (69.57%)	76 (79.17%)	13 (100%)	1 (100%)	942 (33.11%)	54 (49.09%)	6 (100%)	1 (50%)	536 (79.88%)	-	1920 (46.85%)
L'état de la végétation : p-valeur = 0.001													
Hors de l'eau	-	-	1 (1.45%)	1 (1.04%)	7 (53.85%)	1 (100%)	2202 (77.40%)	45 (40.91%)	5 (83.33%)	1 (50%)	202 (30.10%)	10 (100%)	2475 (60.40%)
Surface d'eau	34 (14.28%)	6 (16.22%)	23 (33.33%)	57 (59.38%)	4 (30.77%)	-	259 (9.10%)	2 (1.82%)	1 (16.67%)	-	78 (11.62%)	-	464 (11.32%)
Hors et la surface d'eau	204 (85.72%)	31 (83.78%)	31 (44.92%)	30 (31.25%)	-	-	-	56 (50.91%)	-	-	26 (3.87%)	-	378 (9.22%)
Sans plante	-	-	14 (20.29%)	8 (8.33%)	2 (15.38%)	-	384 (13.50%)	7 (6.36%)	-	1 (50%)	365 (54.40%)	-	781 (19.06%)
Type de habitat : p-valeur = 0.001													
Naturel	238 (100%)	37 (100%)	69 (100%)	96 (100%)	7 (53.85%)	1 (100%)	1833 (64.43%)	102 (92.73%)	5 (83.33%)	1 (50%)	502 (74.81%)	10 (100%)	2901 (70.79%)
Artificial	-	-	-	-	6 (46.15%)	-	1012 (35.57%)	8 (7.27%)	1 (16.67%)	1 (50%)	169 (25.19)	-	1197 (29.21%)
Habitats larvaires: p-valeur = 0.001													
Prairie	6 (2.52%)	-	-	-	-	-	70 (2.46%)	-	-	-	7 (1.04%)	-	83 (2.03%)
Bord de rivière	216 (90.75%)	32 (86.49%)	50 (72.46%)	75 (78.13%)	-	-	73 (2.57%)	58 (52.72%)	-	-	263 (39.19%)	-	767 (18.72%)
Etang	16 (6.72%)	5 (13.51%)	19 (27.54%)	21 (21.87%)	7 (53.85%)	1 (100%)	1690 (59.40%)	44 (40%)	5 (83.33%)	1 (50%)	232 (34.58%)	10 (100%)	2051 (50.05%)
Eaux usées	-	-	-	-	6 (46.15%)	-	1012 (35.57%)	8 (7.27%)	1 (16.67%)	1 (50%)	66 (9.84%)	-	1094 (26.70%)
Fontaine	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	103 (15.35%)	-	103 (2.51%)

3.1.2.9. Effet de la saison sur la distribution de moustiques

Pendant notre période d'étude, les températures variaient de 4,1 °C en janvier à 30,1 °C en juillet. De plus, les précipitations mensuelles les plus élevées ont été enregistrées en mai 2023 avec 114,8 mm, tandis que les précipitations les plus faibles ont été observées en juin 2022, juillet 2023 et août 2023, avec 0,25 mm enregistré pour chacun de ces mois. L'analyse des données mensuelles a révélé que le nombre de larves pour toutes les espèces combinées était le plus élevé pendant les saisons chaudes, en particulier durant le mois de juin 2022 et juillet 2023 où le nombre de larves était respectivement 1022 et 433. Les températures au cours de ces mois variaient de 27,1 °C à 30,1 °C, tandis que les précipitations étaient minimales, avec 0,25 mm enregistré pour chaque mois. Au contraire, la densité larvaire était faible pendant les mois les plus froids, notamment en février 2023 et novembre 2023, avec respectivement 4 et 10 larves. Les températures et les précipitations au cours de ces deux mois étaient de respectivement 5,8°C et 10,8°C, et de 16,01 mm et 37,34 mm. Dans l'ensemble, l'abondance larvaire a culminé en juin 2022 avec un nombre de 1 022 larves, ce dernier a diminué jusqu'à atteindre sa valeur la plus basse en février 2023. Ce nombre a culminé pour atteindre un deuxième pic en juillet 2023, avant de diminuer à nouveau jusqu'à un minimum de 10 larves en novembre 2023 (**Figure 3.19**).

Les dénombrements mensuels du nombre de moustiques sont fortement corrélés de manière significative avec la température ($r_s = 0,89$, $n = 19$, $p = 0,001$) et une corrélation également significative avec les précipitations ($r_s = - 0,45$, $n = 19$, $p = 0,049$), selon le test de corrélation de Spearman.

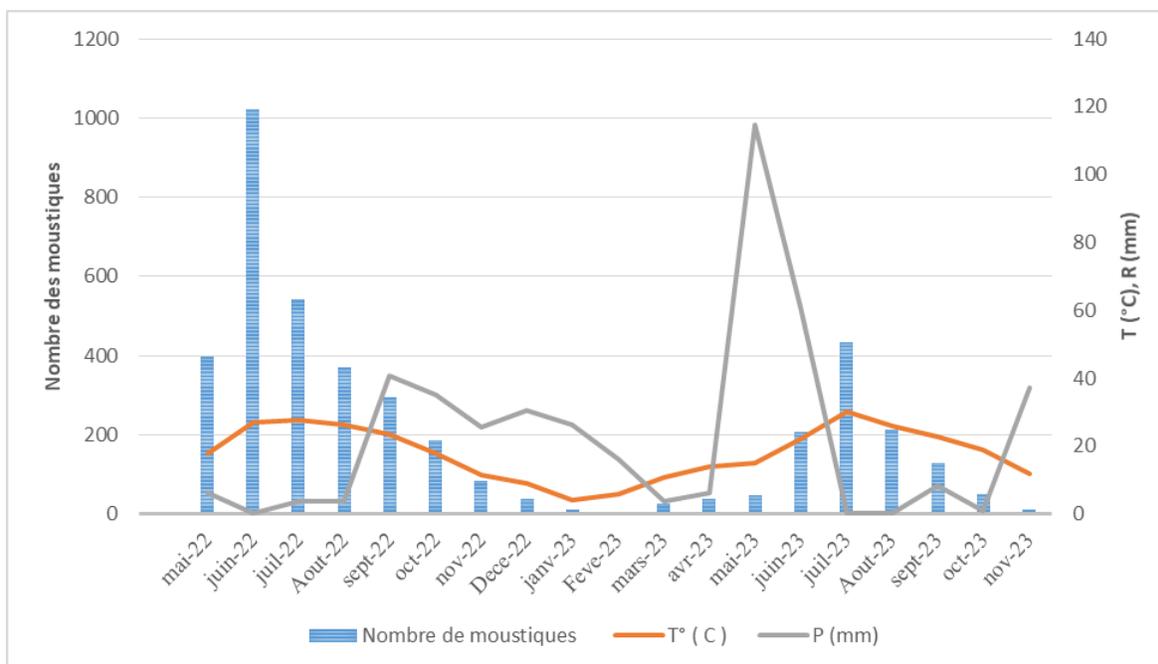


Figure 3.19 : Relation mensuelle entre la température, les précipitations et le nombre de moustiques.

3.2. Etude phytochimique des huiles essentielles

3.2.1. Rendement et caractéristiques organoleptiques des huiles essentielles

L'examen des caractéristiques organoleptiques et physicochimiques des huiles essentielles de l'*Artemisia herba alba* et *O. vulgare*, obtenues par hydrodistillation, a révélé des propriétés distinctes concernant leur couleur : jaune pâle pour l'armoise blanche et Jaune verdâtre pour l'origan. Elles partagent néanmoins un aspect liquide à température ambiante. Concernant les rendements, l'*Artemisia herba alba* affiche le taux le plus élevé, soit 1,27 %, tandis que l'*Origanum vulgare* présente un rendement plus faible (**Tableau 3.7**).

Tableau 3.7 : Caractéristiques organoleptiques des huiles essentielles.

HEs	Rendement	Couleur	Odeur	Saveur	Aspect
<i>Artemisia herba alba</i>	1,27%	Jaune pâle	Peu désagréable	Piquante	Liquide mobile
<i>Origanum vulgare</i>	0,98%	Jaune verdâtre	Thymolée	Piquante	Liquide mobile

3.2.2. Identifications des huiles essentielles

3.2.2.1. Composition chimique de l'huile essentielle d'*Artemisia herba alba*

Le dépistage phytochimique de l'HE de l'*Artemisia herba alba* par la CG/MS a révélé la présence de 40 phytoconstituants représentant 100% du total des composés identifiés.

Les monoterpènes oxygénés constituent le groupe principal, représentant 94,78 % des composés identifiés. Parmi ceux-ci, des pourcentages notables sont observés pour le camphre (28,48 %), l'eucalyptol (11,91 %) et le thujone (11,62 %). En revanche, les monoterpènes hydrocarburés ne représentent que 2,96 % du total, avec des proportions faibles de camphène (1,52 %) et de cyclohexène, 5-méthyl-3-(1-méthylethényle)-, trans- (-) (0,62 %) (**Tableau 3.8**).

Tableau 3.8 : Composition chimique de l'huile essentielle d'*Artemisia herba alba*

N°	TR	Composés chimiques	%
1	8.343	Pinene <alpha->	0.23
2	9.205	Camphene	1.52
3	9.415	Bicyclo[3.1.0]hex-2-ene, 4-methylene-1-(1-methylethyl)-	0.10
4	10.613	β-Pinene	0.09
5	11.558	Mesitylene	0.36
6	12.201	1,4-Pentadien-6-ol, 3, 3,6-trimethyl- (yomogi alcohol)	0.06
7	12.904	α-Terpinene	0.06
8	13.120	Benzene, 1, 2,4-trimethyl-	0.07

9	13.332	Cumène	0.48
10	14.091	Eucalyptol	11.91
11	15.309	gamma.-Terpinene	0.34
12	15.490	1-Hydroxy-6-(3-isopropenyl-cycloprop-1-enyl)-6-methyl-heptan-2-one	0.13
13	15.948	3,7-Cycloundecadien-1-ol, 1,5,5,8-tetramethyl-	0.40
14	16.540	2-Norbornanone, 3,3-dimethyl-	0.26
15	16.894	Cyclohexene, 5-methyl-3-(1-methylethenyl)-, trans-(-)-	0.62
16	18.387	Thujone	11.62
17	18.736	Bicyclo[3.1.0]hexan-3-one, 4-methyl-1-(1-methylethyl)-	9.46
18	19.361	2-Pinen-7-one	6.64
19	19.690	Bicyclo[3.1.1]hept-2-en-6-one,2,7,7-trimethyl-	4.03
20	21.088	Camphor	28.48
21	21.729	Isoborneol	6.06
22	22.027	Bicyclo[3.1.1]heptan-3-one, 2,6,6-trimethyl-, (1 α ,2 α ,5 α)-	2.10
23	22.934	2-Pinen-10-ol	1.12
24	23.499	2-Cyclohexen-1-ol, 3-methyl-6-(1-methylethyl)-, cis-	0.68
25	24.290	Bicyclo[2.2.1]heptan-2-ol, 1,7,7-trimethyl-, formate, endo-	0.13
26	24.968	(E)-2,6-Dimethylocta-2,5,7-trien-4-on	0.53
27	25.577	7-Oxabicyclo[4.1.0]heptan-2-one, 6-methyl-3-(1-methylethyl)-	0.65
28	26.437	2-Cyclohexen-1-one, 3-methyl-6-(1-methylethenyl)-	0.63
29	27.040	Isobornyl acetate	0.41
30	27.390	Nonyl methyl ketone	0.09
31	27.690	(1R,3R,4R,5S)-1-Isopropyl-4-methylbicyclo[3.1.0]hexan-3-yl acetate-rel-	0.11
32	28.285	Phenol, 2-methyl-5-(1-methylethyl)-	0.90
33	28.590	1,3-Cyclopentadiene, 5,5-dimethyl-1-ethyl-	0.20
34	29.390	(-)-Isopinocampheol, pentafluoropropionate	0.06
35	29.991	4,7,7-Trimethylbicyclo[4.1.0]hept-3-en-2-one	0.37
36	32.521	4,7,7-Trimethylbicyclo[4.1.0]hept-3-en-2-one	8.44

37	33.175	Azulene, 1,2,3,5,6,7,8,8a-octahydro-1,4-dimethyl-7-(1-methylethenyl)-, [1S-(1 α ,7 α ,8 $\alpha\beta$)]-	0.13
38	35.398	4.beta.H,5.alpha.-Eremophila-1(10),11-diene	0.30
39	36.850	.gamma.-Muurolene	0.09
40	39.578	(5S,6R,7S,10R)-7-Isopropyl-2,10-dimethylspiro[4.5]dec-1-en-6-ol	0.14
		Monoterpènes hydrocarburés	2.96
		Monoterpènes oxygénés	94.78
		Sesquiterpènes hydrocarburés	0.52
		Sesquiterpènes oxygénés	0.54
		Autres	1.20
		Totale	100

TR : Temps de rétention (min), N° : Numéro de substance chimique, % : Valeur exprimée en pourcentage de surface relative par rapport au total des composants identifiés.

3.2.2.2. Composition chimique de l'huile essentielle d'*Origanum vulgare*

L'analyse par CG/SM de l'HE d'*Origanum vulgare* a permis l'identification de 30 composés représentant 100% du totale des composés chimiques déterminés.

Les monoterpènes constituent la famille prédominante des composés identifiés représentant 94.87% de l'ensemble. Cette famille est principalement composée de monoterpènes hydrocarburés, qui dominent avec un pourcentage de 62.94%, parmi lesquels le gamma-Terpinene est le composé majoritaire atteignant 37.77%, Les monoterpènes oxygénés contribuent, quant à eux, à 31.93% de cette catégorie. Les sesquiterpènes, bien que minoritaires, représentent 3.12% de la composition totale (Tableau 3.9).

Tableau 3.9 : Composition chimique de l'huile essentielle d'*Origanum vulgare*

N°	TR	Composés chimiques	%
1	5.042	2-Hexenal	0.10
2	6.147	Ethyl butyl ketone	0.04

3	8.070	α -Thujene	1.18
4	8.390	Pinene <alpha>	0.63
5	9.130	Camphene	0.08
6	10.634	- β -Pinene	0.10
7	11.000	1-Octen-3-ol	0.93
8	11.682	beta.-Myrcene	3.55
9	12.264	Phellandrene <alpha->	0.63
10	13.140	α -Terpinene	3.74
11	13.913	o-Cymene	14.99
12	14.323	α -Ocimene	0.20
13	16.502	gamma-Terpinene	37.77
14	17.075	Myrcenol	0.13
15	17.924	Linalool	1.62
16	19.225	1-3-Cyclohexadiène, 1,2,6,6,-tétraméthyl	0.07
17	21.004	Borneol	0.09
18	21.618	Terpinen-4-ol	0.24
19	22.275	α -Terpineol	0.06
20	22.602	1,7-Octadiene-3,6-diol, 2,6-dimethyl	0.13
21	23.562	L.-alpha.-Terpineol	0.45
22	24.554	1-Isopropyl-2-methoxy-4-methylbenzene	0.55
23	24.973	Benzene, 1-methoxy-4-methyl-2-(1-methylethyl)	0.38
24	28.685	Carvacrol	29.21
25	33.031	Isocaryophyllene	1.35
26	33.665	11-Carbomethoxy-3, 7,7-trimethylspiro [5.5] undec-2-ene	0.06
27	34.435	(E)-beta.-Famesene	0.10
28	35.366	alpha.-Longipinene	0.11
29	36.710	beta.-Bisabolene	1.46
30	39.335	(-)-Spathulenol	0.04
		Monoterpènes hydrocarburés	62.94
		Monoterpènes oxygénés	31.93
		Sesquiterpènes hydrocarburés	3.02
		Sesquiterpènes oxygénés	0.10
		Autres	2.00
		Totale	100.00

TR : Temps de rétention (min), N° : Numéro de substance chimique, % : Valeur exprimée en pourcentage de surface relative par rapport au total des composants identifiés.

3.2.3 Toxicité de l'huile essentielle d'*Artemisia herba alba*

Cinq concentrations de l'huile essentielle d'*Artemisia herba-alba* : 50, 80, 110, 140 et 170 µl/L ont été testées sur les larves du 4^{ème} stade de *Cx. pipiens* nouvellement exuviées. On effectue en parallèle des séries de témoins négatifs (l'eau seulement) et de témoins positifs (l'eau avec 1ml d'éthanol). Aucune mortalité n'a été remarquée dans ces groupes. Les résultats présentés dans le tableau 3.10 montrent une augmentation significative des taux de mortalité en fonction des doses appliquées et du temps d'exposition. Après 1h, les mortalités varient de 0% (50 µl/L) à 78,33% (170 µl/L). Après 2h, elles augmentent de 8,33% (50 µl/L) à plus de 90% (140 µl/L). Enfin, après 24h, les taux de mortalité atteignent 10% pour la dose la plus faible (50 µl/L) et 100% pour la plus élevée (170 µl/L).

Le tableau 3.11 présente les valeurs des concentrations létales (CL₂₅, CL₅₀ et CL₉₀) d'huile essentielle déterminées chez les larves de *Culex pipiens*. Les résultats obtenus grâce à l'analyse des probits indiquent des valeurs de CL₂₅, CL₅₀ et CL₉₀ de 80,82, 118,5 et 254,5 µl/L ; 61,68, 79,16 et 130,4 µl/L ; 59,3, 73,8 et 114,1 µl/L après des durées d'exposition de 1h, 2h et 24h respectivement.

Le test LSD de Tukey permet de classer les doses en quatre groupes à 1heure, 2heures et 24 heures (**Tableau 3. 10**), les valeurs des différentes concentrations létales (CL₂₅, CL₅₀ et CL₉₀) ont été estimées en utilisant la courbe dose-réponse (**Figure 3.22**), ce qui a permis d'évaluer les intervalles de confiance et le HillSlope (**Tableau 3.11**).

Tableau 3.10 : Effet de l'huile essentielle d'*Artemisia herba alba* testée sur des larves du 4^{ème} stade de *Culex pipiens*, sur le taux de mortalité après 1h, 2h et 24 heures du traitement (m ± SEM, n=3 répétitions comportant chacune 20 individus).

Temps (heures)	50 µl/L	80 µl/L	110 µl/L	140 µl/L	170 µl/L
1	0,00±0,00 a	33,33±2,89b	41,67±2,89 b	56,67±5,78 c	78,33±2,89 d
2	8,33±2,89 a	55,00±5,00 b	76,67±2,89 c	91,67±2,89 d	100,0±0,00 d
24	10,0±0,00 a	63,33±2,89 b	81,67±2,89 c	100,0±0,00 d	100,0±0,00 d

Les lettres représentent le classement des doses selon le test LSD de Tukey

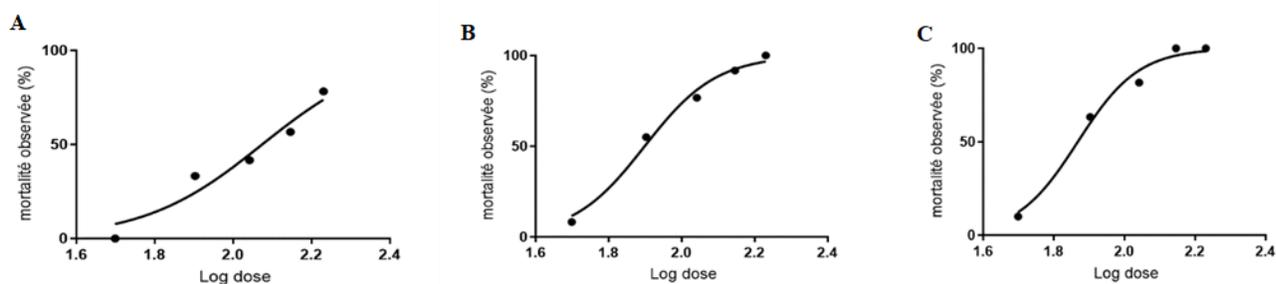


Figure 3.20 : Effet de l'huile essentielle d'*Artemisia herba alba* testée sur des larves du 4^{ème} stade de *Culex pipiens* à 1 heure (A), 2 heures (B) et 24 heures (C), courbe dose-réponse exprimant le taux de mortalité en fonction du logarithme des doses.

Tableau 3.11 : Effet de l'huile essentielle d'*Artemisia herba alba* testée sur des larves du 4^{ème} stade de *Culex pipiens* après 1 heure, 2 heures et 24 heures du traitement : analyse des probits.

Temps (heures)	R ²	HillSlope	CL ₂₅ (µl/L) (95% IC)	CL ₅₀ (µl/L) (95% IC)	CL ₉₀ (µl/L) (95% IC)
1	0,94	2,87	80,82 (51,6-106,6)	118,5 (95,43-149,6)	254,5 (172,1-654,6)
2	0,99	4,40	61,68 (52,33-70,47)	79,16 (71,30-87,18)	130,4 (108,4-160,4)
24	0,99	5,03	59,3 (49,3-69,3)	73,8 (65,45-82,17)	114,1 (93,4-144,1)

3.2.4. Toxicité de l'huile essentielle d'*Origanum vulgare*

Les tests réalisés sur les larves de 4^{ème} stade de *Cx. pipiens* avec l'huile essentielle d'*Origanum vulgare* à des doses comprises entre 15 µl et 55 µl/L ont permis d'évaluer son efficacité larvicide (**Tableau 3.12**). Les mortalités observées montrent une progression en fonction de la dose et du temps d'exposition : aucun effet n'a été observé (0%) à 15 µl/L après 1 heure, tandis qu'un taux de mortalité de 73,33% a été atteint à 55

μL . Après 2 heures, la mortalité varie de 6,66% à 93,33% pour les concentrations 15 μL et 55 μL respectivement. Enfin, après 24 heures, la mortalité atteint 100% à la dose la plus élevée (55 μL). Aucun cas de mortalité naturelle n'a été constaté dans les témoins qu'ils soient positifs ou négatifs. Le traitement montre une action larvicide avec une relation dose-réponse.

Le classement des doses par le test LSD de Tukey met en évidence cinq groupes chacun est représenté par une dose et cela à 1, 2, 24 heures (**Tableau 3.12**). La courbe dose-réponse exprimant le taux de mortalités enregistrés en fonction du logarithme de la dose testée (**Figure 3.23**) a permis la détermination des valeurs des différentes concentrations létales ainsi que leurs intervalles de confiance et le HillSlope (**Tableau 3.13**).

Tableau 3.12 : Effet de l'huile essentielle d'*Origanum vulgare* testée sur des larves du 4^{ème} stade de *Culex pipiens*, sur le taux de mortalité après 1 heure, 2 heures et 24 heures ($m \pm \text{SEM}$, $n=3$ répétitions comportant chacune 20 individus).

Temps (heures)	15 μL	25 μL	35 μL	45 μL	55 μL
1	0,00 \pm 00,00 a	23,33 \pm 2,89 b	48,33 \pm 2,89 c	58,33 \pm 2,89 d	73,33 \pm 2,89 e
2	6,66 \pm 02,89 a	33,33 \pm 2,89 b	65,00 \pm 5,00 c	81,66 \pm 2,89 d	93,33 \pm 2,89 e
24	13,33 \pm 5,77 a	41,66 \pm 2,89 b	75,00 \pm 0,00 c	90,00 \pm 0,00 d	100,0 \pm 0,00 e

Les lettres représentent le classement des doses selon le test LSD de Tukey.

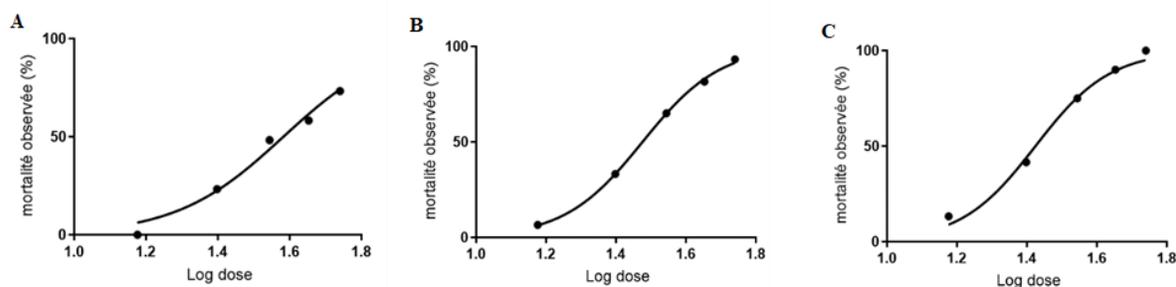


Figure 3.21 : Effet de l'huile essentielle d'*Origanum vulgare* testée sur des larves du 4^{ème} stade de *Culex pipiens* à 1 heure (A), 2 heures (B) et 24 heures (C), courbe dose-réponse exprimant le taux de mortalité en fonction du logarithme des doses.

Tableau 3.13 : Effet de l'huile essentielle d'*Origanum vulgare* testée sur des larves du 4^{ème} stade de *Culex pipiens* après 1h, 2h et 24 heures du traitement : analyse des probits.

Temps (heures)	R ²	HillSlope	CL ₂₅ (µl/L) (95% IC)	CL ₅₀ (µl/L) (95% IC)	CL ₉₀ (µl/L) (95% IC)
1	0,98	2,90	26,18 (20,81-31,13)	38,24 (33,66-43,63)	81,61 (62,13-128,1)
2	0,99	3,89	22,54 (21,39-23,66)	29,89 (28,94-30,85)	52,59 (49,43-56,21)
24	0,99	4,06	20,26 (16,88-23,46)	26,55 (23,80-29,21)	45,6 (38,27-55,89)

3.2.5. Comparaison des effets des huiles essentielles à l'égard de *Culex pipiens*

Les concentrations létales (CL₂₅, CL₅₀ et CL₉₀) des huiles essentielles appliquées sur les larves de 4^{ème} stade de *Cx. pipiens* sont rapportées dans le tableau 3.14. Les résultats mettent en évidence que l'HE d'*Origanum vulgare* présente une efficacité et une toxicité supérieure envers cette espèce comparativement à celle d'*Artemisia herba alba*.

Tableau 3.14 : Efficacité comparée des huiles essentielles étudiées à l'égard de *Culex pipiens*.

HEs	Concentrations létales ($\mu\text{L/L}$)		
	CL ₂₅	CL ₅₀	CL ₉₀
<i>Artemisia herba alba</i>	59,3	73,8	114,1
<i>Origanum vulgare</i>	20,26	26,55	45,6

3.2.6. Effet des huiles essentielles sur l'évolution pondérale des larves 4^{ème} stade de *Culex pipiens*

Les résultats de l'effet des HEs sur le poids corporel des larves du 4^{ème} stade de *Cx. pipiens* témoins et traitées sont illustrés par la figure 3.24.

Les valeurs moyennes comparées à l'aide du test post-hoc LSD-Tukey entre les groupes témoins et traitées révèlent que l'utilisation des huiles essentielles (HEs) d'*Artemisia herba alba* et d'*Origanum vulgare* exerce un impact variable sur le poids corporel des individus traités. Le traitement avec l'HE d'armoise blanche induit une réduction non significative (p -valeur = 0,16) du poids corporel des larves de 4^{ème} stade de *Cx. pipiens* après 24 heures, pour les deux dose appliquées CL₂₅ et CL₅₀. Alors que l'HE d'origan entraîne une diminution hautement significative (p -valeur=0,0001) de ce paramètre, 24 heures après l'application des mêmes doses (CL₂₅ et CL₅₀).

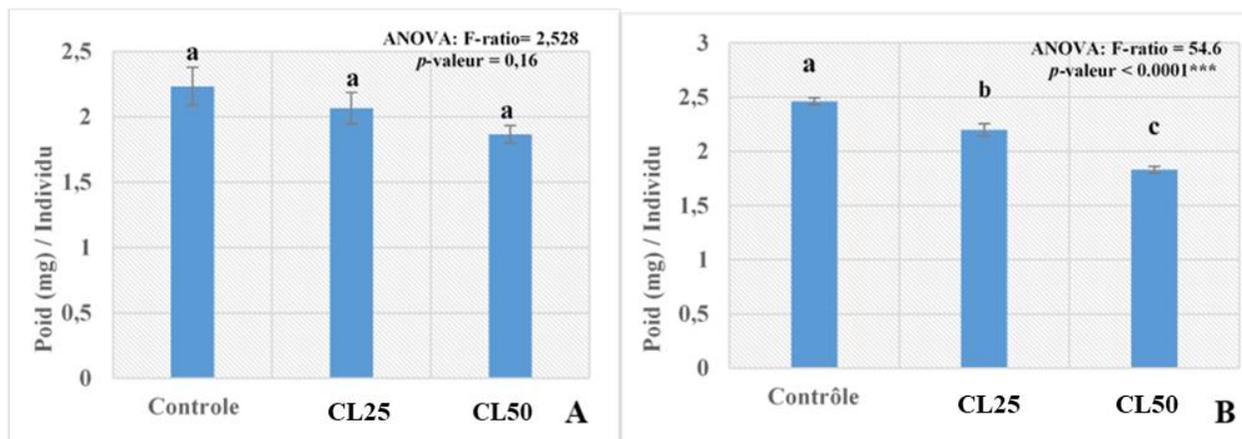


Figure 3.22 : Effet des concentrations létales (CL₂₅ et CL₅₀) des huiles essentielles d'*Artemisia-herba alba* (A) et *Origanum vulgare* (B) sur le poids corporel des larves 4^{ème} de *Culex pipiens* ($m \pm SEM$, $n=3$), ($m \pm SEM$) suivies de lettres différentes sont significativement différentes selon Tukey.

3.2.7. Effet des huiles essentielles sur les constituants biochimique corporels des larves du dernier stade *Culex pipiens*

Les concentrations létales (CL₂₅ et CL₅₀) des HEs d'*Artemisia-herba alba* et d'*Origanum vulgare* ont été testées sur les larves de 4^{ème} stade de *Cx. pipiens*. L'effet de ces huiles essentielles a été examiné en termes de variations du contenu en protéines, glucides et lipides après 24 heures d'exposition.

Les figures 3.23, 3.24 et 3.25 représentent les droites utilisées pour le calcul des taux des métabolites primaires.

3.2.7.1. Effet des huiles essentielles sur le contenu en protéines

Le taux de protéines a été mesuré chez les larves témoins et traitées, et les résultats sont regroupés dans le tableau 3.15.

La comparaison des valeurs moyennes des taux de protéines dans la série traitée avec les deux concentrations létales montre une augmentation hautement significative (p -valeur = 0,0001) en fonction des concentrations pour *Origanum vulgare*, tandis qu'une diminution significative (p -valeur = 0,009) observée pour *Artemisia herba alba*. Ces résultats mettent en évidence l'efficacité supérieure de l'HE d'origan par rapport à celle de l'armoise blanche dans l'altération des concentrations de protéines chez les larves étudiées.

Tableau 3.15 : Effet des concentrations létales (CL₂₅ et CL₅₀) des huiles essentielles d'*Artemisia herba alba* et d'*Origanum vulgare* sur le contenu en protéines totales ($\mu\text{g}/\text{individu}$) chez les larves de *Culex pipiens* ($m \pm \text{SEM}$, $n = 3$).

HEs	Dosage des protéines ($\mu\text{g}/\text{individu}$)			
	Contrôle	CL ₂₅	CL ₅₀	p -valeur
<i>Artemisia herba alba</i>	53,86 \pm 2,48 a	42,17 \pm 5,45 b	40,65 \pm 2,21 b	0,009
<i>Origanum vulgare</i>	30,06 \pm 1,00 a	38,38 \pm 1,59 b	60,12 \pm 3,27 c	0,0001

($m \pm \text{SEM}$) suivies d'une lettre différente sont significativement différentes selon Tukey à $p < 0,05$.

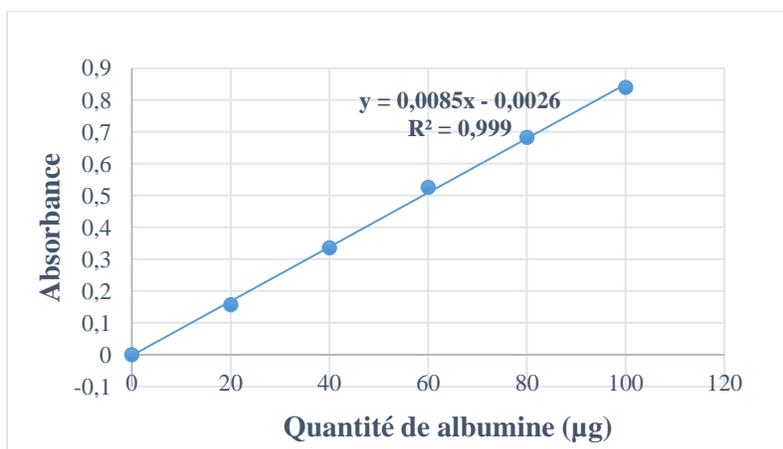


Figure 3.23 : Dosage des protéines totales des larves quatrième stade de *Culex pipiens* : droite de régression exprimant les absorbance en fonction des quantités d'albumine (μg).

3.2.7.2. Effet des huiles essentielles sur le contenu en glucides

Le taux de glucides chez les larves L4 de *Cx. pipiens* a été mesuré après 24 heures d'exposition aux concentrations létales des HEs de l'armoise blanche et l'origan. Les résultats obtenus sont présentés dans le tableau 3.16.

Le test de post-hoc LSD-Tukey permet de comparer les valeurs moyennes indiquent que l'extrait de l'HE de l'*Artemisia herba alba* provoque une diminution significative du contenu en glucides totaux chez la série traitée à la CL₅₀ (p -valeur = 0,004). Alors que l'huile essentielle de l'*Origanum vulgare* induite une diminution hautement significative (p -valeur = 0,0001) des valeurs observés pour les deux concentrations testées (CL₂₅ et CL₅₀), en comparaison aux séries témoins.

Tableau 3.16 : Effet des concentrations létales (CL₂₅ et CL₅₀) des huiles essentielles d'*Artemisia herba alba* et d'*Origanum vulgare* sur le contenu en glucides totaux ($\mu\text{g}/\text{individu}$) chez les larves L4 de *Culex pipiens* ($m \pm \text{SEM}$, $n= 3$).

HEs	Dosage des glucides ($\mu\text{g}/\text{individu}$)			
	Contrôle	CL ₂₅	CL ₅₀	p -valeur
<i>Artemisia herba alba</i>	15,75 \pm 2,56 a	13,68 \pm 0,30 a	8,47 \pm 1,26 b	0,004
<i>Origanum vulgare</i>	15,66 \pm 0,57 a	10,84 \pm 0,42 b	9,11 \pm 0,10 c	0,0001

($m \pm \text{SEM}$) suivies d'une lettre différente sont significativement différentes selon Tukey à $p < 0,05$.

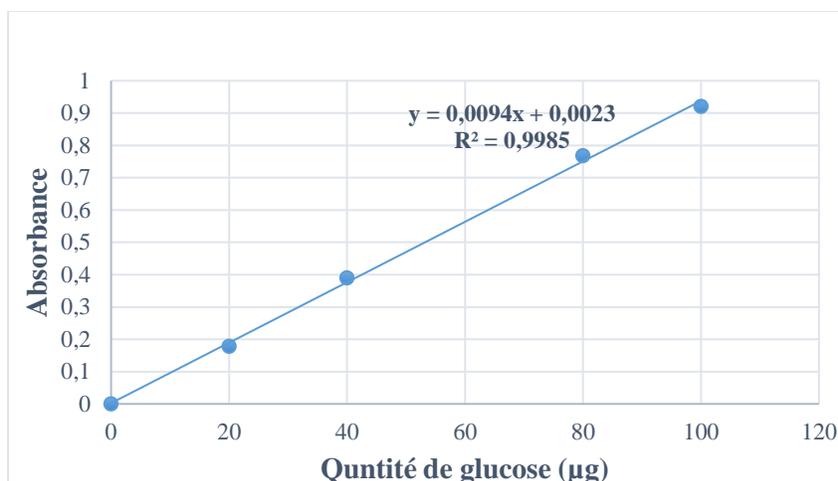


Figure 3.24 : Dosage des glucides totaux des larves L4 de *Culex pipiens* : droite de régression exprimant les absorbance en fonction des quantités de glucose (µg).

3.2.7.3. Effet des huiles essentielles sur le contenu en lipides

Le contenu en lipides a été déterminé chez les larves L4 de *Cx. pipiens* après 24 heures d'exposition. Les résultats obtenus apparaissent dans le tableau 3.17.

Le test de post-hoc LSD-Tukey montre une diminution hautement significative (p -valeur = 0,0001) pour l'*Artemisia herba alba* et une augmentation hautement significative (p -valeur = 0,0001) pour la deuxième huile.

Tableau 3.17 : Effet des concentrations létales (CL₂₅ et CL₅₀) des huiles essentielles d'*Artemisia herba alba* et d'*Origanum vulgare* sur le contenu en lipide totale (µg/individu) chez L4 de *Culex pipiens* ($m \pm SEM$, $n = 3$).

HEs	Dosage des lipides (µg/individu)			
	Contrôle	CL ₂₅	CL ₅₀	p -valeur
<i>Artemisia herba alba</i>	10,24 ± 0,92 a	6,54 ± 0,48 b	4,41 ± 0,53 c	0,0001
<i>Origanum vulgare</i>	7,60 ± 0,12 a	10,55 ± 0,81 b	15,31 ± 0,54 c	0,0001

($m \pm SEM$) suivies d'une lettre différente sont significativement différentes selon Tukey à $p < 0,05$.

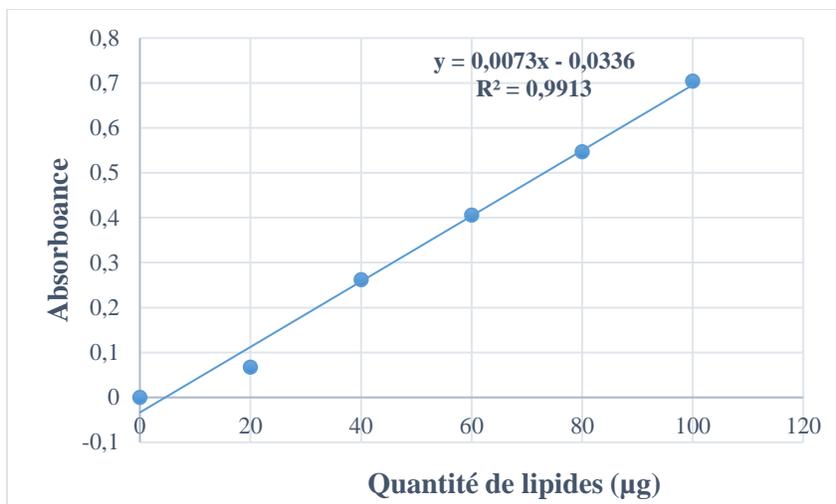


Figure 3.25 : Dosage des lipides totaux des larves L4 de *Culex pipiens* : droite de régression exprimant les absorbance en fonction des quantités de lipides (µg).

3.2.8. Effet histopathologique d'huile essentielle d'origan sur la structure de l'intestin moyen des larves du dernier stade de *Culex pipiens*

Les larves de 4^{ème} stade de *Cx. pipiens*, traitées par la concentration létale (CL₅₀) d'huile essentielle d'*Origanum vulgare* à différents temps 1h, 2h, 4h, 6h et 12 heures, ont été examinées histologiquement. Les dommages ont été constatés principalement dans les cellules épithéliales de l'intestin moyen.

Les valeurs moyennes comparées par le test post-hoc LSD-Tukey des séries témoins et traitées révèlent que l'utilisation d'HE d'*Origanum vulgare* a un impact sur la taille des cellules épithéliales par une diminution significative, p-valeur = 0,001 (**Tableau 3.18**).

L'observation histologique (**Figure 3.28**) a révélé quelques changements tels que : les cellules épithéliales n'apparaissent pas étroitement liées et séparées de la membrane basale, l'existence d'un œdème entre les cellules épithéliales, perte du noyau des cellules épithéliales ou endommagement, lésions des microvillosités, protrusion du cytoplasme, lésion de la membrane péritrophique et lésions de la membrane basale. La série témoin négatif n'a montré aucun dommage au niveau des tissus de l'intestin moyen.

Tableau 3.18 : Histopathologie de l'intestin moyen des larves 4^{ème} stade de *Culex pipiens* traités avec la concentration CL₅₀ d'origan comparativement aux témoins.

Groupes (temps d'exposition)	La taille des cellules épithéliales (µm) (m ± SEM)	Le noyau cellulaire perdu ou endommagé	Lésions des cellules de l'intestin moyen
Contrôle	08,33 ± 0,58 a	-	-
1 heure	06,66 ± 2,08 b	+	+
2 heures	04,66 ± 0,58 b-c	+	+
4 heures	03,66 ± 0,61 c	+	+
6 heures	02,76 ± 0,99 c	+	+
12 heures	Dégradation des cellules	+	+

+ Présence de dommage, - Absence de dommage, (m ± SEM) suivies d'une lettre différente sont significativement différentes selon Tukey à p < 0,05.

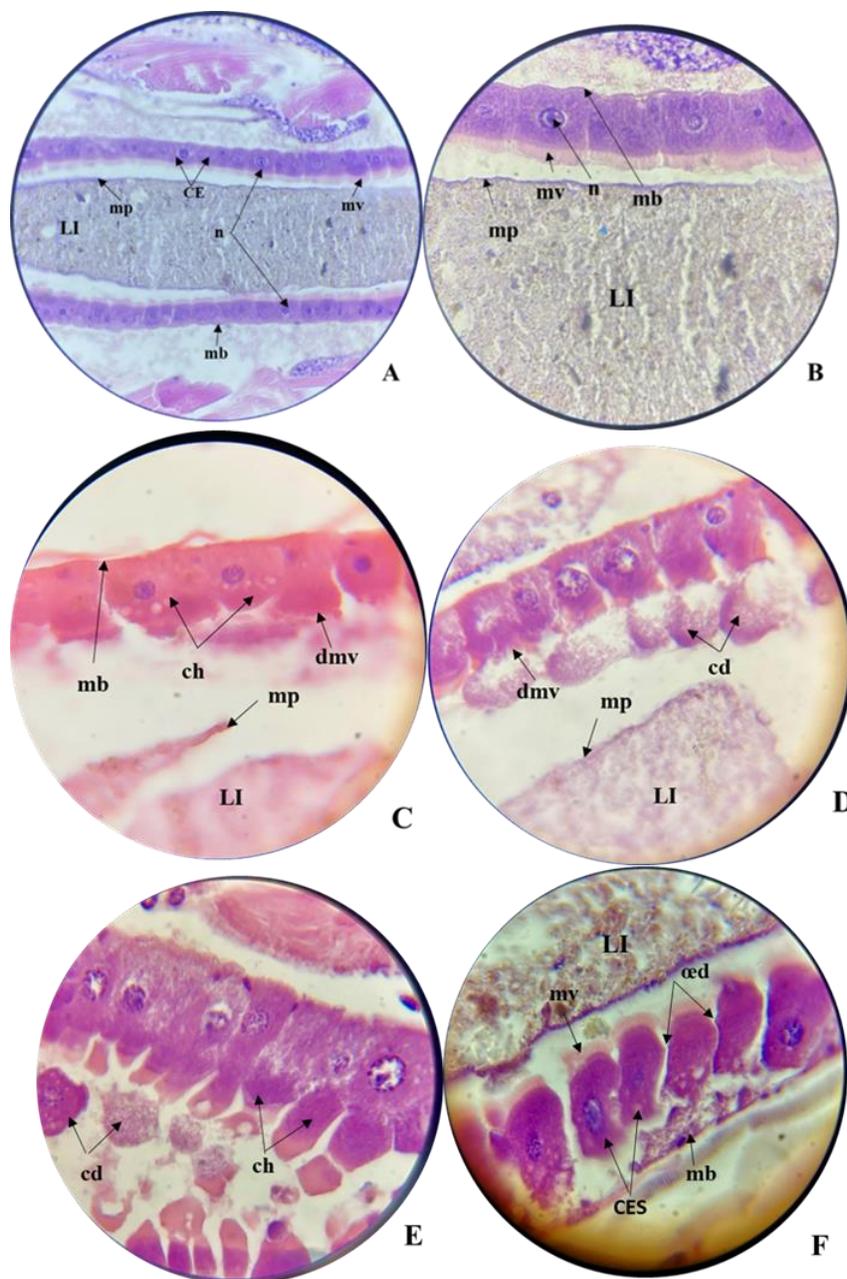


Figure 3.26 : Coupes histologiques au niveau du mésentéron des larves *Culex pipiens*, contrôle (A et B), traitées à la concentration létale CL_{50} d'HE de l'organ après 1h (C), après 2h (D), après 4h (E), après 6 h (F). **n** : noyau, **CE** : cellules épithéliales, **mv** : microvillosités, **mp** : membrane péritrophique, **mb** : membrane basale, **LI** : lumière intestinale, **ch** : cellules hypertrophiées, **dmv** : microvillosités endommagées, **cd** : cellules détruites, **oed** : œdème entre les cellules épithéliales, **CES** : cellules épithéliales séparées de la membrane basale (Photo originale, 2024).

CHAPITRE 04 :

DISCUSSION

CHAPITRE 04 : DISCUSSION

4.1. Inventaire systématique des moustiques recensés dans la région de Sétif

La présente étude révèle que la faune Culicidienne de la région de Sétif est riche et diversifiée, avec 12 espèces identifiées. Des études antérieures en Algérie [115] ; [62] ; [116] ; [60] ; [117] ont déjà signalé ces espèces.

Cependant, notre étude a permis d'actualiser la liste des espèces de culicidés signalées à l'échelle de la zone étudiée puisqu'elle a permis d'ajouter quatre espèces à savoir : *An. maculipennis*, *An. multicolor*, *Cx. tritaeniorhynchus* et *Ur. unguiculata* - aux derniers inventaires qui ont été réalisés précédemment [61] ; [64]. Néanmoins, certaines espèces signalées dans des études de recherche antérieures, telles que *Cx. univitattus*, *Ae. caspius* et *Ae. vexans*, [61] ; [64] n'ont pas été révélées dans notre inventaire. L'écart dans les résultats peut provenir de différences dans les types d'habitats, les techniques d'échantillonnage ou les gîtes larvaires prospectés.

Le genre *Culex* représentait la partie majeure des moustiques collectés dans cette étude, probablement parce que les espèces de *Culex* peuvent coloniser une large gamme de sites de reproduction [118]. Cela suggère que *Culex* a moins d'exigences environnementales pour son développement par rapport à *Anopheles*, *Culiseta* ou *Uranotaenia*. Une observation similaire a été faite dans la région de Khenchela (nord-est) par Halimi et al [117], qui ont révélé 57,89 % de *Culex*. Sept espèces de *Culex* ont été identifiées, *Cx. pipiens* étant la plus abondante. Ce résultat est conforme à ce qui a été rapporté dans d'autres études, telles que celles d'Oussad et al [116] à Tizi Ouzou (centre-nord) et Halimi et al [117] à Khenchela (nord-est), où *Cx. pipiens* était l'espèce la plus fréquemment collectée. *Cx. pipiens* est réputé pour sa grande plasticité écologique et son adaptabilité, ce qui peut expliquer ces résultats [119].

Les espèces identifiées dans cette étude sont connues pour leur rôle dans la transmission d'agents pathogènes majeurs, revêtant une importance médicale et vétérinaire notable. En Algérie, *Cx. pipiens* est un vecteur efficace du virus du Nil occidental et dans une moindre mesure, du virus de la fièvre de la vallée du Rift dans des conditions expérimentales [120]. Récemment, cette espèce a également été trouvée infectée par le virus Sindbis à Timimoun, dans le sud de l'Algérie [121]. Alors que d'autres espèces de Culicidae sont reconnues comme vecteurs communs ou potentiels de maladies humaines et animales dans le monde entier, leur rôle vectoriel en Algérie n'a pas encore été étudié.

Des études ont montré que des facteurs tels que la température et les précipitations influencent le développement et la distribution des espèces de Culicidae [32] ; [122]. Nos résultats ont révélé une distribution diversifiée des larves de moustiques tout au long de la période d'étude, ce qui suggère que la température et les précipitations ont probablement un impact critique sur leur abondance. L'augmentation du nombre de moustiques lors des deux pics, en juin 2022 et en juillet 2023, était probablement due aux fortes précipitations des mois précédents, favorisant la création de sites de reproduction plus nombreux et plus facilement accessibles aux moustiques. Nos résultats ont également montré une faible abondance de moustiques pendant les mois froids, probablement en raison de conditions climatiques défavorables qui ont conduit à la destruction ou à l'instabilité de certains sites de reproduction. Il a été signalé que les deux paramètres étudiés, la pluviométrie et la température, influencent de manière significative l'éclosion des œufs, la création de sites de reproduction, la vitesse de développement post-embryonnaire et la survie des adultes [123]. Nos résultats sont cohérents avec ceux de **Poveda [124]** en Colombie, qui a démontré une corrélation entre la température, les précipitations et le développement des moustiques.

L'analyse de la relation entre les espèces de Culicidae et les paramètres physiques des sites de reproduction nous a permis d'identifier les conditions favorables au développement des espèces de moustiques, y compris celles qui présentent un risque sanitaire pour la région.

Dans la présente étude, cinq types d'habitats ont été étudiés dans la région de Sétif, dont deux étaient des habitats artificiels. La plus grande abondance de larves a été observée dans les habitats naturels, notamment les étangs, et avec des caractéristiques telles que permanent, trouble et ensoleillé, avec une végétation hors de l'eau. **Azari-Hamidian [125]** a collecté le plus grand nombre de larves dans les habitats naturels, notamment les mares de lit de rivière, les mares de pluie et les habitats artificiels tels que les rizières avec de l'eau propre, ainsi que l'eau temporaire, la végétation hors de l'eau et l'exposition au soleil dans la province de Gilan.

Parmi les Culicinae, *Cx. pipiens* préfère les habitats naturels, notamment les étangs, les bords de rivière et les prairies, respectivement. Il pond ses œufs dans des plans d'eau permanents dans des conditions de luminosité variables, y compris des environnements ombragés et ensoleillés. Cette espèce de Culex a été principalement trouvée dans des eaux troubles avec une végétation s'étendant au-dessus de la surface. Nos résultats sont conformes à ceux d'autres études [125] ; [126], où *Cx. pipiens* est principalement observée dans des sites naturels et ombragés avec de l'eau temporaire. En revanche, **Azari-Hamidian [125]**, **Nikookar et al [15]** et **Omrani et al [126]** ont rapporté que cette espèce est souvent collectée dans des eaux claires. Ces résultats indiquent que *Cx. pipiens* présente une plus grande adaptabilité à une variété de conditions physiques, y compris la transparence de l'eau, le type de site et l'exposition au soleil. De plus, **Ladonni et al [127]** ont rapporté que 86,7 % des larves de *Cx. pipiens* ont été trouvées dans des sites artificiels. Ce genre est reconnu comme le genre le plus dominant, le plus commun et le plus important au sein de la tribu des Culicinae [128] et est l'espèce la plus densément peuplée avec une large répartition dans toute la province. Pour *Cs. longiareolata*, l'abondance la plus a été principalement enregistré dans des sites naturels avec des eaux temporaires, entièrement éclairées et claires, dépourvues de végétation. Des résultats similaires ont été rapportés par **Sofizadeh et al [129]** et **Omrani et al [126]** en Iran, où les spécimens ont été principalement collectés dans des sites naturels, temporaires, éclairés par le soleil et dotés d'eau claire. En revanche, d'autres

études ont rapporté que cette espèce se trouve principalement dans des eaux permanentes [130] et troubles [131].

De plus, **Azari-Hamidian [132]** a constaté que 100 % des spécimens avaient été échantillonnés dans des sites naturels. Ces différences peuvent être attribuées à la grande adaptabilité de l'espèce à divers habitats aquatiques dans différentes conditions géographiques. Le genre *Anopheles* est représenté par deux espèces, dont l'une est considérée comme un vecteur potentiel majeur du paludisme (*An. maculipennis*) [133].

Dans cette étude, les larves d'*An. maculipennis* ont été principalement collectées sur les bords de rivières dans des environnements naturels temporaires. Les principales caractéristiques de leurs habitats larvaires comprenaient de l'eau claire, des conditions d'ensoleillement, avec de la végétation à la fois au-dessus et à la surface de l'eau. Nos résultats sont similaires à ceux de **Nikookar et al [15]** en Iran, où une forte abondance de larves de cette espèce a été observée dans des habitats naturels caractérisés par de l'eau claire temporaire et de la végétation à la fois immergée et au-dessus de la surface de l'eau. Cependant, nos résultats contrastent avec certaines études qui ont principalement signalé des larves d'*An. maculipennis* dans des habitats larvaires naturels permanents et semi-ombragés [134]. Au Maroc, **Mouatassem et al [133]** ont noté que les larves d'*An. maculipennis* s.l, les larves de *Cx. theileri*, *Cx. hortensis* et *Cx. deserticola* ont été collectées exclusivement dans des eaux claires avec une végétation submergée. Cette espèce a été signalée comme habitant un large éventail d'environnements artificiels et naturels, notamment les bords de rivières, les lits de rivières, les marais, les prairies, les ruisseaux, les fosses, les zones humides, les sources, les rizières, les canaux d'irrigation du riz, les étangs, les piscines, les pneus jetés et les canaux en béton [15] ; [135]. Par ailleurs *An. maculipennis* est également connu pour être un vecteur du paludisme [15] ; [133].

Les résultats de notre étude indiquent que les larves de *Cx. theileri*, *Cx. hortensis* et *Cx. deserticola* ont été étaient majoritairement recensées dans des sites naturels, principalement en bordure de rivière. Ces espèces de moustiques partagent des caractéristiques écologiques larvaires similaires, se développant préférentiellement dans les eaux claires et sous des conditions ensoleillées. Notamment, *Cx. hortensis* et *Cx.*

deserticola étaient principalement associés à des habitats temporaires, tandis que *Cx. theileri* privilégiait des sites permanents.

De plus, *Cx. hortensis* était fréquemment associée à une végétation à la surface de l'eau, alors que *Cx. deserticola* et *Cx. theileri* étaient trouvées dans des sites où la végétation était à la fois submergée et au-dessus de l'eau.

Sofizadeh et al [134] ont noté que *Cx. theileri* et *Cx. hortensis* étaient principalement collectées dans des sites permanents et ensoleillés ; cependant, ils ont signalé que *Cx. theileri* préfèrent les habitats troubles et végétalisés, tandis que *Cx. hortensis* privilégient les eaux claires sans végétation. De manière similaire, **Asgarian et al [135]** ont constaté que *Cx. deserticola* et *Cx. hortensis* étaient principalement situées dans des sites naturels et permanents aux eaux claires.

4.2. Etude phytochimique des huiles essentielles

4.2.1. Rendement et identification des huiles essentielles

L'huile essentielle de la partie aérienne de l'armoise blanche extraite par l'hydrodistillation a donné un rendement de 1.27%, c'est un rendement plus élevé que celui obtenu par **Haouari et Ferchichi [136]** de même espèce de Tunisie, et qui était de 0.7%. Ce rendement est comparable ou légèrement inférieur à celui obtenu dans la région de Djelfa en Algérie 1.5% **[137]**, et nettement en deçà de rendement obtenu au Maroc 3.3% par **Paolini et al [138]**. Pour la deuxième plante d'*Origanum vulgare* l'extraction révèle un rendement de 0,98%, D'autre part, des valeurs élevées ont été rapportées pour la même espèce et dans la même région de Sétif 1.51% **[139]** ainsi que dans la région d'Azzaba 2.50% **[140]**. Cette différence de rendement peut l'expliquer par l'influence de plusieurs facteurs tels que la nature de l'espèce, l'effet du stade végétatif de la plante, les conditions édaphiques de la région, le moment de récolte et la période de séchage **[141]** ; **[142]**.

Au cours de cette étude, il a été constaté que les constituants majoritaires de l'huile essentielle des parties aériennes de la plante *Artemisia herba alba* sont le Camphor

28.48%, Eucalyptol 11.91% et Thujone 11.62%. D'autre, part **Ouguirti et al [143]** ont montré que les principaux composants de l'HE de l'*Artemisia herba alba* de la région de Bechar étaient α -thujone (48.0%), β -thujone (13.4%) et camphor (13.1%).

Selon **Belhattab et al [144]** les principaux composants chimiques de la même espèce, récoltée sur différents sites (Beni Fouda, Bougaa et Boutaleb), étaient principalement constitués de camphor (33.1%, 22.8% et 18.7% respectivement), α -thujone (6.9%, 28.1% et 23.5% respectivement) et chrysanthenone (12.2%, 3.9% et 19% respectivement).

Ouchelli et al [145] ont observé de chrysanthenone (24.1%), camphor (16.2%) et α -thujone (12.8%). L'étude phytochimie de l'huile essentielle d'*Origanum vulgare* a permis l'identification des éléments majeurs : gamma-Terpinene (37.77%), Carvacrol (29.21%) et o-Cymène (14.99%). **Bouhaddouda et al [146]** ont déterminé p-Cymène (25.61%), Thymol (23.12%), Carvacrol (20.32%) et gamma-Terpinene (16.61%) comme des composants majoritaires sur la même espèce dans la région de Guelma. Selon **Nabti et al [147]** les principaux composants présents dans l'HE de la sous espèce *Origanum vulgare glandulosum* dans la région de Sétif, sont Le thymol (56.3%) et γ -Terpinene (21.8%). De son côté **Boughendjioua et Seridi [140]** ont montré que les composants majoritaires de l'huile essentielle d'*Origanum vulgare glandulosum* sont p-Cymène (24.01%), Thymol (23.49%) et Carvacrol (21.31%). Cette grande variabilité chimique peut être le résultat des caractéristiques génétiques de la plante combinées aux influences des positions géographiques et des conditions climatiques, ainsi qu'à la différence des stades de développement de la plante et à l'extraction de l'huile essentielle [148].

Tableau 4.1 : Composants majoritaires des huiles essentielles d'*Origanum vulgare* et d'*Artemisia herba alba* récoltés dans différents pays.

Plante	Composants majoritaires	Pays	Référence
<i>Origanum vulgare</i>	Caryophylleneoxide (20.4%), Sabinene (10.5%), Germacrene D (8.4%) et (Z)- β - Ocimene (6.3%).	Serbie	Ilić et al [149]
	<i>p</i> -Cyméne (36%), Thymol (32%), γ -Terpinene (24%) et Carvacrol (2%).	Tunisie	Mechergui et al [150]
	Carvacrol (58%), γ -Terpinene (25.9%), <i>p</i> -Cyméne (12.2%) et β -caryophyllene (9.1%).	Portugal	Machado et al [151]
	Thymol (31.5%), <i>p</i> -Cyméne (23.7%), γ -Terpinene (13.9%) et Carvacrol (8%)	Grèce	Kolypetri et al [152]
<i>Artemisia herba alba</i>	β - Thujone (41.9%), α - Thujone (18.4%), Camphor (13.2.4%) et 1-8, Cineole (3.4%), Borneol (3.3%) et Chrysanthenone (2.3%).	Tunisie	Younsi et al [153]
	Camphor (55.31%), Eucalyptol (14.64%) et Camphene (9.95%).	Maroc	Diass et al [154]
	α -pinene (17.2%), α -thujone (11.4%),1-8, Cineole (10.4%) et Sabinene (8.4%).	Jordanie	Dmour et al [155]
	Camphor (30.6%), 2,6-dimethyl-1,3,6-heptatriene (26.71%), Safranal (7.04%), Borneol (3.94%) et Ecalyptol (3.47%).	Algérie	Mahi et al [156]

4.2.2. Effet toxique des huiles essentielles sur les larves de *Culex pipiens*

L'utilisation des plantes dans la lutte contre les vecteurs de maladies est une approche efficace, car ces extraits de plantes sous forme d'huiles essentielles, renferment des substances toxiques qui peuvent agir efficacement sur les insectes.

Le pyrèthre, la nicotine et la roténone étaient déjà appliqués depuis longtemps comme agents de lutte contre les insectes [157], ainsi que les pyréthrine considérés comme des insecticides naturels [158]. Plusieurs métabolites secondaires des plantes sont réputés pour leur efficacité insecticide, car ils jouent un rôle de fumigant, d'insecticides de contact, de répulsifs et peuvent influencer certains paramètres biologiques [159], physiologiques [160] et même histologiques [161]. Dans cette étude, nous avons réalisé des tests de toxicités pour évaluer la sensibilité des larves de *Culex pipiens* (4ème stade) aux huiles essentielles de deux espèces végétales naturelles dans la région de Sétif et pour déterminer les concentrations létales (CL₂₅, CL₅₀ et CL₉₀). Les effets obtenus indiquent que ces huiles ont une activité larvicide avec une relation dose-réponse. En outre, l'huile d'*Origanum vulgare* présente une toxicité supérieure à celle de l'*Artemisia herba alba*.

Plusieurs recherches ont démontré l'efficacité insecticides des huiles essentielles extraites de différentes plantes contre les culicidés, telle que *Saccocalyx satureioides* contre *Cx. pipiens* et *Cs. longiareolata* [162], *Sambucus ebulus* contre *Aedes albopictus* et *Culex pipiens* [163], *Laurus nobilis* contre *Cx. pipiens* [164], *Foeniculum vulgare* contre *Ae. caspius* [29], *Clausena anisata* et *Hyptis suaveolens* contre *Cx. quinquefasciatus* [165] et *Citrus sinensis* et *Crotalaria podacarpa* contre *Anopheles gambiae* [166]. Notre étude a démontré que l'utilisation de l'huile essentielle d'*Origanum vulgare* sur les larves de *Cx. pipiens* a une activité insecticide élevée, ce qui se traduit par des concentrations létales faibles (CL₂₅ : 20,26 µl/L, CL₅₀ : 26,55 µl/L et CL₉₀ : 45,6 µl/L). Dans une étude similaire, **Giatropoulos et al** [167] ont rapporté une bonne efficacité de l'huile essentielle d'*Origanum vulgare* contre *Culex pipiens molestus* (CL₅₀ : 19.86 µl/L, CL₉₀ : 35.36 µl/L). Des résultats similaires ont été enregistrés par **Bouguerra et Boukoucha** [168] après traitement par l'huile essentielle d'*Origanum vulgare* contre les larves quatrième stade de *Cx. pipiens*. Les travaux de **Govindarajan et al** [169] sur les espèces *Anopheles stephensi*, *Anopheles subpictus*, *Culex quinquefasciatus* et *Culex tritaeniorhynchus*, ont

montré qu'il y a un effet insecticide pour l'*Origanum vulgare* avec des concentrations létales (CL_{50} = 67, 74.14, 80.35 et 84.93 $\mu\text{g/ml}$). L'activité larvicide d'*O. vulgare* contre les moustiques est liée à l'action des composés majoritaires présents dans l'huile essentielle, tels que le Carvacrol, Terpinen-4-ol et Thymol.

Ces composés, qui appartiennent à la famille des monoterpènes oxygénés, possèdent des propriétés insecticides notables [167] ; [169] ; [170]. Egalement plusieurs chercheurs ont étudié l'efficacité insecticides de l'HE d'*Artemisia herba alba* contre *Cx pipiens*, *Tribolium confusum* et *Spodoptera littoralis* [137] ; [171] ; [172], nos résultats corroborent avec ceux trouvés en Arabie Saoudite par Aziz et al [173] qui ont prouvé que l'huile essentielle de cette espèce était toxique contre *An. stephensi*, *Ae. aegypti* et *Cx. quinquefasciatus* avec des valeurs de CL_{50} (108.04, 117.18 et 126.66 $\mu\text{g/ml}$ respectivement). D'après les résultats présentés, nous pouvons conclure que l'activité larvicide pourrait s'exprimer par la variété des molécules bioactives qui caractérisent chaque huile essentielle.

4.2.3. Effet des huiles essentielles sur les constituants biochimiques corporels (protéines, glucides et lipides)

La détermination des protéines totales et de nombreuses macromolécules comme les lipides et les glucides, revêt une grande importance dans les études physiologiques. Les protéines sont des éléments biochimiques essentiels, indispensables au développement et à la croissance de l'organisme afin de réaliser ses fonctions essentielles [75]. Ainsi le dosage des métabolites primaires des larves *Cx. pipiens* a montré une augmentation des taux de protéines chez les larves traitées avec l'HE d'*O. vulgare* par rapport à la série de contrôle. Des résultats similaires sont observés par Draouet et al [174], où la quantité totale de protéines présentes dans le corps entier des larves de *Cx. pipiens* est augmentée après le traitement par l'extrait éthanolique de *Borago officinalis*. Djebbar et al [175] expliquent que l'augmentation de la teneur en protéines totale dans l'ensemble du corps des larves pourrait être due à une synthèse accentuée des enzymes de détoxification qui sont responsables de la biodégradation des insecticides et de l'élimination de leurs effets. La réduction du contenu en réserve

protéique des larves traitées par *Artemisia herba alba* peut également être due à l'adaptation physiologique de l'insecte pour corriger le stress causé par les insecticides [176].

De même, **Sharma et al [177]** ont attribué cette baisse de la teneur en protéines à l'interférence des extraits de plantes avec les hormones régulant la synthèse de protéines, par ailleurs nos résultats indiquent une diminution significative des taux de glucides aux stades larvaires chez *Cx. pipiens* après le traitement par l'HE d'*O. vulgare* et l'*Artemisia herba alba*. Ceci est en accord avec les résultats de **Bouguerra et al [178]** qui ont révélé une réduction significative des taux de glucides chez les larves de *Cx. pipiens* après le traitement par l'HE d'*Ocimum basilicum*. Les mêmes résultats sont observés par **Keffous [139]** qui ont rapporté une diminution significative des glucides totaux des larves d'*Aedes caspius* traitées par l'HE de *Foeniculum vulgare* par rapport la série témoin. La diminution de la quantité de glucides peut être causée par l'utilisation des sources de carbohydrates réservées aux tissus larvaires en raison du stress causé par l'extrait végétal [179].

Les lipides interviennent dans plusieurs fonctions telles que le transport de nutriments, stockage d'énergie ou la synthèse des éléments précurseurs à d'autres molécules [180]. L'application des concentrations létales de l'HE d'*O. vulgare* aux larves de *Cx. pipiens* pendant 24 heures a entraîné une augmentation des taux de lipides. Une augmentation similaire des lipides totaux a également été signalée pour les huiles essentielles d'anis et de basilic contre l'adulte de *Sitophilus granarius* [181]. Les lipides, tels que l'acide gras libres et les triglycérides, jouent un rôle crucial dans le métabolisme énergétique et les réponses immunitaires, ce qui pourrait expliquer leur accumulation chez les moustiques après traitement. Cette augmentation des lipides pourrait résulter d'une synthèse accrue ou d'une modification des voies métaboliques, où les moustiques stockent davantage de graisses pour faire face à des conditions stressantes ou défavorables [182]. La réduction de contenu en lipides des larves après l'application d'HE de l'*Artemisia herba alba* peut être due à l'effet négatif des extraits sur le métabolisme lipidique et la peroxydation. Cette baisse biochimique observée chez les larves traitées avec des huiles essentielles pourrait résulter d'une modulation du métabolisme lipidique induite par ces composés.

En réponse au stress causé par l'exposition aux huiles essentielles, les larves mobilisent leurs réserves lipidiques pour soutenir la production d'énergie nécessaire à l'activation des mécanismes de défense et à la survie.

Ce processus traduit une réallocation métabolique des ressources énergétiques, où les lipides jouent un rôle clé en tant que source d'énergie de secours face au stress [183]. Nos résultats sont en accord avec ceux de **Shehata et al [179]** qui ont observé une diminution du taux de lipides chez les larves de *Cx. pipiens* après traitement par *Origanum syriacum*, *Pergularia tomentosa*, *Senna italica* et *Otostegia fruticosa*. Les recherches menées par **Dris et Bouabida [184]** ont également montré une réduction des taux de lipides chez les larves de *Cx. pipiens* traitées avec l'HE de *Ruta graveolens*. Des résultats similaires ont été observés par **Farag et al [185]**, qui ont constaté une diminution des teneurs en lipides chez les larves de *Cx. pipiens* après traitement avec l'extrait à l'éther de pétrole de *Punica granatum*.

4.2.4. Etude histopathologique du mésentéron des larves du dernier stade de *Culex pipiens* traitées avec l'huile essentielle d'*Origanum vulgare*

Les observations au microscope photonique des coupes histologiques réalisées au niveau de l'intestin moyen des larves de *Culex pipiens* témoins et traitées avec l'HE d'*O. vulgare* par la concentration létale CL₅₀ (26,55µ/L) à différents temps (1h, 2h, 4h, 6h et 12 heures) ont révélé des modifications très prononcées. En comparaison avec la série témoin, les larves exposées à l'huile essentielle d'*O. vulgare* à la concentration létale CL₅₀ ont montré des dommages importants de la structure histologique normale. Les cellules épithéliales sous traitement ont montré des contacts intracellulaires réduits avec les cellules voisines, des cellules gonflées et un détachement de la lame basale, ainsi qu'une dégradation nucléaire, tandis que les larves témoins ont montré des régions corporelles (l'intestin moyen) entières intactes et non endommagées. Des modifications histopathologiques chez les insectes traités avec des bioinsecticides ont déjà été étudiées par plusieurs chercheurs [186] ; [187] ; [188] ; [189] ; [190] ; [191]. Ces modifications observées sont similaires à ceux rapporté par **Demouche et al [192]** lorsqu'ils ont utilisé l'extrait de *Cotula cinerea* sur les larves de *Culex pipiens*.

Abutaha et al [193] ont rapporté que les cellules épithéliales de l'intestin moyen de *Cx. pipiens* présentaient un œdème intracellulaire, une dégénérescence des noyaux des cellules épithéliales et une dégradation des microvillosités après traitement avec des extraits de *Syzygium aromaticum* et *Cinnamomum burmannii*. **Vivekanandhan et al [194]** ont montré que l'effet de l'huile essentielle de cajepout contre l'*Anopheles stephensi* provoque des changements histopathologiques dans divers tissus du corps, notamment les cellules adipeuses et le tissu épithélial de l'intestin moyen.

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

Le premier volet de ce travail est consacré à l'identification morphologique des espèces de culicidés capturés dans 21 gîtes dans la région de Sétif (Nord-Est de l'Algérie) ainsi que l'étude de certains paramètres physiques de leurs gîtes larvaires sur une période de 19 mois (Mai 2022 à Novembre 2023). Les résultats de cette partie ont permis d'actualiser la liste des espèces de moustiques recensées dans la région de Sétif, et ont également fourni les premières données sur les habitats des larves de moustiques. Douze espèces appartenant à quatre genres différents ont été identifiées : le genre *Anopheles* avec deux espèces (*Anopheles maculipennis* et *Anopheles multicolor*), le genre *Culex* avec sept espèces (*Culex deserticola*, *Culex hortensis*, *Culex laticinctus*, *Culex modestus*, *Culex pipiens*, *Culex theileri* et *Culex tritaeniorhynchus*), le genre *Culiseta* avec deux espèces (*Culiseta annulata* et *Culiseta longiareolata*) et le genre *Uranotaenia* avec une seule espèce *Uranotaenia unguiculata*. Parmi les espèces identifiées, deux espèces jouent un rôle majeur dans la transmission de maladies importantes : *An. maculipennis* dans la transmission du paludisme et de *Cx. pipiens* dans la transmission de la fièvre du virus du Nil occidental. Le plus grand nombre de larves a été collecté dans des habitats naturels (70,79 %), notamment des prairies, des bords de rivières et des étangs avec une eau permanente et trouble, une végétation hors de l'eau et dans des conditions ensoleillées. *Cx. pipiens* est abondant dans les étangs, tandis que *Cs. longiareolata* et *An. maculipennis* on les trouve en grand nombre dans les bords de rivières, chacun étant associé à des caractéristiques d'habitat distinctes. L'abondance des espèces collectées est influencée par des facteurs climatiques tels que la température et les précipitations au cours de la période d'échantillonnage. Ces résultats seront cruciaux pour développer des stratégies de surveillance des insectes et de contrôle des vecteurs dans la région.

Le second volet visait à étudier l'effet des huiles essentielles de deux plantes locales (*Artemisia herba alba* et *Origanum vulgare*) sur quelques aspects biologiques et physiologiques des larves du dernier stade de *Culex pipiens*, l'espèce la plus abondante dans la région d'étude.

Le dépistage phytochimique de l'HE de l'*Artemisia herba alba* par la CG/MS a révélé la présence de 40 phytoconstituants représentant 100% du total des composés identifiés. Parmi lesquels Camphor (28.48 %), Eucalyptol (11.91%) et Thujone (11.62%) comme majoritaires. En revanche, l'HE d'*Origanum vulgare* a permis l'identification de 30 composés représentant 100% du totale des composés chimiques déterminés. Selon les constituants identifiés : gamma.-Terpinene (37.77%), Carvacrol (29.21%) et o-Cymene (14.99%) étaient prédominants dans cette huile

Les tests de toxicité ont permis d'évaluer les concentrations létales (CL₂₅, CL₅₀ et CL₉₀) des huiles essentielles d'*Artemisia herba alba* et d'*Origanum vulgare* contre les larves du 4^{ème} stade après 1heure, 2heures et 24 heures d'exposition. Cela indique un effet insecticide lié à la dose-réponse. L'HE d'*Origanum vulgare* présente un pouvoir larvicide très élevé contre *Cx. pipiens* par rapport l'HE d'*Artemisia herba alba*. De plus, l'évolution pondérale ainsi que les réserves d'énergie des larves subissent aussi des perturbations en raison de l'effet des huiles essentielles étudiées. L'HE d'origan entraîne une diminution hautement significative (p -valeur=0,0001) du poids corporel des larves de 4^{ème} stade de *Cx. pipiens* 24 heures après l'application des doses (CL₂₅ et CL₅₀) contrairement l'HE d'armoise blanche induit une réduction non significative (p -valeur = 0,16) de ce parametre

Les résultats des composants biochimiques corporels des L4 de *Cx. pipiens* indiquent une baisse significative de la teneur en protéines, glucides et lipides après le traitement par les concentrations létales (CL₂₅ et CL₅₀) de l'huile essentielle d'*Artemisia herba alba*, une augmentation significative du contenu en protéines et des lipides et une diminution au niveau de glucides après le traitement par les concentrations létales (CL₂₅ et CL₅₀) de l'huile essentielle d'*Origanum vulgare*.

Enfin, l'étude histopathologique de l'intestin moyen des larves du dernier stade de *Culex pipiens* traitées à l'huile essentielle d'*O. vulgare* à la concentration létale CL₅₀ ont révélé des dommages importants de la structure histologique du mésentéron des sujets traités comparativement aux témoins.

Pour approfondir les travaux réalisés, plusieurs pistes de recherche méritent d'être explorées :

Tout d'abord, il serait pertinent d'étendre l'étude de la faune des culicidés à d'autres régions algériennes qui n'ont pas encore été examinées. En raison de la diversité écologique et climatique de l'Algérie, ces recherches permettraient d'élargir les connaissances sur la répartition géographique des espèces de moustiques et de détecter de potentielles zones à risque pour la transmission des maladies vectorielles.

Ensuite, l'identification moléculaire des espèces vectrices, telles que *Culex pipiens* et *Anopheles maculipennis* est une étape cruciale pour garantir une différenciation précise des espèces, notamment celles qui présentent des caractéristiques morphologiques similaires. Les techniques moléculaires, comme le séquençage génétique, fourniraient des informations précieuses sur les souches impliquées dans la transmission des pathogènes.

Une autre perspective consiste à évaluer les effets des huiles essentielles sur d'autres paramètres biologiques des moustiques, tels que leur fertilité ou leur longévité. Ces recherches pourraient permettre de développer des solutions naturelles et innovantes pour réduire la reproduction et la survie des populations vectrices.

Enfin, Les huiles essentielles sont des substances naturelles volatiles, ce qui implique qu'elles ont une durée de présence limitée dans leur environnement. Cela peut poser un défi dans certaines applications où une persistance prolongée est souhaitée. Une des pistes intéressantes serait donc de rechercher des substances naturelles complémentaires qui permettraient d'augmenter la stabilité et la durée d'action des huiles essentielles sans altérer leurs propriétés bénéfiques.

Cette démarche pourrait inclure l'exploration de composés naturels ayant une faible volatilité, qui pourraient agir comme des fixateurs ou des supports, prolongeant ainsi l'effet des huiles essentielles dans différentes utilisations, notamment en tant qu'insecticides. De plus, cela permettrait de préserver un aspect écologique et respectueux de l'environnement, tout en améliorant l'efficacité et la durabilité des produits à base d'huiles essentielles.

**REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES**

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- [1] **Hall, M., & Tamir, D.**, Mosquitopia: The Place of Pests in a Healthy World, Taylor & Francis., London and New York, (2021), 312p.
- [2] **Nabbak A., Almeras L., Parola P., & Bitam I.**, Mosquito Vectors (Diptera: Culicidae) and Mosquito-Borne Diseases in North Africa, *Insects*, 13(10), (2022), 2-24.
- [3] **Mordecia, E., Caldwell, J., Grossman, M., Lippi, C., Johnson, L., Neira, M., Rohr, J., Ryan, S., Savage, V., Shocket, M., Sippy, R., Stewart, I. A., Thomas, M., & Villena, O.**, Thermal biology of mosquito-borne disease, *Ecol. Lett.*, 22(10), (2019), 1690-1708.
- [4] **Khezzani, B., Baymakova, M., Khechekhouche, E., & Tsachev, I.**, Global warming and mosquito-borne diseases in Africa: a narrative review, *Pan. Afr. Med. J.*, 44(70), (2023), 1-15.
- [5] **Venturi, G., Di Luca, M., Fortuna, C., Remoli, M., Riccardo, F., Severini, F., Toma, L., Del Manso, M., Benedetti, E., Caporali, M., Amendola, A., Fiorentini, C., De Liberato, C., Giammattei, R., Romi, R., Pezzotti, P., Rezza, G., & Rizzo, C.**, Detection of a chikungunya outbreak in Central Italy, August to September. *Euro. Surveill*, 22(39), (2017), 17-00646.
- [6] **Ducheyne, E., Tran Minh, N.N., Haddad, N., Bryssinckx, W., Buliva, E., Simard, F., Rahman Malik, M., Charlier, J., De Waele, V., Mahmoud, O., Mukhtar, M., Bouattour, A., Hussain, A., Hendrickx, G., & Roiz, D.**, Current and future distribution of *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae) in WHO Eastern Mediterranean Region. *Int. J. Health. Geogr.*, 17(4), (2018), 1-13.
- [7] **Brem, J., Elankeswaran, B., Erne, D., Hedrich, N., Lovey, T., Marzetta, V., Salvado, L., Züger, C., & Schlagenhauf, P.**, Dengue "homegrown" in Europe (2022 to 2023). *New Microbes New Infect.*, 56(101205), (2024), 1-3.
- [8] **Garrido, M., Veiga, J., Garrigós, M., Morales-Yuste, M., Recuero-Gil, J., & Martínez-de la Puente, J.**, Author Correction: *Aedes albopictus* in a recently invaded

area in Spain: effects of trap type, locality, and season on mosquito captures, *Sci. Rep.*, 14(2131), (2024), 1-9.

[9] **Anyiwe, M. A., & Aigbodion, F. I.**, Mosquitoes and the environment: Some economic costs of malaria in Nigeria. *Nigerian Journal of Entomology*, 22, (2005). 93-107.

[10] **Aditya, G., Pramanik, M. K., & Saha, G. K.**, Larval habitats and species composition of mosquitoes in Darjeeling Himalayas, India. *J. Vector Borne Dis.*, 43(1), (2006), 7-15.

[11] **Piyaratne, M. K., Amerasinghe, F. P., Amerasinghe, PH, & Konradsen, F.**, Physico-chemical characteristics of *Anopheles culicifacies* and *Anopheles varuna* breeding water in a dry zone stream in Sri Lanka. *J. Vector Borne Dis.*, 42(2), (2005), 61-7.

[12] **Mwangangi, J.M., Midega, J., Kahindi, S., Njoroge, L., Nzovu, J., & Githure, J., Mbogo, M., & Beier, J.**, Mosquito species abundance and diversity in Malindi, Kenya and their potential implication in pathogen transmission, *Parasitol. Res.*, 110(1), (2012), 61-71.

[13] **Abai, M.R., Saghafipour, A., Ladonni, H., Jesri, N., Omid, S., & Azari-amidian, S.**, Physicochemical Characteristics of Larval Habitat Waters of Mosquitoes (Diptera: Culicidae) in Qom Province, Central Iran. *J Arthropod Borne Dis.*, 10(1), (2016), 65-77.

[14] **Ferraccioli, F., Riccetti, N., Fasano, A., Mourelatos S., Kioutsioukis L., & Stilianakis N.**, Effects of climatic and environmental factors on mosquito population inferred from West Nile virus surveillance in Greece, *Sci. Rep.*, 13(18803), (2023), 1-12.

[15] **Nikookar, H., Fazeli-Dinan, M., Azari-Hamidian, S., Mousavinasab, S., Arabi, M., Ziapour, S., Shojaee, J., & Enayati, A.**, Species composition and abundance of mosquito larvae in relation with their habitat characteristics in Mazandaran Province, Northern Iran. *Bull. Entomol. Res.*, 107(5), (2017), 598-610.

[16] **Merabti, B., Boumaza, M., Ouakid, M., Carvajal, T., & Harbach, R.**, An updated checklist of the mosquitoes (Diptera: Culicidae) present in Algeria, with assessments of doubtful records and problematic species. *Zootaxa*, 4(5027), (2021), 515-545.

[17] Arsevska, E., Hellal, J., Mejri, S., Hammami, S., Marianneau, P., Calavas, D., & Hénaux, V., Identifying Areas Suitable for the Occurrence of Rift Valley Fever in North Africa : Implication for Surveillance. *Transbound Emerg. Dis.*, 63(6), (2016), 658-674.

[18] Darriet, F., La lutte contre les moustiques nuisants et vecteurs de maladie : l'évolution de nouveaux insecticides utilisables contre les moustiques en Afrique tropicale, ORSTOM, Paris, (1998), 114p.

[19] Chandra, N., Roy D., & Ghosh T., A Generalized Poisson Distribution, *Communication in Statistics- Theory and Methods*, 42(15), (2013), 2786-2797.

[20] Mahesh Kumar, P., Murugan, K., Kovendan, K., Panneerselvam, C., Prasanna Kumar, K., Amerasan, D., Subramaniam, J., Kalimuthu, K., & Nataraj, T., Mosquitocidal activity of *Solanum xanthocarpum* fruit extract and copepod *Mesocyclops thermocyclopides* for the control of dengue vector *Aedes aegypti*, *Parasito. Res.*, 111(2), (2012), 609-618.

[21] Murugan, K., Benelli, G., Panneerselvam, C., Subramaniam, J., Jeyalalitha, T., Dinesh, D., Nicoletti, M., Hwang, J. S., Suresh, U., & Madhiyazhagan, P., Cymbopogon citratus-synthesized gold nanoparticles boost the predation efficiency of copepod *Mesocyclops aspericornis* against malaria and dengue mosquitoes, *Exp. Parasitol.*, 153, (2015), 129-38.

[22] Anbu, P, Murugan, K, Madhiyazhagan, P, Dinesh, D, Subramaniam, J, Panneerselvam, C, Suresh, U, Alarfaj, AA, Munusamy, MA, Higuchi, A, Hwang, JS, Kumar, S, Nicoletti, M, & Benelli, G. Green-synthesised nanoparticles from Melia azedarach seeds and the cyclopoid crustacean *Cyclops vernalis*: an eco-friendly route to control the malaria vector *Anopheles stephensi*, *Nat Prod Res.*, 30(18), (2016), 2077-2084.

[23] Chandramohan, B., Murugan, K., Kovendan, K., Panneerselvam, C., Mahesh, Kumar, P., Madhiyazhagan, P., Dinesh, D., Suresh, U., Subramaniam, J., Amaresan, D., Nataraj, T., Nataraj, D., Hwang, J., Alarfaj, A., Nicoletti, M., Canale, A., Mehlhorn, H., & Benelli, G., Do Nanomosquitocides Impact Predation

of *Mesocyclops edax* Copepods Against *Anopheles stephensi* Larvae, Nanoparticles in the Fight Against Parasites, vol 8, (2016), 173-190.

[24] **Aissaoui, L., & Boudjelida, H.**, Larvicidal activity and influence of *Bacillus thuringiensis* (Vectobac G) on longevity and fecundity of mosquito species. European journal of experimental biology, 4(1), (2014), 104-109.

[25] **Bouaziz, A., Aissaoui, L., & Boudjelida, H.**, The activity of *Bacillus thuringiensis* Vectobac G on the biochemical compositions of *Culex pipiens* and *Culiseta longiareolata* (Diptera: Culicidae) mosquito larvae. Eco. Env. & Cons., 29(1), (2023), 1-9.

[26] **Carnevale, P., & Robert, V.**, Les Anophèles : Biologie, transmission du Plasmodium et lutte antivectorielle, Marseille, France, (2017), 391p.

[27] **Shaaya, E., Kostjukovski, M., Eilberg, J., & Sukprakarn, C.**, Plant oils as fumigants and contact insecticides for the control of stored-product insects. Journal of Stored Products Research, (33), (1997).17-15.

[28] **Oudjana, H. A., Zegouba, B., Lahlah, B., Kemassi, A., & Ould el hadj, M. D.**, Effet insecticide et anticholinestérase de l'extrait aqueux foliaire de l'ortie *Urtica dioica* L. (Urticaceae) sur les larves L4 du *Culex pipiens* L. (Diptera, Culicidae). Algerian journal of arid environment, 12(1), (2022), 87-97.

[29] **Keffous, B. S., & Aissaoui L.**, Chemical characterization of *Foeniculum vulgare* Mill essential oil composition and its toxicological effects against mosquito: *Aedes caspius* (PALLAS, 1771) species. Uttar Pradesh journal of zoology, 43(21), (2022), 66-73.

[30] **Aouinty B., Oufara S., Mellouki F., & Mahari S.**, Evaluation préliminaire de 10 activités larvicide des extraits aqueux des feuilles du ricin (*Ricinus communis* L.) et du bois de thuya (*Tetraclinis articulata* (Vahl Mast.) sur les larves de quatre moustiques culicidés : *Culex pipiens* (Linné), *Aedes caspius* (Pallas), *Culiseta longiareolata* (Aitken) et *Anopheles maculipennis* (Meigen). Biotechnol. Agron. Soc. Environ., 10(2), (2006), 67 - 71.

[31] **Nabti, I., & Bounechada, M.**, Larvicidal activities of essential oils extracted from five Algerian medicinal plants against *Culiseta longiareolata* Macquart. Larvae (Diptera : Culicidae). Eur. J. Biol., 78, (2019), 133–138.

[32] **Rodhain, F., & Perez, C.**, Précis d'entomologie médical et vétérinaire Notion d'épidémiologie des maladies à vecteurs. Maloine s. d. Editeur, (Paris 1985) 458p.

[33] **Houmani, M., Bendali-Saoudi, F., & Soltani, N.**, Inventory of Culicidae in the region of El Taref (North-east Algeria), Journal of Entomology and Zoology Studies 5(6), (2017), 263-267.

[34] **Harbach, R., & Kitching J.**, The phylogeny of Anophelinae revisited: inferences about the origin and classification of *Anopheles* (Diptera: Culicidae), Zoologica Scripta, 45(1), (2015), 34-47.

[35] **Berchi, S.**, Bio écologie de *Culex pipiens* L. (Diptera : Culicidae) dans la région de Constantine et perspectives de lutte. Thèse de Doctorat, Université Mentouri, Constantine, Algérie, (2000a), 223p.

[36] **Robert, V., Günay, F., Le Goff, G., Boussès, P., Sulesco, T., Khalin, A., Medlock, J.M., Kampen, H., Petric, D., & Schaffner, F.**, Distribution chart for Euro-Mediterranean mosquitoes (western Palearctic region). Journal of the European mosquito control association, 37, (2019), 1-28.

[37] **Duvallet, G., Fontenille, D., & Robert, V.**, Entomologie médicale et vétérinaire, IRD/QUAE, Marseille, (2017), 688p.

[38] **Bourée, P., & Ensaf, A.**, Éléments d'entomologie médicale, Ellipses, France, (2022), 240p.

[39] **Rioux, A.**, Les Culicides du « Midi » méditerranéen, étude systématique et écologique. Paul Le chevalier (Encyclopédie entomologique) édition, Paris, (1958), 303p.

[40] **Koyabizo, Y. F. A.**, Le moustique et la détection de la source sanguine, Editions L'Harmattan, Paris, (2019), 212p.

- [41] **Bousses, P., Dehecq, J., & Fontenille, D.**, Les moustiques de l'île de La Réunion, IRD, Marseille, (2022), 216p.
- [42] **Burkett-Cadena, D.**, Mosquitoes of the Southeastern United States, University of Alabama Press, (2013), 188p.
- [43] **Gillie, S. M., & De Meillon, B.**, Anophelinae of Arica South of the Sahara, 2nd Ed, Pub.South Afr. Inst. Med. Res., 55,(1968), 143p.
- [44] **Carpenter, J., & La Casse, J.**, Mosquitoes of North America (north of Mexico), University of California Press, (1955), 360p.
- [45] **Omkar**, Mosquitoes Biology, Pathogenicity and Management, Springer, Singapore, (2024), 422p.
- [46] **Goeldi, E.**, Os mosquitos no Pará, (1905), 154p.
- [47] **Himmi, O.**, Les Culicidés (Insectes, Diptères) du Maroc : Systématique, écologie et études épidémiologiques pilotehaus. Thèse de Doctorat, Université Mohammed V-Agdal, Rabat, Maroc, (2007), 334 p.
- [48] **Walker, S. M.**, Mosquitoes, North Minneapolis, (2008), 48p.
- [49] **Holstein, M.**, Guide pratique de l'anophélisme en A.O.F.Dakar, Direction générale de la Santé publique, (1949)55 p.
- [50] **Becker, N., Petric, D., Zgomba, M., Boase, C., Madon, M.B., Dahl, C., & Kaiser, A.**, Mosquitoes and Their Control, 2nd ed., Springer-Verlag, Berlin Heidelberg Publisher,(2010), 577 p.
- [51] **Wanji, S., Tanke, T., Atanga, S. N., Ajonina, C., Nicholas, T., & Fontenille D.**, Anopheles species of the mount Cameroon region: biting habits, feeding behaviour and entomological inoculation rates, Trop Med Int Health, 8(7), (2003), 643-9.
- [52] **O'Meara, G. F., & Edman, J. D.**, Autogenous Egg Production in the Salt-Marsh Mosquito, *Aedes taeniorhynchus*, Biological Bulletin, 149(2), (1975),384-396.
- [53] **Roubaud, E.**, Autogenous cycle of winter generations of *Culex pipiens* L. Comptes Rendu de l'Académie des Sciences, 188, (1929), 735-738.

- [54] **Nanfack-Minkeu F.**, Moustiques et maladies au Cameroun : Les défis de la biologie dans la lutte anti vectorielle, L'Harmattan, Paris, (2021), 222p.
- [55] **Lecollinet, S., Fontenille, D., Pagès, N., & Failloux, A.**, Le moustique, ennemi public n° 1 ?, Quae, Versailles, (2022), 168p.
- [56] **Clements, A. N.**, The biology of mosquitoes: development, nutrition and reproduction, Ed.CABI Publishing, Eastbourne, (2000), 813-824.
- [57] **Labed, F .**, La surveillance entomologique du moustique tigre (*Aedes albopictus*) dans l'Algérois, Thèse de Doctorat Vétérinaire, Université Saad Dahleb, Blida,(2019).
- [58] **Arroussi, D. E. R., Bouaziz, A., & Boudjelida, H.**, Mosquito survey reveals the first record of *Aedes* (Diptera: Culicidae) species in urban area, Annaba district, Northeastern Algeria. Polish Journal of Entomology, 90(1), (2021), 14-26.
- [59] **Boulares, M., Rehim, N., Houhamdi, I., Baaloudj, A., Soltani, N., & Houhamdi, M.**, Systematic and ecological study of mosquitoes (Diptera: Culicidae) at lake Fetzara (Annaba, Northeast Algeria), Ukrainian Journal of Ecology, 13 (1), (2023), 1-7.
- [60] **Chahed, S., Brahmi, K., & Djouaher, T.**, Biodiversity, abundance and distribution of Culicidian fauna in the TiziOuzou region. Faun Ento., (2021), 74.
- [61] **Nabti, I., & Bouchchada, M.**, Mosquito biodiversity in Setif region (Algerian high plains), density and species distribution across two climate zones. Entomologiefaunistique- Faunistic entomology, 72, (2019), 161-176.
- [62] **Asloun, A.Y., Benhissen, S., Habbachi, W., Habbachi, S., Hedjouli, Z., Bouselama, Z., & Tahraoui, A.K.**, Preliminary inventory and general aspect of the distribution of Culicidae species in the steppe region (M'sila, Algeria). J. BioresManag., 8(3), (2021), 79-88.
- [64] **Bouaoud, L., & Aissaoui, L.**, Dor, A., Diversity and Distribution of Culicidian Fauna in Urban and Rural Areas of Setif Region (North-East Algeria). Vector Borne Zoonotic Dis., 24(6), (2024), 372-381.

- [65] **Alayat, M.S., Bendali, F., Mahmoudi, K., & Soltani, N.**, Diversity and spatio-temporal distribution of mosquitoes (Diptera: Culicidae) in the Laghouat arid region (Algerian northern Sahara). *Oriental insects*. 57(4), (2023), 1102-1127.
- [66] **Sinka, E., Bangs, J., Manguin, S., Rubio-Palis, Y., Chareonviriyaphap, T., Coetzee, M Mbogo, M., Hemingway, J., Patil, P., Temperley, H., Gething, W., W., Kabaria, W., Burkot, R., Harbach, E., & Hay, I.**, A global map of dominant malaria vectors, *Parasites & Vectors*, 5(69), (2012), 1-12.
- [67] **Bhatt, S., Gething, W., Brady, J., Messina, P., Farlow, W., Moyes, L., Drake, M., Brownstein, S., Hoen, G., Sankoh, O., Myers, F., George, B., Jaenisch, Wint, W., Simmons, Scott, T. W., Farrar, J. J., & Hay, S. I.**, The global distribution and burden of dengue, *LETTER*, 496, (2013), 504–507.
- [68] **Musso, D., & Gubler, D. J.**, Zika Virus. *Clin Microbiol Rev.*, 29(3), 2016487-524.
- [69] **Pépin, M.**, Fièvre de la vallée du Rift : Rift Valley Fever, *Médecine et Maladies Infectieuses*, 41(6), (2011) , 322-329.
- [70] **OMS**, Maladies infectieuses et parasitaires. Organisation Mondiale de la Santé, (2019).
- [71] **Lafri, I.**, Contribution à la surveillance des vecteurs d'arboviroses et leishmanioses en Algérie, Thèse de Doctorat, Ecole Nationale Supérieure et Vétérinaire , Alger, (2018), 93p.
- [72] **Djogbénu, L.**, Lutte antivectorielle contre le paludisme et résistance des vecteurs aux insecticides en Afrique. *Med Trop.*, 69, (2009), 160–164.
- [73] **Chapman, F., Simpson, J., Douglas, E.**, the *Insects: Structure and Function*, Cambridge University Press, New York, (2013), 929p.
- [74] **Chapman, F.**, the *Insects: Structure and Function*, Cambridge University Press, New York, (1998), 770p.
- [75] **Yazdani, E., Sendi, J. J., & Hajizadeh, J.**, 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), (2014), 53-61.

[76] Darriet, F., Des moustiques et des hommes : Chronique d'une pullulation annoncée, IRD, Paris, (2017), 136p.

[77] Bawin, T., Seye, F., Boukraa, S., Zimmer, J., Delvigne, F., & Francis, F., La lutte contre les moustiques (Diptera :Culicidae) :Diversité des approches et application du contrôle biologique. The canadian Entomologiste, 147(4), (2015), 476-500.

[78] Rozendaal J., La lutte antivectorielle : MÉTHODES ÀUSAGE INDIVIDUEL ET COMMUNAUTAIRE, Organisation mondiale de la Santé, Geneve, (1999), 540p.

[79] Sugiura, S., Predators as drivers of insect defenses. Entomological Science 23, (2020), 316-337.

[80] Morsli, S. M., & Soltani, N., Effets d'un Insecticide Inhibiteur de La Synthèse de La Chitine, Le Diflubenzuron, Sur La Cuticule de La Crevette *Penaeus kerathurus*, Journal de Recherche Océanographique, 28, (2003), 85-88.

[81] Rehim, N., & Soltani, N., Laboratory evaluation of andalin, an insect growth regulator interfering with cuticle deposition, against mosquito larvae. Sciences &Technology Review, 8, (2002), 106 - 110.

[82] Rehim, N., & Soltani, N., laboratory evaluation of Alsystin, a chitin synthesis inhibitor, against *Cx. pipiens pipiens* L.(Diptera : Culicidae): effects on development and cuticlesecretion, J. Appl. Entomol., 123, (1999), 437-441.

[83] Tine-Djebar, F., & Soltani, N., Activité biologique d'un agoniste non stéroïdien de l'hormone de mue sur *Culiseta longiareolata* : analyses morphométrique, biochimique et énergétique, Revue Synthèse, 18, (2008), 23-34.

[84] Haubruge, E., & Amichot, M., Les mécanismes responsables de la résistance aux insecticides chez les insectes et les acariens. Biotechnologie, agronomie, société et environnement, 2(3), (1998), 161-174.

[85] Arich, S., Assaid, N., Taki, H., Weill, M., Labbé, P., & Sarih, M., Distribution of insecticide resistance and molecular mechanisms involved in the West Nile vector *Culex pipiens* in Morocco ». *Pest Management Science*, 77(3), (2021), 1178-1186.

[86] Haddad, N., Omran, H., Amraoui, F., Zakhia, R., Mousson, L., & Failloux, A. B., The tiger mosquito in Lebanon two decades after its introduction: A growing health concern, *PLOS Neglected tropical diseases*, 16(2), (2022), 1-13.

[87] Coz, J., Utilisation de la génétique dans le contrôle des espèces d'insectes vecteurs de maladies humaines. *Médecine Tropicale* 38, (1978), 659-665.

[88] Courtier-Orgogozo, V., Morizot, B., & Boëte, C., Agricultural pest control with CRISPR-based gene drive: time for public debate: should we use gene drive for pest control, *EMBO reports*, 18, (2017), 878-880.

[89] Courtier-Orgogozo, V., Danchin, A., Gouyon, P.-H., & Boëte, C., Evaluating the probability of CRISPR-based gene drive contaminating another species. *Evolutionary applications* 13, (2020), 1888-1905.

[90] Meghani, Z., & Boëte, C., Genetically engineered mosquitoes, Zika and other arboviruses, community engagement, costs, and patents: Ethical issues. *PLoS Negl Trop Dis.*, 12(7), (2018), 1-7.

[91] Reeves, R. G., Voeneky, S., Caetano-Anollés, D., Beck, F., & Boëte, C., Agricultural research, or a new bioweapon system? *Science* 362, (2018), 35-37.

[92] ANIRF, Agence Nationale d'Intermédiation et de Régulation Foncière, Monographie, wilaya de Sétif, (2022).

[93] Gherbi, R., Bounechada, M., Latrofa, M. S., Annoscia, G., Tarallo, V. D., Qantas-Torres, F., & Otranto, D., Phlebotomine sand flies and *Leishmania* species in a focus of cutaneous leishmaniasis in Algeria, *PLoS Negl Trop Dis.*, 14(2), (2020), 1-14.

[94] Dreux, P., Précis d'écologie, Ed. Presses. Université, France., Paris, (1980), 310p.

[95] Coffinet, T., Rogier, C., & Pages, F., Evaluation de l'agressivité des anophèles et du risque de transmission du paludisme : méthodes utilisées dans les Armées françaises

[Evaluation of the anopheline mosquito aggressivity and of malaria transmission risk : methods used in French Army], *Med Trop.*, 69(2), (2009), 109-22.

[96] Bendali, F., Djebbar, F., & Soltani, N., Efficacité comparé de quelques espèces de poisson à l'égard de divers stades de *Culex pipiens* L dans des conditions de laboratoire, *Parasitica*. 57 (4), (2001), 255-265.

[97] Dajoz, R., Précis d'écologie. 7e édition Dunod, Paris, (2003), 615 p.

[98] Matile, L., Les diptères d'Europe occidentale, Vol 1, Société nouvelle des éditions Boubée, Paris, (1993), 439p.

[99] Becker, N., Petric, D., Zgomba, M., Boase, C., Madon, M., Dahl, C., & Kaiser, A., Mosquitoes Identification, Ecology and Control. Springer Nature, 3ed edition, Swetzerland, (2020), 570 p.

[100] Robert Vincent, Ndiaye E. H., Rahola Nil, Le Goff Gilbert, & Boussès Philippe, D. D., Le Goff Voahirana, Mariamé Lauriane, Diallo M..Clés dichotomiques illustrées d'identification des femelles et des larves de moustiques (Diptera : Culicidae) du Burkina Faso, Cap-Vert, Gambie, Mali, Mauritanie, Niger, Sénégal et Tchad, Montpellier, IRD, (2022), 162 p

[101] Günay, F., Picard, M., & Robert, V., MosKeyTool, an interactive identification key for Mosquitoes of Euro-Mediterranean. Version 2.2., (2020).

[102] Ramade, F., Dictionnaire encyclopédique des sciences de la nature et de la biodiversité. Dunod édition, Paris, (2008), 726 p.

[103] Ramade, F., Elément d'écologie écologie fondamentale. Dunod, 4e édition, Paris, (2009), 690 p.

[104] Ramade I, F., Eléments d'écologie, écologie appliquée : Action de l'Homme sur la biosphère. Dunod, 7e édition, Paris, (2012), 791 p.

[105] Ramade, F., Eléments d'écologie- écologie fondamentale, Dunod, 3e édition, Paris, (2003), 690 p.

- [106] **Bezza, L., Mannarino, A., Fattarsi, K., Mikail, C. M., Abou, L., Hadji-Minaglou, F., & Kaloustian, J.**, Composition chimique de l'huile essentielle d'*Artemisia herba-alba* provenant de la région de Biskra (Algérie). *Phytothérapie* 8, (2010), 277–281.
- [107] **Mogoşanu G. D., Grumezescu A. M., Bejenaru C., & Bejenaru L. E.**, Natural products used for food preservation, *Food Preservation*, (2017), 365-411.
- [108] **Caillaud, M.**, Etude de l'espèce *Origanum vulgare* L. Thèse de doctorat. Spécialité: Pharmacie. UFR Sciences Pharmaceutiques et Biologiques. Université de Nantes, (2013).
- [109] **OMS.**, Guide for laboratory and field testing of mosquito larvicides Geneva: World Health Organisation, (2005).
- [110] **Shibko, S., Koivistoinen, P., & Tratnyek, C.A.**, Newhall, A.R., Friedman, L., A method for sequential quantitative separation and determination of protein, RNA, DNA, Lipid, and glycogen from a single rat liver homogenate or from a subcellular fraction. *Analytical Biochemistry*, 19, (1966), 514-528.
- [111] **Duchateau, G., & Florkin, F.**, For trehalose in insects and its significance. *Arch. Insect. Physiol. Biochem*, 67, (1959), 306-314.
- [112] **Goldsworthy, G. J., Mordue, W., & Guthkelch, J.**, Studies on insect adipokinetic hormones. *Gen. Comp. Endocrinol.*, 18 (3), (1972), 545.
- [113] **Bradford, M. M.**, A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Anal Biochem.*, 7(72), (1976), 248-254.
- [114] **Younesse, G., & Saporta, G.**, Une méthodologie pour la comparaison de partitions *Revue de statistique appliquée*, tome 52, n° 1 (2004), 97-120.
- [115] **Lafri, I., Bitam, I., Beneldjouzi, A., & Benmahdi, M. H.**, An Inventory of mosquitoes (Diptera: Culicidae) in Algeria. *Bulletin de la Société zoologique de France*, 139(1–4), (2014), 255–261.

- [116] **Oussad, N., Aouar_Sadli, M., & BenAli, Z. L. A.**, Diversity of Mosquitoes (Diptera, Culicidae) and Physico-Chemical Characterization of Their Larval Habitats in Tizi-Ouzou area, Algeria. *Zoodiversity*, 55(5), (2021), 412-420.
- [117] **Halimi, I., Kara-Toumi, F. Z., Lebbal, S., Mari, R., Ghorab, A., & Saidi, F.**, Biodiversity of Culicidae (Insecta: Diptera) in the Region of Khenchela (Northeast Algeria), *Journal of Bioresource Management*, 9(3), (2022), 79-92.
- [118] **Faraj, C., Elkohli, M., & Lyagoubi, M.**, Cycle gonotrophique de *Culex pipiens* (Diptera : Culicidae), vecteur potentiel du virus West Nile, au Maroc : estimation de la durée en laboratoire. *Bull de la Société de Pathologie Exotique*, 99, (2006)119–121.
- [119] **Meegan, J. M., Khalil, G. M., Hoogstraal, H., & Adham, F.**, Experimental transmission and field isolation studies implicating *Culex pipiens* as a vector of Rift Valley fever virus in Egypt. *Am J Trop Med Hyg.* 29(6), (1980), 1405-10.
- [120] **Amraoui, F., Krida, G., Bouattour, A., Rhim, A., Daaboub, J., Harrat, Z., Boubidi, S. C., Tijane, M., Sarih, M., & Failloux, A. B.**, *Culex pipiens*, an experimental efficient vector of West Nile and Rift Valley fever viruses in the Maghreb region. *PLoS One*, 7(5), (2012), 1-8.
- [121] **Ayhan, N., Hachid, A., Thirion, L., Benallal, K. E., Pezzi, L., Khardine, F.A., Benbetka, S., Harrat, Z., & Charrel, R.**, Detection and Isolation of Sindbis Virus from Field Collected Mosquitoes in Timimoun, Algeria, *Viruses*, 14(5), (2022), 2-9.
- [122] **Mouchet, J., Carnevale, P., Cooseman, S. M., Julvez, J., & Manguin, S.**, Biodiversité du paludisme dans le monde. Editions John Libbey, Montrouge, (2004), 462p.
- [123] **Ntoumba, A. A., Kojom Foko, L. P., Ekoko, W. E., Mekoulou Ndongo, J., Wepnje Bunda, G., Eya'ane Meva, F., & Lehman, L. G.**, Entomological characteristics of mosquitoes breeding sites in two areas of the town of Douala, Cameroon. *International Journal of Tropical Insect Science*, 41, (2021), 1313-1323.
- [124] **Poveda, G., Graham, N. E., Epstein, P. R., Rojas, W., Quiñones, M. L., Velez, I. D., & Martens, W. J.**, Climate and ENSO variability associated with vector-borne

diseases in Colombia. El Niño and the southern oscillation, Multiscale variability and global and regional impacts, 1, (2000), 183-204.

[125] Azari-Hamidian, S., Larval habitat characteristics of mosquitoes of the genus *Culex* (Diptera: Culicidae) in Guilan province, Iran. Journal of Arthropod-Borne Diseases (Formerly: Iranian Journal of Arthropod-Borne Diseases), 1, (2007), 9–20.

[126] Omrani, S. M., & Azari-Hamidian, S., Vertical distribution, biodiversity, and some selective aspects of the physicochemical characteristics of the larval habitats of mosquitoes (Diptera: Culicidae) in chaharmahal and Bakhtiari province, Iran, International Journal of Epidemiologic Research, 7(2), (2020) 74–91.

[127] Ladonni, H., Azari-Hamidian, S., Alizadeh, M., Abai, M.-R., & Bakhshi, H., The fauna, habitats, and affinity indices of mosquito larvae (Diptera: Culicidae) in Central Iran. North West J Zool. 11, (2015), 76-85.

[128] Service, M. W., Mosquito ecology, field-sampling methods, 2nd edn. Chapman & Hall, London, (1993), 988 p.

[129] Sofizadeh, A., Shoraka, H. R., Mesgarian, F., Ozbaki, G. M., Gharaninia, A., Sahneh, E., Dankoob, R., Malaka, A., Fallah, S., & Nemani, S., Fauna and Larval Habitats Characteristics of Mosquitoes (Diptera: Culicidae) in Golestan Province, Northeast of Iran, 2014-2015. J Arthropod Borne Dis., 12(3), (2018), 240-251.

[130] Zaim, M., The distribution and larval habitat characteristics of Iranian Culicinae. J. Am. Mosq. Control. Assoc., 3(4), (1987), 568-73.

[131] Hanafi-Bojd, A. A., Soleimani-Ahmadi, M., Doosti, S., Azari-Hamidian, S., Larval habitats, affinity and diversity indices of Culicinae (Diptera: Culicidae) in southern Iran. Inter. J. Mosq. Res., 4(2), (2017). 27-38.

[132] Azari-Hamidian, S., Larval habitat characteristics of mosquitoes of the genus *Culiseta* Felt, 1904 (Diptera: Culicidae) in the Caspian Sea littoral, Iran. Zoology in the Middle East 36, (2005), 59–66.

[133] Mouatassef, T. F., Faraj, C., Guemmouh, R., Rais, N., & Lalami, A. E. O., Quantitative inventory of mosquito larvae (Diptera: Culicidae) and physicochemical

analysis of aquatic habitats in the region of Fez, Morocco. Bull. Soc. Pathol. Exot., (2019), 105–113.

[134] **Sofizadeh, A., Moosa-Kazemi, S. H., & Dehghan, H.,** Larval Habitats Characteristics of Mosquitoes (Diptera: Culicidae) in Northeast of Iran. Journal of arthropod-borne diseases, 11(2), (2017), 211–225.

[135] **Asgarian, T. S., Moosa-Kazemi, S. H., Sedaghat, M. M., Dehghani, R., & Yaghoobi-Ershadi, M. R.,** Fauna and Larval Habitat Characteristics of Mosquitoes (Diptera: Culicidae) in Kashan County, Central Iran, 2019. J. Arthropod Borne Dis., 15(1), (2021), 69-81.

[136] **Haouari, M., & Ferchichi, A.,** Essential Oil Composition of *Artemisia herba-alba* from Southern Tunisia. Molecules, 14(4), (2009), 1585.

[137] **Abdelali, S.K., Souttou, K., Elhassani, M.K., Aissaoui, L., & Bendachou, H.,** Chemical composition of *Artemisia herba alba* essential oil and its larvicidal and pupicidal effects against *Culex pipiens* (Diptera; Culicidae). Actualidades Biologicas, 45(118), (2023), 1-12.

[138] **Paolini, J., Ouariachi, E., Bouyanzer, A., Hammouti, B., Desjobert, JM., Costa, J., & Muselli, A.,** Chemical variability of *Artemisia herba-alba* Asso essential oils from East Morocco, Chemical Papers, 64(5), (2010), 550-556.

[139] **Keffous, B. S.,** Lutte biologique contre le moustique *Aedes caspius* (Pallas, 1771) : Aspect toxicologique, biochimique et histologique. Thèse de doctorat 3ème cycles. Université Sétif 1, (2023), 109p.

[140] **Boughendjioua, H., & Seridi, R.,** Antimicrobial Efficacy of the Essential Oil of *Origanum vulgare* From Algeria, Journal of Pharmacy and Pharmacology Research, 01(01), (2017), 19-27.

[141] **Ghanmi, M., Satrani, B., Aafi, A., Isamili, M. R., Houti, H., El Monfalouti, H., Benchakroun, K. H., Aberchane, M., Harki, L., Boukir, A., Chaouch, A., & Charrouf, Z.,** Effet de la date de récolte sur le rendement, la composition chimique et la bioactivité

des huiles essentielles de l'armoise blanche (*Artemisia herba-alba*) de la région de Guerçif (Maroc oriental), *Phytothérapie*, 8 (5), (2010), 295-301.

[142] Mohammedi, H., Mecherara-Idjeri, S., & Hassani, A., Variability in essential oil composition, antioxidant and antimicrobial activities of *Ruta montana* L. collected from different geographical regions in Algeria. *Journal of Essential Oil Research*, 32, (2020), 88-101.

[143] Ouguirti, N. I., Bahri, F., Bouyahyaoui, A., & Wanner, J., Chemical characterization and bioactivities assessment of *Artemisia herba-alba* Asso essential oil from southwestern Algeria. *Nat. Volatiles & Essent. Oils.*, 8(2), (2021), 27-36.

[144] Belhattab, R., Amor, L., Barroso, J. G., Pedro, L. G., & Figueiredo, A. C., Essential oil from *Artemisia herba-alba* Asso grown wild in Algeria: Variability assessment and comparison with an updated literature survey, *Arabian Journal of Chemistry*, 7(2), (2014), 243–251.

[145] Ouchelli, Y., Dahmani, N., Addi, Y., Hechiche, N., & Baaliouamer, A., Chemical characterization of volatile extract of *Artemisia herba-alba* and study of its antioxidant, antimicrobial and antifungal activities and its inhibition effect on corrosion of aluminum in hydrogen chloride solution. *Journal of Microbiology, Biotechnology and Food Sciences*, 11(4), (2022), 1-8.

[146] Bouhaddouda, N., Aouadi, S., & Labiod R., Evaluation of chemical composition and biological activities of essential oil and methanolic extract of *Origanum vulgare* L. ssp.glandulosum (Desf.) from Algeria, *international journal of pharmacognosy and phytochemical research.*, 8(1),(2016), 104-112.

[147] Nabti, Z. L., Sahli, F., Laouar, H., Olowo-okere, A., Nkuimi Wandjou, J. G., & Maggi, F., Chemical Composition and Antibacterial Activity of Essential Oils from the Algerian Endemic *Origanum glandulosum* Desf. against Multidrug-Resistant Uropathogenic *E. coli* Isolates, *Antibiotics*, 9(29), (2020), 2-10.

- [148] Lakehal, S., Meliani, A., Benmimoune, S., Bensouna, S. N., Benrebiha, F. Z., & Chaouia, C., Essential Oil Composition and Antimicrobial Activity of *Artemisia herba-alba* Asso Grown in Algeria. *Medicinal Chemistry*, 6(6), (2016), 5.
- [149] Ilić, Z., Stanojević, L., Milenković, L., Sunić, L., Milenković, A., Stanojević, J., & Cvetković, D., The Yield, Chemical Composition, and Antioxidant Activities of Essential Oils from Different Plant Parts of the Wild and Cultivated Oregano (*Origanum vulgare* L.). *Horticulturae*, 8(11), (2022), 2-18.
- [150] Mechergui, K., Coelho, J. A., Serra, M. C., Lamine, B. S., Boukhchina, S., & Khouja, M. L., Essential oils of *Origanum vulgare* L. subsp. *glandulosum* (Desf.) letswaart from Tunisia: chemical composition and antioxidant activity. *J. Sci. Food. Agric.*, 90, (2010), 1745–9.
- [151] Machado, A. M., Lopes, V., Barata, A. M., Póvoa, O., Farinha, N., & Figueiredo, A. C., Essential Oils from *Origanum vulgare subsp. virens* (Hoffmanns. & Link) letsw. Grown in Portugal: Chemical Diversity and Relevance of Chemical Descriptors, *Plants*, (2023), 12(3), 2-14.
- [152] Kolypetri, S., Kostoglou, D., Nikolaou, A., Kourkoutas, Y., & Giaouris, E., Chemical Composition, Antibacterial and Antibiofilm Actions of Oregano (*Origanum vulgare subsp. hirtum*) Essential Oil against *Salmonella Typhimurium* and *Listeria monocytogenes*, *Foods*, 12,(15), (2023), 2-14.
- [153] Younsi, F., Trimech, R., Boulila, A., Ezzine, O., Dhahri, S., Boussaid, M., & Messaoud, C., Essential Oil and Phenolic Compounds of *Artemisia herba-alba* (Asso.): Composition, Antioxidant, Antiacetylcholinesterase, and Antibacterial Activities, *International Journal of Food Properties*, 19(7), (2016), 1425 -1438.
- [154] Diass, K., Oualdi, I., Dalli, M., Azizi, S., Mohamed, M., Gseyra, N., Touzani, R., & Hammouti, B., *Artemisia herba-alba* Essential Oil: GC/MS analysis, antioxidant activities with molecular docking on S protein of SARS-CoV-2, *Indonesian Journal of Science & Technology* 8(1), (2023) 1-18.

- [155] Dmour, S. M., Saghir, S.A. M., Abushattal, S., Qaralleh, H., Alnaimat, S. M., Al-Jaafreh, A. M., Alsbou, E. M., Abdulghani, M. A., & Imajali, I. S., Biological activities and chemical composition of essential oil isolated from *Artemisia herba-alba*, *Electronic Journal of General Medicine*, 21(1), (2024), 1-9.
- [156] Mahi, T., Harizia, A., Elouise, A., Pérez-Izquierdo, C., Benguerai, A., Canelo, T., & Bonal, R., Chemical composition and toxicity of *Artemisia herba-alba* essential oil against *Cydia pomonella* L. (Lepidoptera: Tortricidae) under laboratory conditions, *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, 50, (2023), 102742.
- [157] Crosby, D. G., Natural pest control agents. In Gould, R.F. (Ed.). *Natural Pest Control Agents*. Adv. Chem. Ser. 53, (1966), 1-16.
- [158] Aligon, D., Bonneau, J., Garcia, J., Gomez, D., & Le Goff, D., Estimation des expositions de la population générale aux insecticides : Les organochlorés, les organophosphorés et les pyréthrinoides. Ecole des Hautes Etudes en santé publique, (2010), 78p.
- [159] Giatropoulos, A., Koliopoulos, G., Pantelakis, P. N., Papachristos, D., & Michaelakis, A. L., Evaluating the Sublethal Effects of *Origanum vulgare* Essential Oil and Carvacrol on the Biological Characteristics of *Culex pipiens* biotype molestus (Diptera : Culicidae). *Insects*, 14(4), (2023), 400.
- [160] Abdel-Haleem, D. R., Gad A. A., & Farag S. M., Larvicidal, biochemical and physiological effects of acetamiprid and thiamethoxam against *Culex pipiens* L. (Diptera: Culicidae) *Egyptian J Aquat Biol Fish*. 24(3), (2020), 271–283.
- [161] Azmy, R. M., El Gohary, E. G. E., Salem, D. A. M., Abdou, M. A., & Salama, M. S., Mahmoud, D. M., Biochemical and histopathological effect of the essential oil of *Citrus sinensis* (L.) Osbeck on larvae of *Culex pipiens* Linnaeus, 1758 (Diptera: Culicidae). *Aquatic Insects*, 42(1), (2021), 78–90.
- [162] Aribi, L., Bounechada, M., Khenchouche, A., Nabti, I., Bensbaa, F., & Boudechicha, A., Phytochemical composition and larvicidal activity of *Saccocalyx satureioides* Coss. And durieu essential oil against *Culex pipiens* and *Culiseta*

longiareolata (Diptera: Culicidae). Natural Resources and Sustainable Development, 14(1), (2024), 39-50.

[163] Farina, P., Pisuttu, C., Tani, C., Bedini, S., Nali, C., Landi, M., Lauria, G., Conti, B., & Pellegrini, E., Leaf and Flower Extracts from the Dwarf Elder (*Sambucus ebulus*): Toxicity and Repellence against Cosmopolitan Mosquito-Borne Diseases Vectors. Insects, 15(7), (2024), 482.

[164] Aissaoui, L., Bouaziz, A., Boudjelida, H., & Nazli, A., Phytochemical screening and biological effects of *laurus nobilis* (Lauraceae) essential oil against mosquito larvae, *Culex pipiens* (Linnaeus, 1758) (Diptera: Culicidae) species, Applied Ecology and Environmental Research, 21(1), (2023), 287-300.

[165] Abagli, A. Z., Alavo, T. B. C., & Moutouama, D., Etude comparative sur la rémanence de l'huile essentielle de *Clausena anisata* (Rutaceae) et de *Hyptis suaveolens* (Lamiaceae) pour la protection individuelle contre les moustiques (Diptera : Culicidae), Int. J. Biol. Chem. Sci., 17(4), (2023), 1662-1671.

[166] Yolidje, I., Alfa Keita, D., Moussa, I., & Pirat, J. L., Composition chimique et activité larvicide sur *Anopheles gambiae* s.l. des huiles essentielles de *Citrus sinensis* L. (Rutaceae) et de *Crotalaria podocarpa* DC. (Fabaceae) deux plantes de la biodiversité du Niger, Afrique SCIENCE 24(2) (2024) 31 - 39.

[167] Giatropoulos, A., Koliopoulos, G., Pantelakis, P. -N., Papachristos, D., & Michaelakis, A., Evaluating the Sublethal Effects of *Origanum vulgare* Essential Oil and Carvacrol on the Biological Characteristics of *Culex pipiens* biotype *molestus* (Diptera: Culicidae). Insects, 14(4), (2023), 400.

[168] Bouguerra, N., & Boukoucha, M., GC-MS and GC-FID analyses, antimicrobial and insecticidal activities of *Origanum glandulosum* essential oil and their effect on biochemical content of *Cx pipiens* larvae. International Journal of Tropical Insect Science, 41(4), (2021), 3173-3186.

[169] Govindarajan, M., Rajeswary, M., Hoti, S., Bhattacharyya, A., & Benelli, G., Eugenol, α -pinene and β -caryophyllene from *Plectranthus barbatus* essential oil as eco-

friendly larvicides against malaria, dengue and Japanese encephalitis mosquito vectors. *Parasitology Research*, 115, (2016), 807-815.

[170] **Mohammedi, Z.**, Carvacrol: An update of biological activities and mechanism of action. *Journal of Chemistry*, 1(1) (2017), 53 – 62.

[171] **Hafsia, B., Ben Jeddou, D., Kadri, H., Fatma, G., Raoudha, A., & Hfaiedh, N.** Determination of Insecticidal and Larvicidal Activities of *Artemisia herba-alba* Essential Oil against *Tribolium confusum*. IntechOpen, (2023).

[172] **El-Ashmouny, R. S., Rady, M. H., Merdan, B. A., El-Sheikh, T. A. A., Hassan, R. E., & El Gohary, E.**, Larvicidal and pathological effects of green synthesized silver nanoparticles from *Artemisia herba-alba* against *Spodoptera littoralis* through feeding and contact application, *Basic and Applied Sciences, Egyptian Journal of Basic and Applied Sciences*, 9(1), (2022), 239-253.

[173] **Aziz, A. T., Alshehri, M. A., Panneerselvam, C., Murugan, K., Trivedi, S., Mahyoub, J. A., Hassan, M. M., Maggi, F., Sut, S., Dall'Acqua, S., Canale, A., & Benelli, G.**, The desert wormwood (*Artemisia herba-alba*) - From Arabian folk medicine to a source of green and effective nano-insecticides against mosquito vectors. *Journal of photochemistry and photobiology. B, Biology*, 180, (2018), 225–234.

[174] **Draouet, C., Hamaidia, K., Brakni, A., Boutmedjet, S., & Soltani, N.**, Ethanolic extracts of *Borago officinalis* L. affect growth, development and energy reserve profile in the mosquito *Culex pipiens*. *Journal of Entomological Research*, 44(2), (2020), 203-210.

[175] **Djeddar, H., Boudjelida, H., & Arroussi, D.**, New alternative for culicid fauna control using *Borago officinalis* and *Drimia maritima* plant extracts, *Biodiversitas Journal of Biological Diversity*, 22(12), (2021), 5688-5694.

[176] **Ribeiro, S., Sousa, J.P., Nogueira, A.J.A., & Soares, A.M.V.M.**, Effect of endosulfan and parathion on energy reserves and physiological parameters of the terrestrial isopod *Procellia dilatatus*. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 49, (2001), 131- 138.

- [177] 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*, 4(4), (2011), 301–304.
- [178] Bouguerra, N., Tine-Djebbar, F., & Soltani, N., Effect of *Thymus vulgaris* L., (Lamiales: Lamiaceae) Essential oil on Energy Reserves and Biomarkers in *Culex pipiens* L. (Diptera: Culicidae) from Tebessa (Algeria). *Journal of Essential Oil-Bearing Plants*, 1(4), (2018), 1082 -1.
- [179] Shahat, M., El-sheikh, T., Hammad, K. M., Hasaballah, A. I., & Shehata, A., Extracts on The Biochemical Parameters, AChE and GST Activities of The Mosquito, *Culex pipiens* L. (Diptera: Culicidae), *Egyptian Academic Journal of Biological Sciences*, 12(2), (2020), 69 – 80.
- [180] Cohen, A. C., *Insect diets: science and technology*. 2e édition, CRC Press, Taylor & Francis Group, (2015), 439 p.
- [181] Abo El Makarem, H., Kholly, S., Abdel-Latif, A., & Seif, A., Physiological and biochemical effects of some essential oils on the granary weevil, *sitophilus granarius* (L.) (coleoptera: curculionidae), *Egypt. J. Exp. Biol. (Zool.)*, 11(2), (2015), 117– 123.
- [182] Wrońska, A. K., Kaczmarek, A., & Boguś, M. I., Kuna, A., Lipids as a key element of insect defense systems. *Frontiers in genetics*, 14, (2023), 1-17.
- [183] Olga, S., Fevizi, U. & Ekrem, E., Effects of Cypermethin on total body weight, glycogen, protein, and lipid contents of *Pimpla turionellae* L. (Hymenoptera: Ichneumonidae). *The Belgian Journal of Zoology*, 136 (1), (2006), 53-58.
- [184] Dris, D., & Bouabida, H., Larvicidal Activity of an Algerian *Ruta graveolens* Essential Oil on Mosquito Species *Culex pipiens*. *Transylvanian review*, 47, (2020), 14717-14723.
- [185] Farag, S. M., Hussein, M. A., Hafez, S. E., Khaled, A. S., Kamel, O. M., & Zyaan, O. H., Larvicidal, biological, and histopathological alterations induced by pomegranate peel extract, *Punica granatum* against *Culex pipiens* L. (Diptera: Culicidae). *Egyptian Journal of Aquatic Biology & Fisheries*, 25(2),(2021), 139-16.

- [186] **Sebak, S. I., Shaurub, H., & Elelimy, H. A. S.**, Larvicidal, Biological and Histological Activities, and Chemical Composition of Plant Essential Oils Against *Culex pipiens*, Egyptian Journal of Aquatic Biology & Fisheries, 28(1), (2024), 1153 - 1170.
- [187] **Al-Doaiss, A. A., Al-Mekhlafi, F. A., Abutaha, N. M., Al-Keridis, L. A., & Shati, A. A., Al-Kahtani, M. A., Alfaifi, M.Y.**, Morphological, Histological and Ultrastructural Characterisation of *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae) Larval Midgut, African Entomology, 29(1), (2021), 274-288.
- [188] **Liu, J., Fernandez, D., Gao, Y., Silvie, P., Gao, Y., & Dai, G.**, Enzymology, Histological and Ultrastructural Effects of Ar-Turmerone on *Culex pipiens pallens* Larvae. Insects, 11(6), (2020), 1-13.
- [189] **de Souza, L., Cardoso, M. d. G., Konig, I. F. M., Ferreira, V. R. F., & Caetano, A. R. S.**, Campolina, G. A., Haddi, K., Toxicity, Histopathological Alterations and Acetylcholinesterase Inhibition of *Illicium verum* Essential Oil in *Drosophila suzukii*. Agriculture, 12(10), (2022), 1667.
- [190] **Osman, S. I., Swidan, M. H., Kheirallah, D. A., & Nour, F. E.**, Histological Effects of Essential Oils, Their Monoterpenoids and Insect Growth Regulators on Midgut, Integument of Larvae and Ovaries of *Khaphra Beetle, Trogoderma granarium* Everts. Journal of Biological Sciences, 16,(3) (2016), 93-101.
- [191] **Al-Mekhlafi, F. A., Abutaha, N., Al-Doaiss, A. A., Ahmed Al-Keridis, L., Alsayadi, A. I., Ali El Hadi Mohamed, R., Wadaan, M. A., Elfaki Ibrahim, K., & Al-Khalifa, M. S.**, Target and non-target effects of *Foeniculum vulgare* and *Matricaria chamomilla* combined extract on *Culex pipiens* mosquitoes. Saudi journal of biological sciences, 28(10), (2021), 5773–5780.
- [192] **Demouche, L., Acheuk, F., Mokrane, K., Abdellaoui, K., Lakhdari, W., Bensouici, C., & Dehliz, A.**, Insecticidal activity and physiopathological effects of *Cotula cinerea* crude extract against *Culex pipiens*, Tropical Biomedicine 40(2), (2023), 241-249.
- [193] **Abutaha, N., Al-Mekhlafi, F. A., Al-Khalifa, M. S., & Wadaan, M. A.**, Larvicidal activity and Histopathological changes of *Cinnamomum burmannii*, *Syzygium*

aromaticum extracts and their combination on *Culex pipiens*. Saudi journal of biological sciences, 29(4), (2022), 2591–2596.

[194] Vivekanandhan, P., Alahmadi, T. A., Ansari, M. J., & Subala, S. P., Biocontrol efficacy of cajeput oil against *Anopheles stephensi* L. mosquito and its effect on non-target species. Frontiers in physiology, 15, (2024), 1357411.

ANNEXES

ANNEXE -A-



Figure 1 : Gites larvaire naturels et artificiels prospecté dans la région de Sétif.

ANNEXE -B-

Tableau 1 : Dynamique spécifique mensuelle des culicidés au cours de moi de mai 2022 jusqu'à novembre 2023

Espèce	<i>An. maculipennis</i>	<i>An. multicolor</i>	<i>Cx. deserticola</i>	<i>Cx. hortensis</i>	<i>Cx. latincinctus</i>	<i>Cx. modestus</i>	<i>Cx. pipiens</i>	<i>Cx. theileri</i>	<i>Cx. titaeniorhynchus</i>	<i>Cs. annulata</i>	<i>Cs. longiareolata</i>	<i>Ur. unguiculata</i>	Totale
Mois													
2022													
Mai	26	0	0	0	0	0	204	0	0	1	167	0	398
Juin	93	14	41	32	4	0	560	26	0	0	252	0	1022
Juillet	34	16	16	52	3	0	412	3	0	0	5	0	541
Aout	3	1	0	0	0	0	329	5	0	0	31	0	369
Septembre	12	5	8	10	6	0	213	8	0	0	33	0	295
Octobre	0	1	0	0	0	0	166	1	1	0	18	0	187
Novembre	0	0	0	0	0	0	68	0	0	0	14	0	82
Décembre	0	0	0	0	0	0	25	0	0	0	12	0	37
2023													
Janvier	0	0	0	0	0	0	9	0	0	0	3	0	12
Février	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	1	0	4
Mars	0	0	0	0	0	0	26	0	0	0	1	0	27
Avril	0	0	0	0	0	0	32	0	0	0	5	0	37
Mai	0	0	0	0	0	0	38	0	0	0	8	0	46
Juin	21	0	0	0	0	0	123	12	0	0	50	0	206
Juillet	7	0	4	2	0	0	348	36	0	1	35	0	433
Aout	21	0	0	0	0	0	161	12	0	0	19	0	213
Septembre	12	0	0	0	0	1	83	7	5	0	13	7	128
Octobre	9	0	0	0	0	0	38	0	0	0	4	0	51
Novembre	0	0	0	0	0	0	7	0	0	0	0	3	10
Totale	238	37	69	96	13	1	2845	110	6	2	671	10	4098

ANNEXE -C-

Tableau 1 : Calcule de l'indice de diversité de Shannon-Waever (H').

Espèces	Pi	Log2 pi	Pi.Log2pi
<i>An. maculipennis</i>	0.0580	-4.10	-0.237
<i>An. multicolor</i>	0.0090	-6.79	-0.061
<i>Cx. deserticola</i>	0.0168	-5.89	-0.098
<i>Cx. hortensis</i>	0.0234	-5.41	-0.126
<i>Cx. laticinctus</i>	0.0031	-8.33	-0.025
<i>Cx. modestus</i>	0.0002	-12.28	-0.002
<i>Cx. pipiens</i>	0.6942	-0.52	-0.360
<i>Cx. theileri</i>	0.0268	-5.22	-0.139
<i>Cx. tritaeniorhynchus</i>	0.0014	-9.48	-0.013
<i>Cs. annulata</i>	0.0004	-11.28	-0.004
<i>Cs. longiareolata</i>	0.1637	-2.61	-0.427
<i>Ur. unguiculata</i>	0.0024	-8.70	-0.020
Totale			-1.512
H'			1.512

Tableau 2 : Répartition mensuelle des moustiques collectés dans la région de Sétif.

Mois	Number de moustiques	T° (C)	P (mm)
mai-22	398	17,8	6,09
juin-22	1022	27,1	0,25
juil-22	541	27,8	3,55
Aout-22	369	26,1	3,81
sept-22	295	23,5	40,65
oct-22	187	17,8	35,05
nov-22	82	11,6	25,41
Dece-22	37	9	30,47
janv-23	12	4,1	26,41
Feve-23	4	5,8	16,01
mars-23	27	10,9	3,81
avr-23	37	13,9	6,35
mai-23	46	14,9	114,8
juin-23	206	21,9	61,22
juil-23	433	30,1	0,25
Aout-23	213	25,8	0,25
sept-23	128	22,9	8,14
oct-23	51	18,9	1,02
nov-23	10	11,8	37,34

ANNEXE -D-

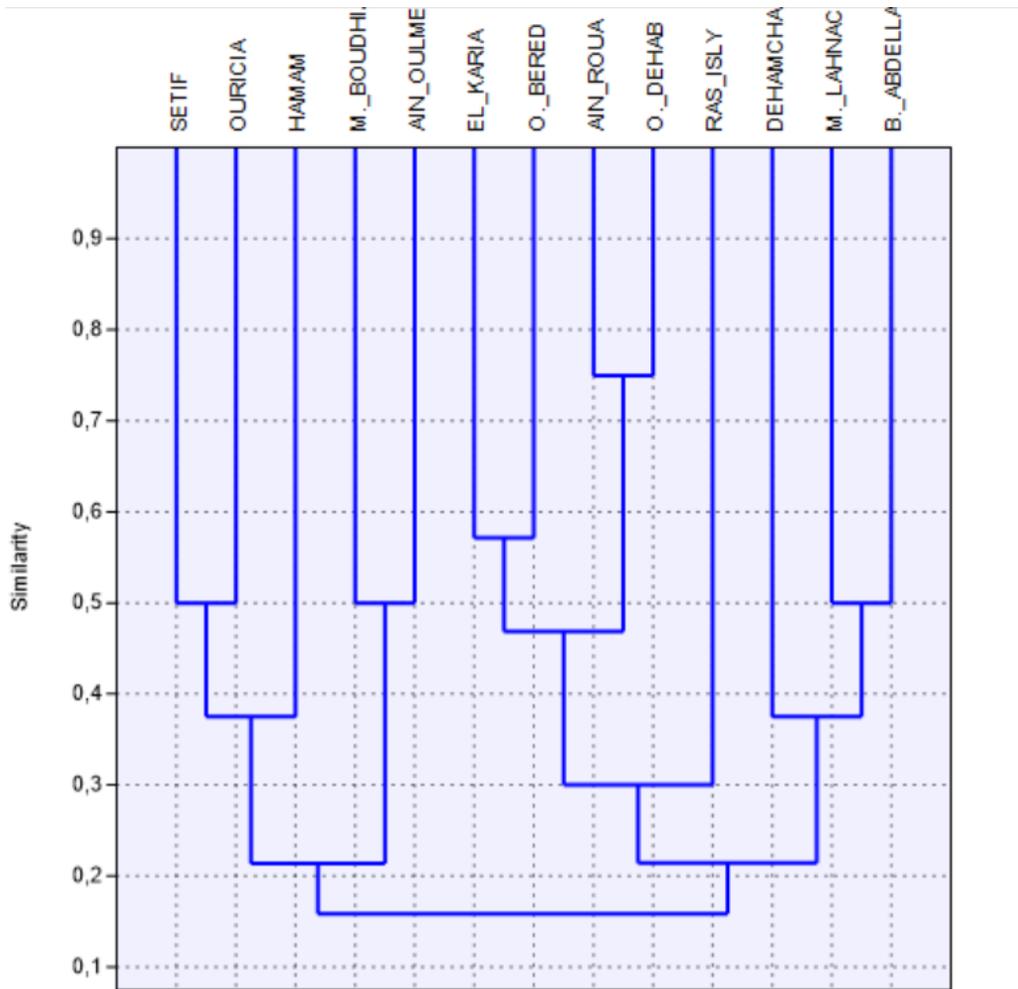


Figure 1 : Dendrogramme de similarité de Jaccard entre les stations d'études.

ANNEXE -E-

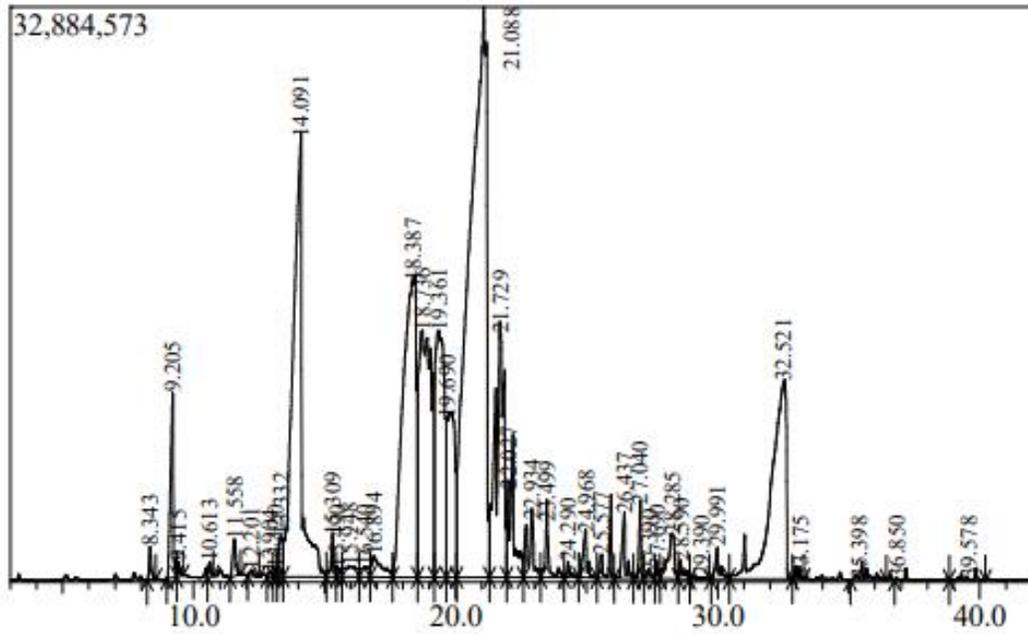


Figure 1 : Chromatographie CG-MS de l'huile essentielle d'*Artemisia herba-alba*.

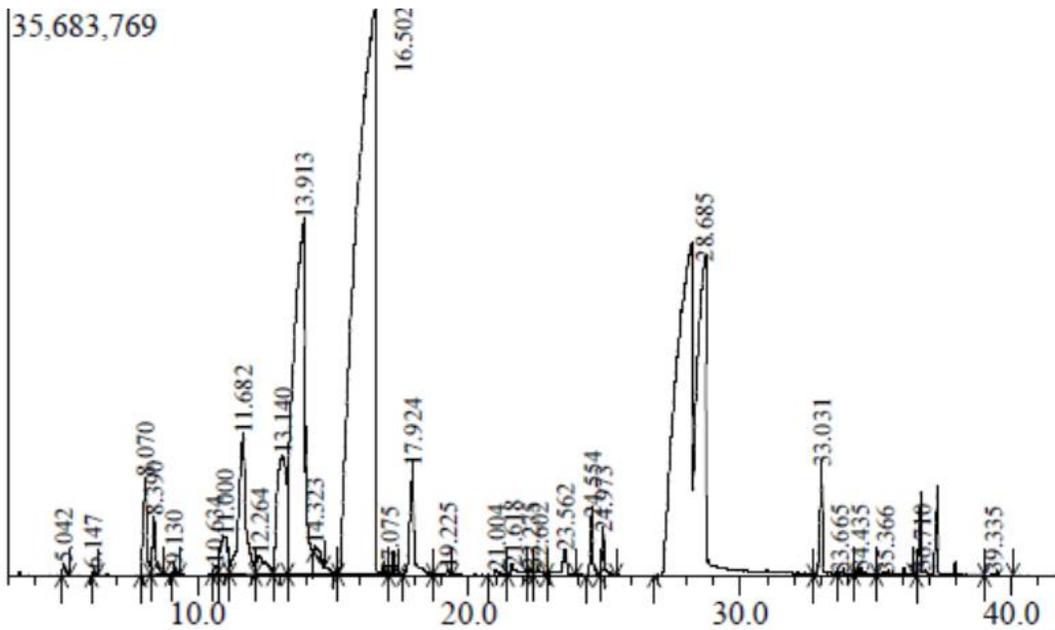


Figure 2 : Chromatographie CG-MS de l'huile essentielle d'*Origanum vulgare*.