

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE
جامعة باجي مختار - عنابة
UNIVERSITÉ BADJI MOKHTAR – ANNABA



FACULTÉ DES SCIENCES

DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE

Laboratoire de Biologie Animale Appliquée (L.B.A.A)

Thèse En vue de l'obtention d'un Diplôme de Doctorat

Domaine : Science de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Physiologie et Environnement

Intitulé

**Inventaire des Culicidae de la région d'Annaba. Lutte biologique
par des prédateurs et des biopesticides.**

Présentée par : M^{lle} GUEDDOUCHE Malika

Directrice de thèse: Fatiha BENDALI-SAOUDI (Pr, Université Badji Mokhtar - Annaba)

Devant un jury composé de :

Pr. DAAS-MAAMCHA Ouided	Présidente	Université Badji Mokhtar – Annaba
Pr. AÏSSAOUI Lynda	Examinatrice	Université Ferhat Abbas – Sétif
Dr. DJEGHADER Nor-El-Houda	Examinatrice	Université Badji Mokhtar – Annaba
Dr. ANNANI Fouzi	Examinatrice	Université Ferhat Abbas – Sétif

Année universitaire : 2024/2025

REMERCIEMENT

En premier lieu, je souhaite exprimer ma gratitude à tous ceux qui ont contribué et tous ceux qui m'ont aidé à réaliser cette thèse mémoire, que ce soit de près ou de loin.

*J'exprime ma gratitude mes sincères remerciements à **Mme DAAS-MAAMCHA Ouided**, Professeur au Département de Biologie de l'Université Badji Mokhtar Annaba d'avoir accepté la présidence du jury.*

*Je tiens à exprimer ma profonde reconnaissance à ma directrice de thèse **Mme BENDALI-SAOUDI Fatiha**, Professeur au Département de Biologie de l'Université Badji Mokhtar Annaba pour tout ce qu'elle m'a apporté durant ces années. Je la remercie pour son encadrement, ses recommandations et les nombreuses discussions scientifiques que nous avons eues.*

*Il m'est particulièrement agréable d'exprimer ma gratitude et mon profond respect au **Mme DJEGHADER Nor-El-Houda**. Maître de conférence A à l'Université de Badji Mokhtar Annaba pour l'intérêt qu'ils ont porté à ce travail et d'avoir accepté de juger cette thèse.*

*Toute ma considération à l'égard de **Mme AISSAOUI Lynda**, Professeur et **Mr ANNANI Fouzi** Maître de conférences A à l'Université Ferhat Abbas Sétif qui m'a fait l'honneur pour avoir jugé le présent travail.*

*Mes sincères remerciements et ma gratitude et mon respect pour mon cher **Mme TINE DJEBBAR Fouzia**, Professeur de l'Université Chikh Laarbi Tébessi-Tébessa pour tout le soutien et les conseils que je m'étais fournis.*

Mes sincères remerciements à tous les ingénieurs de laboratoire. Pour tous ceux qui ont contribué pour terminer ce travail.

*J'adresse également des remerciements spéciaux, empreints de la plus profonde gratitude, à l'ingénieur de laboratoire de Biologie Animale Appliquée: **Mme LADJAMA Dalila** et à **Mme RAWAS Hayatte**.*

DEDICACE

*Je remercie avant tout Dieu Tout-Puissant pour son aide et pour
m'avoir permis d'accomplir ce travail.*

Je dédie le fruit de mes efforts :

À l'âme de mon cher "père", à ma "mère", et à mon frères.

*À mon cher professeur et à ma sœur, qui a toujours souhaité me voir
atteindre les plus hauts rangs, **TINE DJEBBAR Fouzia**.*

*À toute ma famille, à mes proches et amis, ainsi qu'à tous ceux qui
m'ont soutenu, de près ou de loin.*

Table des matières

SOMMAIRE	P
1. INTRODUCTION	21
2. MATERIELS ET METHODES	30
2.1. Localisation et présentation des stations d'étude.	30
2.1.1. Site Urbain (Ville d'Annaba).	30
2.1.2. Étalement urbain (Les faubourgs).	31
2.1.2.1. Commune d'El Bouni.	31
2.1.2.2. Commune de Sidi Amar.	32
2.1.3. Site rural Garaet Djamel.	33
2.2. Présentation des stations d'étude.	34
2.2.1. Site urbain (Ville d'Annaba).	34
2.3. Données climatiques de la ville d'Annaba.	34
2.3.1. Température.	35
2.3.2. Pluviométrie.	35
2.3.3. Humidité.	36
2.3.4. Vent.	37
2.4. Indices écologiques.	38
2.4.1. Indices de composition (analyse des peuplements).	38
2.4.1.1. Richesse totale (S).	38
2.4.1.2. Richesse moyenne (S').	38
2.4.1.3. Fréquence centésimale ou abondance relative.	38
2.4.1.4. Indice de diversité de Shannon-Weaver (H').	39
2.4.1.5. Indice d'équirépartition.	39
2.4.1.6. Equitabilité (E).	40
2.5. Présentation du matériel biologique.	40

2.5.1. Les Culicidae.	40
2.5.1.1. Cycle biologique.	40
2.5.1.2. Les œufs.	42
2.5.2.2. La larve.	43
2.5.2.3. La nymphe.	45
2.5.2.4. L'adulte.	46
2.6. Échantillonnage des Culicidae.	52
2.6.1. Techniques d'élevage.	53
2.6.2. Techniques de montage et conservation.	55
2.6.3. Identification systématique des Culicidae.	55
2.7. Caractérisation morphologique des espèces prédatrices.	55
2.7.1. Les Hétéroptères.	55
2.7.2. Larve d'Odonate.	57
2.7.3. Hydrachenidia ou Hydracariens.	59
2.8. Collection et identification systématique des insectes prédateurs.	59
2.9. Tests de prédation.	60
2.10. Matériel végétal.	61
2.10.1. <i>Ferula communis</i> L 1753.	62
2.10.1.1. Classification botanique.	62
2.10.1.2. Description botanique.	63
2.10.1.3. Compositions chimiques.	63
2.10.2. <i>Thapsia garganica</i> L 1767.	65
2.10.2.1. Description botanique.	66
2.10.2.2. Position systématique.	67
2.10.2.3. Compositions chimiques.	68
2.10.3. <i>Datura innoxia</i> Mill 1768.	68

2.10.3.1. Description botanique.	68
2.10.3.2. Compositions chimiques.	71
2.11. Essais toxicologiques.	71
2.11.1. Extraction des huiles essentielles.	71
2.11.1.1. Extraction des huiles essentielles à partir de fleurs de <i>F. communis</i> L1753.	71
2.11.1.2. Extraction des huiles essentielles à partir de fleurs de <i>T. garganica</i> L 1767. et de feuilles de <i>D. innoxia</i> Mill 1768.	72
2.11.2. Préparation des extraits aqueux.	74
2.12. Test de toxicité.	75
2.13. Dosage des biomarqueurs.	76
2.13.1. Dosage des glutathion S-transférases (GST).	76
2.13.2. Dosage de malondialdehyde (MDA).	76
2.13.3. Dosage de l'acétylcholinestérase (AChE).	77
2.14. Analyses statistiques.	78
2.14.1. Analyse statistique (Test de Fisher, ANOVA à deux facteurs et test post-hoc de Tukey).	78
2.14.2. Analyse de la variance (ANOVA à deux facteurs).	79
2.14.3. Analyse factorielle des correspondances «AFC».	79
2.14.4. Classification ascendante hiérarchique «CAH ».	79
2.14.5. Analyse en Composantes Principales «ACP ».	79
3. RESULTATS	81
3.1. Inventaire des Culicidae de la région d'Annaba.	81
3.2. Analyse écologique du peuplement Culicidienne.	88
3.2.1. Richesse totale et moyenne des Culicidae.	88
3.2.2. Indice de diversité et l'équitabilité des espèces Culicidiennes.	89
3.2.2.1. Sidi Ammar.	89

3.2.2.2. El-Bouni.	92
3.2.2.3. Plaine Ouest.	93
3.2.2.4. Littorale de la ville d'Annaba.	95
3.3. Analyse de la répartition des espèces inventoriées.	97
3.3.1. Pourcentage des effectifs des genres et des espèces récoltés.	97
3.3.2. Classification Ascendante Hiérarchique appliqué sur les espèces inventoriées.	98
3.3.3. Classification Ascendante Hiérarchique appliqué sur la densité des espèces en Fonction des saisons d'études.	99
3.3.4. Analyse factorielle des correspondances (AFC). Répartition spatiale.	100
3.3.5. Analyse en composant principal ACP.	103
3.3.5.1. Répartition saisonnière.	103
3.3.5.2. Répartition selon les données climatiques.	104
3.3.6. Phénologie des Culicidae pendant l'Hiver.	105
3.3.7. Phénologie des Culicidae pendant la saison du Printemps.	106
3.3.8. Phénologie des Culicidae pendant la saison d'Eté.	107
3.3.9. Phénologie des Culicidae pendant la saison d'Automne.	108
3.4. Présentation taxonomique des espèces inventoriées.	109
3.4.1. Description des espèces de Culicidae.	109
3.4.1.1. <i>Culex pipiens</i> Linnaeus 1758.	109
3.4.1.2. <i>Culex modestus</i> Ficalbi 1890.	116
3.4.1.3. <i>Culex impudicus</i> Ficalbi 1890.	119
3.4.1.4. <i>Culiseta longiareolata</i> Macquart 1828.	120
3.4.1.5. <i>Culiseta annulata</i> Schrank 1776.	125
3.4.1.6. <i>Aedes vexans</i> Meigen 1930.	128
3.4.1.7. <i>Ochlerotatus (Ochlerotatus) dorsalis</i> Meigen 1830.	131
3.4.1.8. <i>Aedes albopictus</i> Skuse 1895.	136

3.4.2. Description des espèces prédatrices.	141
3.4.2.1. <i>Notonecta glauca glauca</i> Linnaeus 1758.	141
3.4.2.2. La larve d'Anisoptères (<i>Sympetrum striolatum</i>) Charpentier 1840.	143
3.4.2.3. <i>Piona uncata</i> Koenike 1888.	144
3.4.2.4. <i>Corixa punctata</i> Illiger 1807.	145
3.4.2.5. <i>Ilyocoris cimicoides</i> 1758.	146
3.5. 3.5. Les stades de développement saisonnier de <i>Culex pipiens</i> .	147
3.5.1. Pendant l'Hiver.	147
3.5.2. Pendant le Printemps.	148
3.5.3. Pendant l'Été.	149
3.5.4. Pendant l'Automne.	150
3.6. Evaluation du potentiel prédateur de cinq espèces ennemies naturels des Culicidae pendant deux phases (Lumineuse et Obscure).	151
3.7 Effet toxique de <i>Thapsia garganica</i> à l'égard du quatrième stade larvaire de <i>Cx. pipiens molestus</i> .	155
3.7.1. Toxicité du <i>Thapsia garganica</i> .	155
3.7.1.1. Toxicité des fleurs.	156
3.7.1.2. Toxicité des racines.	158
3.8. Effet des extraits aqueux sur les biomarqueurs.	160
3.8.1. Dosage de l'activité spécifique de l'acétylcholinestérase (AChE).	160
3.8.2. Dosage de l'activité spécifique de la glutathion S-transférase (GST).	162
3.8.3. Dosage de l'activité spécifique de la Malondialdéhyde (MDA).	163
4. DISCUSSION	165
4.1. Identification taxonomique des espèces de Culicidae inventoriées	165
4.2. Influence des variations saisonnières sur la répartition des espèces	169
4.3. Influence des données climatiques sur la répartition des espèces inventoriées.	171

4.4. Cycles biologiques.	174
4.5. Lutte biologique.	175
4.5.1. Prédation.	175
4.5.2. Effet toxique de trois plantes.	176
4.5.2.1. Effet des extraits aqueux sur les biomarqueurs.	179
5. CONCLUSION ET PERSPECTIVES	187
6. RESUME	190
ABSTRACT	191
المخلص	192
7. REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	194
8. ANNEXES	248
PRODUCTION SCIENTIFIQUE	257
ARTICLE SCIENTIFIQUE	260

Liste des figures

N	Titre	P
01	Situation géographique des stations d'études dans la ville d'Annaba (Nord-est de l'Algérie).	30
02	Position géographique d'El Bouni. https://www.google.com .	32
03	Position géographique de Sidi Ammar. https://www.google.com .	32
04	Les sites d'échantillonnage au niveau de Garaet Djamel (Photos Personnelles) .	34
05	Cycle de vie de <i>Cx. pipiens</i> à l'état réel (Photos Personnelles) .	42
06	Morphologie de l'œuf chez les moustiques: A: À l'état schématique (Russell et al., 1963) . B: Œufs de <i>Culex pipiens</i> à l'état réel (Agr: x32) (Photo personnelle) . C: Œufs d' <i>Ochleratattus dorsalis</i> à l'état réel (Agr: x32) (Photo personnelle) .	43
07	larve de moustiques à l'état réel (Photos Personnelles) . A: Larve d' <i>Aedes albopectus</i> (Agr: x32). B: Larve de <i>Culex pipiens</i> (Agr: x32).	44
08	Morphologie générale de la nymphe de <i>Culex sp.</i> A: Structure schématique selon Cachereul, (1997) . B: Nymphe d' <i>Aedes albopictus</i> à l'état réel (Agr: x32) (Photo Personnelle) . C: Nymphe de <i>Culex pipiens</i> à l'état réel (Agr: x32) (Photo Personnelle) .	45
09	Moustique adulte <i>Aedes albopictus</i> à l'état réel (Agr: x32) (Photos Personnelles) . A: Mâle. B: Femelle.	46
10	Présentation de la tête d' <i>Aedes albopictus</i> à l'état réel (Agr: x32). A: Mâle d' <i>Aedes albopictus</i> (Photo Personnelle) . B: Femelle d' <i>Aedes albopictus</i> (Photo Personnelle) .	47
11	Morphologie générale du thorax de moustique. A: Morphologie schématique et emplacement des soies du thorax en vue latérale (Huang et Ward, 1981) . B: Thorax d' <i>Aedes albopictus</i> à l'état réel en vue latérale (Agr: x32) (Photo Personnelle) .	48

12	Morphologie de l'aile chez les moustiques: (A: nervation; C: la costale; Sc : la sous-costale; R: la radiale; M: médiane; Cu: cubitale; A: anale; B: nervation, écailles en place) (Faran et Linthicum, 1981). C: Aille d' <i>Aedes albopictus</i> à l'état réel (Agr: x32) (Photo Personnelle).	49
13	Morphologie de l'abdomen du moustique. A: Vue dorsale, femelle de <i>Culex pipiens pipiens</i> (Bendali-Saoudi, 1989). B: Abdomen d' <i>Aedes vexans</i> à l'état réel (Agr: x32) (Photo Personnelle). C: Abdomen d' <i>Aedes albopictus</i> à l'état réel (Agr: x32) (Photo Personnelle).	50
14	Morphologie de l'hypopygium chez les moustiques mâles (genre <i>Culex</i>); BB: bras basal; BL: bras latéral; BV: bras ventral; C: coxite; E: épine du style; LS: lobe ubapical; par: paramètre; Ppr: paraprocte; S: style; IX-TL: lobe du tergite IX; X-Te: tergite X (Harbach et Knight, 1980).	51
15	Morphologie de l'hypopygium chez le mâle d' <i>Aedes albopictus</i> à l'état reel (Gr: x10) (Photo Personnelle).	51
16	Terminalia femelle d' <i>Aedes albopictus</i> à l'état reel (Gr: x10) (Photo Personnelle).	52
17	Echantillonnage des moustiques.	53
18	Elevage des adultes de moustiques au laboratoire (Photos personnels).	54
19	Elevage des larves de moustiques au laboratoire (Photo Personnelle).	54
20	Morphologie générale de <i>Notonecta glauca</i> Linnaeus 1758 (Anonyme 3).	57
21	Morphologie générale de la larve d'Anisoptères (<i>Sympetrum striolatum</i>) Vue dorsal (Kunz, 2015).	58
22	Test de prédation (Photo Personnelle).	60
23	Morphologie générale de <i>Ferula communis</i> (Photos Personnelles).	64
24	Feuilles (Photo Personnelle).	64
25	Fleurs (Photo Personnelle).	64
26	Graines de <i>Ferula communis</i> (Photo Personnelle).	64
27	Aspect générale de <i>T. garganica</i> (photo personnelle).	66
28	Feuilles de <i>T. garganica</i> (photo personnelle).	66
29	Fleurs de <i>T. garganica</i> (photo personnelle).	66
30	Fruits de <i>T. garganica</i> (photo personnelle).	66
31	Racines de <i>T. garganica</i> (photo personnelle).	67

32	Photo générale de <i>Datura innoxia</i> Mill (Photo personnelle).	69
33	Fleurs de <i>D. innoxia</i> Mill 1768 (photo personnelle).	70
34	Feuilles de <i>D. innoxia</i> Mill 1768 (photo personnelle).	70
35	Fruits de <i>D. innoxia</i> Mill 1768 (photo personnelle).	70
36	Fruits et graines de <i>D. innoxia</i> Mill (Photos personnelles).	70
37	Extraction des huiles essentielles par un hydrodistillateur de type Clevenger (Photos personnelles).	72
38	Extraction des huiles essentielles des fleurs de <i>T. garganica</i> par un hydrodistillateur de type Clevenger (Photos Personnelles).	73
39	Extraction des huiles essentielles des feuilles de <i>D. innoxia</i> Mill par un hydrodistillateur de type Clevenger (Photos Personnelles).	74
40	Les principales étapes de la préparation des extraits aqueux (Photos Personnelles).	74
41	La réalisation des essais toxicologiques dans laboratoires (Photos Personnelles).	75
42	Richesse totale des Culicidae de la région d'étude.	89
43	La richesse moyenne des Culicidae dans la région d'étude.	89
44	Fréquence centésimale des espèces de Culicidae dans la station de Sidi Ammar (2018-2019).	91
45	Fréquence centésimale des espèces de Culicidae dans la station d'El-Bouni (2018-2019).	93
46	Fréquence centésimale des espèces de Culicidae dans la station de la Plaine-Ouest (2018-2019).	95
47	Fréquence centésimale des espèces de Culicidae dans les 4 sites: Saint-Cloud, Cité Kouba, Toche et Ain Echir (2018-2019).	97
48	Répartition en pourcentage de la densité des individus inventoriés par genre et par espèce.	98
49	Dendrogramme de la classification ascendante hiérarchique (CAH) appliqué aux espèces inventoriés (Espèce/ nombre d'espèces inventoriées).	99
50	Dendrogramme de la classification ascendante hiérarchique (CAH) appliquée au période d'étude (Densité d'espèces/saisons).	100

51	Analyse factoriel des correspondances (AFC): présentation des espèces de Culicidae inventoriés et leurs textures au niveau des 23 sites d'étude (Décembre 2018 – Novembre 2019).	101
52	Analyse factoriel des correspondances (AFC): contribution totale des espèces de Culicidae inventoriés à la dimension 1 au niveau des 23 sites d'étude (Décembre 2018 – Novembre 2019).	102
53	Analyse factoriel des correspondances (AFC): contribution totale des espèces de Culicidae inventoriés à la dimension 2 au niveau des 23 sites d'étude (Décembre 2018 – Novembre 2019).	102
54	Analyse factoriel des correspondances (AFC) sur les données d'abondances des espèces de Culicidae inventoriés et leurs textures au niveau des 23 sites d'étude (Décembre 2018 – Novembre 2019).	103
55	Analyse en composant principal (ACP) sur les données d'abondances des espèces de Culicidae inventoriés et leurs textures pendant les quatre saisons de l'année (Décembre 2018 – Novembre 2019).	104
56	Analyse en composant principal (ACP) sur les données d'abondances des espèces de Culicidae inventoriés et leurs textures en fonction des données climatiques (Décembre 2018 – Novembre 2019).	105
57	Phénologie de l'abondance des espèces de Culicidae échantillonnées au niveau de la ville d'Annaba (Nord-est de l'Algérie) pendant les mois d'Hiver (Décembre 2018 - Février 2019). L'abondance des espèces dans un site donnée (Colonne) est indiquée par la taille des cercles, leurs densités sont indiquées par des couleurs différents.	106
58	Phénologie de l'abondance des espèces de Culicidae échantillonnées au niveau de la ville d'Annaba (Nord-est Algérie) pendant la saison du Printemps selon les mois (Mars; Avril et Mai 2019). L'abondance des espèces dans un site donnée (Colonne) est indiquée par la taille des cercles et la densité, est indiquée par les couleurs.	107
59	Phénologie de l'abondance des espèces de Culicidae échantillonnées au niveau de la ville d'Annaba (Nord-est de l'Algérie) pendant les mois de l'Eté (Juin, Juillet et Aout 2019). L'abondance des espèces dans un site donné (colonne) est indiquée par la taille des cercles, leur densité est indiquée par des couleurs différents.	108
60	Phénologie de l'abondance des espèces de Culicidae échantillonnées au niveau de la ville d'Annaba dans le Nord-est Algérie pendant le mois d'Automne (Septembre; Octobre et Novembre 2019). L'abondance des espèces dans un site donnée (Colonne) est indiquée	109

	par la taille des cercles, leur densité est indiquée par des couleurs. (Colonne) est indiquée par la taille des cercles, leur densité est indiquée par des couleurs.	
61	Critères morphologiques de <i>Culex pipiens</i> .	115
62	Critères morphologiques de <i>Culex modestus</i> .	119
63	Critères morphologiques de <i>Culex impudicus</i> .	120
64	Critères morphologiques de <i>Culiseta longiareolata</i> .	125
65	Critères morphologiques de <i>Culiseta annulata</i> .	128
66	Critères morphologiques d' <i>Aedes vexans</i> .	130
67	Critères morphologiques d' <i>Ochlerotatus (Ochlerotatus) dorsalis</i> .	135
68	Critères morphologiques d' <i>Aedes albopictus</i> .	141
69	Morphologie générale de <i>Notonecta glauca</i> Linnaeus 1758. A: Vue dorsale. B: Vue latérale (Agr: x32). C: Vue ventrale. D: Pronotum de <i>N. glauca</i> (Gr : x40).	142
70	Morphologie générale de la larve d' <i>Anisoptères (Sympetrum striolatum)</i> . Vue ventrale (Agr: x32).	143
71	Vue ventrale du mâle de <i>Piona uncata</i> (Gr: x44).	145
72	Morphologie générale de <i>Corixa punctata</i> . A: Vue dorsal. B: Vue ventral.	146
73	Morphologie générale d' <i>Ilyocoris cimicoides</i> A. Vue dorsale (Agr: x32). B. Vue ventral (Agr: x32). C. La tête d' <i>Ilyocoris cimicoides</i> (Agr: x32).	147
74	Droite de régression présentant les probits en fonction des logarithmes décimaux Des doses (R^2 : coefficient de détermination).	157
75	Droite de régression des paramètres toxiques des extraits aqueux des racines de <i>T. garganica</i> . R^2 : Coefficient de détermination.	159
76	Dosage de l'activité spécifique d'acétylcholinestérase.	161
77	Dosage de l'activité spécifique de la glutathion S-transférase.	162

78	Dosage de l'activité spécifique de Malondialdéhyde.	163
-----------	---	------------

Liste des tableaux

N°	Titre	P
01	Récapitulation des valeurs de la Température moyenne mensuelle (T.M), maximale (T. Max), et minimale (T. Min) pour l'année 2018/2019. Source: Station météorologique d'Annaba. Unité: Degrés Celsius (°C).	35
02	Précipitation de l'année 2018/2019. Source: Station météorologique d'Annaba. Unité: mm.	36
03	Humidité (%) pendant l'année 2018/2019. Source: Station météorologique d'Annaba.	36
04	Visibilité moyenne (VV), Vitesse moyenne du vent (V), Vitesse maximale de vent soutenu (VM), Vitesse maximale du vent (VG) pour l'année 2018/2019. Source: Station météorologique d'Annaba. Unité : km/h.	37
05	Les coordonnées géographiques des zones de récolte des trois plantes. <i>Ferula communis</i> et <i>Thapsia garganica</i> récolter le 14/05/2021 et <i>Datura innoxia</i> Mill le 01/10/2021.	61
06	Biodiversité spécifique des Culicidae inventoriées dans la région d'Annaba (de Décembre 2018 à Novembre 2019).	82
07	Richesse saisonnière des Culicidae au niveau de la région d'Annaba pendant l'année 2018-2019.	83
08	Biodiversité des Culicidae récoltés au niveau des Faubourg de la Ville d'Annaba (Sidi Amar Site 1: Cité Universitaire (Chlef); Site 2: Cité 920 logements; Site 3: UV4/5; Site 4: UV2 et El-Bouni Site 1: Cité 850 logements; Site 2: Cité 1 320 logements) pendant les quatre saisons (H: Hiver; P: Printemps; E: Eté et A: Automne) de l'année 2018- 2019. Larve: (L).	84
09	Inventaire saisonnier (H: Hiver; P: Printemps; E: Eté et A: Automne) des Culicidae au niveau du Littoral de la ville d'Annaba (Saint-Cloud Site 1: Ménadia 1; Site 2: Ménadia 2; Site 3: Ménadia 3; Site 4: les fraines et Site 5: Cité Kouba; Site 6: Toche; Site 7: Ain Echir) pendant les quatre saisons de l'année 2018- 2019. Larve: (L).	85
10	Inventaire des <i>Culicidae</i> au niveau de la Plaine Ouest (Oued El-Forcha Site 1: Cité CNEP; Site 2: Cité 700 logements; Site 3: Cité Chick Ettaher et El-Fakharine Site 4: Cité d'orange; Site 5: Cité 116 logements) pendant les quatre saisons (H: Hiver. P: Printemps. E: Eté. A: Automne) de l'année 2018- 2019. Larve: (L).	86

11	Inventaire des Culicidae au niveau de la Plaine Ouest (Les Almends Site 6: Cité Essafsaf ; Site 7: Cité El-Abtal; Site 8: Cité Sidi Achour et Oued-Edheb Site 9: Cité 100 logements; Site 10: Cité 11 Décembre) pendant les quatre saisons (H: Hiver; P: Printemps; E: Eté et A: Automne) de l'année 2018- 2019. Larve: (L).	87
12	La richesse moyenne des Culicidae de la région d'Annaba dans les quatre stations d'étude. L.V.A: Littorale de la ville d'Annaba.	88
13	Richesse totale et moyenne; Indice de diversité de Schanon-Weaver (H'); Indice de diversité maximale (H') max. ; l'équitabilité (E) des Culicidae dans les 4 sites de la station de Sidi-Ammar , pendant l'année 2018-2019.	90
14	La fréquence centésimale des espèces des Culicidae dans la station de Sidi Ammar.	91
15	Richesse totale et moyenne; Indice de diversité de Schanon-Weaver (H'); Indice de diversité maximale (H') max.; l'équitabilité (E) des Culicidae dans les 2 sites de la station: El-Bouni.	92
16	Les fréquences centésimales des espèces de Culicidae récoltées dans les 2 sites de la station d' El-Bouni.	93
17	Richesse totale et moyenne; Indice de diversité de Schanon-Weaver (H'); Indice de diversité maximale (H') max.; l'équitabilité (E) des Culicidae dans les 10 sites de la station de la Plaine Ouest.	94
18	La fréquence centésimale des espèces des Culicidae dans la station de la Plaine Ouest.	95
19	Richesse totale et moyenne; Indice de diversité de Schanon-Weaver (H'); Indice de diversité maximale (H') max.; l'équitabilité (E) des Culicidae dans les 4 sites: Saint-Cloud; Cité Kouba; Toche et Ain Echir.	96
20	La fréquence centésimale des espèces des Culicidae dans les 4 sites: Saint-Cloud, Cité Kouba, Toche et Ain Echir.	97
21	Développement larvaire de <i>Culex pipiens</i> issus des quatre stations d'étude: El-Bouni (Cité 1320 logements); Sidi Ammar (Cité universitaire); Oued El-Forcha (Cité CNEP); Oued E-Dheb (Cité 11 Décembre) pendant la saison d'Hiver.	148
22	Durées du développement larvaire de <i>Culex pipiens</i> provenant de quatre stations d'étude: El-Bouni (Cité 1320 logements); Sidi Ammar (Cité universitaire); Oued El-Forcha (Cité CNEP); Oued E-Dheb (Cité 11 Décembre) pendant la saison du Printemps.	149

Liste des tableaux

23	Durées du développement larvaire de <i>Culex pipiens</i> provenant de quatre stations d'étude: El-Bouni (Cité 1320 logements); Sidi Ammar (Cité universitaire); Oued El-Forcha (Cité CNEP); Oued E-Dheb (Cité 11 Décembre) pendant la saison d'Eté.	150
24	Durées du développement larvaire de <i>Culex pipiens</i> provenant de quatre stations d'étude: El-Bouni (Cité 1320 logements); Sidi Ammar (Cité universitaire); Oued El-Forcha (Cité CNEP); Oued E-Dheb (Cité 11 Décembre) pendant la saison d'Automne.	151
25	Potentiel prédateur de cinq espèces: <i>N. glauca</i> ; la larve d'Anisoptères <i>S. striolatum</i> ; une espèce d'hydracarien, <i>P. uncata</i> ; <i>C. pinctata</i> et <i>I. cimicoides</i> à l'égard des quatre stades larvaires (L1; L2; L3 et L4) de <i>Cx. pipiens molestus</i> pendant deux phases photopériodiques (Phase lumineuse et Phase d'obscurité).	154
26	Mortalité observée (%) des larves L4 de <i>Culex pipiens molestus</i> nouvellement exuviées après traitement par les différentes concentrations de l'extrait aqueux des fleurs de <i>T. garganica</i> . N: 125 larves; (m ± s).	156
27	Effet des extraits aqueux des fleurs de <i>T. garganica</i> (µl/ml) appliqués sur les larves du quatrième stade nouvellement exuviées de <i>Culex pipiens molestus</i> . Taux (%) de mortalité corrigée. Transformation en probits des mortalités corrigées (M ± s; 5 répétitions; N 125 individus).	157
28	Paramètres toxicologiques de l'extrait aqueux des fleurs de <i>T. garganica</i> sur les larves L4 de <i>Cx. pipiens molestus</i> (Doses létales CL50 et CL90 (µl/ml); limites fiducielles (95%); Slope); temps d'exposition (72 h).	158
29	Mortalité observée (%) des larves L4 de <i>Cx. pipiens molestus</i> nouvellement exuviées après traitement par les différentes concentrations de l'extrait aqueux des racines de <i>T. garganica</i> . N: 125 larves; (m ± s).	158
30	Effet des extraits aqueux des racines de <i>T. garganica</i> (µl/ml) appliqués sur les larves du quatrième stade nouvellement exuviées de <i>Culex pipiens molestus</i> . Taux (%) de mortalité corrigée. Transformation en probits des mortalités corrigées (M ± s; 5 répétitions; N 125 individus).	159
31	Paramètres toxicologiques de l'extrait aqueux des racines de <i>T. garganica</i> sur les larves L4 de <i>Cx. pipiens molestus</i> (Doses létales CL50 et CL90 (µl/ml); limites fiducielles (95%); Slope); temps d'exposition (72 h).	160

Liste d'abréviation

AchE: Acétylcholinestérase

A: Automne.

Ae: *Aedes*.

An: *Anopheles*.

Cx: *Culex*.

C: *Corixa*.

Cs: *Culiseta*.

E: Eté.

GST: Glutathion S-transférase.

H: Hiver.

HUM: Humidité.

I: *Ilyocoris*.

Logts: Logements.

L.V.A: Littorale de la ville d'Annaba.

MDA: Malondialdéhyde.

N: *Notonecta*.

Oc: *Ochlerotatus*.

P: *Piona*.

P: Printemps.

PRE: Précipitation.

S: *Sympetrum*.

St: Site.

T°: Température.

VEN: Vent.



INTRODUCTION

Introduction

La biodiversité est la diversité des organismes vivants, qui s'apprécie en considérant la diversité des espèces, celle des gènes au sein de chaque espèce, ainsi que l'organisation et la répartition des écosystèmes. Autrement dit, ce terme désigne les multitudes de formes de vie et les relations qui les lient les unes aux autres. Apparu dans les années 1980, le terme de biodiversité est la contraction de "**Diversité Biologique**". Son utilisation a été consacrée par la Convention Internationale sur la Diversité Biologique, mise en place au cours du Sommet de la terre de Rio de Janeiro en 1992. La Convention la définit comme "la diversité du vivant à toutes les échelles". Elle est généralement décrite à trois niveaux, au niveau des habitats et des écosystèmes; au niveau des espèces (flore; faune; champignon; bactéries, etc.) et au niveau des individus d'une même espèce, il s'agit de la diversité génétique. Ce terme de Biodiversité est un capital naturel issu de plusieurs milliards d'années d'évolution, à l'organisation et au fonctionnement d'une extraordinaire complexité. L'érosion accélérée de la richesse du vivant constatée aujourd'hui fragilise chaque jour un peu plus cette organisation. En effet, cette perte de diversité réduit les possibilités d'adaptation des espèces et des écosystèmes aux variations de leur environnement, à commencer par le changement climatique. La préservation de la biodiversité s'impose donc comme un devoir moral autant qu'une nécessité vis-à-vis de tout le vivant ([Anonyme 4, 2013](#); [Duffy et al., 2013](#); [Hecox-Lea et al., 2018](#)).

Les arthropodes constituent un embranchement majeur d'invertébrés du règne animal, regroupant environ 1,5 million d'espèces différentes ([Benkhelil, 1992](#)) et se distinguent par leur large distribution ([Habel et Schmitt, 2018](#)). Ils représentent l'embranchement le plus dominant, constitue 91.61% ([Kettle, 1990](#); [Lounaci, 2003](#)). L'embranchement des arthropodes se divise en trois sous-embranchements: les Trilobitomorphes, les Antennates (ou Mandibulates) et les Chélicérates. Les trois sous-embranchements comprennent cinq classes principales: les Myriapodes, les Arachnides (incluant les araignées et les scorpions), les Crustacés, les Mérostomes (comme les limules) et les Insectes ([Haouchine, 2011](#)). La classe des insectes comprend le plus grand nombre d'espèces ([Ouchtati, 2020](#)) et représente le groupe le plus diversifié en espèces, englobant environ 80 % des espèces animales répertoriées ([De Gentile Carsuzaa, 2021](#)) et comporte les ordres des Anoploures (poux), des Hétéroptères (punaises), des Diptères (moustiques; mouches), des Acariens (sarcoptes; tiques), des Arachnides (Araignées) et celui des Siphonaptères (puces) ([Bourée et Ensaf, 2022](#)). Ce sont les seules invertébrés possédant des ailes et se trouvent dans tous les habitats

avec des modes de vie variées (souterrain, aqueux et aérien) (Weis-Fogh, 1964). Dans le monde entier, d'autres insectes sont utilisés dans la médecine traditionnelle pour traiter les maladies respiratoires, les maux d'estomac et pour soigner les blessures. Dans le domaine agricole, certaines espèces telles que les abeilles mellifères sont employées pour la pollinisation, ce qui augmente le rendement des cultures jusqu'à 96% (Reilly *et al.*, 2020). En outre, on trouve également des insectes comestibles tels que les fourmis, les abeilles, les sauterelles, les libellules, les cafards, les guêpes, les chenilles et les termites (Jongema, 2017b). D'autre part le vers de farine, la mouche soldat noire, les mouches domestiques et les grillons jouent un rôle crucial dans les écosystèmes, principalement en ce qui concerne la culture, l'approvisionnement en nutriments et la décomposition de la matière organique (Payne et Van Itterbeeck, 2017; Cheng *et al.*, 2021; Siddiqui *et al.*, 2022; Van Huis, 2022). D'autres insectes sont connus et classés comme prédateurs et jouent un rôle important dans le maintien de l'équilibre faunistique, ce sont donc des ennemis naturels et jouent un rôle clé dans le contrôle de certaines populations, ils réduisent leur nombre excessif comme pour les Culicidae, ils assurent donc la préservation de l'équilibre et la stabilité écologique. Plusieurs familles assument ce rôle, telle que la famille des corixidés (Punaises aquatiques), les nymphes et les larves d'Odonates, les notonectidés et bien d'autres arthropodes comme les hydrachnidia ou water mites et les copépodes (Crustacés benthiques), (Chatterjee *et al.*, 2007; Kumar *et al.*, 2008; Saha *et al.*, 2012; Wasserman *et al.*, 2013; Vidal et Murphy, 2018; Hammerschlag *et al.*, 2019; Zuharah et Lester, 2019 ; Buxton *et al.*, 2020). Alors que certains insectes sont dotés de rôle vectoriel et de nuisance, cruciale pour l'Homme et les animaux. Ils sont ectoparasites temporaires de mammifères ou d'oiseaux, tels que les Diptères Hippoboscidae, Nycetribiidae, Cyclorraphes, les myiases, etc., ainsi que les Siphonaptères et les Phthiraptères, ils entraînent des irritations et des blessures cutanées, pouvant être une source d'infections et de maladies. D'autres espèces sont hématophages, telles que les Simuliidae, les Hémiptères Reduviidae, les Glossinidae et les Diptères. Parmi les Diptères, on note les Tabanidae et les Culicidae, ces insectes sont des vecteurs de nombreuses maladies épidémiologiques graves affectant à la fois les animaux et les humains, comme la trypanosomiase, l'onchocercose, le paludisme, de multiples arboviroses etc. (Delvare et Aberlenc, 1989; Bourée et Ensaf, 2022).

Cependant les milieux aquatiques couvrent environ 0,8 % de la surface de la terre et abritent une variété d'espèces qui représente environ 10 % de toutes les espèces connues (Dudgeon *et al.* 2006; Strayer et Dudgeon 2010; Min et Kong, 2020). Les invertébrés d'eau douce

passent tout ou une partie de leur cycle de vie dans l'eau, et ils sont principalement représentés par les mollusques, les crustacés et les insectes. Leur présence et leur abondance, indiquent la qualité du milieu dans lequel ils se trouvent, ils jouent le rôle de bioindicateurs (Geffard, 2017; Taşar, 2018; Mahmoud et Riad, 2020; Hsieh *et al.*, 2023). Notamment dans ce même contexte trois espèces d'insectes (les trichoptères, les éphéméroptères et les plécoptères) sont particulièrement sensibles aux changements des milieux aquatiques, et elles indiquent les modifications de l'eau sous l'effet de l'action anthropique (Bonada *et al.*, 2006; Tupinambás *et al.*, 2014; Baaloudj *et al.*, 2020; Cívik *et al.*, 2021). Par ailleurs les insectes aquatiques sont des invertébrés, répandus dans presque tous les types de milieux aqueux à travers le monde, que ce soit des fuites de pétrole non raffiné, des cours d'eau rapides, de l'eau de mer, de l'eau souterraine, des lacs ou des piscines salines (Chainey *et al.*, 2004). Ces insectes sont répartis dans différents plans d'eau en fonction de leurs paramètres hydrologiques et physico-chimiques. Ils se distinguent par leur capacité à s'adapter en présence de certains éléments polluants, contrairement à d'autres (polluotolérance et polluosensibilité). D'autre part, certaines espèces sont tolérantes à la pollution et servent de bio-indicateurs pour évaluer la qualité des milieux aquatiques (Skála 2015; Voutilainen *et al.*, 2016).

Parmi les composants de la classe des insectes, la famille des Culicidae, regroupant 41 genres et environ 3 500 espèces (Foster et Walker, 2019), ils forment la famille des moustiques, qui est divisée en trois sous-familles: Toxorhynchitinae, Anophelinae et Culicinae. Leur cycle de vie est holométabole, comprenant une phase aquatique de vie pré-imaginale (œufs, larves et nymphes) et une phase imaginale aérienne associée à la période de reproduction et de dispersion (adultes) (Woodbridge et Edward, 2002; Obame-Nkoghe, 2016 et Saidi, 2021; Tran *et al.*, 2022). Pratiquement, les moustiques sont répandus sur tous les continents du monde, à l'exception de l'Antarctique. Leurs populations envahissent massivement les forêts tropicales, mais on les trouve également dans les hautes montagnes, les toundras arctiques, les plaines, les forêts boréales, les déserts, les marais salants et les zones de marées océaniques (Foster et Walker, 2019). La distribution des populations des moustiques est influencée par les facteurs météorologiques tels que la température, les précipitations et l'humidité. Les moustiques préfèrent les zones chaudes et humides, ils se multiplient dans les latitudes élevées, leur propagation est rapide dans les latitudes plus basses, ce qui augmente leur impact négatif, sur la santé publique par la transmission d'agents pathogènes (Wickremasinghe *et al.*, 2012; Chala et Hamde, 2021; Tran *et al.*, 2022). L'activité vectorielle des moustiques est principalement définie par des facteurs biotiques tels que la

présence de gîtes naturels, le couvert végétal, les sources et les types de nourriture, ainsi que par des facteurs abiotiques tels que la température, les précipitations, l'humidité et le rayonnement ([Tran et al., 2022](#)).

Dans le monde, trois genres de Culicidae (*Aedes* ; *Anopheles* et *Culex*) regroupant plusieurs espèces, jouent un rôle considérable et important en pathologie humaine ([Woodbridge et Edward, 2002](#); [Delaunay et al., 2012](#)). Les moustiques femelles sont hématophages, la femelle se nourrit de sang de l'hôte, qu'il s'agisse d'un humain ou d'un animal. Elle peut être infectée par certains agents pathogènes, si le sang de son hôte est infecté par des parasites, des virus ou des bactéries. Ces agents pathogènes sont ensuite transmis à un autre hôte lors d'un cycle ultérieur de prise de sang. C'est pourquoi les moustiques sont des vecteurs importants de nombreux agents pathogènes, qui se propagent entre les populations par contact et qui peuvent provoquer des contaminations diverses de maladies humaines et même des épidémies ([Morin et al., 2013](#); [Stresman, 2010](#)). Près de 400 maladies répandues dans le monde sont transmises par les moustiques. La fièvre de Mayaro en Amérique du Sud est une maladie rare, tandis que le paludisme et la dengue sont très fréquents. En Guyane française, en Camargue, en Asie et à Madagascar, la femelle d'*Anophèle* transmet le *Plasmodium spp.* (*Plasmodium falciparum*, *P. vivax*, *P. ovale*, *P. malariae*), ce qui entraîne le paludisme ([Tran et al., 2022](#)). Il se propage également en Afrique, où l'année 2017 a causé la mort d'un grand nombre de personnes, estimé à 80% ([Chala et Hamde, 2021](#)). Au cours de l'année 2019, environ 229 millions de cas d'infection et 409 000 décès ont été enregistrés dans le monde, causés par le paludisme ([De Luca, 2023](#)), le Zika, la fièvre jaune et la dengue sont transmises par *Aedes aegypti* et *Aedes albopictus* ([Monteiro et al., 2021](#)). En Thaïlande, au Brésil et dans l'océan Indien, le genre *Aedes* présente un risque majeur de transmission de la dengue. Selon l'Organisation Mondiale de la Santé, la dengue affecte environ 300 millions de personnes par an sur tous les continents ([Tran et al., 2022](#)), avec 56 millions de cas signalés pendant l'année 2019 ([OMS, 2020](#); [Du et al., 2021](#)). L'espèce *Culex tritaeniorhynchus*, vecteur du flavivirus responsable de l'encéphalite japonaise et *Culex pipiens*, transmet le flavivirus responsable de la fièvre à virus West Nile. Cette espèce est signalée en Afrique, en Europe, en Asie et en Amérique du Nord et du Sud ([Azari-Hamidian, 2007](#); [Braack et al., 2018](#); [Tran et al., 2022](#)).

Afin de réduire la propagation de ces maladies, de nombreux pesticides chimiques ont été utilisés dans le monde pour éliminer leur principale source les moustiques ([Samal et al., 2022](#)). Le programme de lutte a comporté quatre classes majeures d'insecticides

conventionnels: les carbamates (propoxur, bendiocarbe), les organochlorés (DDT), les organophosphorés (Malathion; Fénitrothion) et les pyréthroïdes (Permethrine, Deltaméthrine, Lambda-cyhalothrine, Cyperméthrine) (OMS, 2018). En raison de leur faible effet toxique, les pyréthroïdes sont les insecticides les plus largement utilisés dans le monde (OMS, 2020). Cependant, l'utilisation intensive de ces insecticides a conduit à l'émergence de résistances chez certaines espèces de moustiques (OMS, 2018; Richards *et al.*, 2020). Ces insecticides ont également un impact négatif sur l'environnement et les organismes associés, qui sont principalement non visés. Ils ciblent principalement la chaîne alimentaire, entraînant la mort d'éléments vertébrés tels que les poissons, les grenouilles, les tortues et les oiseaux aquatiques, ainsi que d'invertébrés tels que les crevettes. Par conséquent, d'autres éléments de la chaîne alimentaire qui dépendent de ces organismes pour leur nourriture sont également affectés, ce qui entraîne un déséquilibre dans le système écologique (Lakhani, 2015). Cela a incité les chercheurs à trouver d'autres méthodes, ayant moins d'impact sur la santé publique et l'environnement. Parmi celles-ci, on trouve le contrôle biochimique qui dépend de l'utilisation de phéromones. Le contrôle physique est une méthode repose sur l'utilisation de l'énergie (Sellami *et al.*, 2015). Bien que les méthodes physiques soient considérées comme fiables, leur application nécessite l'utilisation de l'électricité à haute tension et requiert une alimentation électrique continue (Li *et al.*, 2016; Mwanga *et al.*, 2019). Le nanogénérateur triboélectrique (TENG) est une technologie émergente qui repose sur l'électrification par frottement d'une interface mécanique, combinée à l'effet de couplage par induction électrostatique (Bai *et al.*, 2022). Cette technique est employée pour l'éradication et la stérilisation des moustiques, dans le but de contrôler leur population ainsi que les agents pathogènes qu'ils véhiculent, contribuant ainsi à réduire le risque de transmission des maladies (Wang et Zhu, 2023). Enfin, la lutte biologique qui s'appuyé sur d'autres organismes vivants pour lutter contre les organismes néfastes (Sellami *et al.*, 2015). Ces approches alternatives visent à réduire l'utilisation des pesticides chimiques tout en maintenant une efficacité dans le contrôle des populations de moustiques et en préservant l'équilibre écologique. Est une méthode alternative efficace aux insecticides chimiques, offrant des solutions durables. Elle se distingue par sa variété, sa spécificité et sa compatibilité intrinsèque avec la nature, ainsi que par sa capacité à évoluer avec ou sans intervention humaine. Cette méthode, permet de réduire l'utilisation des pesticides chimiques tout en préservant l'équilibre écologique et en minimisant les impacts sur la santé humaine et l'environnement. Cette approche repose sur l'utilisation de bioinsecticides, qui sont des agents biologiques ou des produits naturels dérivés de sources biologiques pour contrôler les

populations d'insectes nuisibles (Cloutier et Cloutier, 1992; Dreistadt *et al.*, 2004; Suty, 2010). Ces bioinsecticides comprennent le plus souvent des micro-organismes tels que les microchampignons et les bactéries entomopathogènes, des virus et des protozoaires, des prédateurs, des parasitoïdes, des phéromones et des composés bioactifs de plantes (Thakore, 2006; Sellami *et al.*, 2015; Prabha *et al.*, 2016). Ces composés se caractérisent par leur efficacité, même lors de l'utilisation de petites quantités, et ils sont également biodégradables (Ohia et Ana, 2015; Dara, 2021). En plus, la prédation, en tant que forme de contrôle biologique, repose sur l'introduction d'ennemis naturels exogènes afin de réguler un bioagresseur exotique, dans le but principal d'établir un équilibre écologique. Dans ce processus, le prédateur satisfait ses besoins nutritionnels en se nourrissant de sa proie (Van Driesche et Hoddle, 2000; Van Lenteren, 2000; Eilenberg *et al.*, 2001; Kouassi, 2001; Bale *et al.*, 2008).

Dans le cadre de la lutte biologique, les organismes utilisés en tant qu'agents prédateurs sont choisis en fonction de leur adaptation aux conditions climatiques locales, de leurs interactions avec les proies ciblées, de leur capacité à se reproduire et de leur potentiel d'impact non intentionnel (Waage et Greathead, 1988). Les prédateurs se partagent dans deux catégories, les sténophages et les euryphages (Kouassi, 2001). Les sténophages sont des organismes dont le régime alimentaire est très spécialisé, se limitant souvent à une ou quelques espèces de proies spécifiques. Leur cycle biologique est étroitement synchronisé avec celui de leurs proies. Parmi les familles les plus étudiées et utilisées, on trouve certaines espèces de Syrphidae. Les euryphages sont des organismes ayant un régime alimentaire très varié, capable d'exploiter une large gamme de sources de nutrition, incluant des ressources non animales comme le pollen, les champignons ou la matière végétale. Parmi eux, on trouve certains acariens et insectes appartenant aux ordres des Coléoptères, Hémiptères, Dermaptères et Neuroptères, qui sont fréquemment étudiés et utilisés dans diverses applications scientifiques (Begon *et al.* 1990; Pedigo *et al.*, 1988). La régulation des populations de moustiques repose sur l'utilisation de différents organismes, notamment la plante aquatique carnivore *Utricularia australis* (Casini *et al.*, 2023), ainsi que les poissons d'eau douce *Pseudophoxinus callensis* et *Pseudophoxinus guichenoti* (Bendali Saoudi *et al.*, 2001; Bendali-Saoudi, 2006), *Gambusia affinis* (Abouzeitoun, 1991; Bendali *et al.*, 2001; Ghosh *et al.*, 2005; Walker et Lynch, 2007; Chandra *et al.*, 2008; Saadi, 2008; Chouahda et Soltani, 2009; Zaidi *et al.*, 2013; Zaidi et Soltani, 2013; Chouahda et Soltani, 2013; Sangeetha *et al.*, 2021) et *Poecilia reticulata* (Sangeetha *et al.*, 2021). Les insectes

aquatiques comme les larves d'Odonates (Miura et Takahashi, 1988; Saha *et al.*, 2012; Khan *et al.*, 2022), les copépodes (Murugan *et al.*, 2013; Cuthbert *et al.*, 2019; Buxton *et al.*, 2020; Tuno *et al.*, 2020; Mahmoudi *et al.*, 2022), les Diptères, les Coléoptères, les Hémiptères (Focks *et al.*, 1985; Knight *et al.*, 2004; Shaalan et Canyon, 2009; Walton, 2007; Buxton *et al.*, 2020).

Les plantes médicinales jouent un rôle crucial, car leurs principes actifs interviennent dans la lutte contre les maladies humaines et animales, chacun agissant selon sa compétence (Gineste, 2010). L'utilisation des plantes médicinales et toxiques, de leurs dérivés constitue une autre méthode efficace pour contrôler les populations de moustiques, car elles fournissent une source importante de divers composés chimiques actifs, appelés "phytochimiques". Parmi ces composés, on retrouve les métabolites secondaires tels que les composés phénoliques, les terpénoïdes, les stéroïdes, les alcaloïdes et les huiles essentielles. Ces composants possèdent des propriétés larvicides et adulticides, agissant contre les insectes en tant que toxines, répulsifs, dissuasifs alimentaires et régulateurs de croissance (Tyagi, 2016; Şengül Demirak et Canpolat, 2022). Les produits à base de plantes, tels que les extraits, les huiles essentielles, jouent un rôle prometteur dans le contrôle de toutes les étapes du cycle de vie des moustiques (Hillary *et al.*, 2024; Şengül et Canpolat, 2022).

Plusieurs recherches sont réalisées pour évaluer l'efficacité de ces produits dans la lutte contre les moustiques et les utiliser à grande échelle (Maurya *et al.*, 2009; Deepa *et al.*, 2015; Dahchar *et al.*, 2016; Bouguerra *et al.*, 2017; 2018; Djeghader *et al.*, 2018; Seghier *et al.*, 2020; Djeddar *et al.*, 2021; Khaldi *et al.*, 2022).

L'étude réalisée comporte plusieurs axes.

Dans un premier lieu, on a réalisé un inventaire saisonnier des espèces de Culicidae au niveau de vingt-trois sites réparties sur quatre des stations de la ville d'Annaba pendant la période de Décembre 2018 jusqu'à Novembre 2019. Ceci a été établi dans le but de déterminer l'identification systématique des espèces récoltées, ainsi que la répartition spatiale des espèces et leur abondance dans cette zone urbaine.

Dans une deuxième partie et dans le cadre de la lutte biologique, on a déterminé le potentiel prédateur de quatre espèces d'invertébrés: Hydrachnidia (*Pionna uncata*); Hétéroptères (*Notonnecta glauca*; *Ilyocoris cimicoides* et *Corixa punctata*) et la larve d'Anisoptère, cela à l'égard des quatre stades larvaires (L1, L2, L3 et L4) de *Culex pipiens molestus*, pendant deux phases photopériodiques différentes (Matin et soir).

Le troisième volet de cette étude a concerné l'effet toxique des Huiles Essentielles extraites à partir des fleurs de *Thapsia garganica*; *Ferula communis* et des feuilles de *Datura innoxia*, de plus on a testé la toxicité des extraits aqueux des fleurs et des racines de *Thapsia garganica* à l'égard des larves du quatrième stade de *Culex pipiens molestus*. L'étude toxicologique a été suivie par un dosage des biomarqueurs (GST; AchE et MDA) chez les individus traités aux deux extraits aqueux (Feuilles et Racines) selon les différentes concentrations.

MATERIEEL & METHODES



2. Matériel et méthodes

2.1. Localisation et présentation des stations d'étude

2.1.1. Site Urbain (Ville d'Annaba)

Annaba est une ville côtière située au Nord -est de d'Algérie entre 36°30' et 37°30' latitude Nord, 7°20' et 8°40' longitude Est (Aniref, 2013). Distante d'environ 700 Km de la capitale Alger, ouverte sur le littoral méditerranéen sur 80 km, c'est la 3ème ville principale après Alger et Oran (Fig. 1). La Ville d'Annaba s'étend sur 1 439 km² pour une population de 649.745 habitants. Elle est limitée: Au Nord par la Mer Méditerranée; à l'Est par la Wilaya d'El -Tarf, à l'Ouest par la Wilaya de Skikda et au Sud par la Wilaya de Guelma (Fig. 1) (Anonyme 1). Le climat dominant dans la Wilaya d'Annaba, est du type méditerranéen, humide en Hiver, chaud et sec en Eté (Zenati, 2010).

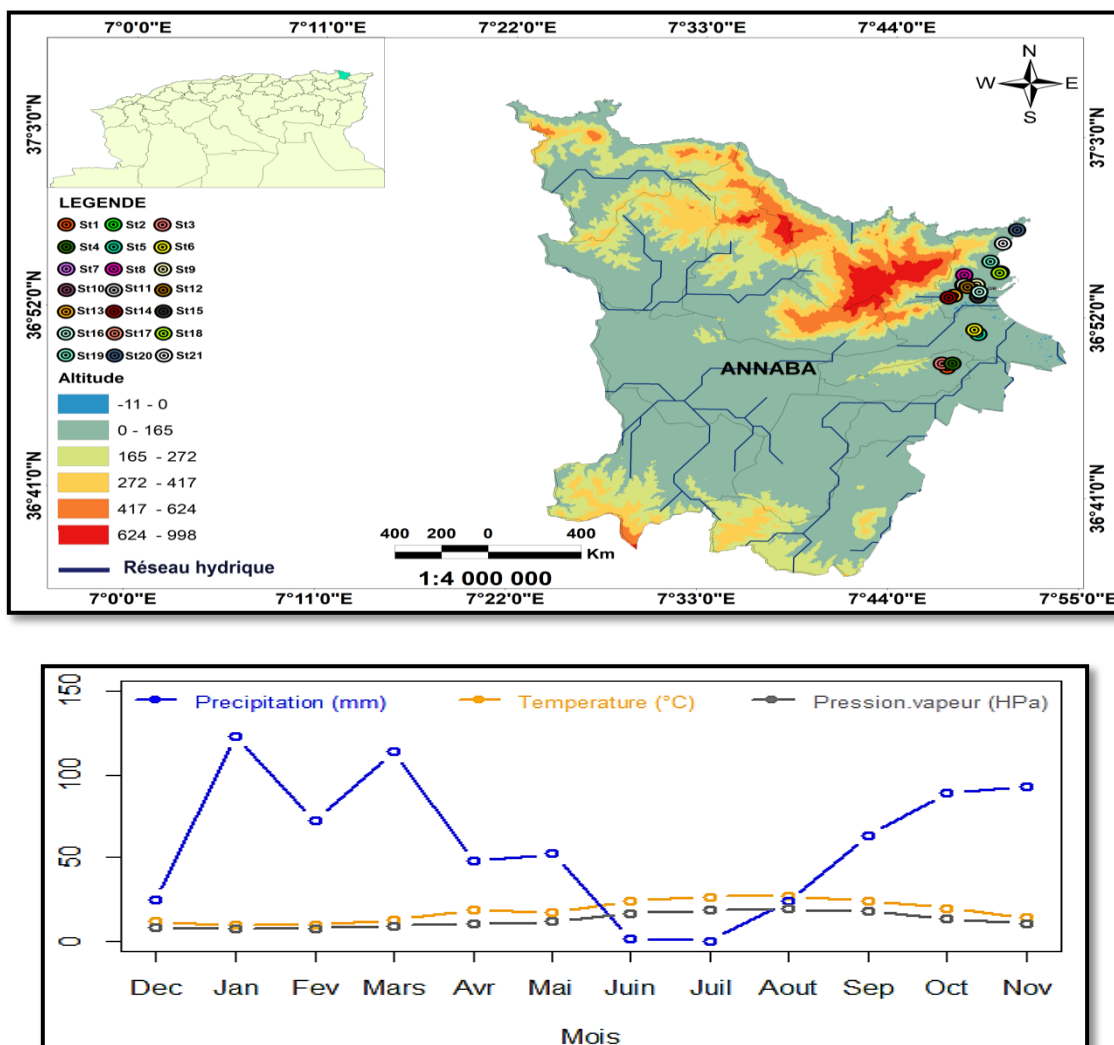


Figure 1: Situation géographique des stations d'études dans la ville d'Annaba (Nord-est de l'Algérie)

2.1.2. Étalement urbain (Les faubourgs)

L'étalement dit « urbain » correspond à une croissance de la banlieue qui, loin de repousser devant elle la discontinuité entre l'urbain et le rural, franchit cette discontinuité. Le processus se traduit par l'implantation, en positions rurales, de formes conçues pour convertir des valeurs positionnelles urbaines (Ritchot *et al.*, 1994). Ce phénomène correspond donc à l'augmentation de la superficie d'une ville, et la diminution de sa densité de population. Il est l'une des manifestations spatiales de la périurbanisation. L'accroissement démographique des grandes aires urbaines s'accompagne de phénomènes d'étalement des cités sur les espaces périphériques (Anonyme, 2). La Ville d'Annaba fait partie des villes qui reflètent cette situation en subissant d'énormes mutations. En effet, elle joue un rôle régional important et multifonctionnel. De plus, elle représente le 4^{ème} pôle démographique Algérien grâce à sa grande attractivité. Devant les différentes politiques et schémas d'aménagement et d'urbanisme (Guessoum et Guerfia, 2010). Deux zones ont été désignées, celle d'El Bouni et de Sidi Amar:

2.1.2.1. Commune d'El Bouni

Actuellement, El Bouni est devenue le second pôle urbain après le chef-lieu d'agglomération Annaba. Néanmoins, ceci s'inscrit aussi dans une stratégie volontaire qui vise à équilibrer l'armature territoriale et à atténuer une organisation monocéphale (Antoni et Youssoufi, 2016). La superficie est de 94,24 km², Latitude 36,85483° ou 36° 51' 17" Nord; Longitude 7,74137° ou 7° 44' 29" Est. Deux stations ont été retenues: Cité 1 320 logements (Fig. 1) et la Cité 850 logements (Fig. 2). (Annexe 1):



Figure 2: Position géographique d'El Bouni. <https://www.google.com>.

2.1.2.2. Commune de Sidi Amar

Sidi Amar est la troisième commune la plus peuplée de la Wilaya d'Annaba après Annaba et El Bouni, selon le recensement général de la population et de l'habitat de 2008, la population de la commune de Sidi Amar est évaluée à 125 265 habitants contre 44 546 en 1987. Située à 4Km² au Sud-ouest d'El Bouni. La zone de Sidi Ammar présente le premier site urbain et comporte quatre stations: la Cité Universitaire (Chlef) (Fig. 3); Cité 920 logements (Fig. 4); Cité UV4/5 (Fig. 5); Cité UV2 (Fig. 6) (Annexe 1).

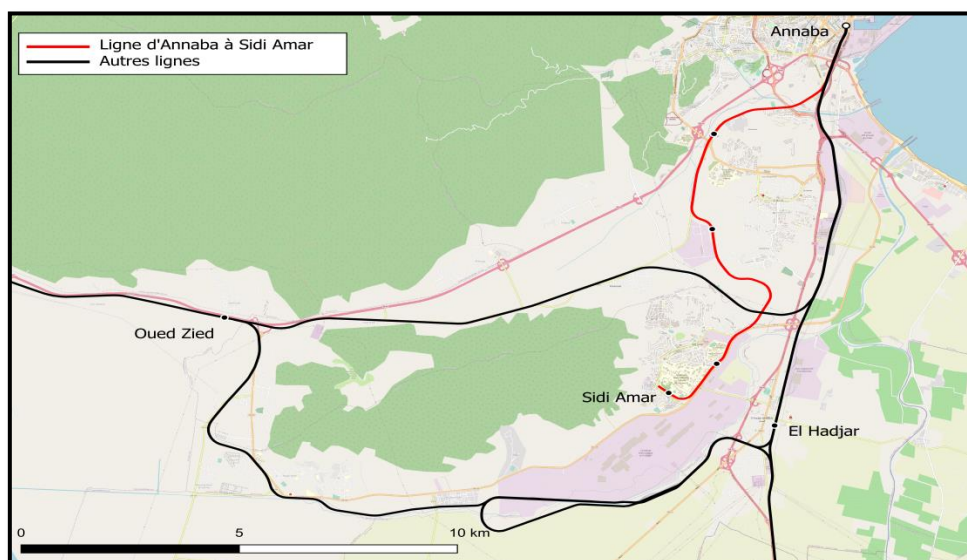


Figure 3: Position géographique de Sidi Ammar. <https://www.google.com>.

2.1.3. Site rural Garaet Djamel

L'échantillonnage des insectes prédateurs a été réalisé au niveau d'un Lac endoréique alimenté par la nappe phréatique « Garaet Djamel » situé dans la commune d'Echatt, une Ville algérienne, située dans la Daïra de Ben Mehidi Wilaya d'El Tarf (**Fig. 4**). La ville s'étend sur 62,2 km² et compte 34 378 habitants depuis le dernier recensement de la population. La densité de la population est de 553,1 habitants par km², entourée par Ben Mehidi, El Bouni et El Hadjar. Echatt est située à 12 km au Nord-est d' Annaba, la plus grande ville à proximité de Tunis à une distance de 240 km. La ville se situe à 3 km de l'aéroport Rabah Bitat, à 10 mètres d'altitude, elle a pour coordonnées géographiques une **Latitude de 36° 49' 49" Nord** et la **Longitude de 7° 52' 31" Est**, caractérisée par un climat méditerranéen avec un Eté chaud (*Classification de Köppen: Csa*). Pendant la saison sèche en Eté, le lac se rétrécit et l'eau se condense au centre (**Kottek, 2006**).



Site 1.



Site 2.

Site 3.

Figure 4: Les sites d'échantillonnage au niveau de Garaet Djamel (**Photos Personnelles**).

2.2. Présentation des stations d'étude

L'échantillonnage des Culicidae a été réalisé au niveau de quatre stations, chaque station comporte 2 à 10 sites. L'échantillonnage a été effectué par saison (Hiver; Printemps; Été et Automne) et chaque site a été visitée donc une fois par saison pendant une année de Décembre 2018 à Novembre 2019:

2.2.1. Site urbain (Ville d'Annaba)

La Plaine Ouest comporte dix sites: Cité Sidi Achour (**Fig. 7**); Cité E-Ssafsafe (**Fig. 8**); Cité El-Abtale (**Fig. 9**); Cité CNEP (**Fig. 10**); Cité 700 logements (**Fig. 11**); Cité Chicke-Ettaher (**Fig. 12**); Cité 116 logements (**Fig. 13**); Cité des Orange (**Fig. 14**); Cité 11 Décembre (**Fig. 15**); Cité 100 logements (**Fig. 16**).

Au niveau du littorale (Côte de la ville) sept sites ont été choisies: Ménadia 1 (**Fig. 17**); Ménadia 2 (**Fig. 18**); Ménadia 3 (**Fig. 19**); Les fraines (**Fig. 20**); Oued-Koubba (**Fig. 21**); Ain Echir (**Fig. 22**) et Toche (**Fig. 23**). (**Annexe 1**):

2.3. Données climatiques de la ville d'Annaba

Le climat de cette région est du type méditerranéen, caractérisée par l'alternance de deux saisons, une saison pluvieuse et une saison sèche, due à l'action combinée de différents facteurs climatiques. Sec en Septembre, tempéré en Octobre et humide de Novembre à Mars,

les mois d'Avril à Mai le climat est à nouveau tempéré, pour devenir très sec en Juin et hyperaride en fin de cycle durant les mois de Juillet et Août (Zenati, 2010). Les vents dominants sont de direction Nord-ouest et Nord-est. Leurs activités se manifestent pendant la période pluvieuse. Ils soufflent en été sous forme de sirocco, ces vents sont secs, chauds et souvent assez forts. Leurs vitesses moyennes sont plus grandes, pendant la saison hivernale. La Wilaya d'Annaba dispose aussi d'un réseau hydrographique assez dense, constitué de l'Oued Seybouse d'une longueur de 127,5 km et du lac Fetzara (Eau douce) qui s'étend sur 18 670 ha (Andi, 2013).

2.3.1. Température

La température contrôle l'ensemble des phénomènes métaboliques et conditionne de ce fait la répartition de la totalité des espèces et des communautés des êtres vivants dans la biosphère. Elle est considérée comme un facteur limitant de toute première importance (Ramade, 2003). Plusieurs facteurs agissent sur la température dont comme, l'altitude; l'exposition; l'orientation du relief; l'éloignement de la mer et la réservation au sol ainsi que par le couvert végétal (Chabi, 1998). La température moyenne varie entre 14°C et 34°C. Pendant les mois de Décembre 2018 à Juin 2018 et d'Octobre et Novembre 2019, elle était inférieure à la moyenne annuelle, Elle était supérieure à la moyenne, de Juillet 2018 à Septembre 2019 (Tableau 1). On peut donc diviser l'année en un semestre froid et un semestre chaud. Les températures élevées sont dues au sirocco (De Belair, 1990).

Tableau 1: Récapitulation des valeurs de la Température moyenne mensuelle (T.M), maximale (T. Max), et minimale (T. Min) pour l'année 2018/2019. Source: Station météorologique d'Annaba. Unité: Degrés Celsius (°C).

Mois	Déc.	Jan.	Fév.	Mar.	Avr.	Mai	Juin	Juil.	Aout	Sept.	Oct.	Nov.
T. Min.	8,3	6,7	16,1	11,5	9,9	11,5	16,3	19,8	21,7	19	14,9	10,3
T. Max.	18,2	14,5	16	22,3	20,3	22,3	28,9	31,8	32,1	27,8	26,4	19,7
T. M.	12,6	10,4	10,8	17	15,2	17	22,9	26,2	27	23,6	20,6	14,5

2.3.2. Pluviométrie

Les précipitations ou pluviosité, englobent tous les phénomènes de chutes d'eau arrivant au sol. Dont, la pluie, la neige, la rosée, le brouillard et la grêle, cette quantité est exprimée en mm (Prévoist, 1999). La pluviométrie à un rôle très important dans le fonctionnement et la répartition des écosystèmes. Elle est considérée comme un facteur écologique d'importance

fondamentale (Benyacoub et Chabbi, 2000). Dans la région d'étude la pluviométrie varie entre 650 et 1000 mm/an. Cependant, il y a des conditions qui agissent sur la précipitation telle que: les perturbations cycloniques d'origine atlantique de l'Ouest et du Nord-est et les dépressions qui prennent naissance en méditerranées occidentale, généralement centré dans le périmètre du golf de Gène- Corse – Sardaigne. Ce second phénomène n'affecte en générale, que la partie orientale du tell Algérien. Il est à l'origine de son statut, de région la plus humide d'Algérie. Les pluies qui tombent en Algérie sont pour la plupart d'origine orographique (Seltzer, 1946). Les précipitations sont récapitulées dans le tableau 2 et varient de 00 mm en Juin à 191,51 mm au mois de Janvier de l'année 2018/2019.

Tableau 2: Précipitation de l'année 2018/2019. Source: Station météorologique d'Annaba.

Unité: mm

Mois	Déc.	Jan.	Fév.	Mars	Avr.	Mai	Juin	Juil.	Aout	Sept.	Oct.	Nov.
Précipitations	40,88	191,51	57,41	51,57	24,39	51,57	0	0,25	22,1	79,01	49,77	118,12

2.3.3. Humidité

L'humidité de l'air ou l'état hygrométrique est défini comme le rapport de la masse de vapeur d'eau qui contient un certain volume d'air, à la masse de vapeur d'eau qui contiendrait ce même volume d'air à la même température (Prévoste, 1999). Elle joue un rôle important dans le conditionnement de l'évaporation et atténue la sécheresse, ce qui conduit au développement de la végétation. Dans les régions situées à proximité de la mer, la masse d'aire tropicale se condense pour former l'humidité qui atteint les valeurs les plus fortes au lever et au coucher du soleil. Cela est observé habituellement, pendant les mois les plus froids (Janvier & Décembre) (Toubal, 1986). Les résultats des pourcentages de l'humidité mensuelle pendant l'année 2018/2019 sont mentionnés dans le **tableau (3)**. Dans la région de notre étude, l'humidité atteint un taux maximal de 81,5 % au mois de Décembre et un taux minimal de 69,7 au mois de Juillet.

Tableau 3: Humidité (%) pendant l'année 2018/2019. Source: Station météorologique d'Annaba.

Mois	Déc	Jan	Fév	Mar	Avr	Mai	Juin	Juil	Aout	Sep	Oct	Nov
Humidité	81,5	80,4	79,5	75,5	78,1	75,5	75,3	69,7	73	81,3	73,3	75,9

2.3.4. Vent

Le vent est un mouvement d'une masse d'air qui se transporte d'un lieu à un autre, suivant une direction déterminée, selon différentes vitesses (Quillet, 1977). Le vent augmente l'évapotranspiration et contribue à dessécher l'atmosphère, c'est un agent important de l'érosion est favorise la désertification (Mackenzie et Ball, 2000). Lorsque le vent souffle à une vitesse trop élevée, les adultes de moustique ne ce gorge pas (Le Berre, 1966), ce qui diminuer le rendement des captures (Kettle et Lynley, 1967). Par ailleurs, se laissant littéralement portées par le vent les femelles se déplacent beaucoup, parfois jusqu'à une centaine de kilomètres de leur lieu de naissance (Ben Malek, 2010). Les vents dans la région d'étude, sont relativement stables depuis le quaternaire récent. Les plus violents sont ceux du Nord-est, souvent liés aux pluies d'équinoxes, qui apportent les précipitations les plus importantes venues de l'Atlantique. D'une manière générale la période hivernale se caractérise par des régimes de Nord et de Nord-ouest forts. En revanche, la période estivale se caractérise par des vents de Nord-est et Sud ou Sud-est chauds. Le sirocco, qui souffle environ 14 jours par an, a une influence très importante sur le cycle de l'eau dans la nature (Dajoz, 1971). La Vitèsse moyenne du vent varie de 9,3; 10,5 et 9,9 m/s respectivement de Décembre; Septembre et Octobre de l'année 2018-2019, et de 10,9 m/s à 15,9 m/s pour les autre mois. La vitesse de vent atteint des valeurs maximales comprennent entre 20,6 et 29,2 m/s de Décembre 2018 jusqu'à Novembre 2019.

Tableau 4: Visibilité moyenne (VV), Vitesse moyenne du vent (V), Vitesse maximale de vent soutenu (VM), Vitesse maximale du vent (VG) pour l'année 2018/2019. Source: Station météorologique d'Annaba. Unité : km/h.

Mois	Déc	Jan	Fév	Mar	Avr	Mai	Juin	Juil	Aout	Sept	Oct	Nov
VV	8,9	8,8	8,7	9,4	9,2	9,4	8,4	9,4	9,3	9	9,8	9,6
V	9,3	15,9	12,1	12,5	12,3	12,5	10,9	12,3	12	10,5	9,9	13
VM	20,6	29,2	27,4	26,4	28	26,4	26,2	27,6	27,9	25,7	22,6	25,9

2.4. Indices écologiques

Afin de caractériser le peuplement Culicidien échantillonnés, des paramètres écologiques ont été calculés pour connaître l'abondance, la richesse, la fréquence centésimale et la distribution de l'abondance des espèces composant ce peuplement. L'analyse des données est réalisée par le calcul des indices écologiques: l'abondance, la richesse, la fréquence centésimale et la distribution de l'abondance des différentes espèces composant ce peuplement.

2.4.1. Indices de composition (Analyse des peuplements)

Le peuplement est un ensemble d'individus appartenant à des espèces différentes mais qui vivent au sein d'un même espace. Il a été singularisé par conséquent, par certaines caractéristiques:

2.4.1.1. Richesse totale (S)

C'est l'un des paramètres fondamentaux caractéristiques d'un peuplement (**Muller, 1985**). La richesse totale S est le nombre total des espèces que comporte un peuplement considéré dans un écosystème donné (**Ramade, 1984 in Louadi et al, 2010**).

2.4.1.2. Richesse moyenne (S')

Elle correspond au nombre moyen d'espèces présentes dans un échantillon du biotope (**Ramade, 2003**), c'est-à-dire le quotient du nombre total d'individu (K_i) pour chacune des espèces sur le nombre total de relevés (N) effectués :

$$S' = K_i / N$$

2.4.1.3. Fréquence centésimale ou abondance relative

La fréquence «F» est le pourcentage des individus d'une espèce n_i par rapport au nombre totale des individus N (**Dajoz, 1975**). Elle est représentée par la formule suivante:

$$F = (n_i \cdot 100) / N$$

n_i : le nombre d'individus de l'espèce prise en considération.

N : le nombre total d'individus.

Espèce commune : présente dans plus de 50% de relevés.

Espèce rare : présente dans 25 à 50% de relevés.

Espèce très rare : présente dans moins de 25% de relevés.

2.4.1.4. Indice de diversité de Shannon-Weaver (H')

La diversité spécifique est mesurée par différents indices dont le plus utilisé est celui de Shannon-Weaver (**Barbault, 2008**). Il est calculé par la formule suivante :

$$H' = -\sum (p_i \cdot \log_2 p_i) \text{ ou } p_i = n_i / N$$

H' est exprimé en Bit (Unité d'information binaire).

P_i : La probabilité de présence d'une espèce dans un milieu (abondance relative)

\log_2 : logarithme à base 2.

n_i : Effectif de l'espèce i

N : Effectif total du peuplement

L'indice de Shannon permet d'avoir une information sur la diversité de chaque milieu pris en considération. Si cette valeur est faible est entre 0 et 1 donc le milieu est pauvre en espèces ou bien le milieu n'est pas favorable. Par contre, si cet indice est élevé, il est supérieur à 2 implique que le milieu est très peuplé en espèces, il est favorable. Cet indice de diversité varie en fonction du nombre des espèces présentes et en fonction de l'abondance de chacune d'elles (**Barbault, 2008**).

2.4.1.5. Indice d'équirépartition

C'est le rapport de la diversité observé H' a la diversité maximale H'_{\max} (**Blondel, 1979**).

H'_{\max} exprimé en bits est calculé par la formule suivante:

$$H'_{\max} = \log_2 S$$

S : est la richesse totale.

2.4.1.6. Equitabilité (E)

Des peuplements à physionomie très différente peuvent avoir la même diversité. Aussi convient-il de calculer, parallèlement à l'indice H', l'équitabilité (E), en rapportant la diversité observée à la diversité théorique maximale (H'max).

Avec

$$E = H' / H_{max}$$

$$H'_{max} = \text{Log}_2(S)$$

L'équitabilité varie de 0 à 1: elle tend vers 0 quand la quasi-totalité des effectifs est concentrée sur une espèce, elle tend vers 1 lorsque toutes les espèces ont une même abondance (**Barbault, 1981**). Autrement dit, ce paramètre constitue une expression du degré d'équitabilité du peuplement, plus il tend vers 1, plus le peuplement est équilibré.

2.5. Présentation du matériel biologique

2.5.1. Les Culicidae

Les Culicidae sont des Arthropodes; Diptères; Nématocères, dont les femelles sont hématophages et forment environ 60% de l'ensemble de cette communauté. Ils contribuent à la transmission et à la circulation d'agents pathogènes à l'Homme et aux animaux (**Obame-Nkoghe, 2016**). Les populations de moustiques, se trouvent dans tous les continents et les écosystèmes et sont réparties à différentes altitudes et latitudes au niveau de divers types de milieux épigés et hypogées. Elles sont plus répandues surtout dans les régions Afrotropicales (**Howarth, 1972 et 1982**).

2.5.1.1. Cycle biologique

Les moustiques sont des insectes holométaboles, leur cycle de développement passe par plusieurs stades et se déroule dans deux milieux différents, le milieu aquatique abrite les stades pré-imaginaux (Œufs; Larves et Nymphes), cependant l'adulte présentant un dimorphisme sexuel net, se développe dans le milieu aérien (**Fig. 5**). Le cycle de développement est influencé par la température, il peut s'arrêter lorsque la température de l'eau baisse. La température élevée dans un intervalle optimal de l'air est considérée comme un facteur stimulant pour la survie de l'adulte et surtout, la prise de sang (**Tian et al., 2022**).

Les gîtes larvaires varient selon l'espèce de moustique, chaque espèce à un gîte larvaire

spécifique pour la ponte, ces gîtes peuvent être naturels comme les plans ou les cours d'eau, flaques, rochers, trous d'arbres..., ou artificiels d'eau douce; salée ou saumâtre et plus ou moins riches en matière organique, telle que les vides sanitaires. La disponibilité des gîtes larvaires est déterminée par deux facteurs climatiques, les précipitations et la température. La pluviométrie peut suivre un cycle saisonnier, selon la latitude et le climat de la région. Elle favorise le développement de la végétation qui forme une source nutritive et un milieu favorable pour le développement des moustiques. Alors que, la température de l'aire a un rôle fondamental dans le processus d'évaporation et de survie de l'eau des gîtes (Sallam *et al.*, 2017).

L'émergence des nymphes de moustique est liée aux taux de prédation des ennemis naturels associés et aux modifications environnementales, elle est estimée à une dizaine ou quinzaine de minutes (Duvallat *et al.*, 2017). Après l'émergence se déroule l'accouplement, cependant la femelle va à la recherche d'un hôte vertébré pour l'apport d'un repas sanguin, contenant les protéines nécessaires à la maturation des œufs (Klowden, 1990). Par la suite elle se met au repos, pour la digestion du sang. Après l'incubation et l'achèvement du développement embryonnaire, la femelle gravide recherche un site de ponte pour l'oviposition (Barredo et Degennaro, 2020).

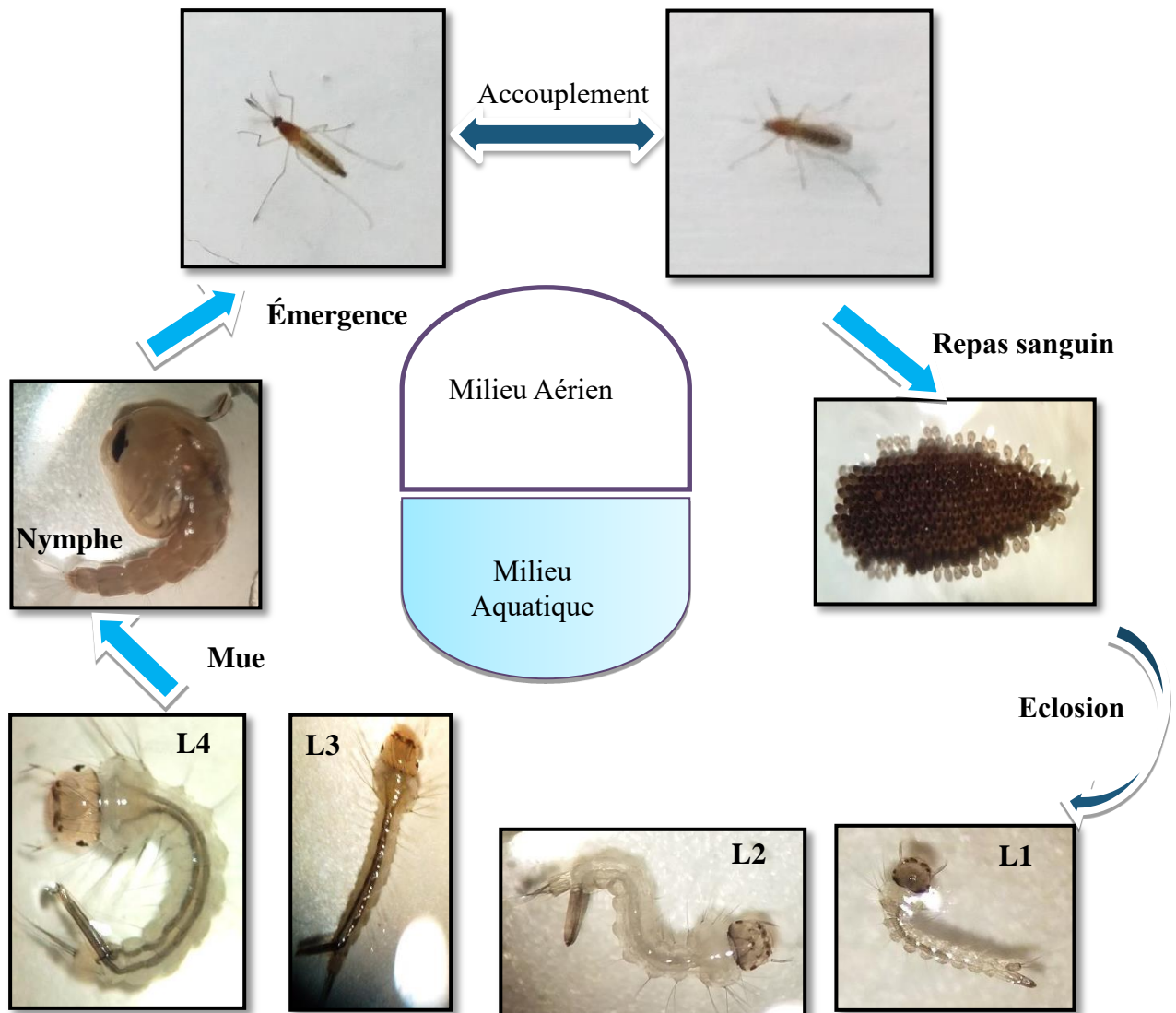


Figure 5: Cycle de vie de *Cx. pipiens* à l'état réel (Agr: x32) (Photos Personnelles).

2.5.1.2. Les œufs

A la ponte les œufs sont insubmersibles de taille de 0.07mm de long et 0.05mm de large (Bendali-Saoudi, 1989), leur nombre varie entre 200 et 400 œufs, deux à trois jours sont nécessaires à leur éclosion. Selon Andreo, (2003), leur nombre varie en fonction de la quantité de sang absorbé. Dans le cas des Culicinae (*Culex*, *Uranotaenia*, *Culiseta*, *Orthopodomyia*), les œufs sont pondus à la surface de l'eau, regroupés en nacelle, fusiformes, dépourvus de flotteurs et de couleur blanchâtre (Andreo, 2003). Ces barquettes sont perpendiculaires à la surface de l'eau avec la zone d'éclosion, au contact direct de l'eau (Présence de flotteurs apicaux). Pour les Aedinae et les Anophelinae (Présence de flotteurs latéraux) les œufs sont pondus isolément. Les variations de forme, de taille et de coloration entre les œufs de chaque espèce sont parfois utilisées en taxonomie (Bendali-Saoudi, 1989;

Himmi *et al.*, 1995; Schaffner *et al.*, 2001; Impoinvil *et al.*, 2007; Ciota *et al.*, 2014; Duvallet *et al.*, 2017; Bousses *et al.*, 2022).

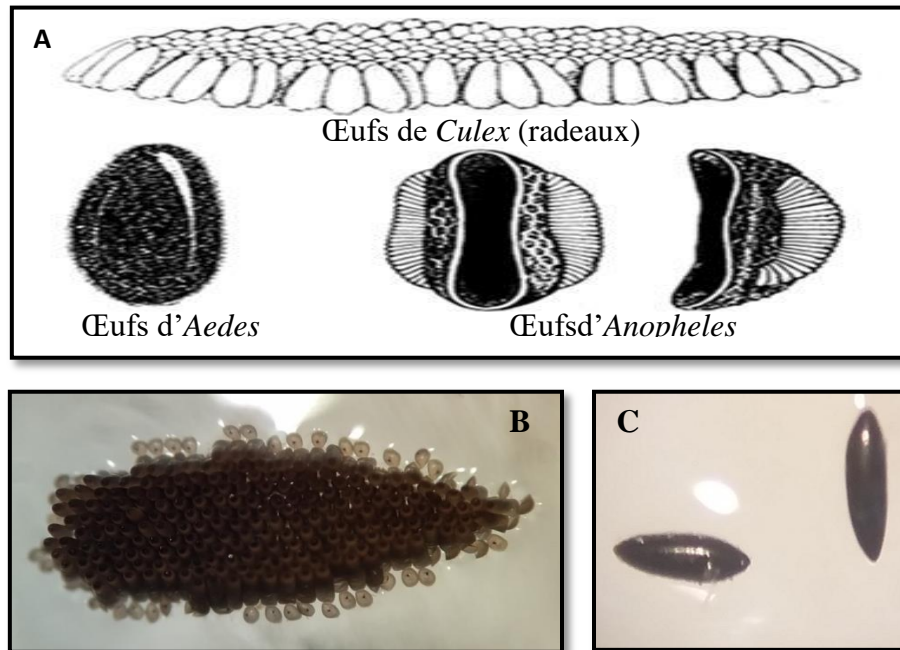


Figure 6: Morphologie de l'œuf chez les moustiques:

A: À l'état schématique (**Russell *et al.*, 1963**).

B: Œufs de *Culex pipiens* à l'état réel (Agr: x32) (**Photo personnelle**).

C: Œufs d'*Ochleratattus dorsalis* à l'état réel (Agr: x32) (**Photo personnelle**).

2.5.2.2. La larve

Après la période d'incubation les œufs achèvent le développement embryonnaire (**Cachereul, 1997**), à l'éclosion les larves se disposent obliquement, par rapport à la surface de l'eau (**Ripert, 1998**), les contractions de son corps permet de se déplacé dans l'eau par un mouvements saccadés (**Urquhart *et al.*, 1996; Andreo, 2003**). Elle se différencie des autres insectes aquatiques par l'absence de pattes, formant le Sous Ordre des Nématocères (**Dahl, 2000**). Le développement larvaire comporte quatre stades de morphologie comparable, se succèdent, de taille variant de 2 mm à 12 mm (**Boulkenafet, 2006**), chaque stade est séparé à l'autre par une mue (**Cachereul, 1997**). La morphologie larvaire le plus couramment utilisée en taxonomie est celle du quatrième stade. L'ensemble des facteurs telle que la température du milieu, la densité larvaire ainsi que la disponibilité en nourriture, agissent sur la durée du stade et varie d'une espèce à une autre. Les larves de moustiques colonisent habituellement les étendues d'eau permanentes ou temporaires, fortement polluées ou pures, grandes ou petites, même les plus petites accumulations d'eau dans les seaux, vases, pneus, empreintes,

sont des habitats larvaires potentiels (Clements, 2000). Le corps de la larve se divise en trois parties: tête ; thorax et abdomen. La tête de moustique est fortement chitineuse, légèrement allongée et plus au moins aplatie. Elle est formée par une plaque chitineuse médiane: le frontoclypéus et deux latérales (plaques épicroâniennes) symétriques portant les antennes et les yeux, une plaque antérieure étroite (préclypéus) portant des brosses buccales broyeuses est rattachée au frontoclypéus, ces pièces buccales comportent une paire de mandibules armées de dents sur leur bord distal. Des soies symétriques (soies préclypéables, clypéables, frontales, occipitales...) sont portées par les plaques chitineuses (préclypéus et frontoclypéus). D'autre part, on distingue deux tâches oculaires ainsi que les deux antennes. Leurs aspect est variable suivant les groupes et portant toujours des soies caractéristiques des espèces (Becker, 2011). Le thorax des moustiques adultes comprend trois segments soudés; le prothorax, le mésothorax et le métathorax et portent sur les côtés plusieurs groupes de soies disposées en éventail, dont la distinction se fait à l'aide de la chétotaxie (Becker, 2001). Chaque segment donnant naissance à une paire de pattes (Rhodain et Perez, 1985). L'abdomen de la larve de moustique possède 10 segments: huit segments bien apparents, le neuvième pas évident, soudé au huitième, et un dixième segment forme le segment anal (Snodgrass, 1959).

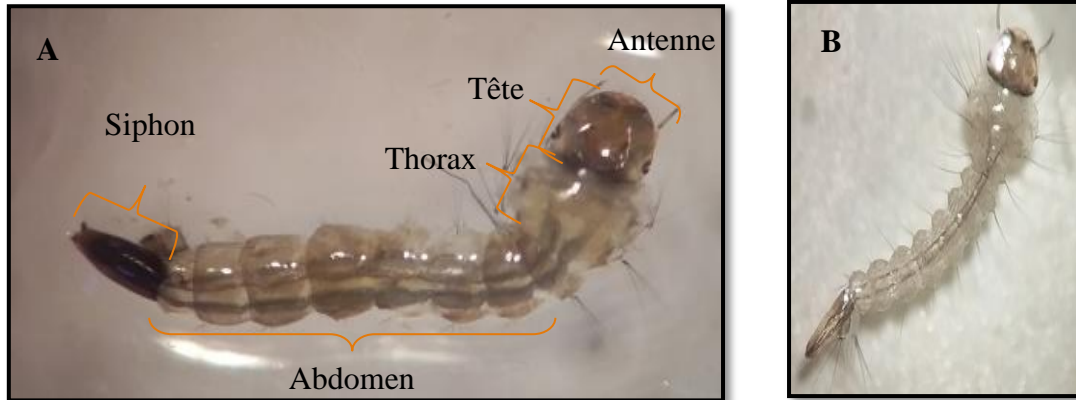


Figure 7: larve de moustiques à l'état réel (Photos Personnelles).

A: Larve d'*Aedes albopectus* (Agr: x32).

B: Larve de *Culex pipiens* (Agr: x32).

2.5.2.3. La nymphe

Le stade nymphal permet le passage de la vie aquatique larvaire à la vie aérienne de l'adulte. La nymphe se forme dans l'exuvie larvaire (Snodgrass, 1959), à la fin du quatrième stade, la tête et le thorax fusionnent en une seule masse globuleuse (Rodhain et Perez, 1985) pour donner un céphalo-thorax, qui porte deux trompes assurant la respiration de la nymphe. Elle est extrêmement sensible et reste à la surface de l'eau, très mobile et ne se nourrit pas (Andreo, 2003; Cachereul, 1997). Les orifices buccale et anal de la nymphe étant bouchés, pour assurer leur nourriture elle puise des réserves stockées au stade larvaire (Andreo, 2003; Cachereul, 1997). Le céphalo-thorax fait suite à un abdomen étroit recourbé formée de huit segments où le neuvième est atrophié (Rodhain et Perez, 1985). L'abdomen est terminé par deux palettes natatoires, assurant leurs déplacement (Andreo, 2003; Cachereul, 1997). Les ébauches des yeux et des différents appendices (Antennes, trompe, pattes, ailes) se situent au niveau du céphalothorax (Cachereul, 1997; Wall et Shearer, 1997; Urquhart *et al.*, 1996). Ce stade dure 24 à 48h où la larve de quatrième stade subit de profondes transformations morphologiques et physiologiques préparant le stade adulte (Rodhain et Perez, 1985; Ripert, 2007). Les distinctions taxonomiques des nymphes sont fondées sur les caractères des trompettes respiratoires, la chétotaxie et les caractères des palettes natatoires.

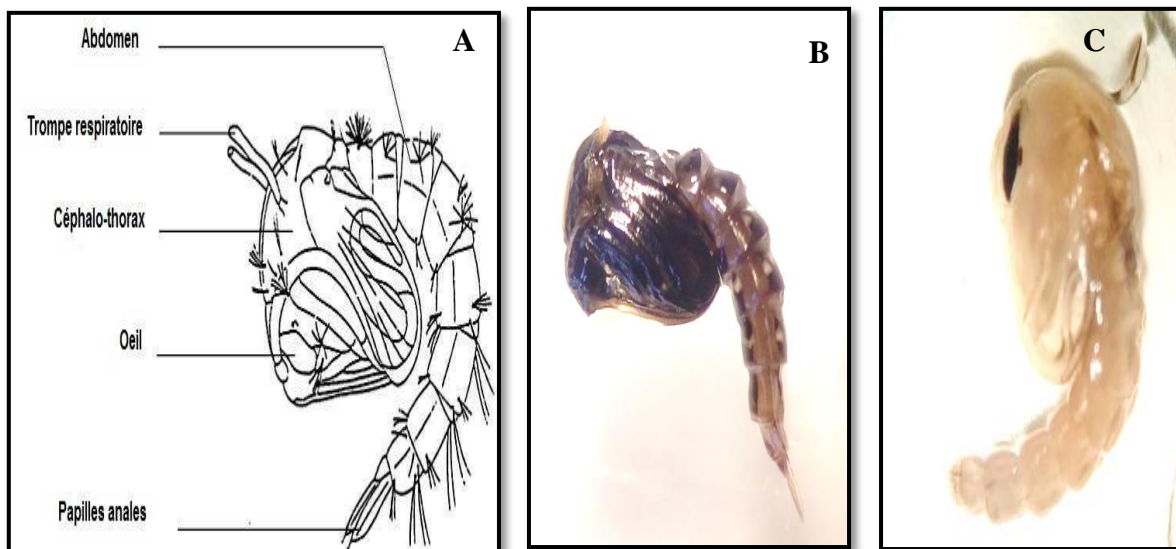


Figure 8: Morphologie générale de la nymphe de *Culex sp.*

A : Structure schématique selon Cachereul, (1997).

B: Nymphe d'*Aedes albopictus* à l'état réel (Agr: x32) (Photo Personnelle).

C: Nymphe de *Culex pipiens* à l'état réel (Agr: x32) (Photo Personnelle).

2.5.2.4. L'adulte

Les adultes de moustiques, se nourrissent de nectar, source d'énergie. Les femelles n'ont pas besoin de sang pour leur propre survie, mais elles sont hématophages, elles ont besoin de sang pour la maturation des œufs. La spermathèque de la femelle stocke le sperme du mâle, ce qui explique que la fécondation des œufs s'effectue lors de la ponte (Clements, 1999). Deux éléments permettent de distinguer le mâle de la femelle à l'œil nu; les palpes maxillaires sont très courts et effilés chez la femelle, contrairement chez le mâle, ils sont plus longs que la trompe (Urquhart *et al.*, 1996; Euzéby, 2008), et les antennes sont velues chez le mâle et glabres chez la femelle. La durée de vie des moustiques adultes varie d'une semaine à plus d'un mois, certains individus ont vécu deux mois en élevage, les femelles vivent plus longtemps que les mâles, qui meurent peu après l'accouplement. La taille varie selon les genres et les espèces de 5 à 20 mm. Le corps est composé de trois parties distinctes: tête, thorax et abdomen (Fig. 9) (Bendali-Saoudi, 1989).

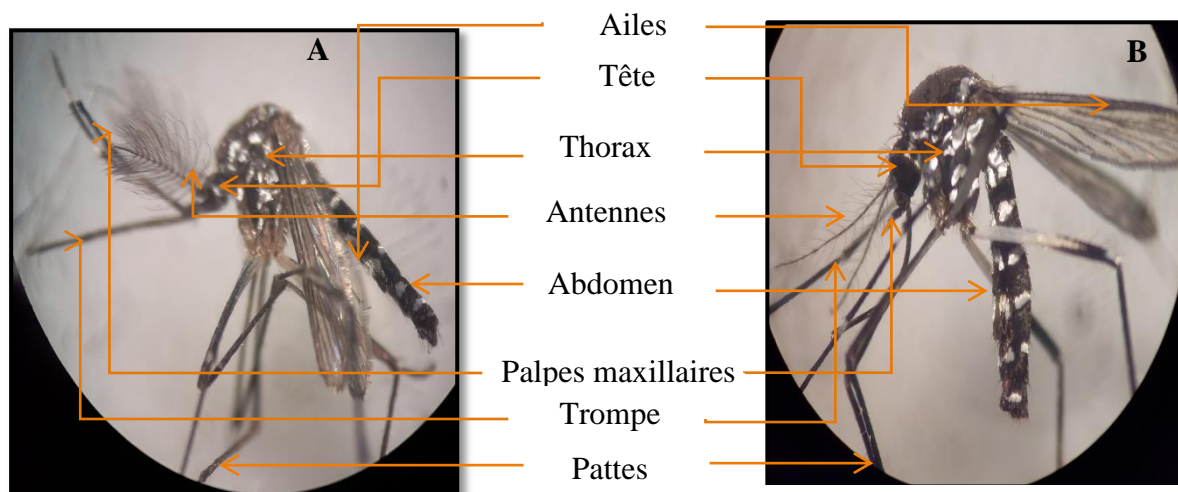


Figure 9: Moustique adulte *Aedes albopictus* à l'état réel (Agr: x32) (Photos Personnelles).

A: Mâle.

B: Femelle.

La tête du moustique est de forme globuleuse et bien dégagée du thorax, portée par un cou étroit. Elle porte des yeux très grands, réniformes, composés des yeux élémentaires (Ommatidies) juxtaposés et occupent la majeure partie de la tête (Rioux, 1958). Ces ommatidies, s'étendent sur les faces latérales, mais aussi sur une grande partie de la face dorsale et une petite partie, sur la face ventrale, ils sont presque jointifs, séparés par une bande frontale étroite. Les ocelles sont absents le clypéus s'insère au niveau de la trompe. Les antennes s'insèrent dans les échancrures du champ oculaire, la région, juxta oculaire appelée

le vertex et l'occiput (Becker *et al.*, 2011). Les pièces buccales constituent un ensemble appelé trompe ou proboscis qui comporte le labium en forme de gouttière qui entoure et protège les pièces buccales vulnérantes au nombre de six (Les styles). Les palpes maxillaires sont formés de plusieurs articles et sont de longueur variable selon l'espèce et le sexe. Chez le mâle, certaines, de ces pièces buccales peuvent s'atrophier. Lors de la piqûre, le labium ne pénètre pas les téguments, mais se replie à leur surface (Rhodain et Perez, 1985).

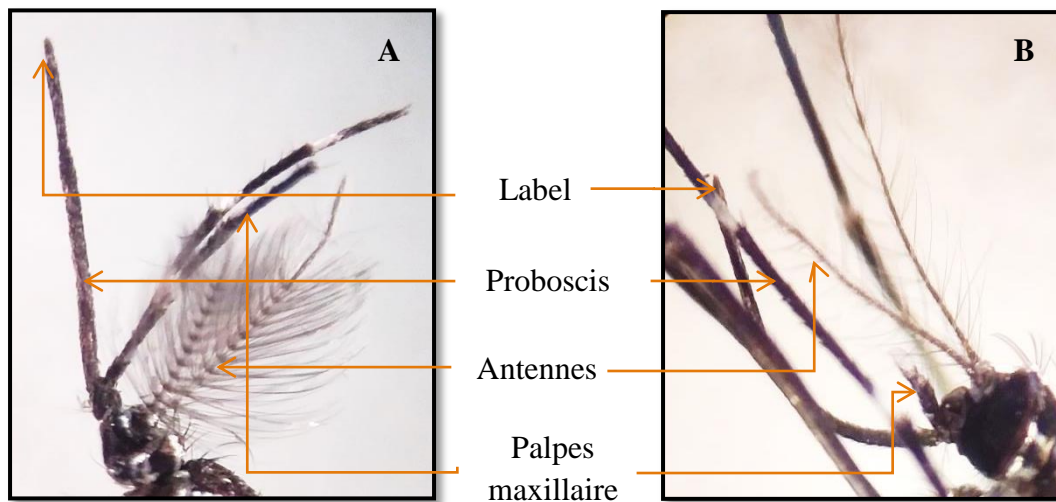


Figure 10: Présentation de la tête d'*Aedes albopictus* à l'état réel (Agr: x32)

A: Mâle d'*Aedes albopictus* (Photo Personnelle).

B: Femelle d'*Aedes albopictus* (Photo Personnelle).

Le thorax de moustique est formé de trois métamères fusionnés, de développement très inégal. Ces métamères sont composés de plaques sclérifiées. Les sternites, sont les plaques ventrales, les pleurites qui sont les plaques latérales et les plaques dorsales sont appelées tergites. Les trois plaques sont reliées entre elles par des membranes souples. Le thorax formé de trois segments soudés (Prothorax. Mésothorax et Métathorax). Chaque segment donne naissance à une paire de pattes. Le prothorax, très réduit, comporte un notum qui comprend les lobes antérieurs et postérieurs, sous le lobe antérieur se trouve le pro-épisternum. Le mésothorax, très développé, porte une paire de stigmates porte une seule paire d'ailes longues et étroites. Les ailes sont ornées de minuscules écailles qui forment soit des nervures, soit des taches. On trouve aussi sur le thorax une paire de petits balanciers (altère), qui remplacent la deuxième paire d'aile, et maintiennent l'insecte pendant le vole. Ces derniers se trouvent au niveau du métathorax qui est également très réduit et porte une paire de stigmates (Brunhes, 1970). Au niveau du mésothorax s'articule 3 paires de pattes. Chaque patte comprend, de sa base à l'extrémité distale, la hanche ou coxa, le trochanter indistinct, le fémur, le tibia, et un

tarse de cinq articles ([Rhodain et Perez, 1985](#)). Les soies pleurales (spiraculaires, postspiraculaires, stérno-pleurales, préalaires...), ont un grand intérêt systématique ([Rhodain et Perez, 1985](#); [Bendali, 2006](#); [Benmalek, 2010](#)).

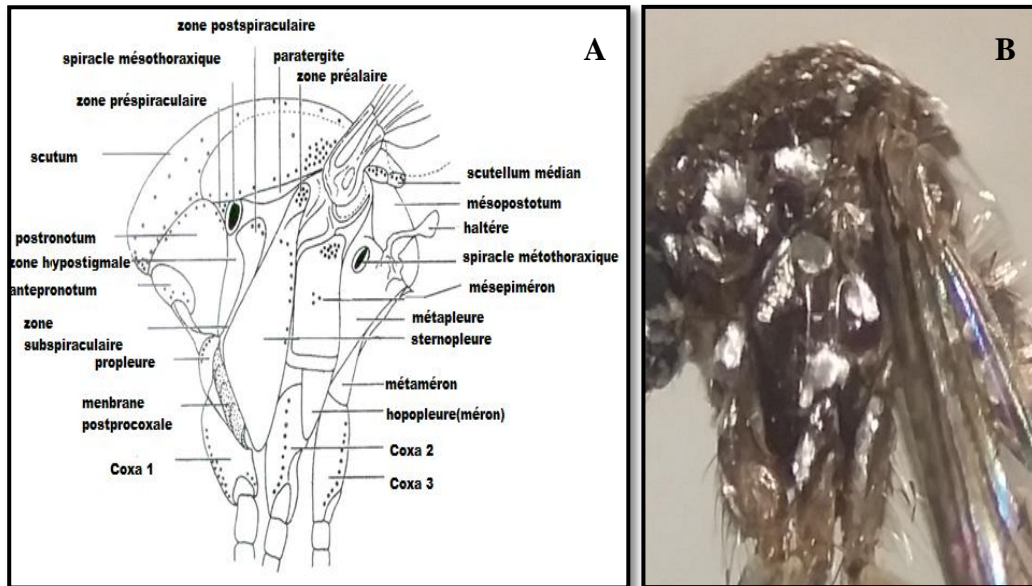


Figure 11: Morphologie générale du thorax de moustique.

A: Morphologie schématique et emplacement des soies du thorax en vue latérale
([Huang et Ward, 1981](#)).

B: Thorax d'*Aedes albopictus* à l'état réel en vue latérale (Agr: x32)
([Photo Personnelle](#)).

Ailes: Sont uniforme, la nervation alaire permet de séparer les genres ([Becker et al., 2010](#)). Les ailes de moustiques comportent trois parties distinctes, deux proximales et réduites (l'allule), une autre distale et beaucoup plus étendue. Au repos, elles sont repliées sur l'abdomen. En arrière des ailes, se trouvent les balanciers, qui sont de petits organes sensoriels oscillatoires servant au contrôle du vol, appelé aussi altère ([Bussieras et Chermette, 1991](#)) ([Fig. 12](#)).

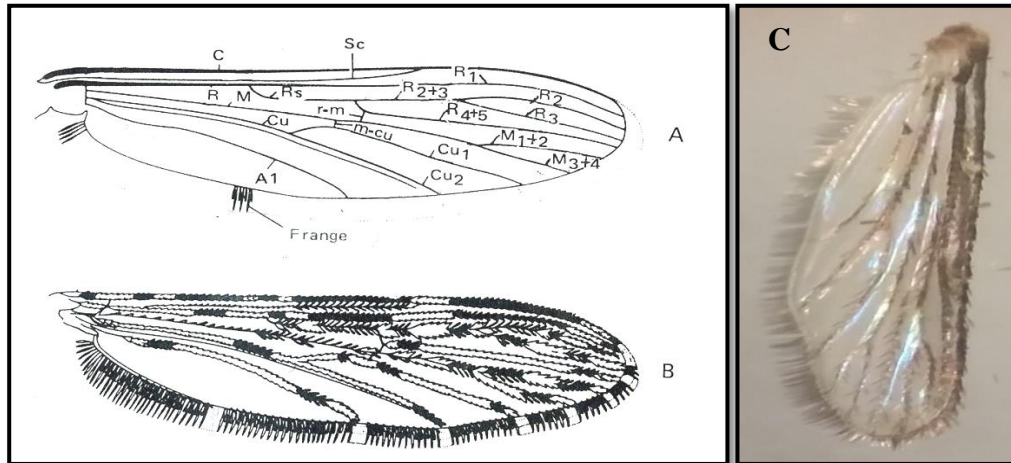


Figure 12: Morphologie de l'aile chez les moustiques:

(A: nervation; C: la costale; Sc : la sous-costale; R: la radiale; M: médiane; Cu: cubitale; A: anale; B: nervation, écailles en place) (Faran et Linthicum, 1981).

C: Aile d'*Aedes albopictus* à l'état réel (Agr: x32) (Photo Personnelle).

Abdomen: Chez les deux sexes de moustique adultes, l'abdomen est de forme allongé et comporte 9 segments, les sept premiers sont à peu près semblable, le huitième segment porte les organes respiratoires (Neveu-Lemaire, 1952; Bussieras et Chermette, 1991). Chaque segment du corps est formé par une partie dorsale (Tergite) et une partie ventrale (Sternite), reliées par une membrane souple latérale. Les segments sont ornés de soies et d'écailles de couleur et de disposition variées, qui peuvent servir de critères taxonomiques identifiants les espèces (Rhodain et Perez, 1985). Chez les mâles, l'abdomen se termine en une armature génitale, servant à maintenir la femelle durant l'accouplement (Neveu-Lemaire, 1952; Bussieras et Chermette, 1991).

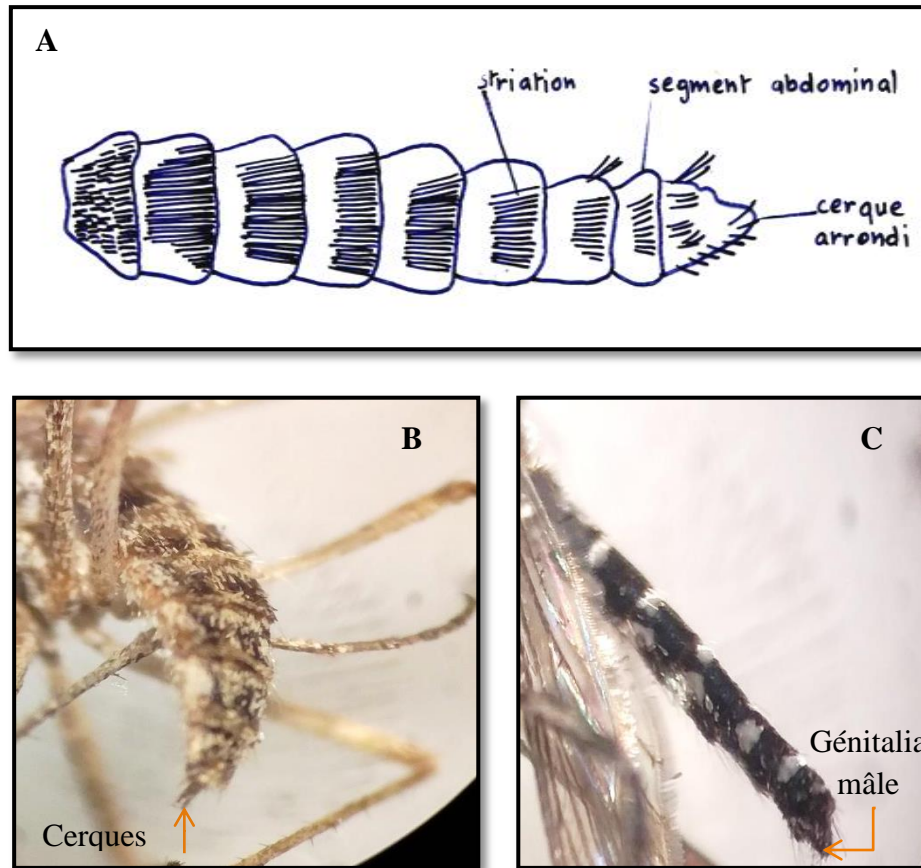


Figure 13: Morphologie de l'abdomen du moustique.

- A:** Vue dorsale, femelle de *Culex pipiens pipiens* (Bendali-Saoudi, 1989).
B: Abdomen d'*Aedes vexans* à l'état réel (Agr: x32) (Photo Personnelle).
C: Abdomen d'*Aedes albopictus* à l'état réel (Agr: x32) (Photo Personnelle).

Génitalia mâle: La morphologie des génitalia chez le moustique est très complexe, surtout chez les mâles, est très utilisé en systématique. Cependant l'appareil génital mâle ou hypopygium, comprend les IXe et Xe segments, subit, comme c'est la règle chez beaucoup de Nématocères, un phénomène d'hémi rotation de 180°, amenant la face ventrale en position dorsale. Cette circumversion se produit 12 à 24 heures après l'émergence (Fig. 14) (Rhodain et Perez, 1985).

Chez le moustique, les génitalia mâles se distinguent de ceux de la femelle par la présence de grands forceps. Les Terminalia mâles ont été étudiés par de nombreux auteurs, il faut citer Edwards (1920, 1941); Christophers, (1923); Christophers et Barraud, (1931); Snodgrass (1957; 1959); Harbach et Knight, (1980). L'hypopygium se compose du IXème segment qui porte notamment deux forcipules d'une part, formé chacun de trois parties : coxite (présentant 2 ou 3 lobes basaux et apicaux éventuellement parabaasal; un style se

termine par une griffe et souvent deux claspettes. Le dixième segment, ou segment anal au niveau duquel se remarque le pénis (Phallosome ou édéage) muni parfois d'apophyse et entouré de deux paramètres et souvent des protubérances, d'aspects très variés (En oursin chez les *Culex*), deux latéraux basaux, plus ou moins développés insérés à sa base (**Fig. 14; 15**).

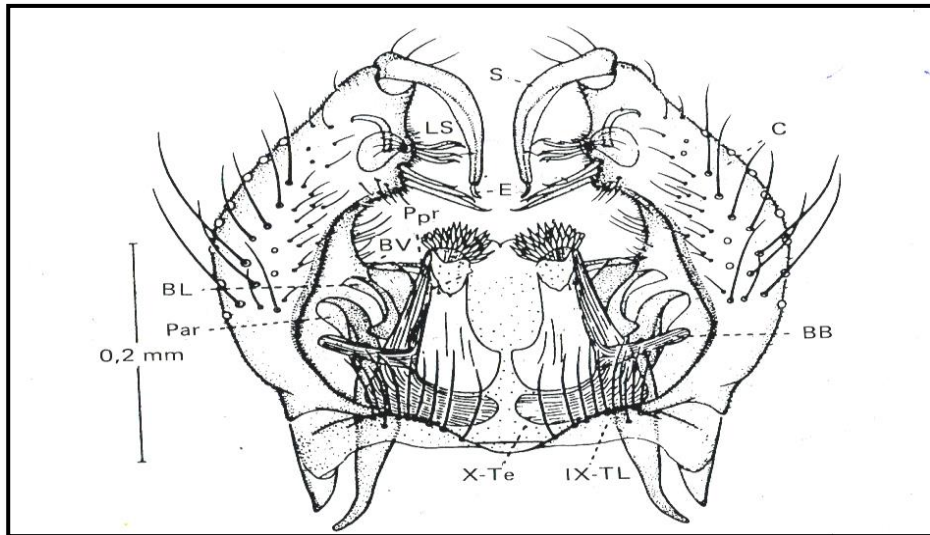


Fig 14: Morphologie de l'hypopygium chez les moustiques mâles (genre *Culex*); BB: bras basal; BL: bras latéral; BV: bras ventral; C: coxite; E: épine du style; LS: lobe ubapical; par: paramètre; Ppr: paraproctes; S: style; IX-TL: lobe du tergite IX; X-Te: tergite X (**Harbach et Knight, 1980**).

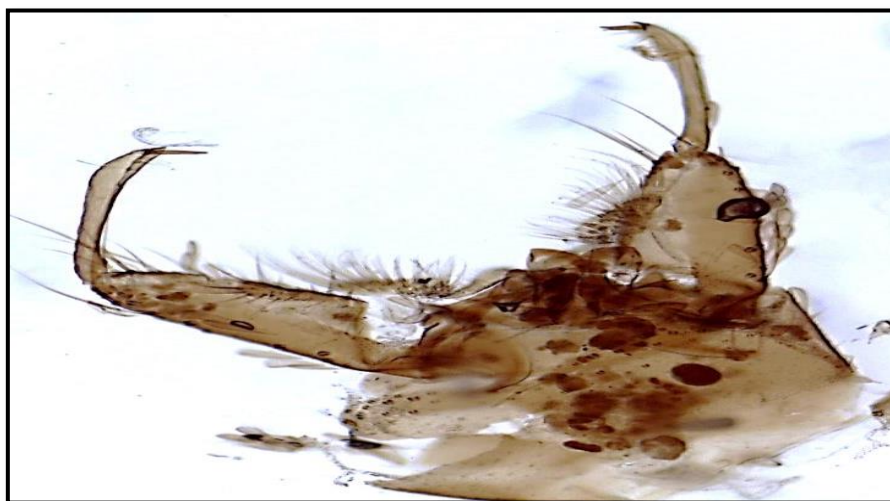


Fig 15: Morphologie de l'hypopygium chez le mâle d'*Aedes albopictus* à l'état réel (Gr: x10) (**Photo Personnelle**).

Génitalia femelle: L'étude des terminalia femelles est basée surtout sur les travaux de **Macfie et Ingram, (1922); Christophers (1923; 1960); David, (1926); Gregbine, (1966)**. Elles sont difficiles à interpréter que ceux des mâles, possédant une morphologie relativement simple et un rôle taxonomique mineur, qui se présente dans la détermination du genre. Les Terminalia femelles diffèrent des terminalia mâles par les caractères suivants (Pas d'inversion, les terminalia gardent leur position primitive, le segment IV est plus réduit et ne porte ni appendice, ni lobe; le segment anal ou segment X porte une paire de cerque). Le segment génital est plus ou moins rétracté, il comprend le tergite IX (dorsal) l'insula et l'altrium qui représentent la chambre génitale. Insula ou sternite IX est une petite plaque chitineuse, sur la ligne médioventrale séparée par une membrane de segment VII portant des poils. Atrium ou chambre génitale ou s'ouvrent l'oviducte, le conduit de la spermathèque et de la glande à mucus, est un anneau sclérifiées entourant le gonophore (**Gregbine, 1966**) (**Fig. 16**).



Figure 16: Terminalia femelle d'*Aedes albopictus* à l'état réel (Gr: x10) (**Photo Personnelle**).

2.6. Échantillonnage des Culicidae

La capture des adultes a été réalisée au niveau des immeubles précisément au niveau des caves, à l'aide d'un tube en verre que l'on dépose délicatement sur le moustique au repos (**Fig. 17A**). Lorsqu'on bouge le tube l'insecte s'envole vers le fond, ensuite on ferme le tube et en l'ouvrant à l'intérieur de la cage d'élevage (**Bendali-Saoudi, 1989**). Chacune est étiquetées (Date & Site d'étude). Dans chaque cage un récipient contenant de l'eau est disposé, pour la récolte des œufs pondus (**Fig. 17**). D'autre part les larves sont prélevées à l'aide d'une louche de 500 ml, cette dernière est plongée dans l'eau puis déplacée d'un mouvement uniforme en évitant les remous (**Fig. 17B**).

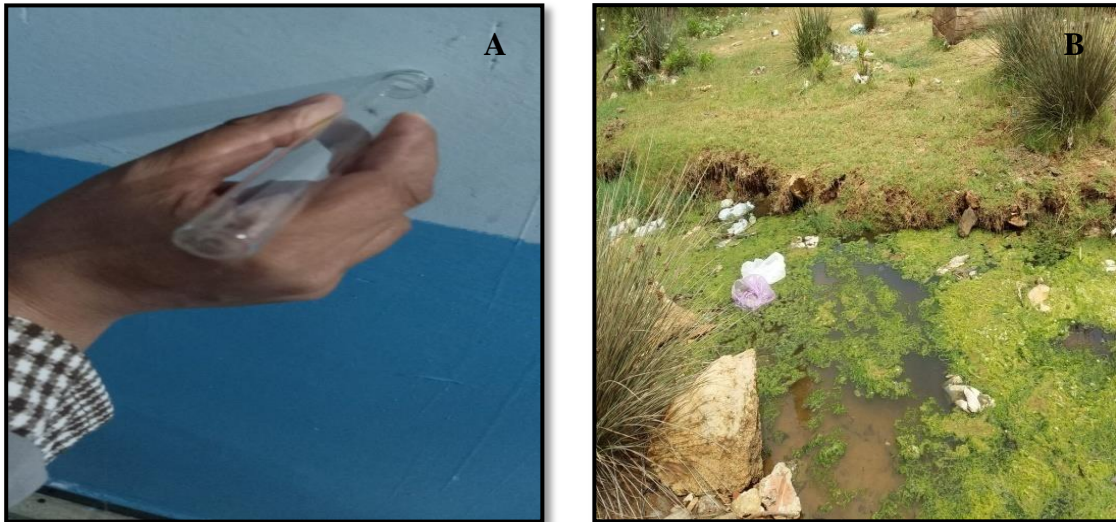


Figure 17: Echantillonnage des moustiques (**Photos Personnelles**).

2.6.1. Techniques d'élevage

A l'état adulte: L'élevage des moustiques a été réalisé sous les conditions du laboratoire sous une température de $25\text{ C}^\circ \pm 2$ et une photopériode journalière de 14:10 (**Bendali-Saoudi et al., 2001**). Les adultes sont élevés dans des cages de forme cubique (30x30x30 cm) avec une armature en bois couverte de tulle. Un des côtés de la cage comporte un manchon de tissu (30 cm de long sur 18 cm de diamètre) pourvu d'un élastique, tout à fait au bout pour permettre l'introduction de la main. Des grappes de raisin secs ou de dattes sont suspendues au plafond de la cage, assurant ainsi le repas sucré des adultes mâles et femelles. Ce repas permet un apport de protéines et de glucides, permettant ainsi aux femelles de pondre plus d'œufs, par rapport aux femelles nourries de sucre (**Wigglesworth, 1972**). Cependant, le repas sanguin, indispensable aux femelles pour la maturité des œufs, pour cela, on a introduit des rats Wistar dans les cages. D'autre part, des récipients contenant de l'eau sont déposés à l'intérieur des cages, dont lesquels les femelles effectuent leur ponte (**Bendali-Saoudi, 1989**) (**Fig. 18**). De plus, les adultes morts dans les cages d'élevages seront conservés pour une identification systématique.



Figure 18: Elevage des adultes de moustiques au laboratoire (Photos Personnelles).

A l'état larvaire: Les lots d'œufs déposés par les femelles sont séparés individuellement, chaque lot a été disposé dans un récipient à part, contenant de l'eau déchlorinée, dans le but de purifier l'espèce. Après l'éclosion, les larves passent par 4 stades, lorsqu'elles atteignent le quatrième stade, elles seront conservées dans des tubes eppendorff. Les larves sont nourries d'un mélange de biscuit-levure (75% -25%). Ce composé nutritif permet un apport protéique important, surtout pour la vitélogénèse chez les femelles. L'eau est renouvelée tous les trois jours. Lorsque les larves atteignent le stade nymphal, elles seront disposées dans des récipients remplis d'eau et transférées dans des cages où elles se transformeront en adultes (Bendali-Saoudi, 2006).



Figure 19: Elevage des larves de moustiques au laboratoire (Photo Personnelle).

2.6.2. Techniques de montage et conservation

Les larves de moustique de quatrième stade, sont conservées pendant quatre à cinq jours dans des tubes eppendorff contenant du NAOH 10 %, pour détruire les tissus attachés aux cuticules et rendre la chitine transparente, facilitant ainsi l'observation microscopique. Ensuite, les larves seront rincées à l'eau distillée et montées entre lames et lamelles dans une goutte de glycérine, afin d'être identifiées systématiquement selon des clés appropriées (Bendali-Saoudi, 1989).

2.6.3. Identification systématique des Culicidae

L'identification taxonomique des Culicidae, a été réalisée principalement à l'aide du logiciel (Moustique d'Europe) (Schaffner *et al.*, 2001). Cela en se basant sur un ensemble de structures morphologiques, très précises. Pour la détermination du genre et des espèces des adultes, elle repose essentiellement sur la répartition et la couleur des écailles; la structure des ailes; la chétotaxie des génitalia. De même, les larves du quatrième stade sont très utilisées dans ce contexte, vu la facilité de leur pêche et la chétotaxie (Répartition et Structure des soies), qui permet l'identification des sous-espèces des espèces complexes, comme chez *Culex pipiens* (Bendali-Saoudi, 1989; 2006).

2.7. Caractérisation morphologique des espèces prédatrices

2.7.1. Les Héétéoptères

Position systématique selon Latreille (1810)

Règne	Animalia
Embranchement	Arthropoda
Sous embranchement	Hexapoda
Classe	Insecta
Sous classe	Pterygota
Super-ordre	Hemipteroidea
Ordre	Hemiptera
Sous ordre	Heteroptera

Les Héteroptyères est un ordre d'insecte, comprenant sept familles (Corixidae; Pleidae; Notonectidae; Naucoridae; Aphelocheiridae; Nepidae et Ochteridae) (Dethier, 1986; Houelome *et al.*, 2017). Ce groupe d'insecte c'est adapter au milieu aquatique, avec environ 10% des espèces connues. La majorité la plus importante de ces espèces aquatiques, se trouve dans des habitats d'eau douce (Anderson et Polhemus, 1976; Polhemus et Polhemus, 2008). Ils ont pleinement exploité les diverses opportunités offertes par les cours d'eau, lacs, marécages, étangs et mares (Poisson, 1957). Ces insectes sont communément désignés sous le nom de "punaises aquatiques", appartiennent à la classe des hémimétaboles. Dans le cas où les ailes antérieures sont développées, elles se caractérisent par une structure particulière, combinant une section coriace et une section membraneuse, formant ainsi ce que l'on appelle des hémélytres. Leurs pièces buccales adoptent une configuration de rostre piqueur (Polhemus et Herring, 1970). La taille corporelle des Héteroptyères varie dans une fourchette allant de 2 à 100 mm (Poisson, 1957; Dethier, 1981), la tête est d'un aspect fort variable, étant en général projetée vers l'avant et bien sclérifiée. Les antennes varient considérablement en longueur. L'abdomen est constitué de 10 segments, avec parfois une réduction ou une absence de un ou de deux segments (premiers), tandis que les 10^{iem} et 11^{iem} segments sont fréquemment présents. Chez la femelle, l'orifice génital est localisé sur le 8^{iem} segment, tandis que chez le mâle, il se trouve sur le 9^{iem} segment fusionnés (Fig. 20) (Poisson, 1957; Dethier, 1985).

Chez les Héteroptyères prédateurs, le rostre émerge de la partie antérieure de la tête, puis il se relève et se dirige vers l'avant. La majorité des Héteroptyères aquatiques sont des prédateurs qui s'attaquent à divers organismes aquatiques tels que les œufs, les larves et les adultes, ainsi qu'à des insectes, des acariens et des araignées, bien que certaines adoptent des régimes détritivores (matière organique en décomposition) ou phytophages (Algues). Toutes ces espèces démontrent une sensibilité particulière aux caractéristiques des milieux aquatiques qui les abritent, comprenant la nature du substrat, la structure et la composition de la végétation environnante, la fermeture des milieux, le taux de minéralisation de la matière organique, le taux d'oxygène dissous, le pH et la présence de pollution (Elder, 2012).

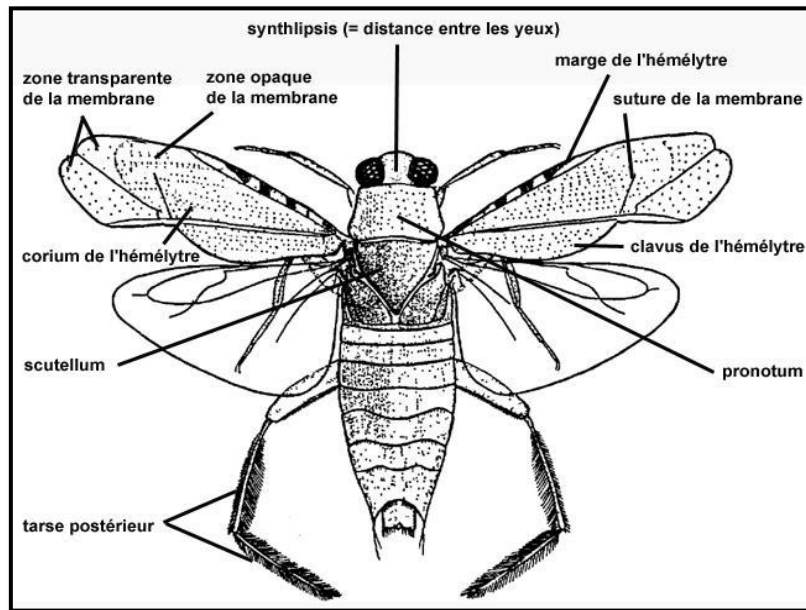


Figure 20: Morphologie générale de *Notonecta glauca* Linnaeus 1758 (Anonyme 3).

2.7.2. Larve d'Odonate

Position systématique selon (Charpentier, 1840).

Règne	Animalia
Embranchement	Arthropoda
Sous embranchement	Hexapoda
Classe	Insecta
Ordre	Odonata

Quel que soit le Sous-ordre, la larve d'Odonate est caractérisée par la présence d'un labium transformé en organe préhenseur (Masque) et une tête peu mobile comparée à celle des adultes. Elle porte des yeux composés et bien développés, le nombre d'articles ne dépasse pas sept. Les ocelles sont peu visibles. Le labre est transversal, avec de nombreuses dents aigues. Les pattes sont relativement longues et servent essentiellement à la locomotion (Tachet *et al.*, 2010). L'abdomen est toujours plus court que chez l'adulte, il porte souvent des épines (Protubérances épineuses) sur l'axe médio-dorsal et sur les bords latéraux postérieurs des derniers segments abdominaux.

Chez les *Zygoptères*, la détermination de deux Sous-ordres fait partie de l'extrémité abdominale. Ce dernier comprend deux pièces latérales très courtes, un épiprocte court,

également prolongé par une lamelle branchiale, les formes varient selon les genres.

Chez les *Anisoptères*, l'extrémité de l'abdomen constitue une pointe conique (Pyramide anale) constituée de deux paraproctes latéraux, flanqués de deux cerques uniarticulés et dorsalement d'un épiprocte impair (Tachet *et al.*, 2010). Par leurs fortes exigences, les Odonates sont considérée comme des bons indicateurs de l'état fonctionnel des écosystèmes (Clark et Samways, 1996).

Ils effectuent de 8 à 18 mues selon les espèces, après l'émergence l'exuvie est formé d'une cuticule rigide, que l'on peut utiliser pour la détermination de l'espèce (Fig. 21) (Raebel *et al.*, 2010).



Figure 21: Morphologie générale de la larve d'*Anisoptères* (*Sympetrum striolatum*).
Vue dorsal (Kunz, 2015).

2.7.3. Hydrachenidia ou Hydracariens

Classification systématique:

Règne	Animalia
Embranchement	Arthropodes
Sous embranchement	Chélicérates
Classe	Arachnides
Sous classe	Acari
Super-ordre	Acarifomes
Ordre	Actinedida
Sous ordre	Prasitengona

Les hydracariens ou Hydrachnelles, ou Hydrachnidia, la plupart appartiennent au groupe des *Prostigmata Parasitengona*, ils sont cosmopolites (Peyrusse et Bertrand, 2001; Bernard, 2017). Ils colonisent surtout les plans d'eau douce, saumâtre ou salée, se trouvent sous toutes les latitudes, des régions polaires (Bernard, 2017). Ce sont des bioindicateurs efficaces de la qualité de l'eau. Ils occupent une place particulière dans l'écosystème en raison de leurs rôles en tant qu'ennemis naturels de certains insectes aquatiques (Prédateurs ou Parasites) (Peyrusse et Bertrand, 2001). Leur cycle de vie est complexe, ils passent par une alternance de stases actives et inactives avec un passage obligatoire sur un hôte invertébré (Phorésie) (Smith et Cook, 1991; Peyrusse et Bertrand, 2001). Le développement est ontogénétique ancestral à six stases (Prélarve; Larve; Lrotonympe; Deutonymphe; Tritonymphe & Adulte) passant par trois phases (Larvaire hexapode; Deutonymphe active & Adulte) (Peyrusse et Bertrand, 2001).

2.8. Collection et identification systématique des insectes prédateurs

Les insectes prédateurs, ont été pêchés à l'aide d'une louche de 500 ml. Cette dernière est plongée dans l'eau, puis déplacée d'un mouvement uniforme en évitant les remous. Les spécimens récoltés sont déposés dans des récipients étiquetés et hermétiquement fermés, comportant l'eau de gîte. Au laboratoire on tri les spécimens par groupes, pour les identifier systématiquement (Bendali-Saoudi, 1989 et 2006). Le montage des spécimens a été réalisé, sur lame dans une goutte de glycérine, couverte d'une lamelle, qui sera collée par le vernis à ongle. L'observation des spécimens a été réalisée sous microscope, à différents grossissements. La systématique des espèces a été déterminée à l'aide de clés dichotomiques

appropriées (Poisson, 1957; Amoros, 1984; Smith, 1976 et Cook, (1974), permettant ainsi l'identification en se basant sur un ensemble de critères morphologiques et de descripteurs structuraux bien précis. Cependant l'identification systématique des prédateurs a été réalisée suite à des observations sous loupe binoculaire du type ZEISS (Stemi DV4) ou microscopique du type LEICA DM 500. Ces différentes structures ont été photographiées à l'aide d'une caméra Leica intégrée au microscope.

2.9. Tests de prédation

Les prédateurs passent par une période de jeûn pendant 24 heures avant chaque test. Les tests ont été réalisés dans des boîtes en plastique destinées à la conservation des aliments. On a introduit 20 individus de tous les stades larvaires de *Cx. pipiens molestus* (L1; L2; L3 et L4) dans 200 ml d'eau de gîte. La durée du test est de quatre heures le matin et quatre heures le soir entre les deux périodes les insectes prédateurs, passent par quatre heures de jeûn. Le taux de prédation est effectué à toutes les heures du test. Cependant la répartition des prédateur a été réalisée selon la méthode suivante: concernant les hétéroptères (*Ilyocoris cimicoides*; *Notonecta glauca*) on a introduit un individu en présence de 20 larves de chaque stade de *Cx. pipiens molestus* avec quatre répétitions. Pour la deuxième espèce, on a introduit 2 individus de *Corixa punctata*. Le potentiel prédateur a concerné également une larve d'Anisoptères en présence de 20 larves de tous les stades de *Cx. pipiens molestus* selon quatre répétitions. D'autre part la capacité prédatrice des hydracariens a concerné l'espèce *Piona uncata*, pour cela trois individus ont été introduits dans chaque récipient, selon le même protocole.



Figure 22: Test de prédation (Photo Personnelle).

2.10. Matériel végétal

Le choix des plantes (*Ferula communis*; *Thapsia garganica* et *Datura innoxia*) basé sur des recherches bibliographiques approfondies, ainsi que des connaissances ethnobotaniques personnelles, sur leurs vastes utilisations en médecine traditionnelle. Cela a été indiqué par la population, surtout en ce qui concerne *T. garganica* utilisée d’une façon particulière comme un remède contre le rhumatisme. *Ferula communis* et *Thapsia garganica* appartiennent à la famille des Apiacées, comportant 460 genres et 4 250 espèces environ (Judd et al., 2002), ce sont des espèces cosmopolites. Cette famille est identifiée par des caractères botaniques spécifiques: la formation des fruits secs spécialisés et l’inflorescence en ombelle et typique (Rasmussen et Avato, 1998; Bruneton, 2005). Cette famille comporte des plantes aromatiques, leurs HEs contiennent des composés odorants comme la Vanilline, l’Eugénol, l’Anéthol, l’Estragole et bien d’autres (El Haib, 2011).

La récolte a été réalisée dans la Wilaya de Tébessa, au niveau de la Commune d’Ain-Ezzerga pour *Ferula communis* et *Thapsia garganica*, au niveau de la commune d’El-Eouinatte pour *Datura innoxia* Mill. Après la récolte, les différentes parties de chaque plante sont séparés, nettoyée et séchée à l’abri de la lumière et de l’humidité sous une température ambiante pendant 10 jours. Ensuite elles ont été stockées dans des sacs pour leurs utilisations.

Tableau 5: Les coordonnées géographique des zones de récolte des trois plantes. *Ferula communis* et *Thapsia garganica* récolter le 14/05/2021 et *Datura innoxia* Mill le 01/10/2021.

Régions		Latitude	Longitude	Altitude	Etage bioclimatique
El-Eouinatte <i>Datura innoxia</i>		35,86311	7,89438	850 m	Semi-aride
Ain-Ezzerga	Zone 1 <i>F. communis</i>	35,6541	8,27827	874 m	Semi-aride
	Zone <i>T.garganica</i>	35,64413	8,26237	844 m	

2.10.1. *Ferula communis* L. 1753

2.10.1.1. Classification botanique

La position systématique de *Ferula communis* L selon **Quezel et Santa (1963)**.

Règne	Plantae
Embranchement	Tracheophyta
Sous-embranchement	Angiospermes
Division	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Sous-classe	Rosidae
Ordre	Apiales
Famille	Apiaceae
Genre	<i>Ferula</i>
Espèce	<i>Ferula communis</i> L. 1753

Le genre *Ferula* comprend environ 180 à 185 espèces poussant à travers le monde, il forment le troisième plus grand genre de la famille des Apiacées, 130 espèces sont communes au bassin méditerranéen; Asie centrale; les îles Canaries, l'Ouest de la Chine, à l'Est et au Nord de l'Inde et au Sud de l'Extrême-Orient (**Korovin, 1947; Pimenov et Léonov, 1993; Pimenov et Leonov, 2004; Dehak-Oughlissi et al., 2013; Chibani, 2013; Panahi et al., 2018**). Les régions montagneuse forment un lieu adéquat à la croissance des espèces du genre *Ferula*, certaines espèces poussent dans des zones sèches et chaudes comme les déserts (**Yaqoob et Nawchoo, 2016**). Parmi les espèces de ce genre, *F. communis* L une espèce distinctive en ce sens qu'elle se propage largement (**Dettori et al., 2016**). Elle est présente en Maroc (**Quezel & Santa, 1963; El Alaoui et al., 2006**). En Algérie, elle pousse principalement dans les région à climat subhumide inférieure et très répendus dans les régions caractérisées par un climat Semi-aride supérieure (**Youmbai et al., 2017**), où le sol calcaire et les collines arides sont considérés comme un environnement adéquate à la croissance et à la floraison de cette plante, à partir de la saison de Mars jusqu'à la mi-Septembre (**Mohammedi et al., 2014**).

F. communis L est une plante vénéneuse pour les humains et les animaux en particulier, où l'empoisonnement apparaît sous la forme des hématuries, des diarrhées hémorragiques, suivie par une dyspnée puis la mort survient rapidement. Cette plante contient un groupe de composés qui représentent les substances actives ayant un effet anticoagulant comme la Ferpénine; le Féruléno; l'Hydroxy Féruléno et les Hydroxy Coumarines Prénylées en C3

(**Hammiche et al., 2013**). Dans le domaine de la médecine traditionnelle, cette plante est connue pour être largement utilisée à travers le monde arabe, afin de traiter de nombreuses maladies en raison de sa richesse en gomme-résine (**Yaqoob et Nawchoo, 2016**).

F. communis ayant des propriétés médicamenteuses est utilisée pour traiter les maladies et les infections de la peau, l'hystérie, la dysenterie, les fissures dans les pieds, les problèmes de fertilité et de stérilité féminine, les maladies helminthiques, les rhumatismes, douleurs dans les articulations, leurs racines sont utilisées pour prévenir la chute des cheveux. C'est un antispasmodique, et aphrodisiaque et peut être utilisé contre les mites et comme dépilatoire, prendre par voie orale comme analgésique, anti-helminthique, diurétique et sédatif pour traités les douleurs rhumatismales, la migraine, les maladies cardio-vasculaires et les angines (**Mamoci et al., 2011; Hammiche et al., 2013; Akaberi, 2015; Nguir et al., 2016; Hamel et al., 2018; Mohammad hosseini et al., 2019**). Les huiles essentielles extraites à partir des différentes parties de la plante, agissent comme un agent antimicrobienne (**Maggi et al., 2009**).

2.10.1.2. Description botanique

C'est un Arbrisseau caractérisé par une croissance rapide, où en quelques semaines elle peut atteindre une hauteur de deux mètres (**Chibani, 2013**). Caractérisée par des grande feuilles à une forme trandulaire (2 à 4 cm de long et 0,5 à 0,8 mm de large) à divisions allongées, droites et de couleur vert cendré (**Fig. 24**), la tige est épaisses et creuses de forme cylindrique (**Fig. 23**). Les fleurs sont odorantes et petites à un couleur jaune, regroupées pour formées une ombelle (**Fig. 25**). Après la maturation, ces fleurs Ces fleurs prennent une couleur brune et se transforment en fruits formés de deux méricarpes de forme elliptiques (**Fig. 26**) (**Quezel et Santa, 1963**).

2.10.1.3. Compositions chimiques

F. communis contient des dérivés de 4-hydroxycoumarine, ces derniers sont utilisés pour traiter les maladies thromboemboliques chez l'humain grace à leurs action hypotherombonique (**Au et Rettie, 2008**). Il y'a d'autres composants telle que les Tanins, les Diterpènes, les Alcaloïdes, les Flavonoïdes, les Terpénoïdes, Glucides, Protéines et Glycosides (**Chalabi, 2017**). Des Monoterpènes qui sont des inhibiteurs de l'acétylcholinestérase (**Smail et al., 2011; Orhan et al., 2008**). Des composants Monosaccharidiques comme le Galactose, l'Arabinose, l'acide Galacturonique, l'acide Glucuronique et le Rhamnose, ces composés ayant des activité antihyperglycémiant, par l'inhibition de l' α -D-glucosidase (**Youmbai et al.,**

2022). Cette plante renferme également des Coumarines Sesquitérpéniques, des Sesquiterpène et de Gommés-résines (Yaqoob et Nawchoo, 2016). Les huiles essentielles extraites à partir de tiges et de feuilles contenant des Sesquiterpénoïdes. Les huiles des feuilles regroupent 32 composés parmi lesquelles, le camphre, b-eudesmol, l'a-pinène, l'oxyde de caryophyllène, le myrcène, le dillapiole qui est considéré comme un composant majeur. Les huiles des fleurs renferment deux composants majeures: le Camphre et l'a-Pinène. Alors que, les huiles des racines contiennent le Spathulénol, Myristicine et le Guaïol, T-cadinol (Nguir et al., 2016).



Figure 23: Morphologie générale de *Ferula communis* (Photos Personnelles).



Figure 24: Feuilles (Photo Personnelle). **Figure 25:** Fleurs (Photo Personnelle).



Figure 26: Graines de *Ferula communis* (Photo Personnelle).

2.10.2. *Thapsia garganica* L 1767

Thapsia garganica L est une plante toxique méditerranéenne présente en Afrique du Nord, en Espagne, en Turquie, au Portugal, en Grèce et en Italie (Gómez, 2007 et Hand, 2011). Ce genre englobe des plantes vivaces dotées de caractéristiques distinctives, se distinguant par une stature au niveau du sol d'environ un mètre. Les feuilles, pinnatiséquées de manière très velue sur les deux faces, se présentent en un arrangement de 2-3 segments. Les fleurs, de teinte blanche ou jaune, s'épanouissent, tandis que le fruit elliptique, dorsalement comprimé, mesure entre 10 et 15 mm en largeur et 20-25 mm en longueur. Il présente des encoches plus ou moins larges à la fois au sommet et à la base. Cette plante est commune dans l'Algérie (Quezel et Santa 1962).

Le nom de cette plante en français: Thapsia, en Kabyle: Aderyis, en Arabe: Bounâfaa. C'est une plante qui pousse spontanément est caractérisée par sa toxicité et son effet irritant sur la peau (Negre, 1962). Elle est répartie dans les aires méditerranéennes (Maroc; Tunisie; Libye et Algérie) (Youssef, 2006). En Algérie, elle est très répandue au niveau de hauts plateaux de Constantine, Tlemcen, Sétif, Media (Daumas et De chancel, 1850). Elle affectionne les localités marécageuses, ou plutôt les environs des marécages, les marais en voie de dessiccation et les bords des ruisseaux (Soubeiran, 1870).

Thapsia garganica est une plante vivace peut atteindre environ 1,50 m d'hauteur (Fig. 27) (Alfa keita, 2000). Dans le domaine de la médecine traditionnelle, en Europe et dans certains pays arabes de la côte méditerranéenne, les racines et les graines de *Thapsia garganica* sont utilisées comme des onguents (Rached, 2009), caractérisée par leurs effets diurétiques, émétiques et purgatifs ce qui lui donne une importance pour traiter la douleur (Ladjel et al., 2011), soulager les rhumatismes ou certains maux pulmonaires et plus rarement comme purgatif drastique. La plante est utilisée comme cataplasme contre les fluxions, les abcès (Rached, 2009), la rage et la stérilité féminine. Pour les animaux venimeux ou enragés, elle est mélangée avec la farine en cataplasmes, contre les morsures (Bammi et Douira, 2002). Dans le domaine agricole, les feuilles de *Thapsia garganica* est déposer sur les arbres fruitiers et les vignes au moment de la floraison dont le but d'éviter l'avortement des fleurs et la chute précoce des fruits (Meddour, 2012).

2.10.2.1. Description botanique

Caractérisée par une tige florifère dressée, peu ramifiée (Alfa keita, 2000), striée, glabre, vert-grisâtre, ramifiée dans sa partie supérieure (Meftah *et al.*, 2001) (Fig. 27) et des grandes feuilles en touffe, très découpées (Alfa keita, 2000). A côté inférieures, les feuilles à pétiole largement gainé à la base se réduisant peu à peu à la gaine dans les feuilles supérieures, limbe ou moins 2-3 pennatiséquées, à divisions allongées étroites, velu de poils blanc sur: les rachis, la face supérieure, les marges et les nervures inférieures (Fig. 28) (Negre, 1962).

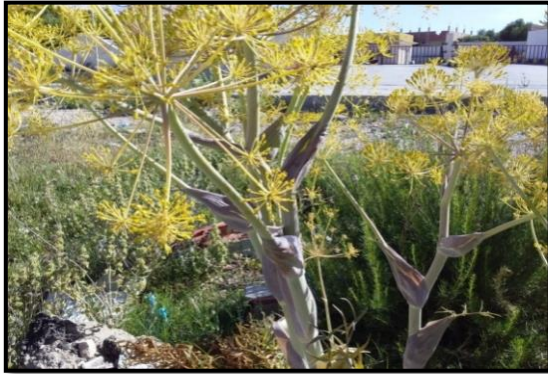


Figure 27: Aspect générale de *T. garganica*
(Photo Personnelle).



Figure 28: Feuilles de *T. garganica*
(Photo Personnelle).

Les fleurs sont petites, jaunes disposées en grandes ombelles presque sphériques (Meftah *et al.*, 2001), (Fig. 29). Les fruits sont ovales, atteignent plus de 2 cm de long, largement ailés (Fig. 30). Les racines à une forme cylindrique est volumineuse épaisse, noirâtre à l'extérieur et blanche à l'intérieur. Ils contiennent principalement des constituants volatils et des lactones sesquiterpènes, dont la thapsigargine (Drew *et al.*, 2012) (Fig. 31). La floraison a lieu entre Avril et Juillet (Meftah *et al.*, 2001).



Figure 29: Fleurs de *T. garganica*
(Photo personnelle).



Figure 30: Fruits de *T. garganica*
(Photo personnelle).



Figure 31: Racines de *T. garganica* (Photo personnelle).

2.10.2.2. Position systématique

Classification botanique de *Thapsia garganica* L 1767

Règne	Plantae
Classe	Equisetopsida
Sous-classe	Magnoliidae
Super- Ordre	Asteranae
Ordre	Apiales
Famille	Apiaceae
Genre	<i>Thapsia</i>
Espèce	<i>Thapsia garganica</i> L.

Noms vernaculaires (Hammiche *et al.*, 2013).

Nom en Arabe	Bounafaa
Nom en Kabyle	Aderyis (la dérias)
Nom en français	Thapsie du mont Gargan

2.10.2.3. Compositions chimiques

Les extraits éthanoliques de *Thapsia garganica* L préparé à partir de 2,5 mg d'Acide Gallique par gramme de matière sèche contient des composés phénoliques telle que: les Flavonoïdes 98% (m/m), les dérivés de l'Acide Hydroxycinnamique 2% (m/m) (Djeridane *et al.*, 2007) et les dérivés de l'Acide Hydroxybenzoïque (Berri *et al.*, 2011), l'Esters de Phénylpropanoïdes (Liu *et al.*, 2006). les fleurs contiennent les Flavonoïdes et les Anthocyanines, alors que les racines sont riche en Tannins (Berri *et al.*, 2011). Les études réalisées sur les fruits de *Thapsia garganica* montre, que les extraits de ces derniers contiennent des Esters Phénylpropanoïdes qui sont quatre Acyl différents: l'Angeloyl (3A), l'Octanoyl (4A), l'Hexanoyl (5A) et le Butanoyl (6A) (Liu *et al.*, 2006). Les huiles essentielles des différentes parties de cette plante à l'origine Tunisienne, comportent des composant terpéniques prédominants telle que: Les Hydrocarbures Sesquitérpéniques et Monoterpéniques Oxygénés, le composant principal de la première classe est le Bicyclogermacrène (21,59 –35,09 %), alors que les plus importants composants de la deuxième classe sont le Géraniol avec 3,31 – 14,84 % et le Linalol: 0,81 –10,9 % (Hassen *et al.*, 2015).

2.10.3. *Datura innoxia* Mill 1768

Cette plante est une espèce appartenant à la famille des solanacées, elle est appelée pomme épineuse, herbacée annuelle distribuée dans la plupart des régions du monde, caractérisée par son aspect grisâtre (Tir *et al.*, 2012). Elle a une large distribution dans les zones désertiques, et s'adapter à la secheresse (Togola *et al.*, 2019). Son origine est d'Amérique Centrale et d'Amérique du Sud, elle a été introduite dans d'autres continents comme l'Afrique; l'Asie; l'Australie et l'Europe (Elhadi, 2002). Toutes les parties de la plante dégage une odeur nauséabonde semblable au beurre d'arachide rance lorsqu'il est écrasé ou broyé (Gilman, 1990; Ayuba *et al.*, 2011). Cette plante forme une source importante en médicaments, elle est largement utilisée en médecine traditionnelle comme un remède contre certaines maladies (Hussain *et al.*, 2015; Zhang *et al.*, 2016).

2.10.3.1. Description botanique

Datura innoxia est une plante arbustive annuelle, son hauteur peut atteindre 1,5 à 2 mètres (Fig. 32) (Gilman, 1990; Tran, 2005; Ayuba *et al.*, 2011). Elle est caractérisée par le développement d'environ 11 à 12 feuilles avant d'atteindre la phase de floraison (donnant lieu à des fleurs blanches de 12 à 19 centimètres de long) (Fig. 33), ces feuilles sont fortement

dissymétriques, à bords légèrement dentés (Fig. 34) (Tran, 2005). Le fruit est une capsule épineuse piquante en forme ovoïde, d'environ 5 centimètres de diamètre. Cette capsule s'ouvre à maturité, dispersant les graines qui ont une capacité d'hibernation et peuvent rester dans le sol quelques années (Gilman, 1990; Ayuba *et al.*, 2011). Chaque capsule est divisée en trois chambres, chacune contient une centaine des graines de couleurs blanches avant la maturité et rouge brick à la maturité (Fig. 35 et 36). Les racines ont une forme fasciculée et très ramifiée (Vu, 2008).



Figure 32: Photo générale de *Datura innoxia* Mill 1768 (Photo personnelle).





Figure 33: Fleurs de *D. innoxia* Mill 1768 (Photo Personnelle).



Figure 34: Feuilles de *D. innoxia* Mill 1768. **Figure 35:** Fruits de *D. innoxia* (Photos Personnelles).



Figure 36: Fruits et graines de *D. innoxia* 1768 (Photo Personnelle).

2.10.3.2. Compositions chimiques

Datura innoxia est une plante riche en métabolites secondaires et multiple, leurs compositions ont une propriété fonctionnelle telle que: les Flavonoïdes; Phénols; Poly Phénols; Stéroïdes; Tannins; Coumarines; Terpénoids; Saponines et les Alcaloïdes (Zhang *et al.*, 2016; Zengin *et al.*, 2017). Parmi les alcaloïdes répertoriés figurent l'atropine, la scopolamine, l'hyoscine, la fastusine, l'hyoscyamine, la littorine, la valtropine, l'acétoxytropine, les withonilides, les calystigines et divers autres tropanes (Fatima *et al.*, 2015; Jaikumar & Jasmine, 2016). D'autres composants sont extraits de cette plante, tels que les huiles essentielles, les glycosides, les phénols, les flavonoïdes et les saponines (Gilman, 1990; Ayuba *et al.*, 2011).

2.11. Essais toxicologiques

2.11.1. Extraction des huiles essentielles

Dans notre étude, on a utilisé les fleurs de *F. communis* et *T. garganica*; les feuilles de *D. innoxia*.

2.11.1.1. Extraction des huiles essentielles à partir de fleurs de *F. communis* L

L'extraction des Huile Essentielles a été réalisée dans un appareil de type Clevenger (Fig. 37), se fait par simple extraction. Dans un ballon de deux litre, 100 g de fleurs sèches sont additionné à 1500 ml d'eau distillée, l'ensemble est porté à ébullition pendant 3 heures. Les vapeurs chargées d'huile essentielle, traverse un réfrigérant, se condensent et chute dans une ampoule à décanter, l'eau et l'huile se séparent par différence de densité. Ensuite, l'huile est récupérée dans de petits flacons propres et secs en verre et stockée à 4°C. Le rendement en Huile Essentielle est le rapport entre le poids de l'huile extraite et le poids de la matière sèche de la plante (Afnor, 1986). Il est exprimé en pourcentage et calculé selon la formule ci-dessous:

$$Rdt (\%) = (M_{HE} / M_{MV}) \times 100$$

Rdt : rendement en huile en %.

M_{HE} : masse de l'huile essentielle en g.

M_{MV} : masse de la matière végétale sèche en g.

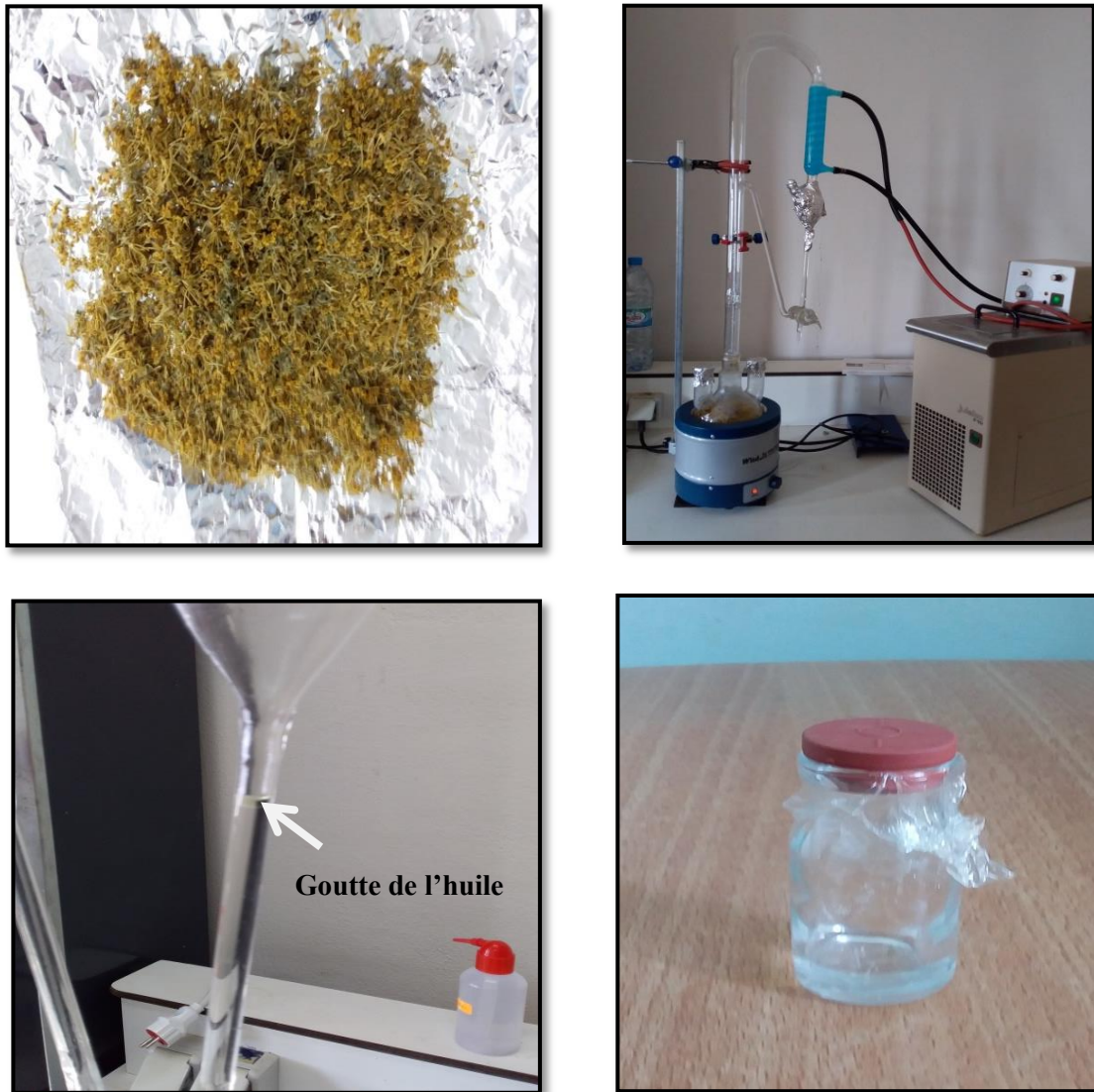


Figure 37: Extraction des huiles essentielles par un hydrodistillateur de type Clevenger
(Photos Personnelles).

2.11.1.2. Extraction des huiles essentielles à partir de fleurs de *T. garganica* L et de feuilles de *D. innoxia* Mill. 1768.

L'extraction des Huiles Essentielles à partir de deux plantes *T. garganica* L et *D. innoxia* se fait par hydrodistillation. Cette opération nécessite, un appareil de type Clevenger, il permet de condenser les vapeurs formées dans un réfrigérant, pour obtenir deux phases distinctes: une phase organique qui présente l'HE pur et une phase aqueuse ou hydrolat (HE +Eau).

Pour l'extraction de l'HE à partir des fleurs de *T. garganica* on utilise 70 g de fleurs sèches déposée dans un ballon de 1 litre, avec 700 ml d'eau distillée porté à ébullition pendant 2 h. La phase organique est récupérée directement après rinçage du tube de Clevenger avec le

Dichlorométhane cela pour récupérer le maximum des HE. Après 2 h, on récupère un volume de 276ml d'hydrolat (HE + Eau). Chaque 100 ml d'hydrolat, mélangé à 6g de KCl + 20 ml de Dichlorométhane pour réaliser une extraction liquide-liquide. Le mélange après avoir décanté, la partie inférieure est récupérée (HE mélangé et Solvant), cette opération sera effectuée trois fois successives (Begum *et al.*, 2008).

Le mélange obtenu est séché par le Na_2SO_4 , pour récupérer le solvant et l'HE, la séparation de l'huile essentielle du solvant a été réalisée à l'aide d'un Rotavapeur pendant 20 minutes, à une température 40°C .

Concernant la plante *D. innoxia*, on utilise 30g de feuilles dans un ballon de 1L additionnées à 600 ml d'eau distillée, l'ensemble est porter à ébullition. Après 2 h d'extraction, on récupère un volume d'hydrolat de 70 ml, déposé dans une ampoule à décanter auquel on ajoute le NaCl jusqu'à la saturation, on laisse décanter pendant 24h. Ensuite on doit filtrer l'HE cela à l'aide de lin de verre, ces dreniers sont placés à l'intérieur d'une pipette Pasteur.

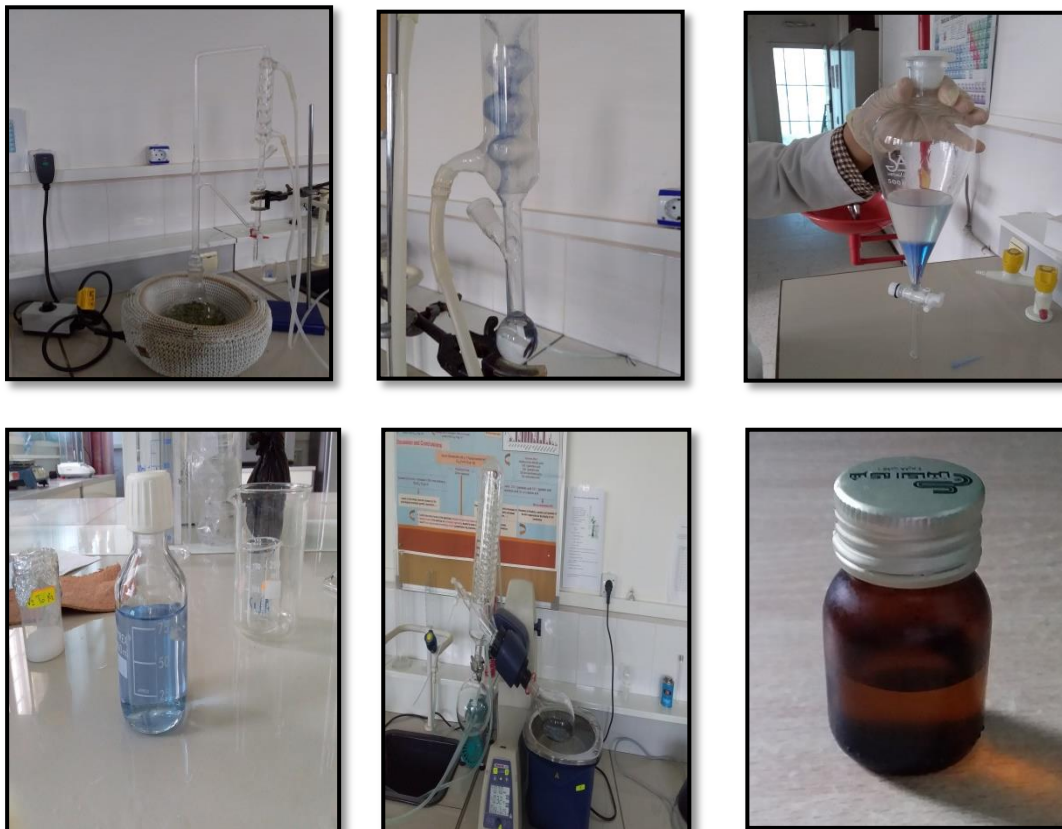


Figure 38: Extraction des huiles essentielles des fleurs de *T. garganica* par un hydrodistillateur de type Clevenger (Photos Personnelles).



Figure 39: Extraction des huiles essentielles des feuilles de *D. innoxia* Mill par un hydrodistillateur de type Clevenger (Photos Personnelles).

2.11.2. Préparation des extraits aqueux

Les différentes parties de la plante (Feuilles; Fleurs; Tiges; Fruits et Racines) sont séparées manuellement les unes des autres, lorsque la plante est fraîche. Les racines sont coupées en petits morceaux et séchées avec les fleurs à l'abrit de la lumière sous une température ambiante pendant une semaine puis broyées en une poudre fine, à l'aide d'un mixeur électrique. Des extraits aqueux de poudre de fleurs et de racines sont préparés comme suit: 5 g de poudre de la plante sont mélangés dans 50 ml d'eau distillée et portée à ébullition. La lotion sera déposée pendant environ 30 min pour décanter.



Figure 40: Les principales étapes de la préparation des extraits aqueux (Photos Personnelles).

2.12. Test de toxicité

La méthode utilisée pour mener les essais toxicologiques s'inspire de la technique des tests de sensibilité normalisés par l'Organisation Mondiale de la Santé est adopté pour tester la sensibilité des insecticides utilisés dans la lutte à l'égard des larves de moustiques (OMS, 1963).

Les extraits aqueux de chacune des préparations: fleurs et racines de *T. garganica*, préalablement préparés, sont utilisés pour réaliser des essais toxicologiques. Les essais des séries traitées et témoins ont été réalisés dans des boîtes en plastique avec cinq répétitions, chaque boîte contenant 25 larves immergées dans 150 ml d'eau d'élevage (Eau déchlorinée) additionnée aux concentrations choisies de l'extrait testé.

Après avoir réalisé un screening de tests préliminaires, quatre concentrations ont été maintenues pour tester la toxicité de l'extrait des fleurs (200µl; 600µl; 1000µl et 1400µl) et (100µl; 200µl; 400µl et 600µl) pour les extraits des racines, appliquées sur les larves du quatrième stade (L4) nouvellement exuviées de *Cx. pipiens molestus*.

Après 24 h d'exposition aux différentes concentrations (selon les recommandations de l'OMS), les larves sont rincées et placées dans de nouveaux récipients contenant de l'eau propre et de la nourriture. Le suivi des bioessais se fait toutes les 24 h pendant 72 h afin d'enregistrer la mortalité pour chaque concentration.



Figure 41: La réalisation des essais toxicologiques dans laboratoires
(Photos Personnelles).

2.13. Dosage des biomarqueurs

2.13.1. Dosage des glutathion S-transférases (GST)

L'activité des glutathion S-transférases (GSTs) est déterminée selon la méthode de **Habig et al., (1974)**.

Le corps entier des larves du quatrième stade de *Cx. pipiens molestus* de différents périodes (24h, 48h et 72 h) des séries témoins et traitées avec les extrait aqueux à la CL50 et CL90 sont homogénéisés dans 1 ml de tampon phosphate (0,1 M; pH 6). L'homogénat est centrifugé à 1400 trs/ mn à 4°C pendant 30 mn, le surnageant récupéré servira comme source d'enzyme.

Le dosage consiste à faire réagir 200 µl du surnageant avec 1,2 ml du mélange CDNB (1mM)/GSH (5mM) [20,26 mg CDNB, 153,65 mg GSH, 1 ml éthanol, 100 ml tampon phosphate (0,1 M, pH 6)]. L'essai est conduit avec 3 répétitions comportant chacune 20 individus avec des séries témoins. La lecture des absorbances est effectuée toutes les minutes pendant 5 minutes à une longueur d'onde de 340 nm contre un blanc contenant 200 µl d'eau distillée remplaçant la quantité de surnageant.

L'activité spécifique est déterminée d'après la formule suivante :

$$X = \frac{\Delta Do/mn}{9,6} \times \frac{Vt}{Vs} / mg \text{ de protéines}$$

X: millimoles de substrat hydrolysé par minute et par mg de protéines (mM/min/mg de protéines).

Δ Do: pente de la droite de régression obtenue après hydrolyse du substrat en fonction du temps.

9,6: coefficient d'extinction molaire du CDNB (mM-1 cm-1).

Vt: volume total dans la cuve : 1,4 ml [0,2 ml surnageant + 1,2 ml du mélange CDNB/GSH].

Vs: volume du surnageant dans la cuve : 0,2 ml.

Mg de protéines: quantité de protéines exprimée en mg.

2.13.2. Dosage de malondialdéhyde (MDA)

Le dosage de malondialdéhyde (MDA) est réalisé selon la méthode proposé par **Draper et Hadley, (1990)**. Il est basé sur la mesure colorimétrique de la réaction entre l'acide Thiobarbiturique (TBA) et le Malondialdéhyde (MDA) donnant un produit rouge brun dont l'intensité de la coloration est mesurée à une longueur d'onde de 532 nm.

Les larves du quatrième stade de *Cx. pipiens molestus* de différentes périodes (24h, 48h et 72 h) des séries témoins et traitées avec les extraits aqueux à la CL50 et CL90 sont homogénéisées dans 1 ml de tampon tris-HCl (50 mM, pH 7,5) [1,5137 g tris, 0,0730 g EDTA (Acide Ethylène Diamine Tétra-Acétique), 42,78 g Sucrose, 250 ml eau distillée]. Après l'homogénéisation, on a réalisé une centrifugation pendant 10 mn à 10000 trs/mn et le surnageant 1 récupéré servira au dosage du MDA.

Le dosage est réalisé avec 500 µl du surnageant additionné de 2,5 ml de TCA [100 g TCA, 1000 ml eau distillée]. Après chauffage au bain marie à 100 °C pendant 15 mn et refroidissement dans de la glace, une centrifugation est effectuée à 1000 trs / mn pendant 10 mn. Une fraction aliquote de 2 ml du surnageant est alors prélevée à laquelle on ajoute 1 ml de TBA [6,7 g TBA, 1000 ml eau distillée]. Après un second chauffage (100 °C, 15 mn) et après refroidissement dans de la glace, 1,5 ml de Butanol sont rajoutés. Après agitation, une dernière centrifugation (10000 trs / mn, 10 mn) est réalisée et le surnageant constitué de 1 ml de Butanol renfermant les complexes TBA / MDA est récupéré et une lecture des absorbances est effectuée à une longueur d'onde de 532 nm contre un blanc (Tampon tris-HCl).

Le taux du MDA est déterminé selon la formule suivante:

$$X = \frac{\Delta Do/mn}{156} \times \frac{Vt}{Vs} / mg \text{ de protéines}$$

X: micromole de substrat hydrolysé par mg de protéines (µM/mn/mg de protéines).

ΔDo: différence de la densité optique obtenue après hydrolyse du substrat.

156: coefficient d'extinction molaire du TBA.

Vt: volume total dans la cuve : 1 ml [volume total du butanol récupéré renfermant les complexes TBA / MDA].

Vs: volume du surnageant utilisé dans le dosage : 0,5 ml.

mg de protéines: quantité de protéines exprimée en mg.

2.13.3. Dosage de l'acétylcholinestérase (AChE)

L'activité de l'Acétylcholinestérase (AChE) est estimée selon la méthode d'**Ellman et al. (1961)** qui consiste à fournir à l'enzyme un substrat, l'Acéthyltiocholine (ASCh) dont l'hydrolyse libère de la Thiocholine (SCh) et de l'Acide Acétique. La Thiocholine, en présence de DTNB (Acide 5, 5'-Dithio-bis-2-Nitrobenzoïque) forme un complexe de couleur jaune dont l'intensité est lue à une longueur d'onde de 412 nm.

Le corps entier des larves du quatrième stade de *Cx. pipiens molestus* de différentes périodes

(24h, 48h et 72 h) des séries témoins et traitées par les extrait aqueux à la CL50 et CL90 sont homogénéisés dans 1 ml de solution détergente [38,03 mg éthylène glycol tris beta aminoethyl éther (EGTA); 1ml de Triton X 100 %; 5,845 g de chlorure de sodium (Na Cl) et 80 ml tampon Tris 10 mM, pH 7] puis centrifugées (5000trs/mn). Le surnageant récupéré servira comme source d'enzyme.

Le dosage de l'activité AChE est réalisé sur une fraction aliquote de 100 µl à laquelle on ajoute 100 µl de DTNB [39,6 mg DTNB, 15 mg CO₃HNa (Bicarbonate de Sodium), 1 ml tampon tris (0,1 M, pH 7)] et 1 ml de tampon tris (0,1 M, pH 7). Après 3 à 5 minutes, 100 µl de substrat acétylthiocholine [23,6 mg ASCh, 1 ml eau distillée] sont ajoutés. L'essai est conduit avec 3 répétitions comportant chacune 20 individus avec une série témoin. La lecture des absorbances s'effectue toutes les 4 mn pendant 20 minutes à une longueur d'onde de 412 contre un blanc où 100 µl de solution détergente remplace les 100 µl de surnageant. L'activité spécifique de l'AChE est calculée selon la formule suivante:

$$X = \frac{\Delta DO/min}{1,36 \times 10^4} \times \frac{Vt}{Vs} / mg \text{ de protéines}$$

X: micromole de substrat hydrolysé par minute et par mg de protéines (µM/min/mg de protéines).

Δ DO: pente de la droite de régression obtenue après hydrolyse du substrat en fonction du temps.

1,36 x 10⁴ : coefficient d'extinction molaire du DTNB (M-1 cm-1).

Vt: volume total dans la cuve : 1,3 ml [0,1 ml surnageant + 0,1 ml DTNB + 1 ml tampon tris (0,1 M, pH 7) + 0,1 ml acétylthiocholine].

Vs: volume du surnageant dans la cuve : 0,1 ml.

mg de protéines: quantité de protéines exprimée en mg.

2.14. Analyses statistiques

Les résultats de cette étude ont été analysés statistiquement à l'aide du Logiciel (Prism6) et Logiciel R, version 4.0.1 (Core, 2020).

2.14.1. Analyse statistique (Test de Fisher, ANOVA à deux facteurs et test post-hoc de Tukey)

Ce test est utilisé pour faire la comparaison entre les moyennes des différentes variables de quatre facteurs (espèces, phases, temps et stades larvaires). Les résultats ont été représentés

par le traçage du « Boxplot » (Boîtes de Moustaches).

2.14.2. Analyse de la variance (ANOVA à deux facteurs)

On a utilisé ce type d'analyse pour faire une comparaison entre les moyennes des séries témoins et traités des trois temps d'exposition au cours du test de toxicité, afin d'exprime l'existence d'une différence et le type de ce dernier (Non Significative; Significative; Hautement Significative & Très Hautement Significative).

2.14.3. Analyse factorielle des correspondances (AFC)

« **A.F.C** » est une méthode d'analyse descriptive dont le but de traité les variable qualitative d'un échantillon donné, elle assure l'analyse de la variable et d'autre part une analyse de la répartition des individus (**De lagarde, 1983**). C'est un outil statistique connu sous le nom «Analyse des Correspondances Binaires» destinée pour révèle l'existence d'une dépendance ou la correspondance qui peuvent être possible entre deux groupes, il est utilisé pour le traitement de tableaux comportant des valeurs positives et homogènes (**GlèlèKakai et al., 2016**). Dans le cas d'analyse de plusieurs échantillons biologiques appartenant à différentes stations, elle permet d'évaluer les dissemblances ou les ressemblances entre ces groupes (**Legendre et Legendre, 1998 et 2012**). Ce type d'analyse permet de transformer les données des tables de contingences en une présentation graphique détaillée (**De lagarde, 1983**).

2.14.4. Classification ascendante hiérarchique (CAH)

«**CAH**» dépend du regroupement des individus en fonction de leur similarité, l'indice de similarité est celui qui contrôle la répartition des individus en groupes (**Duchez et Loy, 2005**). Les individus de chaque échantillon sont répartis en groupes selon un ensemble de caractéristiques et de variables afin de former ce qu'on appelle un arbre binaire de classification (Dendrogramme).

2.14.5. Analyse en Composantes Principales (ACP)

«**ACP**» C'est une méthode d'analyse multivariée composé de trois axes, ce qui permet d'étudier et de comparer simultanément un grand nombre de variables (**Mouissi et Alayat, 2016**). Ce type d'analyse ne concerne pas la structure, les variables ou les éléments, est une technique d'analyse descriptive utilisée dont le but est d'évaluer les relations qui peuvent exister entre les variables quantitatives, dont le but de concentrer les informations sur un minimum d'axe (**Palm, 1998; Abrid, 2015**).

RESULTATS



3. Résultats

3.1. Inventaire des Culicidae de la région d'Annaba

Cet travail, est basé sur la réalisation d'un inventaire saisonnière pendant l'année 2018-2019 de la faune Culicidienne, les individus sont récoltés au niveau de différents sites de la Wilaya d'Annaba, ces sites comportent différentes stations, dont le but est de révéler si c'est le cas l'existence d'espèces dominantes et de nouvelles espèces. L'étude de cet inventaire a été réalisée sur un effectif total de 5 088 spécimens de moustiques. L'identification systématique des espèces a été réalisée selon le logiciel de **Schaffner et al., (2001)**, on a déterminé l'existence de 8 espèces appartenant à une seule Sous-famille celle des Culicinae (**Tableau 6**). Les espèces identifiées appartiennent à trois tribus: les Culicini formée par un seul genre celui de *Culex* avec trois espèces (*Culex pipiens* Linnaeus 1758 avec un effectif de 2 739 spécimens; *Culex impudicus* Ficalbi 1890 effectif de 34 spécimens & *Culex modestus* Ficalbi 1889 effectif de 5 spécimens). La deuxième tribu des Culisetini comporte deux espèces (*Culiseta longiareolata* Macquart 1828 effectif de 21 spécimens et *Culiseta Annulata* Schranck 1776 un seul spécimen). La troisième tribu des Aedini représentée par trois espèces (*Aedes Vexans* Meigen 1930 avec un effectif de 17 spécimens; *Ochlerotatus dorsalis* Meigen 1830 avec 9 spécimens et *Aedes albopictus* Skuse 1895 avec 32 spécimens).

Ces espèces se retrouvent en nombre différent selon les saisons. L'espèce *Cx. pipiens* est d'une importance considérable, par rapport aux autres espèces en termes de nombre au cours des quatre saisons. La valeur la plus élevée est estimée pendant le Printemps est estimé à 770 individus. Le nombre total ou l'abondance, des huit espèces identifiées présente des variations d'une saison à l'autre. L'Automne présente la saison la plus abondante, estimé à 801 individus, tandis que le plus petit nombre a été enregistré au cours de la saison estivale, avec 500 individus (**Tableau 7**).

Tableau 6: Biodiversité spécifique des Culicidae inventoriées dans la région d'Annaba (de Décembre 2018 à Novembre 2019).

Famille	Sous-Famille	Tribu	Genres	Espèces
Culicidae	Culicinae	Culicini	Culex	<i>Culex pipiens</i> Linnaeus 1758
				<i>Culex impudicus</i> Ficalbi 1890
				<i>Culex modestus</i> Ficalbi 1889
		Culisetini	Culiseta	<i>Culiseta longiareolata</i> Macquart 1828
				<i>Culiseta annulata</i> Schranck 1776
		Aedini	Aedes	<i>Aedes vexans</i> Meigen 1930
				<i>Ochlerotatus dorsalis</i> Meigen 1830
				<i>Aedes albopictus</i> Skuse 1895

Tableau 7: Richesse saisonnière des Culicidae au niveau de la région d'Annaba pendant l'année 2018-2019.

Espèces	Saisons			
	Hiver	Printemps	Eté	Automne
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758	756	770	470	743
<i>Cx. impudicus</i> Ficalbi 1890	2	6	/	26
<i>Cx. modestus</i> Ficalbi 1889	/	5	/	/
<i>Cs. longiareolata</i> Macquart 1828	2	6	13	/
<i>Cs. annulata</i> Schranck 1776	/	/	1	/
<i>Ae. vexans</i> Meigen 1930	1	/	16	/
<i>Oc. dorsalis</i> Meigen 1830	/	9	/	/
<i>Ae. albopictus</i> Skuse 1895	/	/	/	32
Totale	761	796	500	801

Tableau 8: Biodiversité des Culicidae récoltés au niveau des Faubourg de la Ville d’Annaba (Sidi –Amar **Site 1:** Cité Universitaire (Chlef); **Site 2:** Cité 920 logements; **Site 3:** UV4/5; **Site 4:** UV2 et El-Bouni **Site 1:** Cité 850 logements; **Site 2: Cité 1 320 logements**) pendant les quatre saisons (**H:** Hiver; **P:** Printemps; **E:** Eté et **A:** Automne) de l’année 2018- 2019. Larve: (L).

Sites/Saisons Espèces	Sidi-Ammar																El-Bouni							
	Site 1				Site 2				Site 3				Site 4				Site 1				Site 2			
	H.	P.	E.	A.	H.	P.	E.	A.	H.	P.	E.	A.	H.	P.	E.	A.	H.	P.	E.	A.	H.	P.	E.	A.
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758 (adultes)	46	76	68	21	60	38	70	43	70	70	50	42	64	80	63	06	52	90	71	32	48	100	75	50
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758 (L.)	48	18	45	25	53	05	/	05	45	05	/	10	47	10	/	05	10	/	10	10	05	05	/	05
<i>Cx. impudicus</i> Ficalbi 1890 (adultes)	/	4	/	2	/	/	/	1	/	1	/	3	/	/	/	/	/	/	/	1	2	/	/	2
<i>Cx. modestus</i> Ficalbi 1889 (L.)	/	/	/	/	/	5	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Cs. longiareolata</i> Macquart 1828 (adultes)	2	3	1	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	2	/	/	/	1	/	/
<i>Cs. longiareolata</i> Macquart 1828 (L.)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Cs. annulata</i> Schranck 1776 (adultes)	/	/	1	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Ae. vexans</i> Meigen 1930 (adultes)	1	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Oc. Dorsalis</i> Meigen 1830 (adultes)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Oc. dorsalis</i> Meigen 1830 (L.)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Ae. albopictus</i> (Skuse, 1895) (adultes)	/	/	/	20	/	/	/	1	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	2
<i>Ae. albopictus</i> (Skuse, 1895) (L.)	/	/	/	7	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/

Tableau 9: Inventaire saisonnier (**H:** Hiver; **P:** Printemps; **E:** Eté et **A:** Automne) des Culicidae au niveau du Littorale de la ville d'Annaba (Saint-Cloud **Site 1:** Ménadia 1; **Site 2:** Ménadia 2; **Site 3:** Ménadia 3; **Site 4:** les fraines et **Site 5:** Cité Kouba; **Site 6:** Toche; **Site 7:** Ain Echir) pendant les quatre saisons de l'année 2018- 2019. Larve: (L).

Sites/Saisons	Littorale de la ville d'Annaba																											
	Site 1				Site 2				Site 3				Site 4				Site 5				Site 6				Site 7			
	H.	P.	E.	A.	H.	P.	E.	A.	H.	P.	E.	A.	H.	P.	E.	A.	H.	P.	E.	A.	H.	P.	E.	A.	H.	P.	E.	A.
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758 (adultes)	/	2	/	2	/	/	7	8	10	5	4	/	17	2	10	1	9	9	50	28	/	/	1	/	/	/	/	/
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758 (L.)	/	5	/	/	/	/	/	5	/	/	10	/	10	/	5	5	5	/	10	/	/	/	0	/	/	/	/	/
<i>Cx. impudicus</i> Ficalbi 1890 (adultes)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Cx.modestus</i> Ficalbi 1889 (L.)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Cs. longiareolata</i> Macquart 1828 (adultes)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	1	/	/	/	/	/	/	/	1	/	/	/	/	/
<i>Cs. longiareolata</i> Macquart 1828 (L.)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	10	/	/	/	/	/
<i>Cs. annulata</i> Schranck 1776 (adultes)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Ae. vexans</i> Meigen 1930 (adultes)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	16	/
<i>Oc. dorsalis</i> Meigen 1830 (adultes)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	1	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Oc. dorsalis</i> Meigen 1830 (L.)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	8	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Ae. albopictus</i> (Skuse, 1895) (adultes)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Ae. abopictus</i> (Skuse, 1895) (L.)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/

Tableau 10: Inventaire des *Culicidae* au niveau de la Plaine Ouest (Oued El-Forcha **Site 1** Cité CNEP; **Site 2:** Cité 700 logements; **Site 3:** Cité Chick Ettaher et El-Fakharine **Site 4:** Cité d'orange; **Site 5:** Cité 116 logements) pendant les quatre saisons (**H:** Hiver. **P:** Printemps. **E:** Eté. **A:** Automne) de l'année 2018- 2019. Larve: (L).

Sites/Saisons Espèces	Plaine Ouest d'Annaba																			
	Site 1				Site 2				Site 3				Site 4				Site 5			
	H.	P.	E.	A.	H.	P.	E.	A.	H.	P.	E.	A.	H.	P.	E.	A.	H.	P.	E.	A.
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758 (adultes)	31	90	92	52	27	23	/	3	66	48	90	48	50	72	65	27	50	68	60	58
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758 (L.)	/	10	/	/	34	5	/	/	5	5	5	50	2	114	10	15	10	36	5	10
<i>Cx. impudicus</i> Ficalbi 1890 (adultes)	/	/	/	1	/	/	/	/	/	/	/	5	/	/	/	/	/	/	/	7
<i>Cx. modestus</i> Ficalbi 1889 (L.)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Cs. longiareolata</i> Macquart 1828 (adultes)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Cs. longiareolata</i> Macquart 1828 (L.)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Cs. annulata</i> Schranck 1776 (adultes)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Ae. vexans</i> Meigen 1930 (adultes)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Oc. dorsalis</i> Meigen 1830 (adultes)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Oc. dorsalis</i> Meigen 1830 (L.)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Ae. albopictus</i> (Skuse, 1895) (adultes)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Ae. albopictus</i> (Skuse, 1895) (L.)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/

Tableau 11: Inventaire des Culicidae au niveau de la Plaine Ouest (Les Almends **Site 6: Cité Essafsafé; Site 7: Cité El-Abtal; Site 8: Cité Sidi Achour et Oued-Edheb Site 9: Cité 100 logements; Site 10: Cité 11 Décembre**) pendant les quatre saisons (**H:** Hiver; **P:** Printemps; **E:** Eté et **A:** Automne) de l'année 2018- 2019. Larve: (L).

Sites/Saisons Espèces	Plaine Ouest d'Annaba																			
	Site 6				Site 7				Site 8				Site 9				Site 10			
	H.	P.	E.	A.	H.	P.	E.	A.	H.	P.	E.	A.	H.	P.	E.	A.	H.	P.	E.	A.
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758 (adultes)	62	70	70	50	11	7	8	26	45	33	20	14	61	38	78	49	62	62	67	31
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758 (L.)	7	10	5	5	53	/	/	/	/	5	15	/	5	5	15	/	5	13	5	/
<i>Cx. impudicus</i> Ficalbi 1890 (adultes)	/	/	/	/	/	1	/	1	/	/	/	3	/	/	/	1	/	/	/	/
<i>Cx. modestus</i> Ficalbi 1889 (L.)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Cs. longiariolata</i> Macquart 1828 (adultes)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Cs. longiareolata</i> Macquart 1828 (L.)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Cs. annulata</i> Schranck 1776 (adultes)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Ae. vexans</i> Meigen 1930 (adultes)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Oc. dorsalis</i> Meigen 1830 (adultes)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Oc. dorsalis</i> Meigen 1830 (L.)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Ae. albopictus</i> (Skuse, 1895) (adultes)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	2
<i>Ae. albopictus</i> (Skuse, 1895) (L.)	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/

3.2. Analyse écologique du peuplement Culicidienne

3.2.1. Richesse totale et moyenne des Culicidae

Le **tableau 12** et les **figures 42 et 43** expriment les résultats de la richesse totale et moyenne du peuplement Culicidienne. D'après les résultats obtenus, on remarque que la richesse totale la plus élevée a été signalée dans la station de Sidi Ammar avec 6 espèces, suivie du Littorale de la Ville d'Annaba avec 4 espèces, alors que la plus faible richesse a été signalée dans les stations d'El-Bouni et la Plaine Ouest avec 3 espèces. Cependant, la richesse moyenne la plus importante a été signalée au niveau de la station de Sidi Ammar avec 59,81 suivie par la Plaine Ouest avec 56,29 et El-Bouni en troisième position avec 49,58. La valeur la plus faible se présente dans la quatrième station (Littorale de la Ville d'Annaba L.V. A) avec 9,17.

Tableau 12: La richesse moyenne des Culicidae de la région d'Annaba dans les quatre stations d'étude. **L.V.A: Littorale de la ville d'Annaba.**

Stations	Sidi Ammar	El-Bouni	Plaine Ouest	L.V.A
Nombre totale d'individus (Ki)	1316	595	3040	257
Nombre de relevées (N)	22	12	54	28
Richesse totale (S)	6	3	3	4
Richesse moyenne (S')	59,81	49,58	56,29	9,17

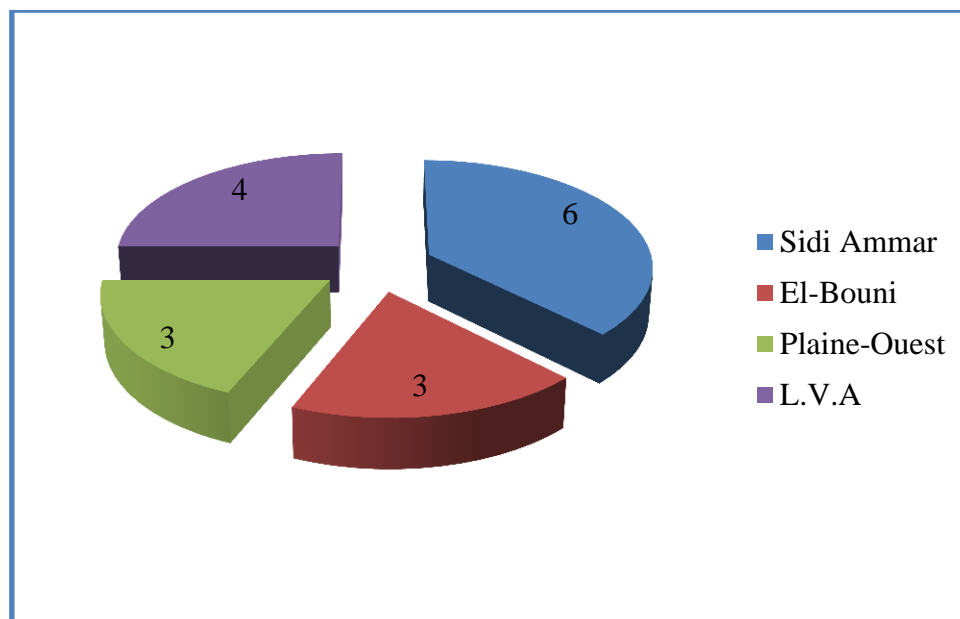


Figure 42: Richesse totale des Culicidae de la région d'étude

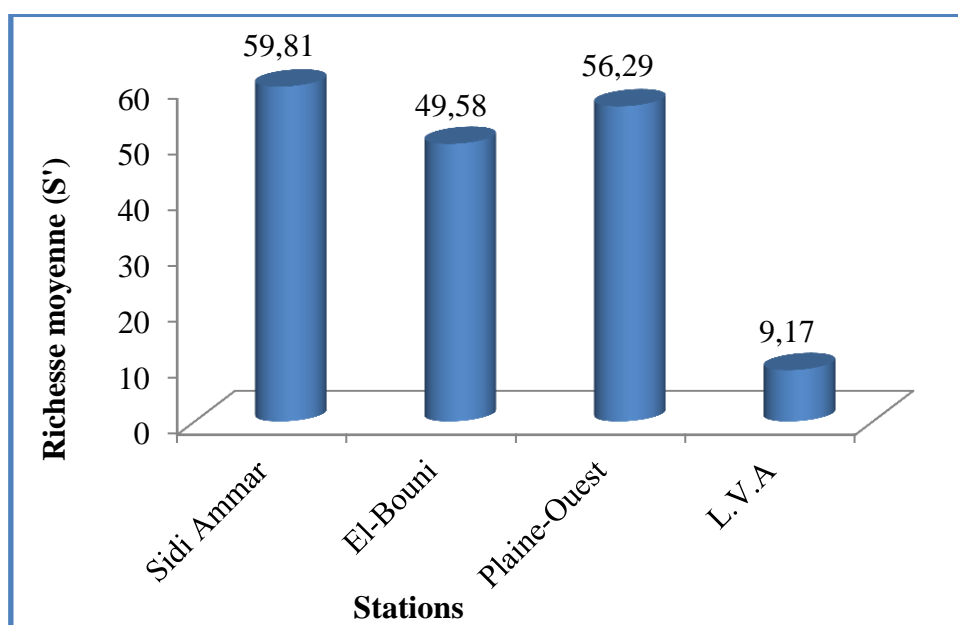


Figure 43: La richesse moyenne des Culicidae dans la région d'étude.

3.2.2. Indice de diversité et l'équitabilité des espèces Culicidiennes

3.2.2.1. Sidi Ammar

Les résultats mentionnés dans le tableau 12, affichent les valeurs de l'indice de diversité de Shannon-Weaver (H'); de la diversité maximale (H'_{max}) et l'équitabilité (E). Il explique que la cité Universitaire « Chlef » est la plus diversifiée parce qu'elle présente l'indice de diversité

le plus élevé 0,57. Alors que, la cité 920 logements est classé en deuxième position par 0,16. Les deux sites; UV4/5 et UV2 présentent respectivement des indices (0,11 et 0). Les valeurs de l'équitabilité sont respectivement (0,24; 0,1; 0,11; 0), ils tendent vers le zéro, ce qui exprime que les populations ne sont pas équilibrées entre elles et la quasi-totalité des effectifs est concentré sur une espèce dominante *Culex pipiens*.

Tableau 13: Richesse totale et moyenne; Indice de diversité de Schanon-Weaver (H'); Indice de diversité maximale (H') max. ; l'équitabilité (E) des Culicidae dans les 4 sites de la station de **Sidi-Ammar**, pendant l'année 2018-2019.

Espèces	Sites	Sidi-Ammar			
	Cité universitaire (Chlef)	920 logts	UV4/5	UV2	
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758 (Adultes)	246	226	246	222	
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758 (Larves)	136	68	60	62	
<i>Cx. modestus</i> Ficalbi 1889 (Larves)	0	5	0	0	
<i>Cx. impudicus</i> Ficalbi 1890 (Adultes)	6	0	4	0	
<i>Cs. longiareolata</i> Macquart 1828 (Adultes)	6	0	0	0	
<i>Cs. annulata</i> Schranck 1776 (Adultes)	1	0	0	0	
<i>Ae. albopictus</i> Skuse 1895 (Adultes)	20	1	0	0	
<i>Ae. albopictus</i> Skuse 1895 (Larves)	7	/	0	0	
Effectif/Station	422	300	310	284	
H'/Station	0,57	0,16	0,11	0	
S/Station	5	3	2	1	
H' max	2,33	1,59	1	0	
E/Station	0,24	0,1	0,11	0	
N Totale d'individus	1316				
N de relevés	4	6	6	6	
Richesse totale	6	3	2	1	
Richesse moyenne	105,5	50	51,66	47,33	

Fréquence centésimale: Les abondances relatives présentées dans le **tableau 14** varient en fonction des espèces. L'espèce prédominante dans les quatre sites de Sidi Ammar est *Culex pipiens*, avec une abondance maximale de 96,20 %, suivie par *Aedes albopictus* avec 2,13 %. En revanche, les autres espèces répertoriées dans le même tableau sont très rares et présentent des taux d'abondance fortement variables.

Tableau 14: La fréquence centésimale des espèces des Culicidae dans la station de **Sidi Ammar**.

Les espèces	La fréquence centésimale
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758	96,20
<i>Cx. modestus</i> Ficalbi 1889	0,38
<i>Cx. impudicus</i> Ficalbi 1890	0,76
<i>Cs. longiareolata</i> Macquart, 1828	0,45
<i>Cs. annulata</i> Schranck 1776	0,07
<i>Ae. albopictus</i> Skuse 1895	2,13

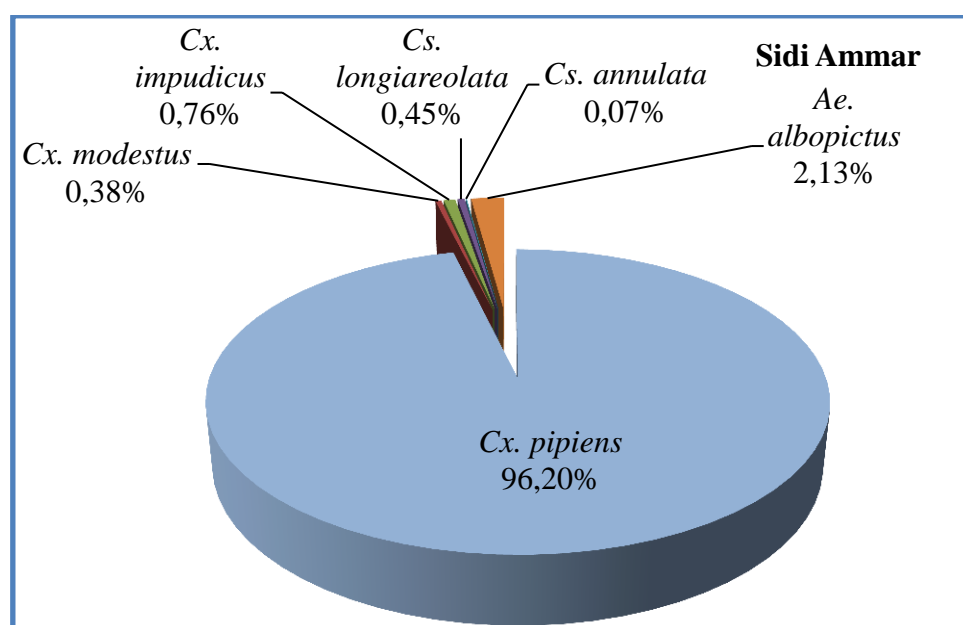


Figure 44: Fréquence centésimale des espèces de Culicidae dans la station de **Sidi Ammar** (2018-2019).

3.2.2.2. El-Bouni

Les valeurs de l'indice de diversité de Shannon-Weaver (H'), de la diversité maximale (H' max) et de l'équitabilité (E), correspondantes aux deux sites, sont formulés dans le **tableau 15**. D'après les valeurs de l'indice de diversité, on peut dire que la cité 1 320 logements est la plus diversifiées ($H'= 0,15$), cependant au niveau de la cité 850 logements, la valeur de $H'= 0,04$. Les valeurs de l'équitabilité calculée dans les deux sites est estimés à 0,04 et 0,09, ils tendent vers le zéro, donc les populations ne sont pas équilibrées entre elles et la quasi-totalité des effectifs est concentrée sur une espèce dominante *Culex pipiens*.

Tableau 15: Richesse totale et moyenne; Indice de diversité de Schanon-Weaver (H'); Indice de diversité maximale (H') max.; l'équitabilité (E) des Culicidae dans les 2 sites de la station: **El-Bouni**.

Espèces	Sites	El-Bouni	
		850 logts	1320 logts
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758 (Adultes)		255	283
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758 (Larves)		30	20
<i>Cx. impudicus</i> Ficalbi 1890 (Adultes)		1	4
<i>Ae. albopictus</i> Skuse 1895 (Adultes)		0	2
Effectif/Station		286	309
H'/Station		0,04	0,15
S/Station		2	3
H' max		1	1,58
E/Station		0,04	0,09
Nbr. Total d'individus		595	
Nbr. de relevés		6	6
Richesse totale		2	3
Richesse moyenne		143	103

Fréquence centésimale: Les valeurs de l'abondance relative des espèces identifiées dans les deux sites d'El-Bouni sont représentées dans le **tableau 16**. Ces valeurs varient d'une espèce à l'autre. L'espèce la plus fréquente dans les deux cités d'El-Bouni est *Culex pipiens* avec un taux maximal de 98,82%. Les autres espèces *Culex impudicus* et *Aedes albopictus* sont représentées par des taux faible (0,84% et 0,34%).

Tableau 16: Les fréquences centésimales des espèces de Culicidae récoltées dans les 2 sites de la station d'El-Bouni.

Les espèces	Fréquence centésimale
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758	98,82
<i>Cx. impudicus</i> Ficalbi 1890	0,84
<i>Ae. albopictus</i> Skuse 1895	0,34

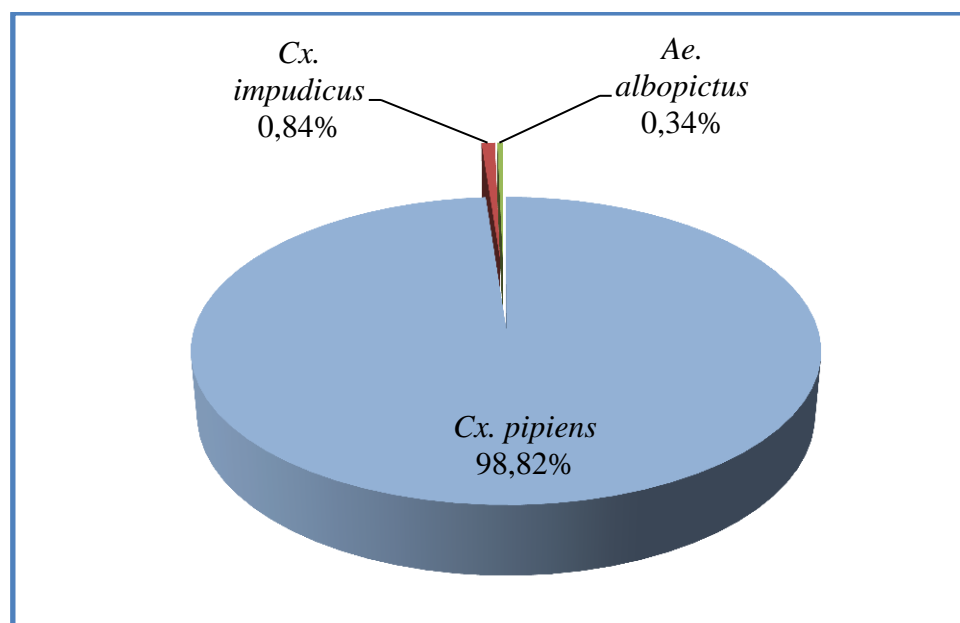


Figure 45: Fréquence centésimale des espèces de Culicidae dans la station d'El-Bouni (2018-2019).

3.2.2.3. Plaine Ouest

Les valeurs de l'indice de diversité de Shannon-Weaver (H'), de la diversité maximale (H'_{max}) et l'équitabilité (E) sont représentées dans le **tableau 17**. Les valeurs de l'indice de diversité et de l'équitabilité calculée dans les 8 cités de la Plaine Ouest sont respectivement

(0,025; 0; 0,045; 0; 0,15; 0; 0,13; 0,24; 0,036; 0,046), ils tendent vers zéro. Cela explique que les populations ne sont pas équilibrées entre elles et que les quasi-totalités des effectifs sont concentrés sur une espèce dominante *Culex pipiens*.

Tableau 17: Richesse totale et moyenne; Indice de diversité de Schanon-Weaver (H'); Indice de diversité maximale (H') max.; l'équitabilité (E) des Culicidae dans les 10 sites de la station de la Plaine Ouest.

Espèces	Sites	Plaine Ouest									
	Site 1	Site 2	Site 3	Site 4	Site 5	Site 6	Site 7	Site 8	Site 9	Site 10	
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758 (Adultes)	275	63	262	224	246	252	62	123	226	222	
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758 (Larves)	10	39	665	141	61	27	53	20	25	23	
<i>Cx. impudicus</i> Ficalbi 1890 (Adultes)	1	0	5	0	7	0	2	3	1	0	
<i>Ae. albopictus</i> Skuse 1895 (Adultes)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	
Effectif/Station	286	102	932	365	314	279	117	146	252	247	
H'/Station	0,025	0	0,045	0	0,15	0	0,13	0,24	0,036	0,046	
S/Station	2	1	2	1	2	1	2	2	2	3	
H' max	1	0	1	0	1	0	1	0	0	1,58	
E/Station	0,025	0	0,045	0	0,15	0	0,13	0,24	0,036	0,046	
N Totale d'individus	3040										
N de relevés	6	6	6	6	6	6	4	6	4	4	
Richesse totale	2	1	2	1	2	1	2	2	2	2	
Richesse moyenne	47,67	17	155,33	60,33	52,33	46,5	29,25	24,33	63	61,75	

Fréquence centésimale: Les valeurs des abondances relatives représentées dans le **tableau 18** varient d'une espèce à l'autre, elles atteignent un taux maximale de 99,31% pour *Culex pipiens*, il s'agit donc de l'espèce dominante. Alors que *Culex impudicus* et *Aedes albopictus* sont très rares, leurs fréquence centésimale sont respectivement 0,62% et 0,06%.

Tableau 18: La fréquence centésimale des espèces des Culicidae dans la station de la **Plaine Ouest**.

Les espèces	La fréquence centésimale
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758	99,31
<i>Cx. impudicus</i> Ficalbi 1890	0,62
<i>Ae. albopictus</i> Skuse 1895	0,06

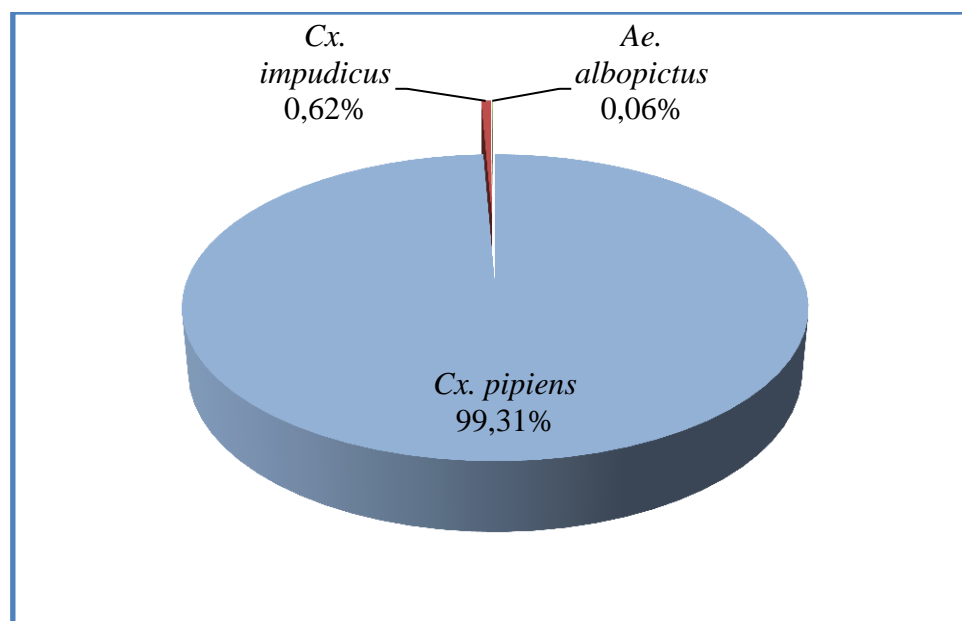


Figure 46: Fréquence centésimale des espèces de Culicidae dans la station de la **Plaine-Ouest** (2018-2019).

3.2.2.4. Littorale de la ville d'Annaba:

Le **tableau 19** représente les valeurs de l'indice de diversité de Shannon-Weaver (H'), de la diversité maximale (H'_{max}) et l'équitabilité (E). Pour les sept sites, on montre que, les valeurs de l'équitabilité (E) sont respectivement (0; 0; 0; 0,14; 0,39; 0,39; 0). Ils tendent vers zéro, ce qui explique que les populations ne sont pas équilibrées entre elles et la quasi-totalité des effectifs est concentré sur une espèce dominante *Culex pipiens*.

Tableau 19: Richesse totale et moyenne; Indice de diversité de Schanon-Weaver (H'); Indice de diversité maximale (H') max.; l'équitabilité (E) des Culicidae dans les 4 sites: **Saint-Cloud; Cité Kouba; Toche et Ain Echir.**

Espèces	Saint-Cloud				Cité Kouba	Toche	Ain Echir
	Site 1	Site 2	Site 3	Site 4	Site 1	Site 1	Site 1
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758 (Adultes)	4	15	19	30	96	1	0
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758 (Larves)	5	5	10	20	15	0	0
<i>Cs. longiariolata</i> Macquart 1828 (Adultes)	0	0	0	1	0	1	0
<i>Cs. longiariolata</i> Macquart 1828 (Larves)	0	0	0	0	0	0	10
<i>Oc. dorsalis</i> Meigen 1830 (Adultes)	0	0	0	0	1	0	0
<i>Oc. dorsalis</i> Meigen 1830 (Larves)	0	0	0	0	8	0	0
<i>Ae. vexans</i> Meigen 1930 (Adultes)	0	0	0	0	0	16	0
Effectif/Station	9	20	29	51	120	18	10
H'/Station	0	0	0	0,14	0,39	0,61	0
S/Station	1	1	1	2	2	3	1
H' max	0	0	0	1	1	1,58	0
E/Station	0	0	0	0,14	0,39	0,39	0
Nbr. Totale d'individus	257						
Nbr. de relevés	4	4	4	4	4	4	4
Richesse totale	1	1	1	2	2	3	1
Richesse moyenne	2,25	5	7,25	12,75	30	4,5	2,5

Fréquence centésimale: Le **tableau 20** représente des abondances relatives des espèces récoltées au niveau du littorale de la ville d'Annaba, ces valeurs varient selon les espèces. On signale 85,60% pour l'espèce dominante *Culex pipiens*; cependant *Culiseta longiareolata*, *Ochlerotatus dorsalis* et *Aedes vexans* sont des espèces rares, représentées par un taux de 4,67%, 3,50% et 6,22% respectivement.

Tableau 20: La fréquence centésimale des espèces des Culicidae dans les 4 sites: **Saint-Cloud, Cité Kouba, Toche et Ain Echir.**

Les espèces	La fréquence centésimale
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758	85,60
<i>Cs. longiareolata</i> Macquart, 1828	4,67
<i>Oc. dorsalis</i> Meigen 1830	3,50
<i>Ae. vexans</i> Meigen 1930	6,22

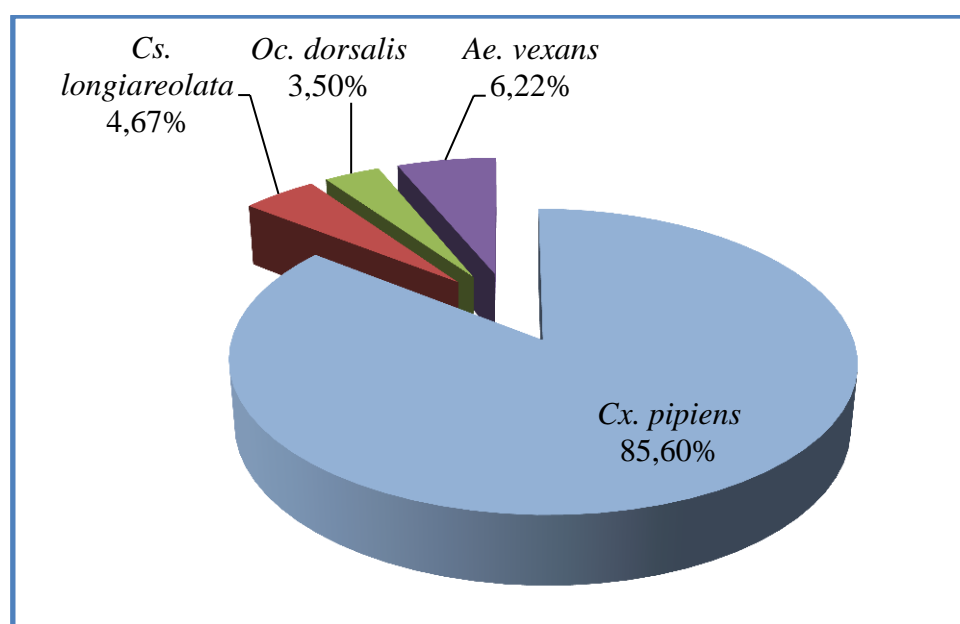


Figure 47: Fréquence centésimale des espèces de Culicidae dans les 4 sites: **Saint-Cloud, Cité Kouba, Toche et Ain Echir (2018-2019).**

3.3. Analyse de la répartition des espèces inventoriées

3.3.1. Pourcentage des effectifs des genres et des espèces récoltés

Les résultats des genres inventoriés au niveau de 23 sites indiquent que le genre *Culex* est représenté par le pourcentage le plus élevé 98,20%, il comprend trois espèces: *Cx. pipiens* représente 99,11%; *Cx. modestus* 0,11% et *Cx. impudicus* constitue 0,78%. Le genre *Aedes* représente 1,31% et comprend trois espèces: *Ae. albopictus* avec 15,52%; *Ae. vexans* avec 29,31% et *O. dorsalis* avec 55,17%. Le genre *Culiseta* présente 0,50% de l'ensemble de la

population et comporte deux espèces: *Cs. longiareolata* représenté par 95,45% et *Cs. annulata* 4,55% (Fig. 48).

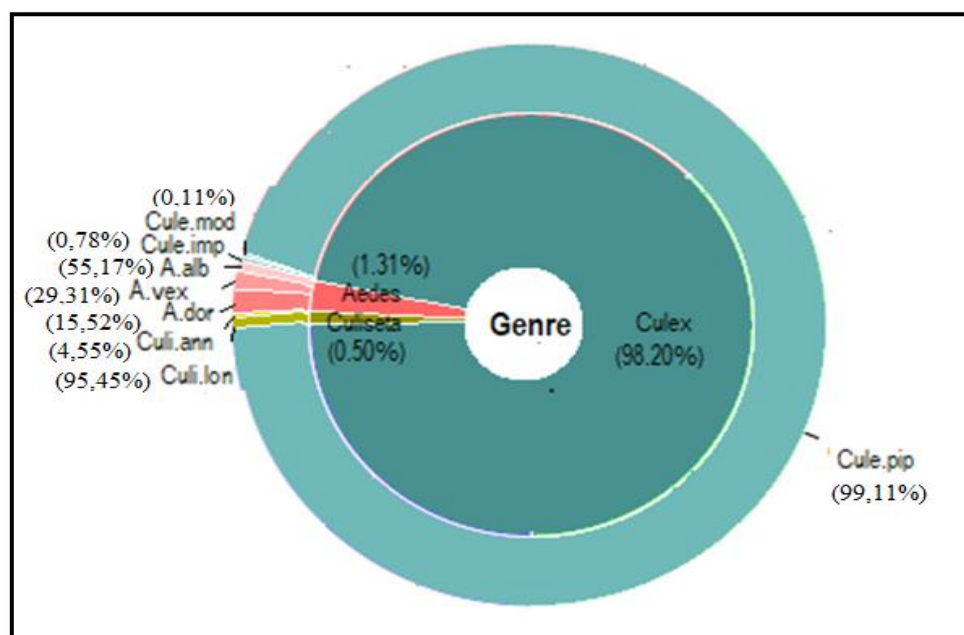


Figure 48: Répartition en pourcentage de la densité des individus inventoriés par genre et par espèce.

3.3.2. Classification Ascendante Hiérarchique appliqué sur les espèces inventoriées.

Cette analyse permet de regrouper les espèces inventoriées sous forme de groupes homogènes d'objets (classes), en fonction de la densité de chaque espèce. Les résultats mentionnés dans la figure 49, révèlent l'existence de 3 groupes distincts:

Groupe 1: Comporte une seule espèce *Aedes vexans*.

Groupe 2: Comporte une seule espèce *Cs. longiareolata*

Groupe 3 : Divisé en trois sous-groupes distincts:

Sous-groupe 1 : Principalement constitué d'*Aedes albopictus*.

Sous-groupe 2 : Regroupe *Ochlerotatus dorsalis* et *Culiseta annulata*.

Sous-groupe 3 : Regroupe *Culex modestus*, *Culex pipiens* et *Culex impudicus*.

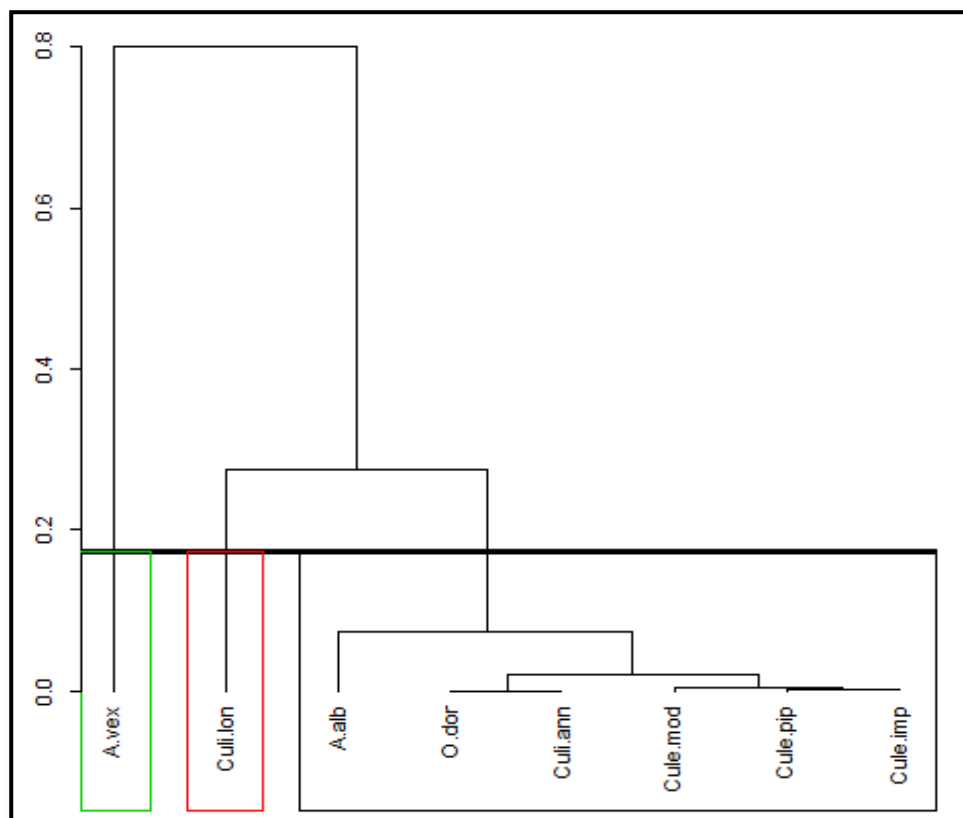


Figure 49. Dendrogramme de la classification ascendante hiérarchique (CAH) appliqué aux espèces inventoriées (Espèce/ nombre d'espèces inventoriées).

3.3.3. Classification Ascendante Hiérarchique appliqué sur la densité des espèces en Fonction des saisons d'études.

Il permet de regrouper les quatre saisons d'études sous forme de groupes homogènes (classes) en fonction de la densité des espèces récoltées pendant chaque saison. On peut distinguer l'existence de trois groupes (**Fig. 50**):

Groupe 1: Formé uniquement par la saison d'Hiver.

Groupe 2: Formé par la saison d'Eté.

Groupe 3: formé par deux saisons: Printemps et Automne.

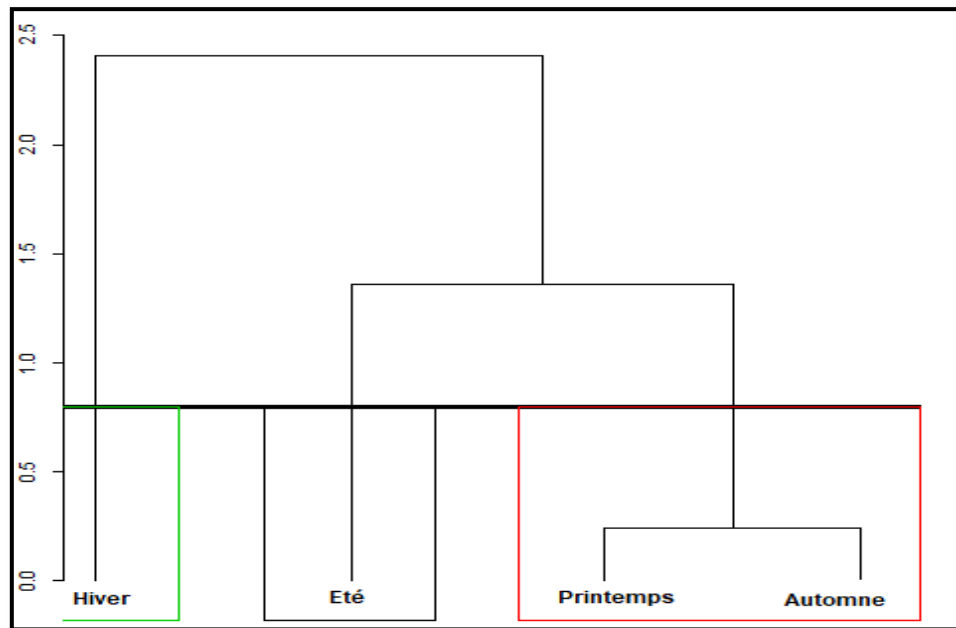


Figure 50: Dendrogramme de la classification ascendante hiérarchique (CAH) appliquée au période d'étude (Densité d'espèces/saisons).

3.3.4. Analyse factorielle des correspondances (AFC). Répartition spatiale

L'analyse factorielle des correspondances (AFC) est une méthode qui permet d'explorer et de visualiser les relations entre les taxons (groupes inventoriés) et les paramètres environnementaux. Cette analyse projette les données dans un espace à deux dimensions (Dim1 et Dim2), où chaque dimension représente un axe principal de variation.

Les dimensions 1 et 2 ont expliqué respectivement environ 67,8 % et 23,3 % de l'inertie totale, ce qui correspond à un total cumulé de 91,1 % de la variation totale retenue par ces deux dimensions (Fig. 54). Les graphiques des figures 51; 52 et 53 montrent les résultats suivants :

L'espèce *Aedes vexans* présente une contribution significative à la définition du premier axe (Dim1), ce qui signifie que l'axe 1 est principalement influencé par cette espèce. En revanche, l'espèce *Culiseta longiareolata* contribue fortement à la définition du second axe (Dim2), faisant de l'axe 2 un axe principalement déterminé par cette espèce (Fig. 51 et 52).

Les espèces: *Culiseta annulata*, *Ochlerotatus dorsalis*, *Culex impudicus*, *Culex modestus* et *Aedes albopictus* présentent une faible qualité de représentation dans l'analyse ($\cos^2 < 40\%$), ce qui indique qu'elles sont mal représentées sur les deux premières dimensions (Dim1 et

Dim2). En revanche, l'espèce *Culex pipiens* bénéficie d'une qualité de représentation moyenne, suggérant qu'elle est mieux capturée par ces dimensions principales (Fig. 53).

L'espèce *Cs. longiareolata* est associée au site 22 (Ain-Echir) durant la saison estivale (Fig. 54).

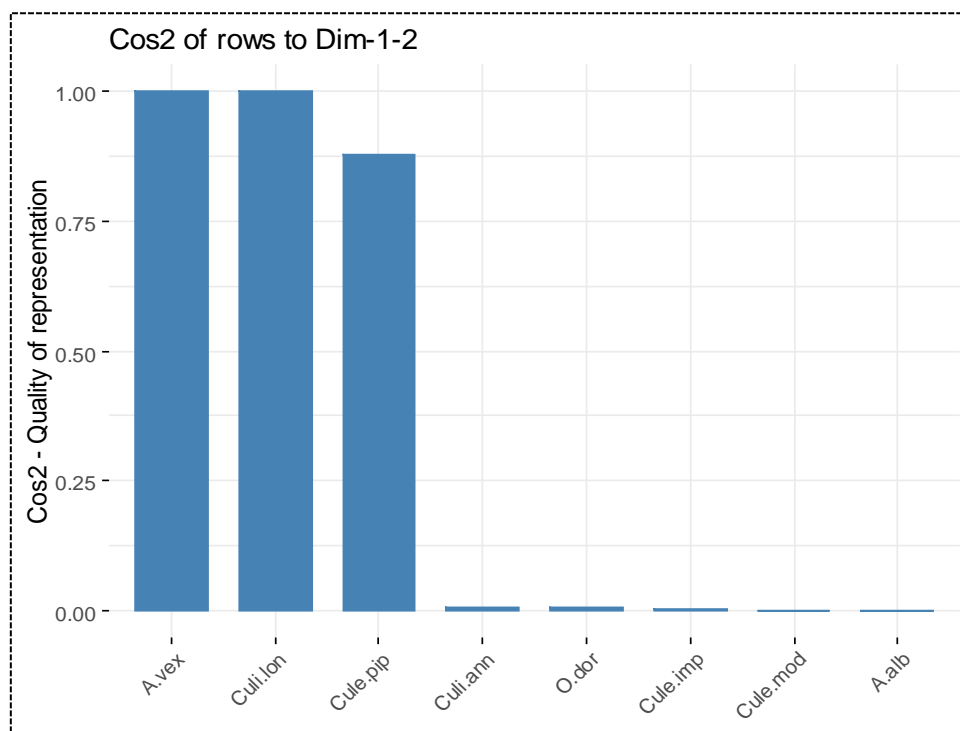


Figure 51: Analyse factoriel des correspondances (AFC): présentation des espèces de Culicidae inventoriés et leurs textures au niveau des 23 sites d'étude (Décembre 2018 – Novembre 2019).

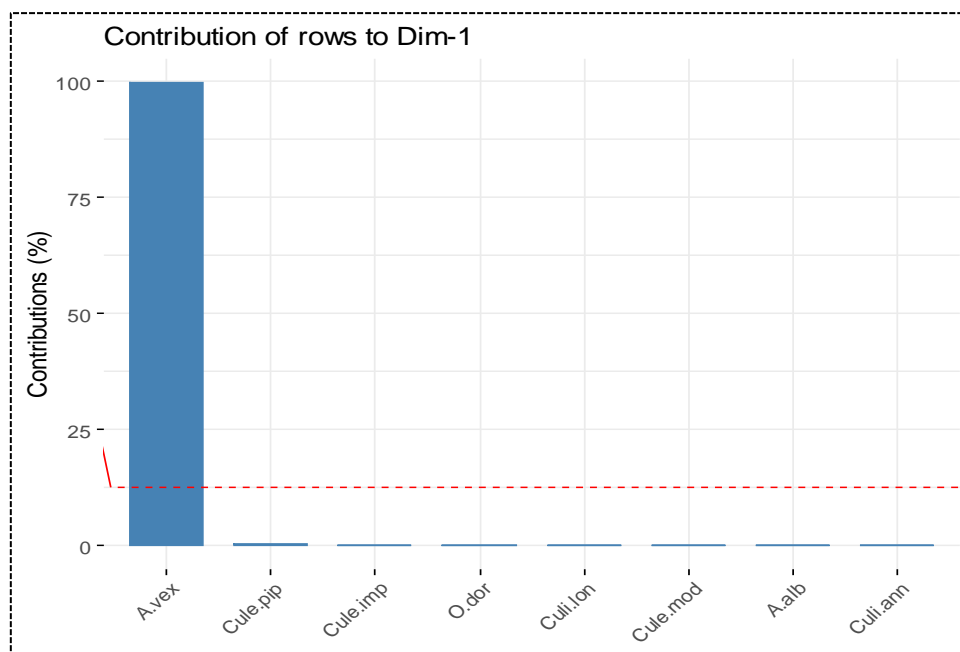


Figure 52: Analyse factoriel des correspondances (AFC): contribution totale des espèces de Culicidae inventoriés à la dimension 1 au niveau des 23 sites d'étude (Décembre 2018 – Novembre 2019).

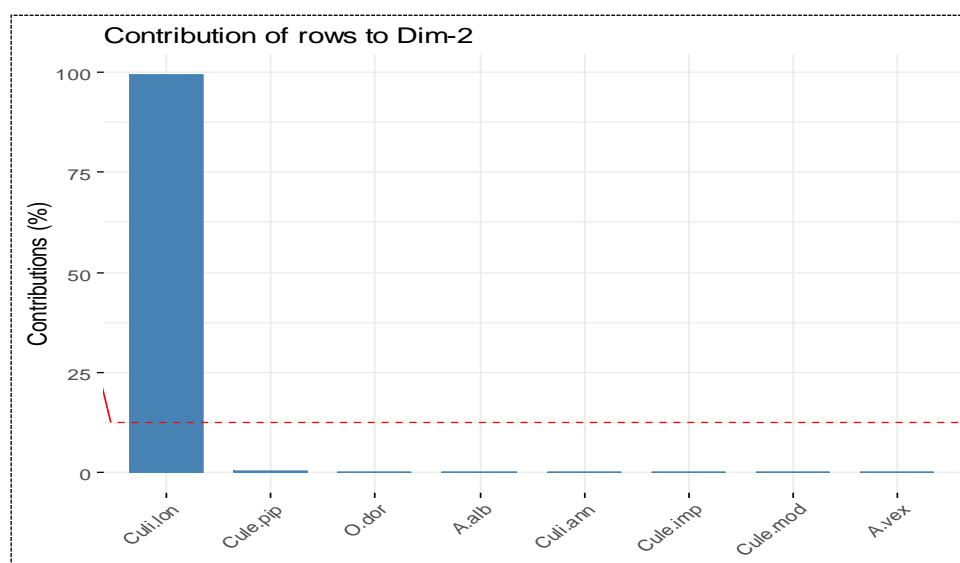


Figure 53: Analyse factoriel des correspondances (AFC): contribution totale des espèces de Culicidae inventoriés à la dimension 2 au niveau des 23 sites d'étude (Décembre 2018 – Novembre 2019).

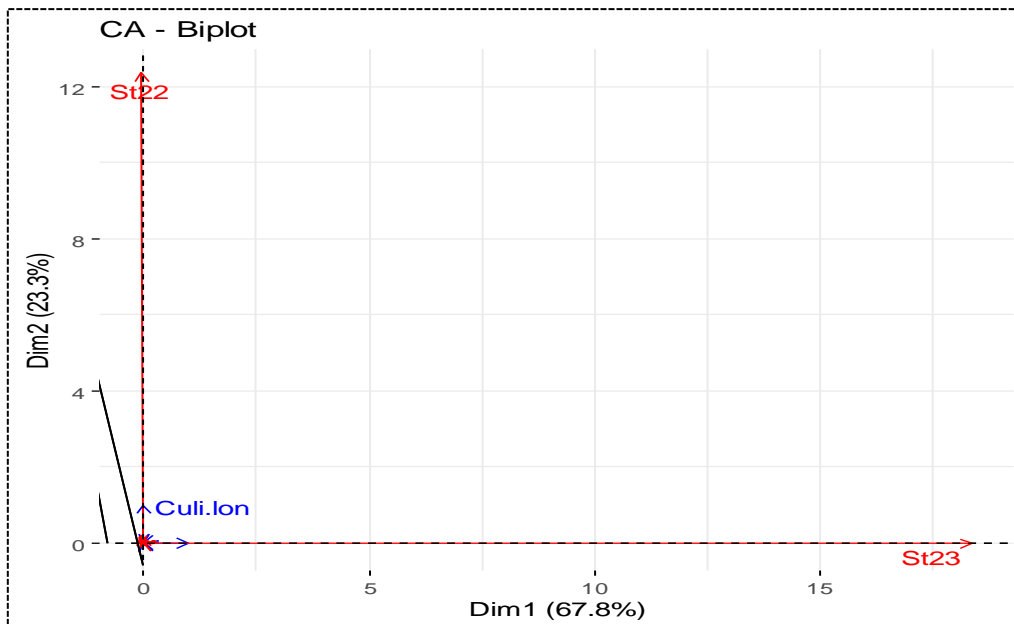


Figure 54: Analyse factoriel des correspondances (AFC) sur les données d’abondances des espèces de Culicidae inventoriés et leurs textures au niveau des 23 sites d’étude (Décembre 2018 – Novembre 2019).

3.3.5. Analyse en composant principal ACP

3.3.5.1. Répartition saisonnière

Les deux dimensions 1 et 2 sont représentées par un total cumulé de 95,8%, où la dimension 1 forme 65,9% et la dimension 2 forme 29,9% de l’inertie totale.

La saison d'Automne affiche une contribution significative au premier axe (Dim 1). De plus, les saisons du Printemps et d’Hiver présentent également une contribution notable à cette dimension, ce qui indique que la population prédominante des Culicidae est collectée pendant la saison d'Automne, suivie du Printemps et de l'Hiver.

La saison d'Eté montre une contribution significative au deuxième axe (Dim 2), ce qui explique la faible population de moustiques est récolté pendant cette saison (**Fig. 55**).

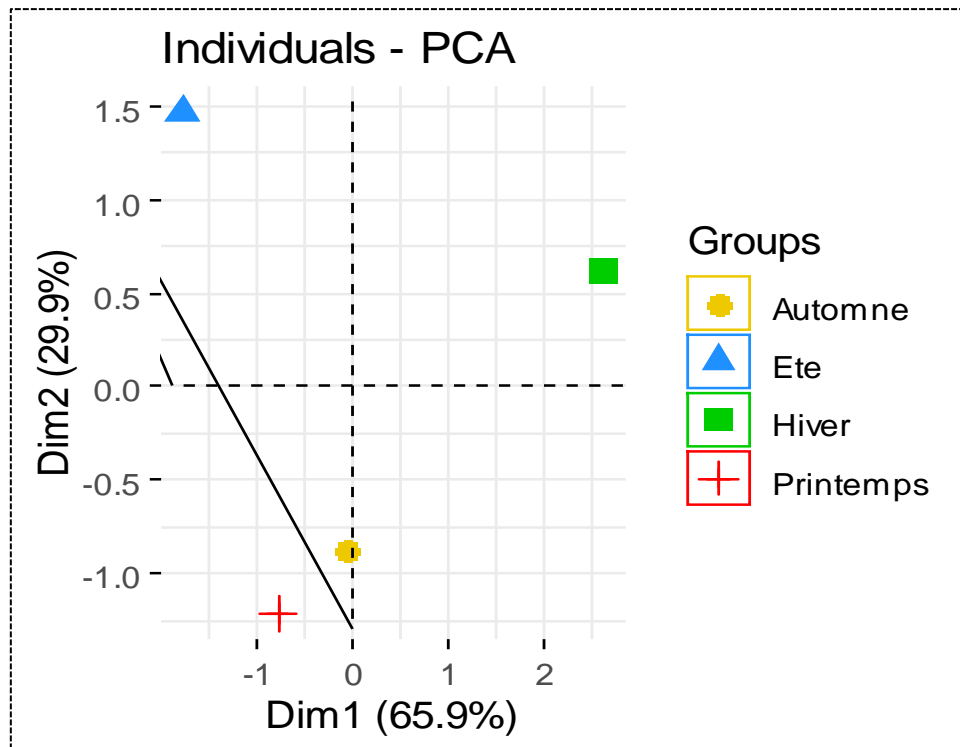


Figure 55: Analyse en composant principal (ACP) sur les données d’abondances des espèces de Culicidae inventoriés et leurs textures pendant les quatre saisons de l’année (Décembre 2018 – Novembre 2019).

3.3.5.2. Répartition selon les données climatiques

Ce type d'analyse permet de visualiser l'association entre la densité des groupes de moustiques inventoriés et les conditions climatiques (température, précipitations, humidité et vent), représentée par un total cumulé de 95,8 % entre les deux axes, avec la dimension 1 contribuant à 65,9 % et la dimension 2 à 29,9 %.

Le premier axe (Dim 1) explique 65,9 % de la variation totale et présente une corrélation positive avec la température ($r = 0,38$), le vent ($r = 0,98$), ainsi que les précipitations et l'humidité ($r = 0,87$). En outre, les espèces *Cx. pipiens*, *Cx. impudicus* et *Oc. dorsalis* montrent une corrélation de ($r = 0,0$). Le deuxième axe (Dim 2) explique 29,9 % de la variation totale. Il présente une corrélation positive avec *Ae. vexans* ($r = 0,83$), *Cs. annulata* ($r = 0,75$) et *Cs. longiareolata* ($r = 0,58$), tout en étant corrélé négativement avec les deux espèces *Ae. albopictus* et *Cx. modestus* ($r = -0,25$) (Fig. 56).

Selon ces résultats, les deux espèces, *Cx. pipiens* et *Oc. dorsalis*, se situent au niveau du barycentre et sont classées comme des espèces 'standard'. Cela leur confère la caractéristique de ne pas être significativement influencées par les facteurs climatiques.

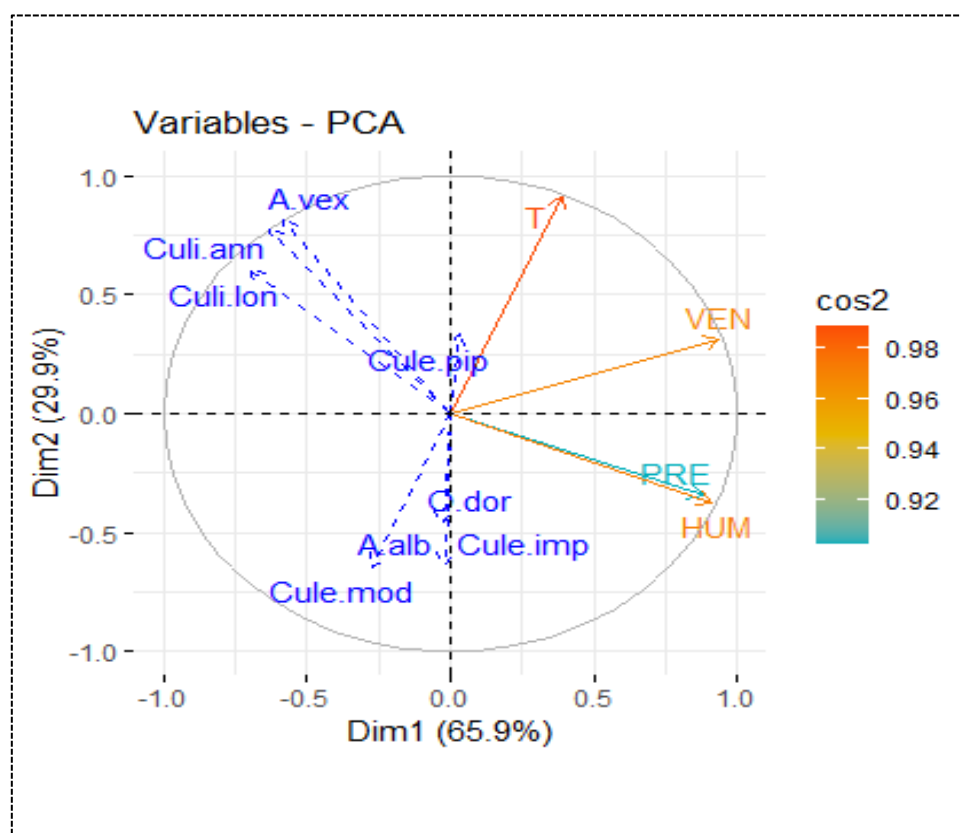


Figure 56: Analyse en composant principal (ACP) sur les données d'abondances des espèces de Culicidae inventoriés et leurs textures en fonction des données climatiques (Décembre 2018 – Novembre 2019).

3.3.6. Phénologie des Culicidae pendant l'Hiver

Au cours de cette saison, la présence des espèces varie d'une station à l'autre, permettant de les classer en tant qu'espèces accidentelles ou constantes en fonction de la valeur de (F). Il convient de noter que les trois espèces *Cx. impudicus*, *Cs. longiareolata* et *Ae. vexans*, observées respectivement au station d'El-Bouni (Site. 2) et Sidi-Ammar (Site. 1), sont considérées comme des espèces rares, avec une valeur de (F = 4,34 %). En revanche, *Cx. pipiens* est classée comme une espèce constante, avec une valeur de (F = 83 %) (Fig. 57).

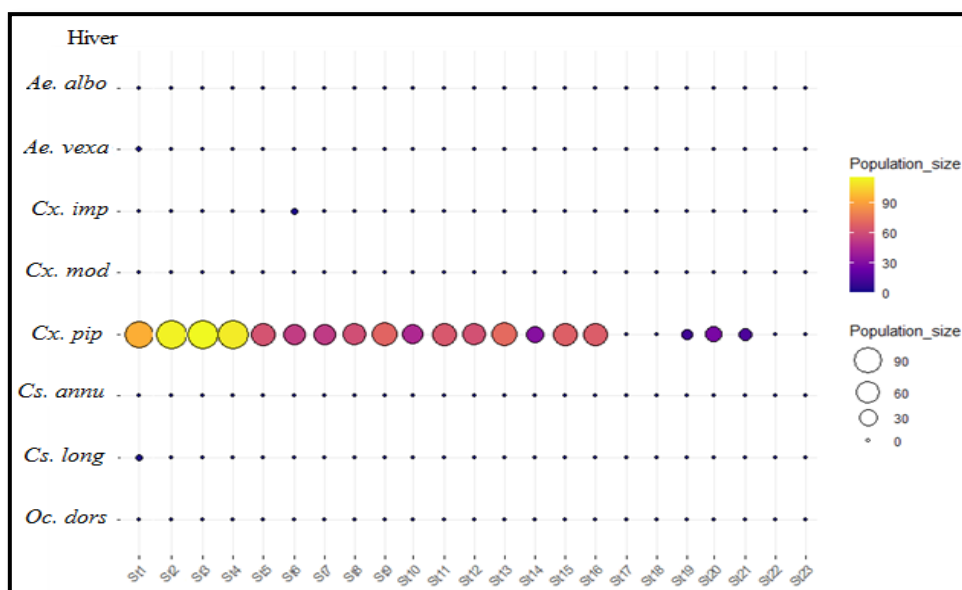


Figure 57: Phénologie de l'abondance des espèces de Culicidae échantillonnées au niveau de la ville d'Annaba (Nord-est de l'Algérie) pendant les mois d'Hiver (Décembre 2018 - Février 2019). L'abondance des espèces dans un site donnée (Colonne) est indiquée par la taille des cercles, leurs densités sont indiquées par des couleurs différents.

3.3.7. Phénologie des Culicidae pendant la saison du Printemps

L'inventaire de la population des Culicidae au cours de cette saison est caractérisé par la présence de cinq espèces réparties entre les 23 sites d'étude. Certaines de ces espèces sont considérées comme des espèces rares ($F = 4,35 \%$), telles que *Cx. modestus*, observée uniquement au site 2, et *Oc. dorsalis*, également présente à un seul site (St21). Les deux espèces *Cx. impudicus* (St1, St3 et St11) et *Cs. longiareolata* (St1, St5 et St6) apparaissent de manière accidentelle ($F = 13,04 \%$). En revanche, *Cx. pipiens* est classée comme une espèce constante ($F = 91,30 \%$) (Fig. 58).

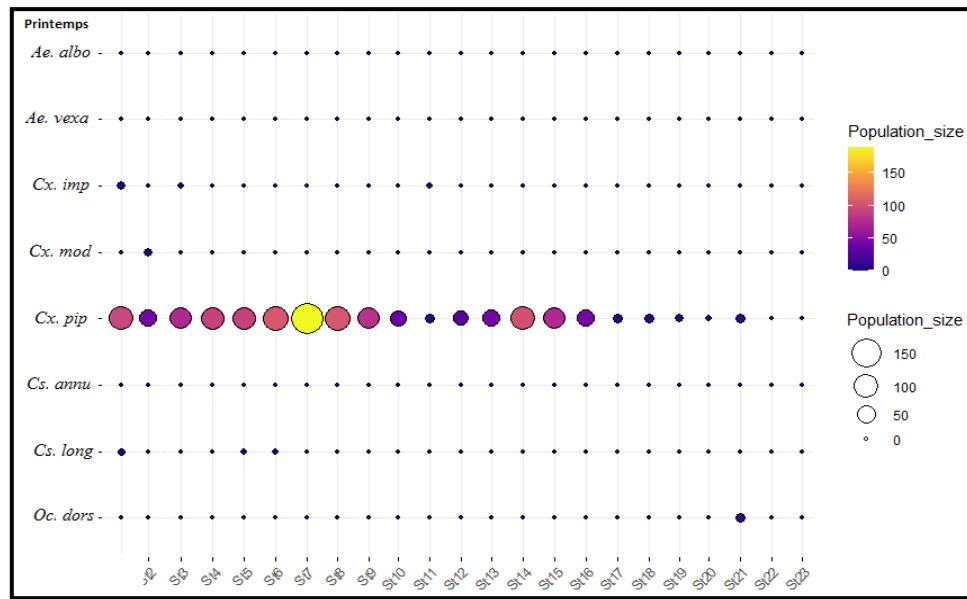


Figure 58: Phénologie de l'abondance des espèces de Culicidae échantillonnées au niveau de la ville d'Annaba (Nord-est Algérie) pendant la saison du Printemps selon les mois (Mars; Avril et Mai 2019). L'abondance des espèces dans un site donnée (Colonne) est indiquée par la taille des cercles et la densité, est indiquée par les couleurs.

3.3.8. Phénologie des Culicidae pendant la saison d'Été

Les individus des moustiques récoltés pendant la saison d'Été sont quatre espèces réparties entre les 23 sites d'étude comme suite: *Cs. longiareolata* (St1; St20 et St22) présente d'une façon accidentelle (F= 13%), *Cs. annulata* (St1) et *Ae. vexans* (St. 23) sont des espèces rares (F= 4,35%). Alors que l'espèce *Cx. pipiens* est une espèce constante (F= 86,95%). Elle est présente dans la plupart des sites sauf (St12; St17 et St 23) (Fig. 59).

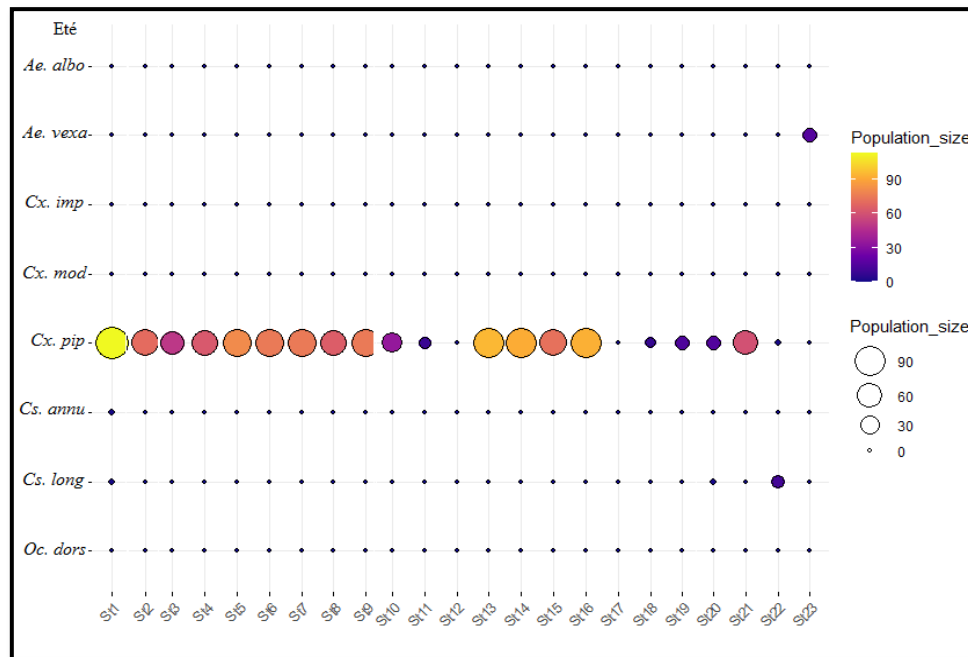


Figure 59: Phénologie de l'abondance des espèces de Culicidae échantillonnées au niveau de la ville d'Annaba (Nord-est de l'Algérie) pendant les mois de l'Été (Juin, Juillet et Aout 2019). L'abondance des espèces dans un site donné (colonne) est indiquée par la taille des cercles, leur densité est indiquée par des couleurs différents.

3.3.9. Phénologie des Culicidae pendant la saison d'Automne

Au cours de la saison d'Automne, trois espèces ont été identifiées: *Cx. pipiens*, *Cx. impudicus* et *Ae. albopictus*, réparties sur les 23 sites d'étude. *Ae. albopictus* est présente au niveau de quatre sites (St1, St2, St6 et St15) en tant qu'espèce accidentelle (F = 17,3 %). *Cx. impudicus* a été observée dans onze sites (St1, St3, St5, St6, St8, St10, St11, St12, St13, St14 et St16), où elle est considérée comme une espèce accessoire (F = 47,82 %). En revanche, *Cx. pipiens* se distingue par sa valeur maximale de F = 86,95 %, la classant comme une espèce constante présente dans la majorité des sites (Fig. 60).

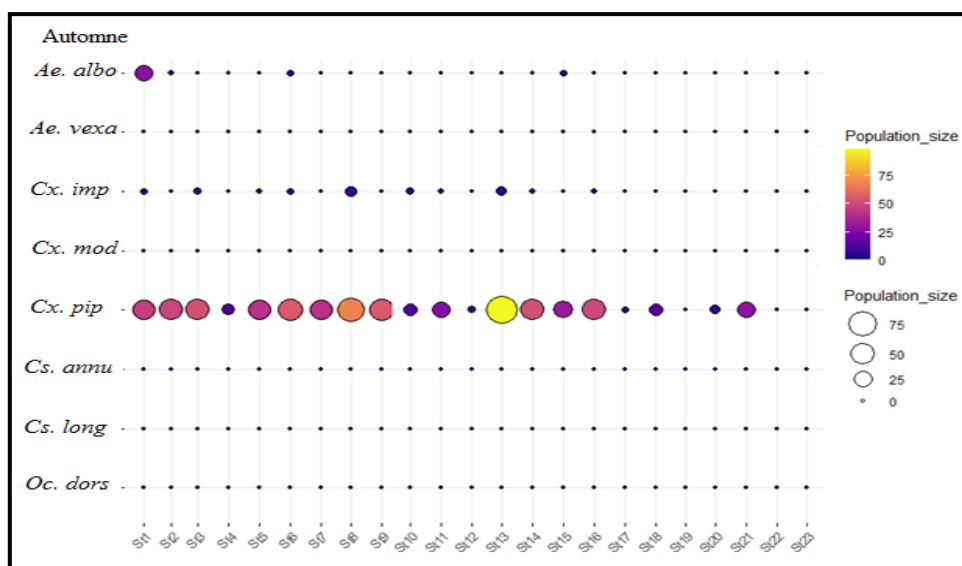


Figure 60: Phénologie de l'abondance des espèces de Culicidae échantillonnées au niveau de la ville d'Annaba dans le Nord-est Algérie pendant le mois d'Automne (Septembre; Octobre et Novembre 2019). L'abondance des espèces dans un site donnée (Colonne) est indiquée par la taille des cercles, leur densité est indiquée par des couleurs.

3.4. Présentation taxonomique des espèces inventoriées

3.4.1. Description des espèces de Culicidae

3.4.1.1. *Culex pipiens* Linnaeus 1758

La position systématique

Règne	Animalia
Embranchement	Arthropoda
Classe	Insecta
Ordre	Diptera
Sous-ordre	Nematocera
Famille	Culicidae
Sous-famille	Culicinae
Genre	<i>Culex</i>
Espèce	<i>Culex pipiens</i> Linné 1758.

Une espèce multivoltine, très abondante pendant l'Été et l'Automne, elle est domestique, le plus souvent associée aux humains (Rhodain et Perez, 1985; Farajollahi *et al.*, 2011). Pendant les saisons froides elle hiverne, dans les caves et les égouts, capable de se développer dans toutes les régions du globe et colonise différents biotopes, cela grâce à sa forte capacité d'adaptation. Cette espèce a été collectée dans des eaux souillées, riches en matière organique (Resseguier, 2011; Darriet, 2014). Les œufs sont regroupés, formant des radeaux. La température est nécessaire à la croissance et au développement des Culicidae, la température idéale pour leur développement est de 24 °C à 30 °C, avec des durées inférieures à 7 jours (Ciota *et al.*, 2014).

Lorsque les conditions environnementales sont propices à la vie, les moustiques exploitent les ressources naturelles telles que la nourriture, afin d'assurer une croissance et une dispersion plus rapides (Duvallat *et al.*, 2017). Cette espèce est dulçaquicole, c'est-à-dire que les gîtes des stades pré imaginaires sont des eaux douces ou saumâtres (Moulinier, 2003). Cette espèce comporte deux formes: la forme *pipiens*, Ornithophiles, Anautogène, Eurygame (S'accouple en plein air) et entre en diapause pendant l'Hiver (Hétéro dynamique) et la forme *molestus*, Anthropophiles, autogène, sténogame (S'accoupler dans des espaces restreints) et reste en activité durant la période hivernale (Hémodynamique) (Schaffner *et al.*, 2001). *Cx. pipiens molestus* est un moustique autogène, c'est-à-dire que les femelles de cette espèce effectuent leur première ponte sans avoir besoin d'un repas sanguin provenant d'un mammifère ou d'un être humain. Elle est également reconnue comme un vecteur majeur du virus West Nile (Osório *et al.*, 2014; Martínez *et al.*, 2016; Vogels *et al.*, 2016; Brugman *et al.*, 2018).

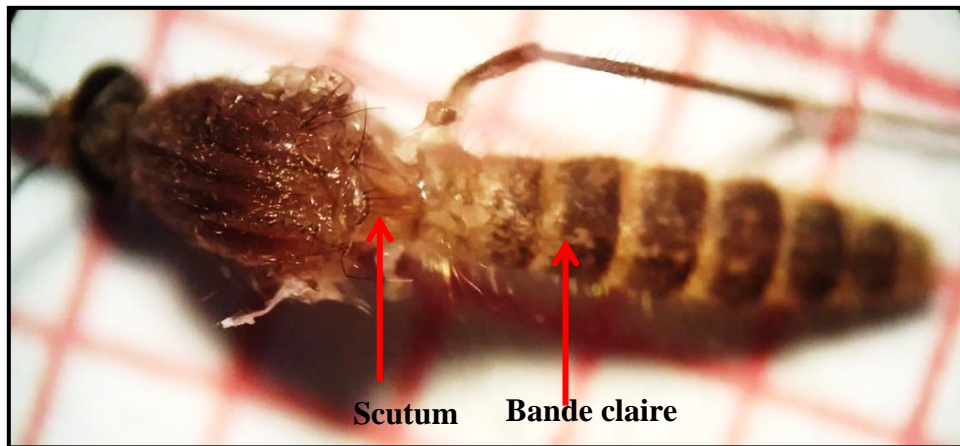
Chez l'adulte, au niveau de la tête, le labium est sans anneau ou avec un anneau diffus, le thorax est caractérisé par l'absence des soies pré et post-spiraculaires (A); une seule soie mésépirale inférieure est (B); le scutum est trilobé (C). La longueur du quatrième tarsomère de la patte I est égale ou plus longue par rapport au cinquième tarse (D). Au niveau de l'aile, la nervure costale est entièrement sombre et la position de la base de la fourche R2-R3 est située avant l'apex de la sous costale ou à son niveau (E). Le tergite III de l'abdomen avec une bande antérieure claire (C).

La tête de la larve de *Culex pipiens*, se caractérise par des antennes aussi longues que la tête, l'insertion de la soie antennaire 3-A est à proximité de 4-A (F). La forme de l'épine préclypéale 1-C est mince et effilée à l'apex (I et J). La soie 4-C formée d'une branche, la soie 5-C et 6-C formées de 4 branches et plus (K). Le mentum porte 8 dents ou plus de part et

d'autre de la dent médiane (**M**). Le nombre de branche des soies prothoraciques (3-P: 1branche; 4-P: 2 branches et 8-P: 2 branches) (**N**). Au niveau de l'abdomen, la soie abdominale 7-I porte 2 branches (**O**). Les écailles du VIIIème segment sont dépourvues d'épine médiane (**P**). Le siphon porte des soies ventrales et une seule soie latérale (**Q et R**), la soie caudale 1-X porte une seule branche (**S**). Le nombre de branches de la soie 1a-S est de 2 à 5 branches, elle est située au-delà à la dent distale du peigne siphonale. Cette dent est de 3 à 5 denticules basaux (**R**). L'épine subapicale 2-S du siphon est courte (**T**).



A: Soies pré et post-spiraculaires (Agr: x32). **B:** Soies mésépirales inférieures (Agr: x32).



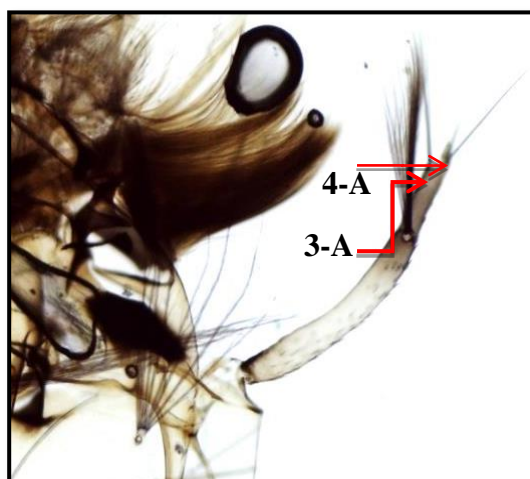
C: Thorax et abdomen (Agr: x32).



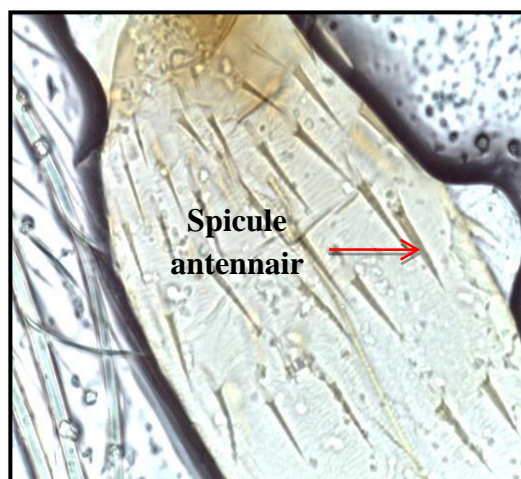
D: Patte I, tarsomère 4 (Agr: x32).



E: R2-R3 située avant l'apex de la sous costale (Agr: x32).



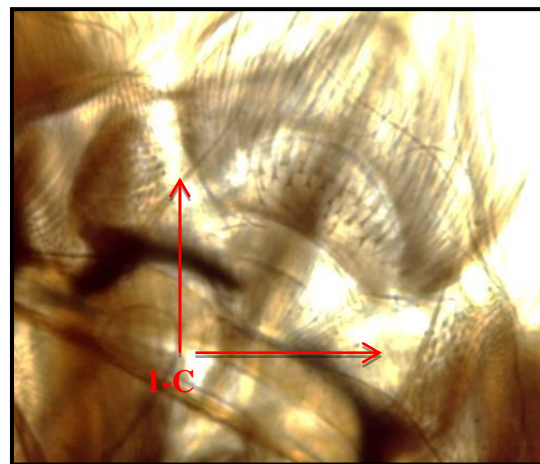
F: Antenne (Gr: x10).



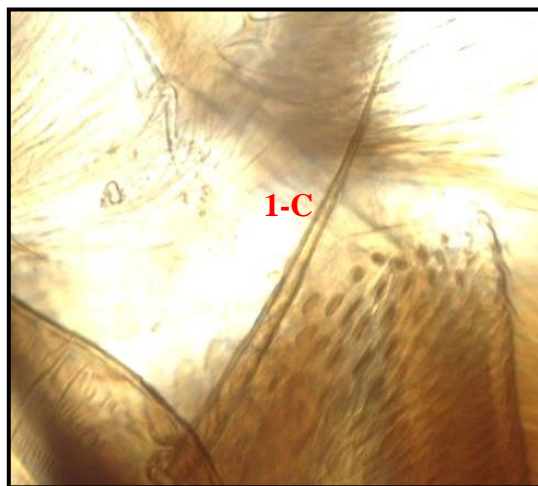
G: Spicules de l'antenne (Gr: x100).



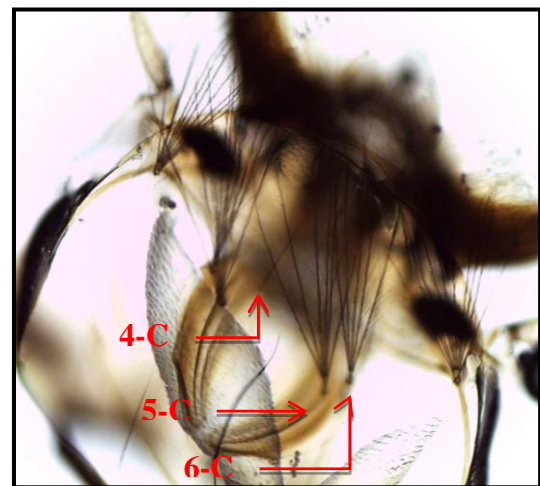
H: Soies antennaires 3-A et 4-A (Gr: x100).



I: Epine préclypéale 1-C (Gr: x40).



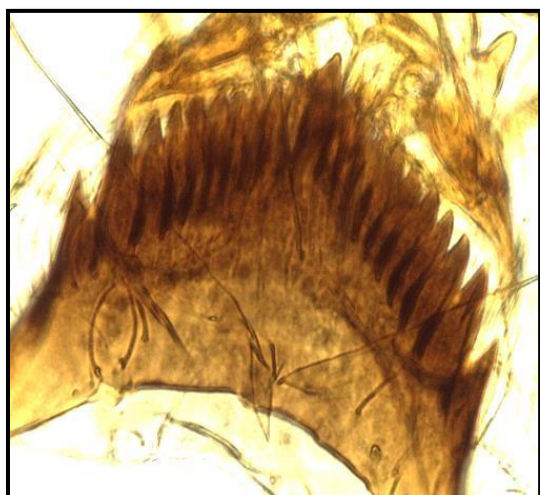
J: Epine C-1 gauche (Gr: x100).



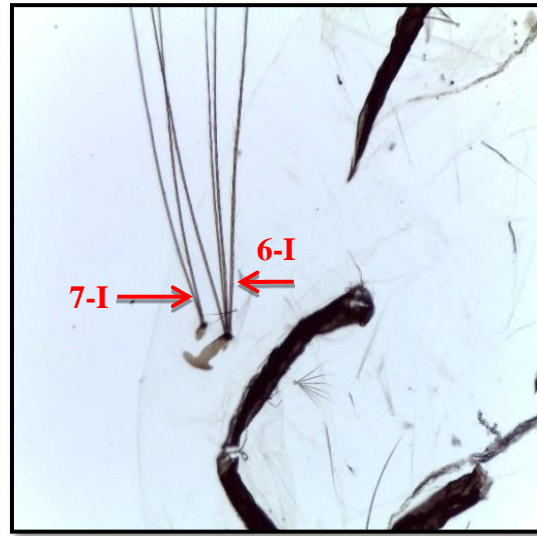
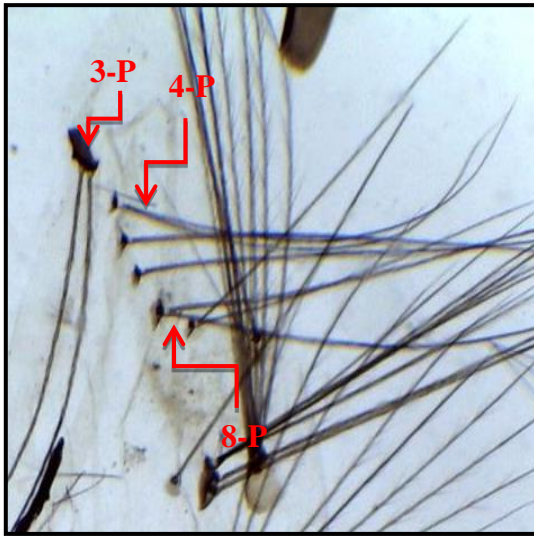
K: Soies 4-C, 5C et 6-C (Gr: x100).



L: Soie 14-C (Gr: x10).

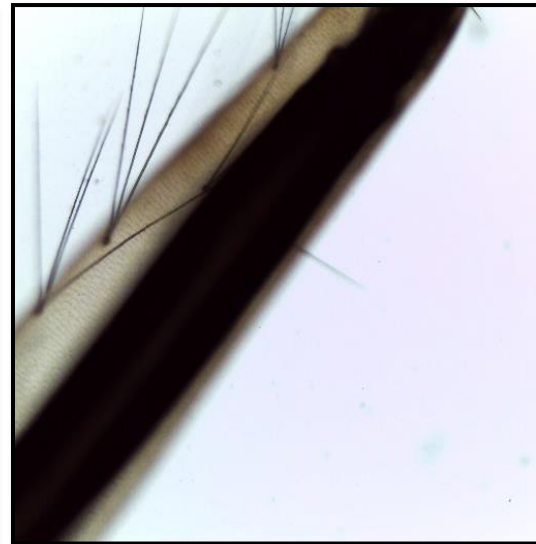
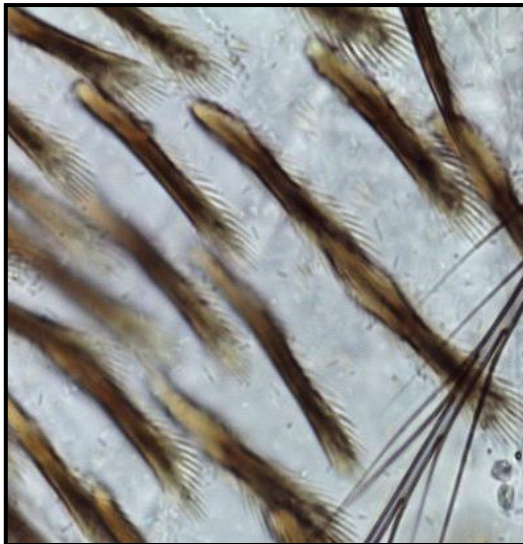


M: Mentum (Gr: x40).

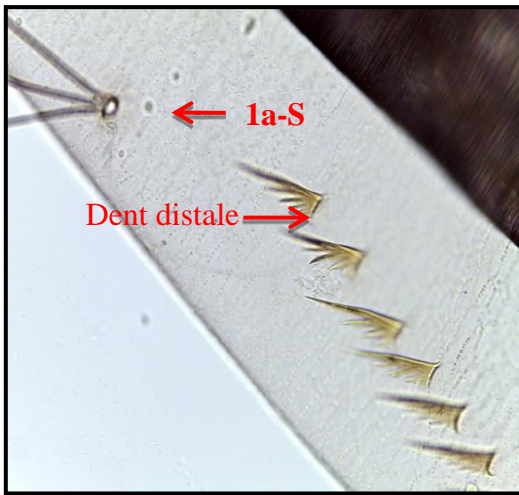


N: Soies 3-P, 4-P et 8-P (Gr: x40).

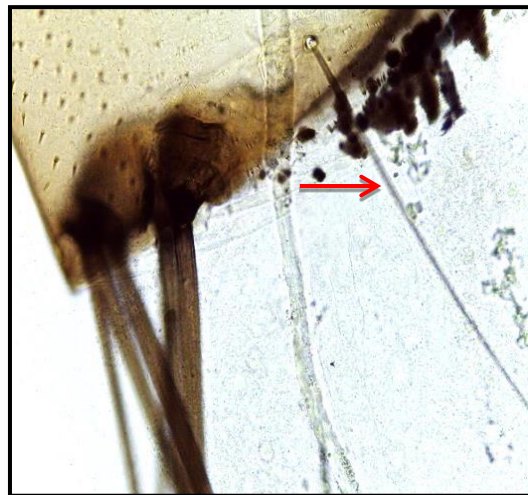
O: Soies abdominales 6-I et 7-I (Gr: x10).



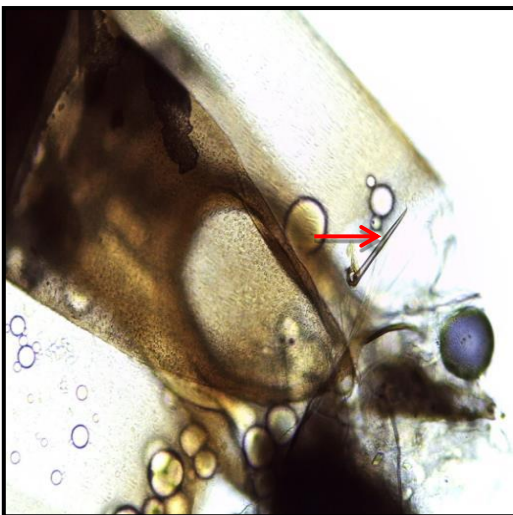
P: Ecailles du VIII ème segment (Gr: x100). **Q:** Soies latérale et ventrale du siphon (Gr: x10).



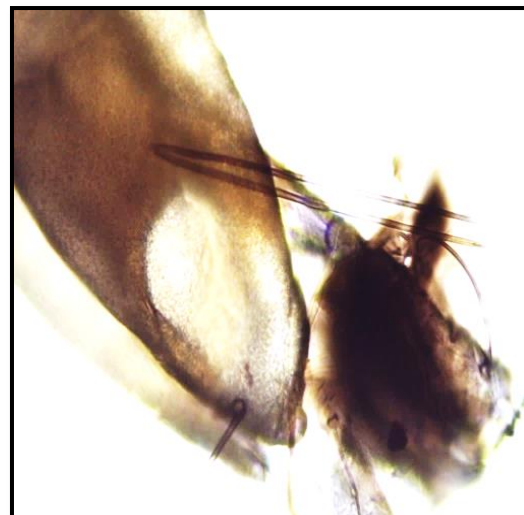
R: peigne siphonale (Gr: x40).



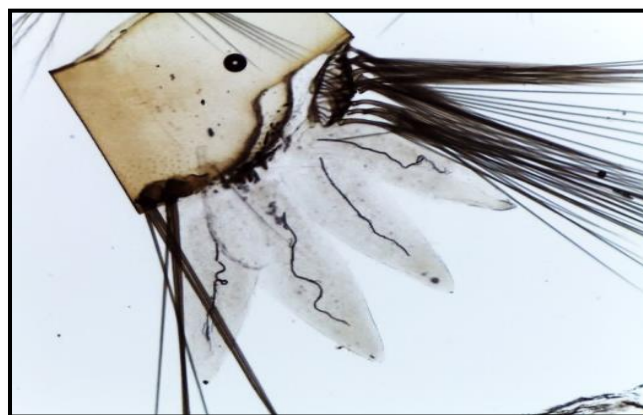
S: Soie caudale 1-X (Gr: x100).



T: Epine subapicale 2-S (Gr: x40).



U: Soie latérale du siphon (Gr: x100).



V: Papilles annales (Gr: x10).

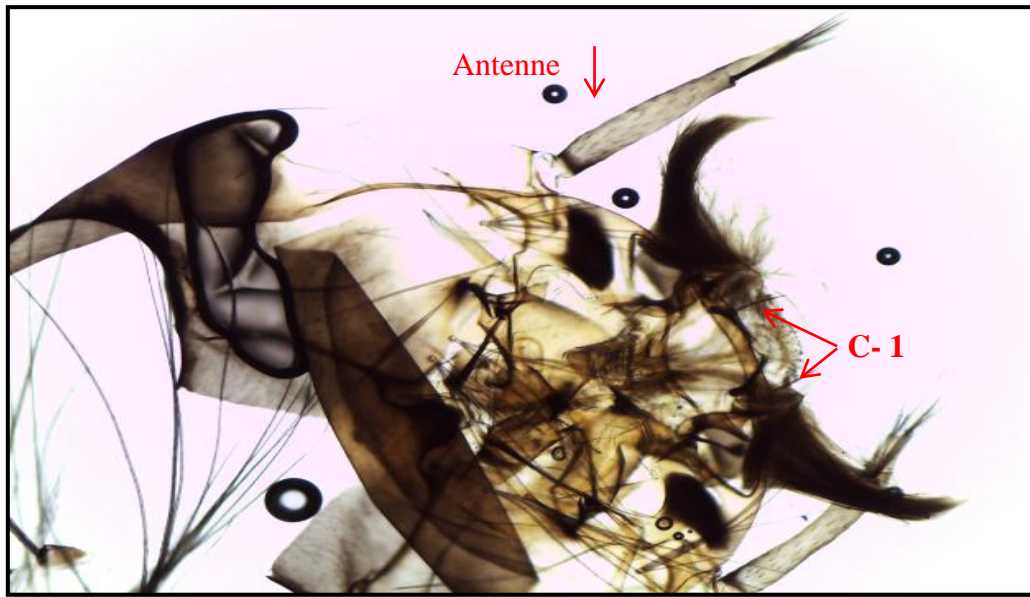
Figure 61: Critères morphologiques de *Culex pipiens*.

3.4.1.2. *Culex modestus* Ficalbi 1890

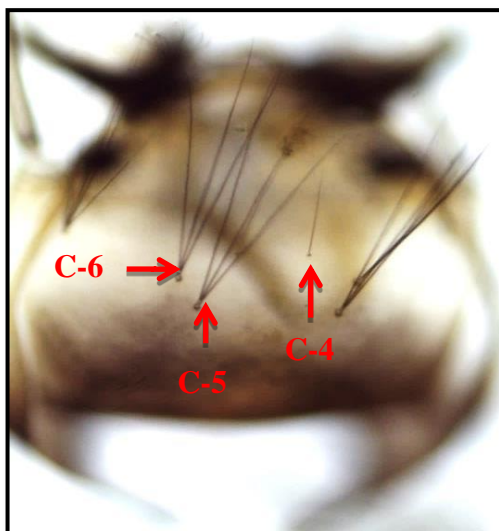
Selon [Brunhes et al., \(1999\)](#), l'espèce *Culex modestus* est largement répandue dans l'Afrique méditerranéenne, elle a été signalée dans tout le Maghreb. Les larves de cette espèce colonisent les marais semi-permanente d'eau douce, l'eau légèrement salée des canaux d'irrigation, les marécages et les rizières ([Brunhes et al., 2001](#)). Les femelles sont agressives envers l'humain, impliquée dans la transmission du virus West Nile et le virus Tahyna. Comme elle a été trouvée infectée par le virus Sindbis et la microfilarie *Dirofilaria immitis* ([Schaffner et al., 2001](#)). *Culex modestus* est très répandu dans le Sud de l'Europe et joue le rôle de vecteur principal du virus West Nile et d'autres agents pathogènes ([Golding, 2012](#)).

En ce qui concerne les caractéristiques morphologiques de cette espèce, au niveau de la tête l'épine préclypeale C-1 est mince et effilée jusqu'à l'apex. L'insertion de la soie antennaire 3-A est à proximité de 4-A (**A**). Les soies C-5 et C-6 porte 3 branches alors que la soie C-4 à une seule branche (**B**), la soie C-12 est formé par 2 branches alors que la soie C-13 contient 3 branches (**C**). Le mentum est formé de 8 dents ou plus de part et d'autre de la dent médiane.

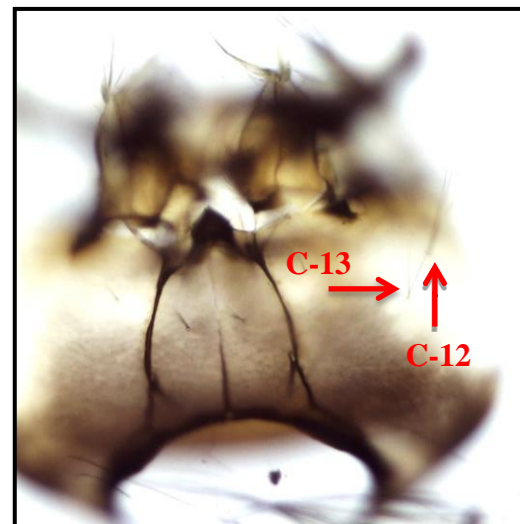
Au niveau de l'abdomen, le VIIIème segment est formé d'écailles toutes sans épine médiane disposées en désordre (**D**). Le siphon respiratoire de *Culex modestus* est à bord droit, ce dernier porte uniquement des soies ventrales au nombre de 7 paires de touffes ou plus (**E**), dont la soie Ia-S du siphon est positionnée au-delà de la dent distale du peigne siphonale (**F**), cette dernière est composée de 3 à 5 denticules basaux. La soie caudale 1-X est formé par une seule branche (**G**) et l'épine subapicale 2-S du siphon est courte (**H**).



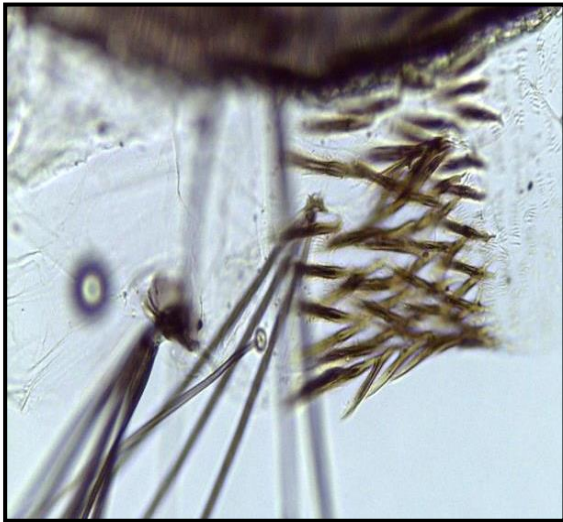
A: Aspect général de la tête; antennes et soies C-1(Gr: x10).



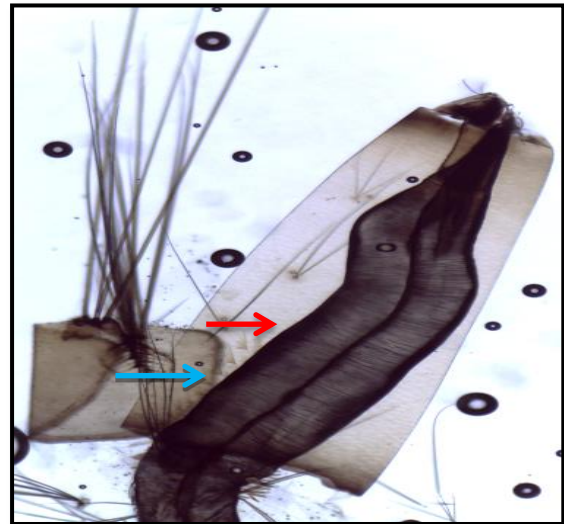
B: soies C-4, C-5 et C-6(Gr: x40).



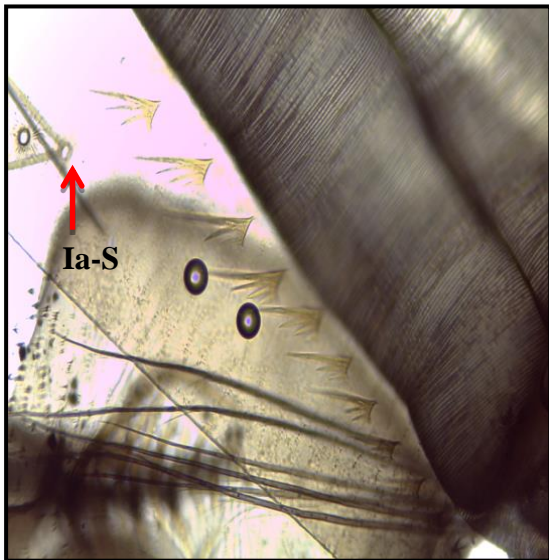
C: Soies C-12 et C-13 (Gr: x10).



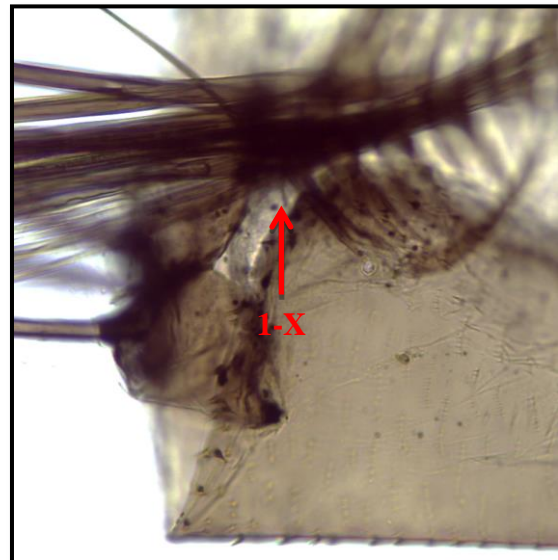
D: Peigne de 8 VIIIème segment (Gr: x40).



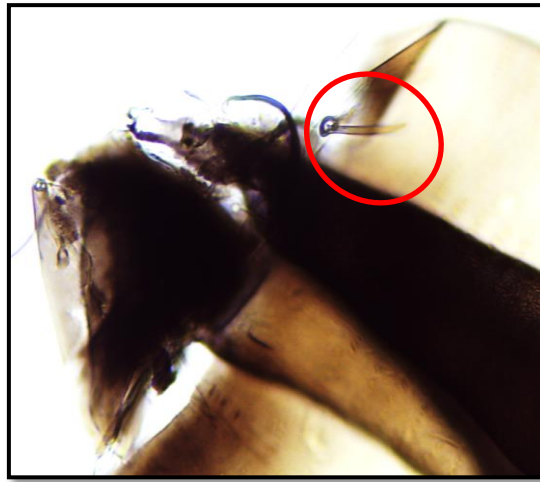
E: siphon respiratoire (Gr: x10).



F: Dents distales du peigne siphonale (Gr: x40).



G: La soie caudale 1-X (Gr: x40).

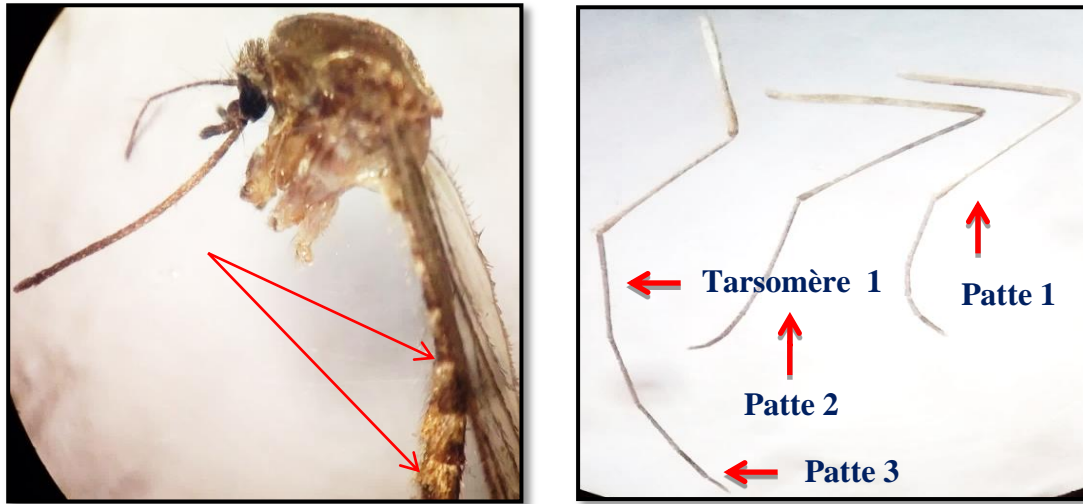


H: Epine sous apicale 2-S du siphon (Gr: x40).

Figure 62: Critères morphologiques de *Culex modestus*.

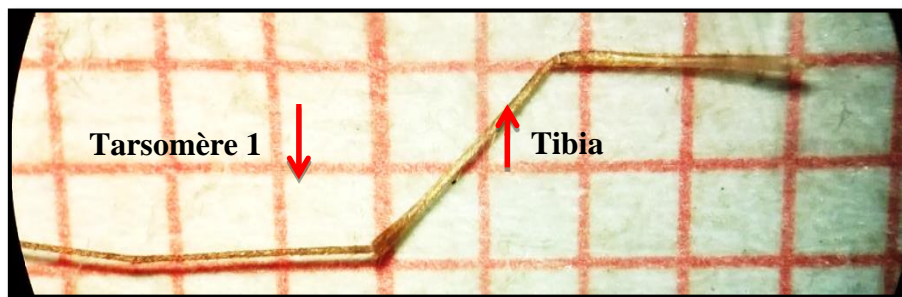
3.4.1.3. *Culex impudicus* Ficalbi 1890

L'espèce *Cx. impudicus* est une espèce méditerranéenne dont l'aire de répartition s'étend vers l'Est jusqu'en Iran. Sa présence a été signalée dans trois pays du Maghreb et les gîtes larvaires sont très variés. On peut la trouver dans des trous de rocher, des puits, des sources, des canaux d'irrigation, des lits d'oued, des flaques temporaires d'importances variables. Les larves affectionnent les eaux claires, fraîches et ombragées et se développent le long des ruisseaux ombragés, parfois dans les rizières, les fossés herbeux, les mares temporaires. Les larves se trouvent aussi dans gîtes de petites tailles comme les bassins ombragés. Les larves apparaissent au début du Printemps jusqu'au mois d'Octobre (Bouallam-Tifnouti, 1992). Les femelles passent l'hiver dans les cavités naturelles, elles pondent en Mars ou Avril. Elles sont essentiellement batracophiles (amphibiens) (Brunhes et al., 2001). La biologie des adultes est très peu connue. Les imagos ont une activité estivale et les femelles n'ont pas été observées dans les maisons ni piquant l'homme. Compte tenu de sa rareté et de ses préférences trophiques, cette espèce ne joue aucun rôle dans la transmission de parasitoses humaines (Bouallam-Tifnouti, 1992). L'adulte de *Cx. impudicus* est de taille moyenne. L'abdomen est presque entièrement sombre. Sauf une mince ligne d'écailles blanche à l'apex de chaque segment, le huitième tergite est entièrement blanc (A) (Brunhes et al., 2001). Chez l'adulte de *Cx. impudicus* au niveau de la troisième patte, la taille relative du tarsomère 1 est nettement plus courte que le tibia (B et C).



A: Ecailles blanches sur l'abdomen (Agr: x24).

B: Pattes (Agr: x32).



C: Pattes III (Agr: x24).

Figure 63: Critères morphologiques de *Culex impudicus*.

3.4.1.4. *Culiseta longiareolata* Macquart 1828

L'espèce *Culiseta longiareolata* est la plus commune du genre *Culiseta*. Elle peut coloniser des foyers artificiels ou bien naturels lorsque ceux-ci, disposent de matière végétale organique suffisamment riche (Anonyme, 2011). C'est une espèce multivoltine et les femelles sont sténogames et autogènes. En générale, les larves de *Cs. longiareolata* se développent dans des gîtes de types très variés, elles peuvent être trouvées dans les bassins, abreuvoirs, puits abandonnés, trous de rocher, mares, rizières et canaux. L'eau y est toujours stagnante et généralement riche en matières organiques (Schaffner *et al.*, 2001). Le rôle vectoriel de cette espèce est le plus réduit (Senevet et Andarelli, 1959; Brunhes *et al.*, 1999). D'après certains auteurs, les femelles piquent surtout les oiseaux, très rarement l'humain; elles pénètrent occasionnellement dans les maisons. L'espèce est considérée comme un vecteur de

Plasmodiums d'oiseau. Elle peut transmettre expérimentalement le virus West Nile (**Senevet et Andarelli, 1959; Brunhes et al., 1999; Schaffner et al., 2001**).

Chez l'adulte, les palpes sont parsemés d'écailles claires (**C**). Au niveau de la IIIème patte, le 1/3 distal du fémur est orné avec des alignements de taches blanches (**Brunhes et al., 1999**) (**D**). Le premier tarsomère porte des lignes longitudinales claires, alors que le tarsomère 4 de la même patte est clair à la base (**F**). On remarque la présence de trois tâches d'écailles sombres sur l'aile (**G**). Au niveau de l'abdomen, les tergites III et V portent une bande basale claire et des écailles claires (**H**). Chez le mâle de *Cs. longiareolata*, la génitalia est caractérisé par un coxite abondamment poilu, environ deux fois court, le gonostyl portant à l'apex une forte épine trapue (**I et J**). Le lobe basal du gonocoxite est sans soies longues et fortes et peu différencié (**L**)

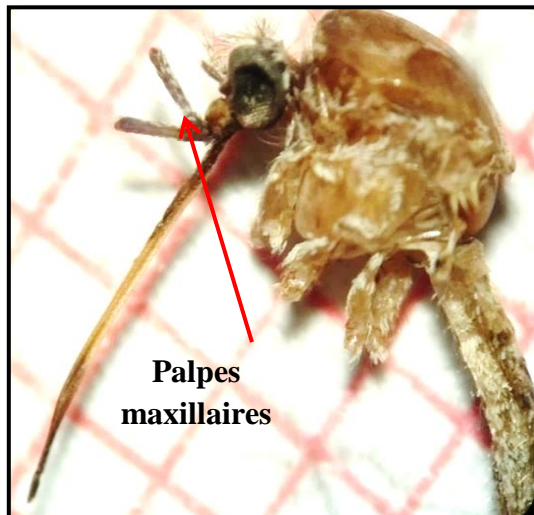
Chez la larve de *Cs. longiareolata*, la tête est caractérisée par une antenne courte avec du tégument lisse et une soie antennaire 1-A peu visible (**M**). Au niveau de l'abdomen, le siphon est court et trapu ($L/1 \leq 2$). Le peigne du siphon est formé uniquement d'épines, leur longueur est environ 2/3 ou 3/4 de la longueur du siphon (**O**).



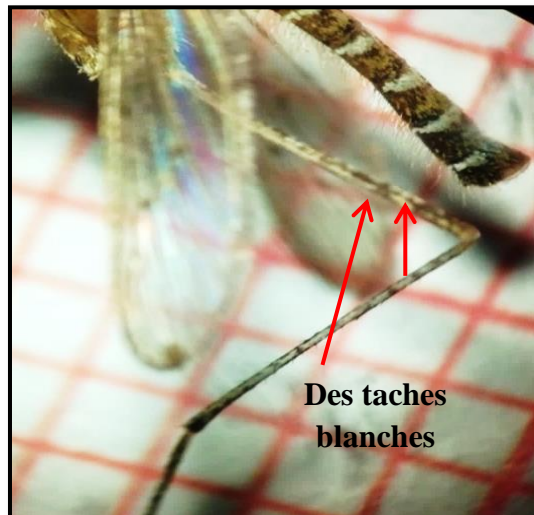
A: Femelle (Agr: x32).



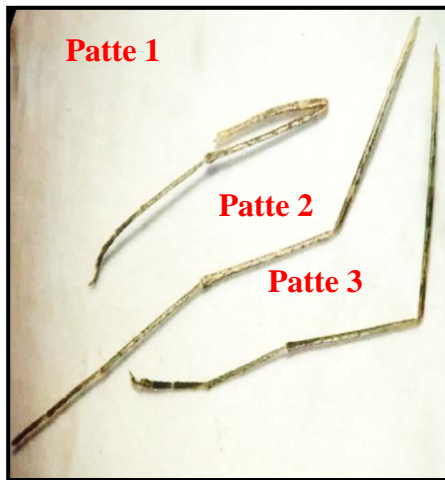
B: Mâle (Agr: x32).



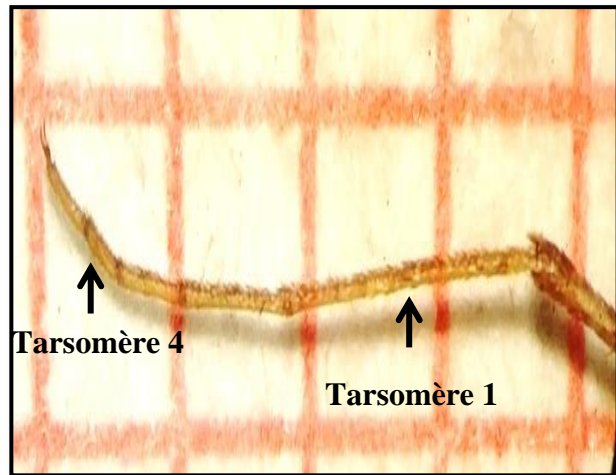
C: Palpes maxillaires (Agr: x32).



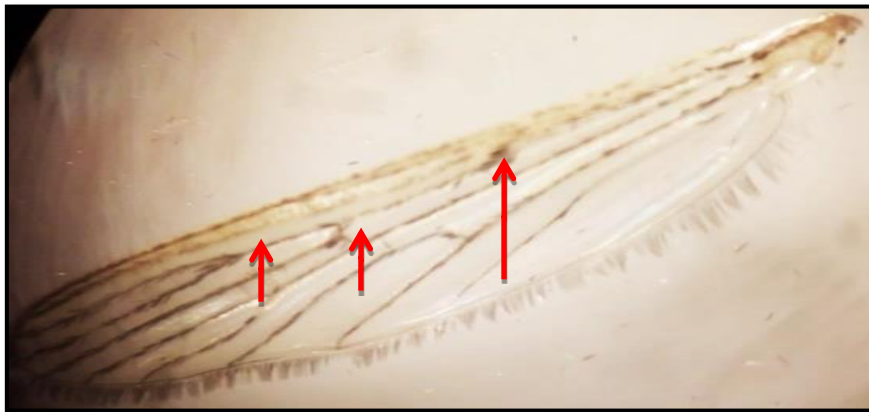
D: IIIème pette (Fémur) (Agr: x32).



E: Les trois Pattes (Agr: x32).



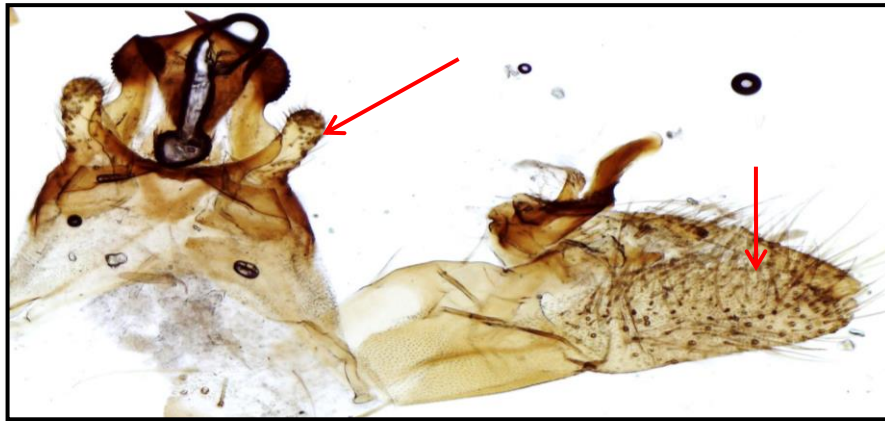
F: Tarsomères de la IIIème pette (Agr: x32).



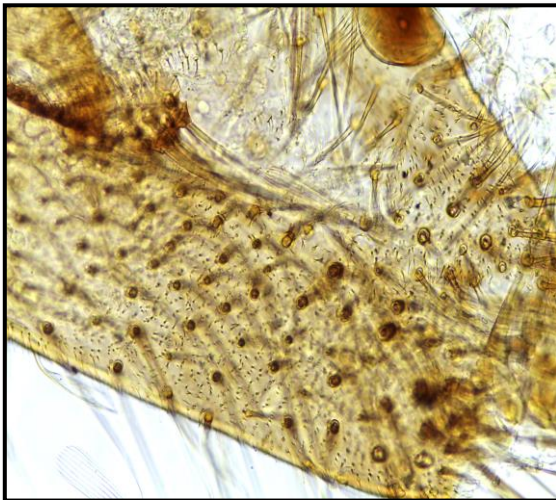
G: Aile (Agr: x32).



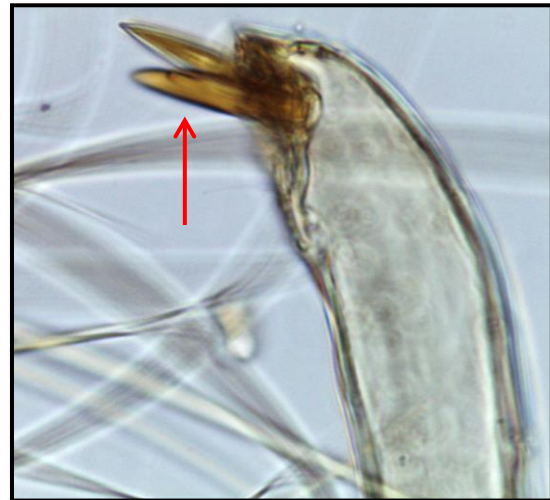
H: Abdomen (Agr: x32).



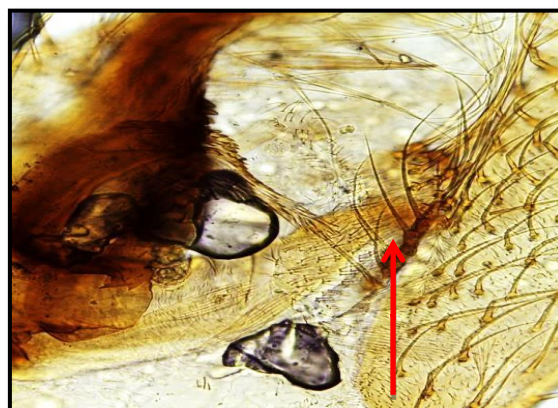
I: Vue générale du génitalia mâle; Coxite et le lobe basale du gonocoxite (Gr: x10).



J: Coxite (Gr: x40).



K: Epine de gonostyl (Gr: x40).



L: Lobe sub apicale du coxite (Gr: x40).



M: Tête (Gr: x10).

N: Siphon respiratoire (Gr: x40).



O: Dent siphonale basale (Gr: x40).

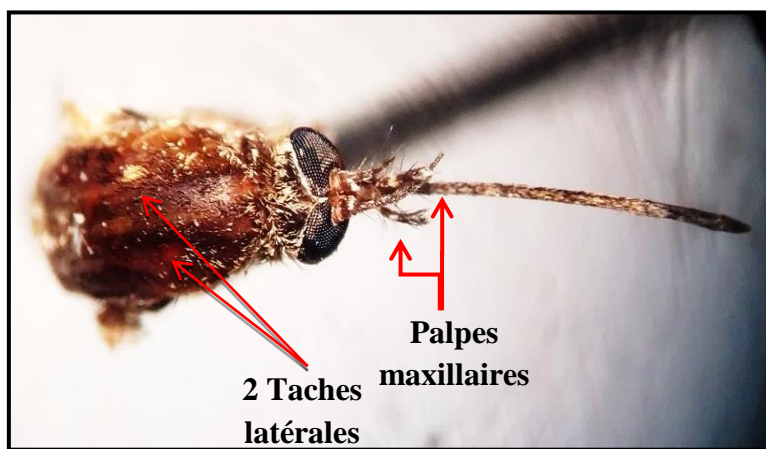
Figure 64: Critères morphologiques de *Culiseta longiareolata*

3.4.1.5. *Culiseta annulata* Schrank 1776

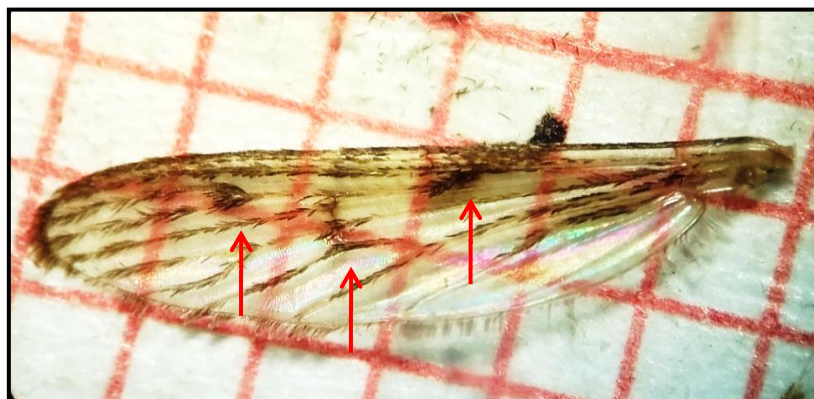
Le genre *Culiseta* se présente avec une deuxième espèce *Culiseta annulata* qui se manifeste dans toute l'Europe, dans les régions septentrionales jusqu'à la Méditerranée. Elle a été aussi signalée dans les pays du Maghreb (Brunhes *et al.*, 1999). C'est une espèce multivoltine. Elle se développe dans de très nombreux gîtes qui peuvent être naturels ou artificiels. Les femelles piquent tous les vertébrés à sang chaud, mais avec une préférence pour les oiseaux. Elles sont de mœurs plutôt nocturnes et n'hésitent pas à pénétrer dans les habitations et les étables pour prendre leurs repas sanguin. Elle a été impliquée dans la transmission du virus de la

myxomatose et de plasmodiums chez les oiseaux. C'est également un vecteur possible du virus Tahyna (Schaffner et al., 2001), *Culiseta annulata* a été trouvé une seule fois au mois de Juin, 2019 dans la cité universitaire Chlef (Sidi Ammar).

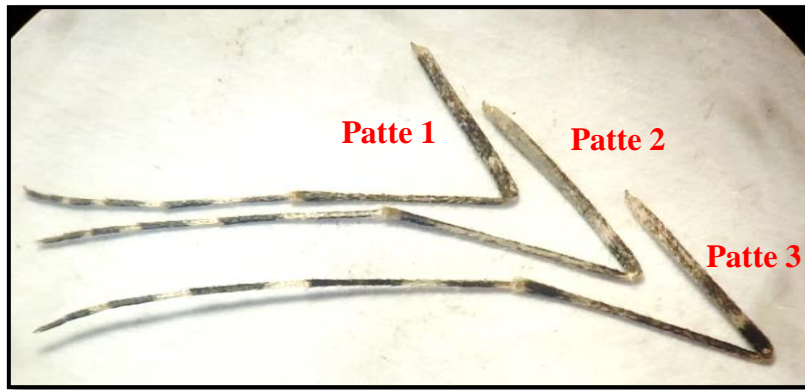
La tête chez l'adulte de *Cs. annulata* se caractérise par des palpes parsemées d'écailles claires et le scutum porte deux taches latérales (A). L'aile est caractérisée par la présence de trois taches d'écailles sombres (B). Au niveau du 1/3 distale du fémur de la troisième patte, se trouve un anneau blanc subapical parsemé d'écailles claires (D). Un anneau médian clair sur le premier tarsomère de la même patte (E), alors que, le tarsomère 4 est claire à la base (F). Au niveau de l'abdomen, les tergites 3 et 7 portent une bande basale claire (G).



A: Tête et thorax (Agr: x27).



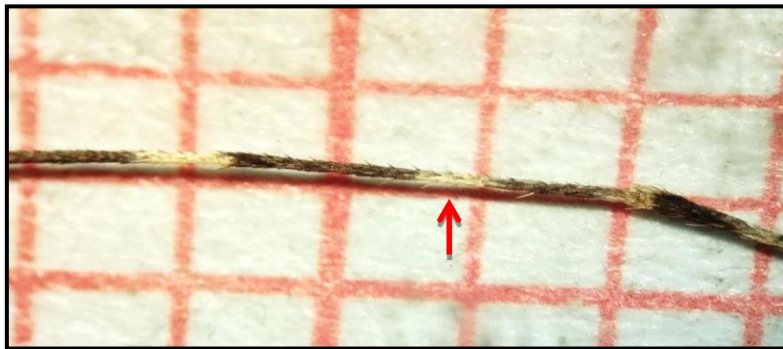
B: Aile (Agr: x27).



C: Pattes (Agr: x28).



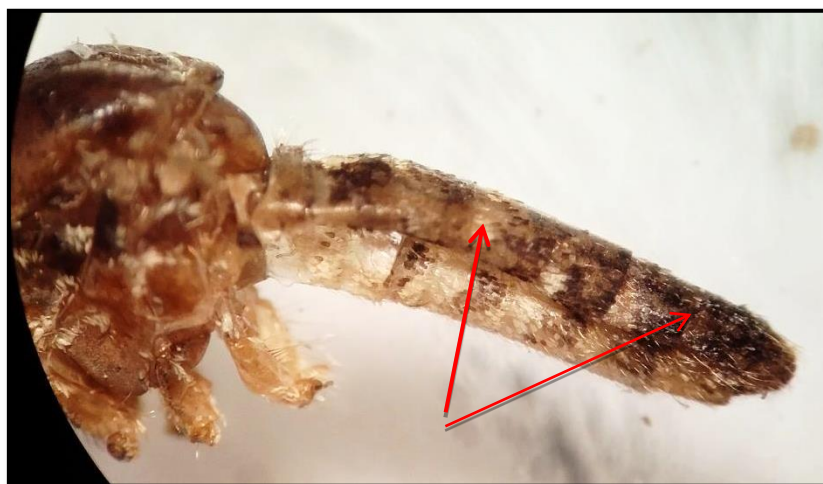
D: 3^{ième} patte (Agr: x32).



E: 3^{ième} patte, tarsomère 1 (Agr: x32).



F: 3^{ième} patte, tarsomère 4 (Agr: x32).



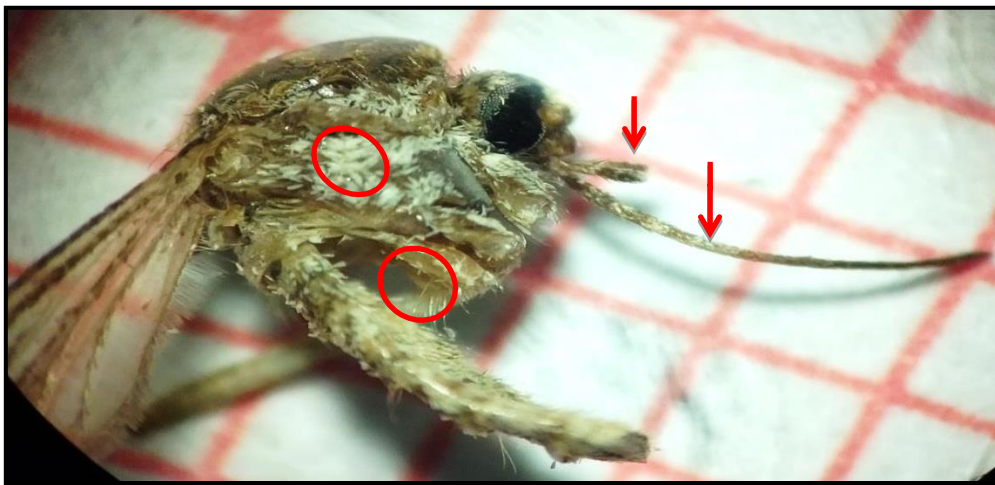
G: Abdomen (tergites III et V) (Agr: x32).

Figure 65: Critères morphologiques de *Culiseta annulata*

3.4.1.6. *Aedes vexans* Meigen 1930

La répartition géographique d'*Aedes vexans* est très large sur la planète (Amérique du Nord; Europe; pourtour méditerranéen; Asie et zone Pacifique). Les caractéristiques génétiques et physiologiques seraient susceptibles de changer, ce qui donne à cette espèce une importance fondamentale (Rodhain, 1991). Au niveau de la tête des adultes, les palpes sont recouverts d'écailles claires et sombres mêlées, le proboscis est clair sur sa partie médiane. Au niveau du thorax, les écailles du métaméron sont présentes et l'aire préalaire est caractérisée par la présence d'une tache d'écailles claires (A). Au niveau de la 3^{ième} patte, le tarsomère 1 et 2 sont blanc à la base, alors que le tarsomère 5 est bicolore. La couleur du tibia est uniquement blanche à la base et à l'apex (C). L'aile d'*Aedes vexans* est caractérisée par la présence des écailles claires uniquement sur le bord costal (D). Au niveau de l'abdomen, le IV^{ème} tergite

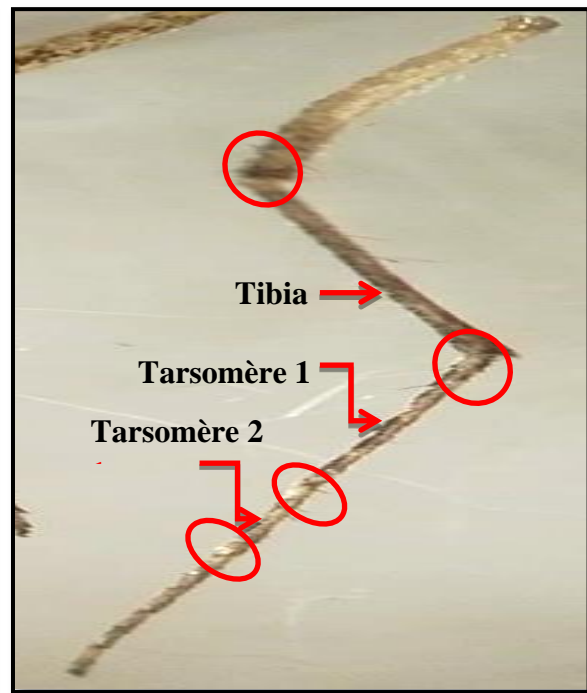
abdominal est avec une bande basale claire bilobée (E). Les mâles d'*Aedes vexans* se nourrissent que de sucres d'origine végétale. Leurs déplacements sont faibles à partir de leur gîte d'émergence, leur longévité est courte (Rodhain, 1985). Les femelles sont hémato-phages et assurent leur nourriture à partir de sucres végétaux (indispensables à la lipogénèse). Durant la vie d'une femelle, l'accouplement a lieu tôt une seule fois. Au cours de celui-ci, le mâle transfère à la femelle, en plus du sperme, la phéromone matrone, produite par les glandes accessoires du mâle, elle rend ensuite la femelle réfractaire à d'autres accouplements (Craig, 1967; Fuchs *et al.*, 1969). La distance maximale parcourue par une femelle en une nuit serait de 17 km (vol actif) (Briegel *et al.*, 2001).



A: Femelle d'*Aedes vexans*; palpes maxillaires, proboscis, métaméron et aire préalaire (Agr: x32).



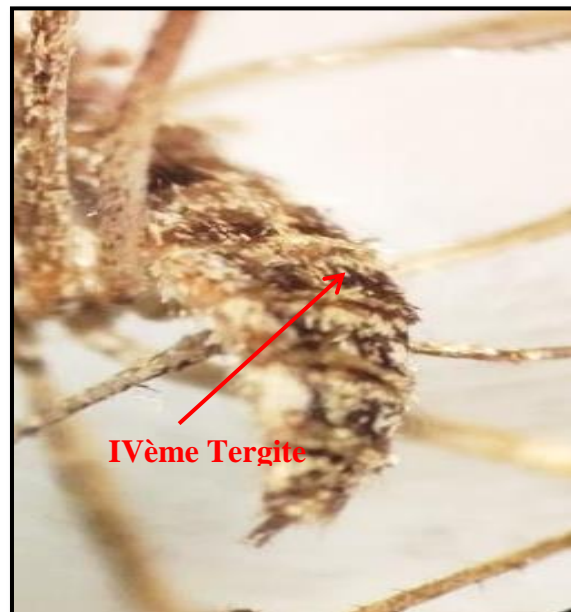
B: Pattes (Agr: x27).



C: Troisième patte (Agr: x32).



D: Aile (Agr: x32).



E: Abdomen (Agr: x32).

Figure 66: Critères morphologiques d'*Aedes vexans*.

3.4.1.7. *Ochlerotatus (Ochlerotatus) dorsalis* Meigen 1830

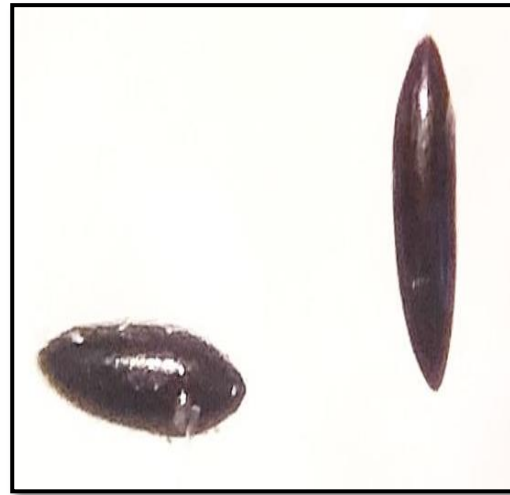
Ochlerotatus dorsalis est une espèce anthropophile, les gîtes larvaires sont très étendus ce qui donne la capacité à cette espèce de pulluler, elle est signalé au Maroc et en Égypte. Leurs nuisance est importante pour les animaux (Brunhes *et al.*, 1999). Cette espèce est multivoltine et les cohortes se suivent au rythme des mises en eau des gîtes. Les larves apparaissent de la fin de l'Hiver au début de l'Automne (Schaffner *et al.*, 2001), elles se développent dans les marais et marécages dont l'eau est saumâtre ou salée généralement peu profonde (Brunhes *et al.*, 1999). Alors que, les adultes apparaissent vers le milieu du Printemps, et disparaissent aux premières gelées. A la fin de l'Été et avec le raccourcissement du nyctémère l'œuf entre en diapause. L'espèce est autogène *Ochlerotatus dorsalis* est présente dans toute l'Europe Septentrionale, et se raréfie considérablement vers le Sud (Schaffner *et al.*, 2001). Elle est récolte à l'état adulte dans la cité Oued El-Koubba (Annaba) au Printemps.

Chez l'adulte, au niveau de la tête, le proboscis est entièrement sombre, les palpes portent des écailles claires et sombres mêlées (C). Au niveau du thorax, l'aire post procoxale et le métaméron sont caractérisés par la présence d'une tâche d'écailles (D). La griffe tarsale de la patte I est en forme d'épines divergentes, régulièrement arquée (F). Le tibia et le tarsomère 1 de la patte 3 sont mouchetés au moins sur la partie médiane (G). Au niveau de l'aile, toutes les nervures portent des écailles sombres et claires mêlées (H).

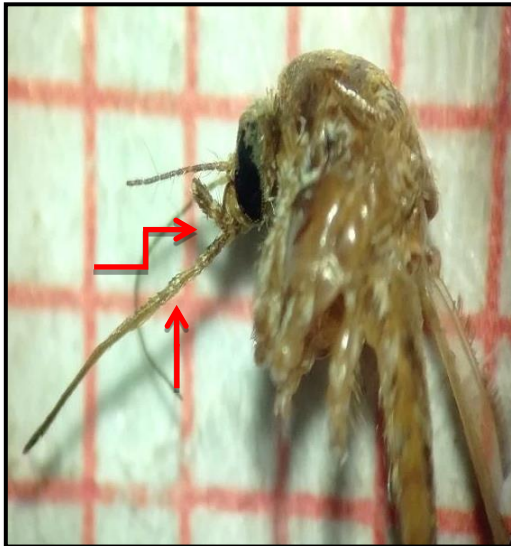
Chez la larve d'*Ochlerotatus dorsalis* au niveau de la tête, le tégument de l'antenne est nettement spiculé (I), la soie antennaire 1-A est formé par 3 branches et plus, elle est positionnée sur la moitié basale de l'antenne (J et K). La soie 1-C est mince et effilée à l'apex (L). La soie 6-C porte une seule branche (M), le mentum est de forme triangulaire porte 8 dents et plus de part et d'autre de la dent médiane (N). Au niveau de l'abdomen, les dents du peigne du 8^{ième} segment sont disposées en une tache triangulaire (O) et la dent médiane est nettement plus longue (P). La taille du siphon est courte ($a/b \leq 3$), les soies dorsales sont absentes (Q). Le peigne du siphon est caractérisé par des dents en forme d'épine et par l'absence de dents nettement isolées. La soie 1-S est disposée avant le milieu du siphon, leurs insertion est après la dernière dent du siphon (S). Elle est formée par 3 branches et plus (T).



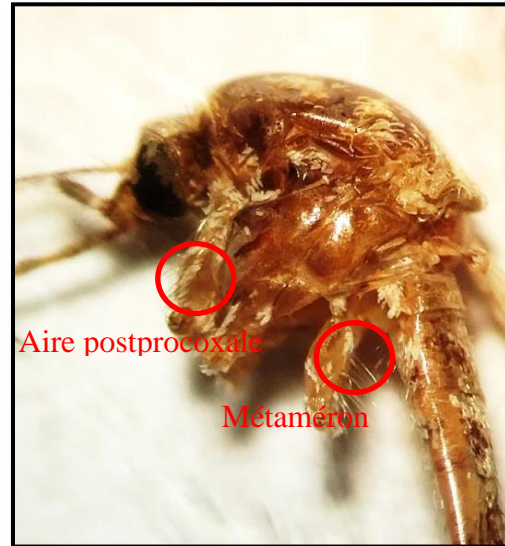
A: femelle (Agr: x32).



B: Œufs (Agr: x32).



C: Proboscis et palpes (Agr: x32).



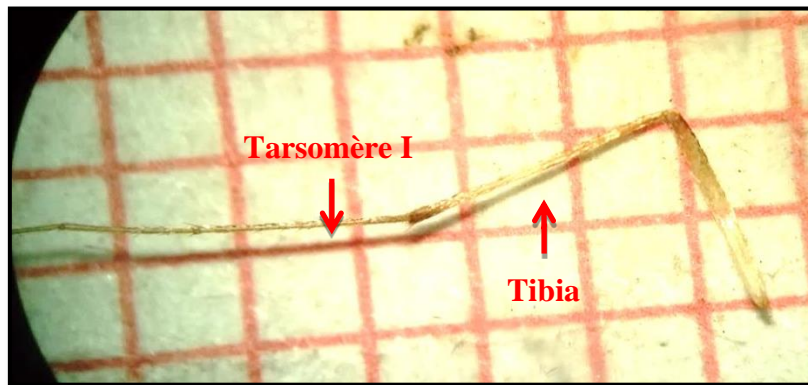
D: l'aire post procoxale et le métaméron
(Agr: x32).



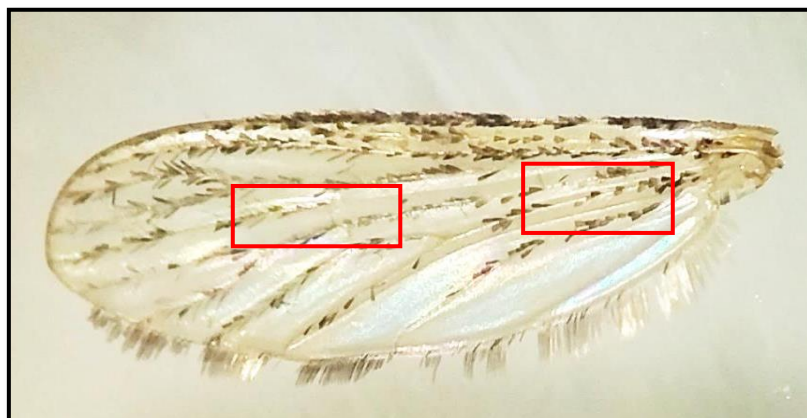
E: Patte 1(Agr: x32).



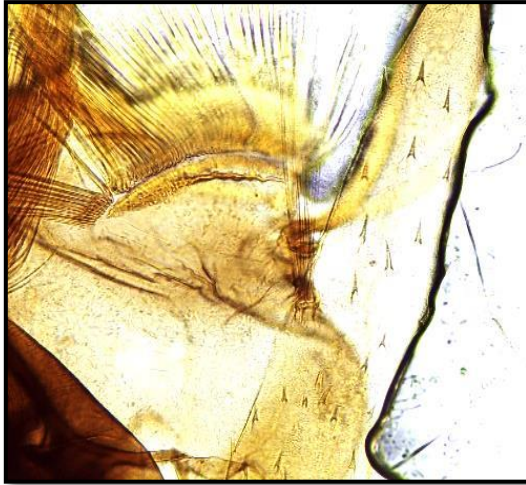
F: Griffe de la patte 1(Agr: x32).



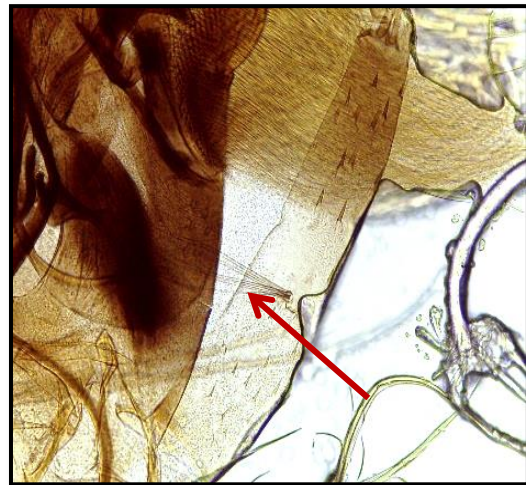
G: Pattes 3 (Agr: x20).



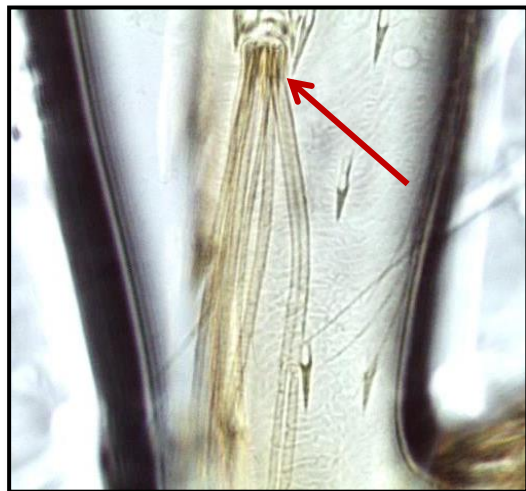
H: Aile (Agr: x32).



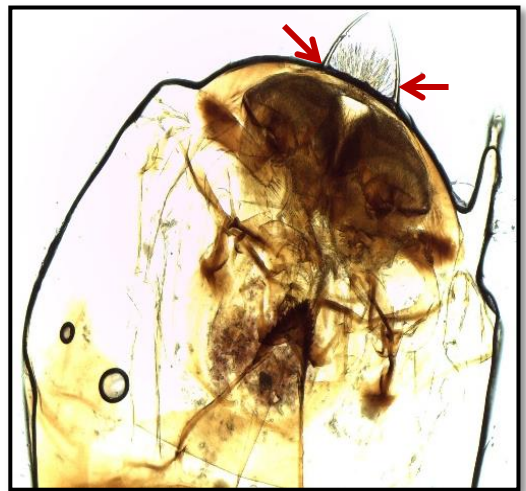
I: Téguments antennaires (Gr: x40).



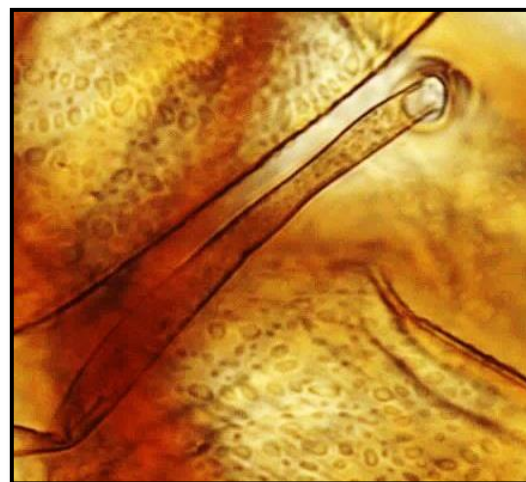
J: Soie antennaire 1-A (Gr: x 10).



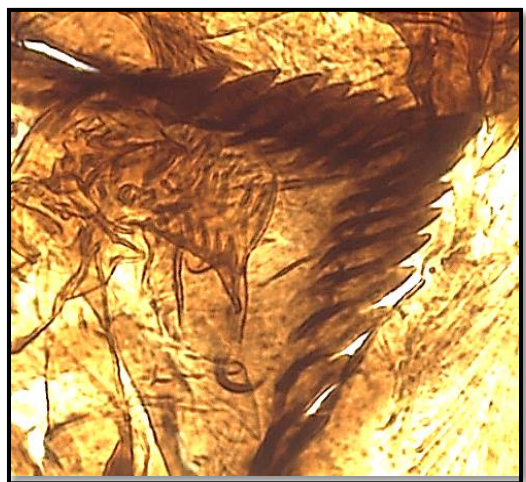
K: Soie antennaire 1-A (Gr: x 40).



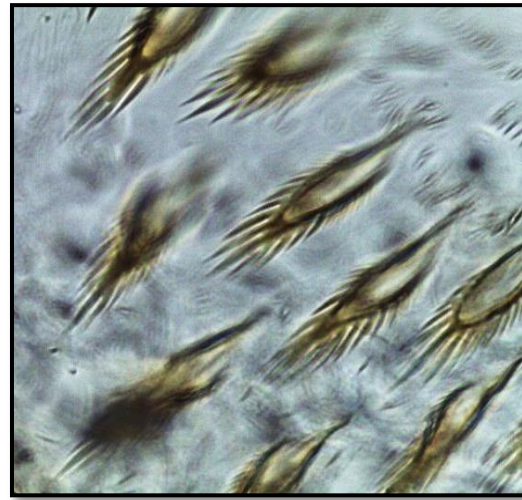
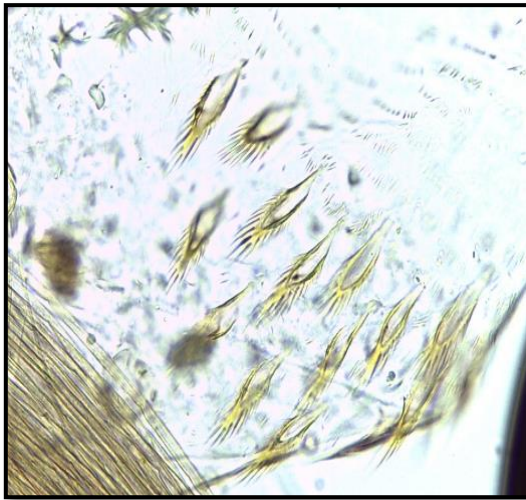
L: Soies céphaliques C-1 (Gr: x 40).



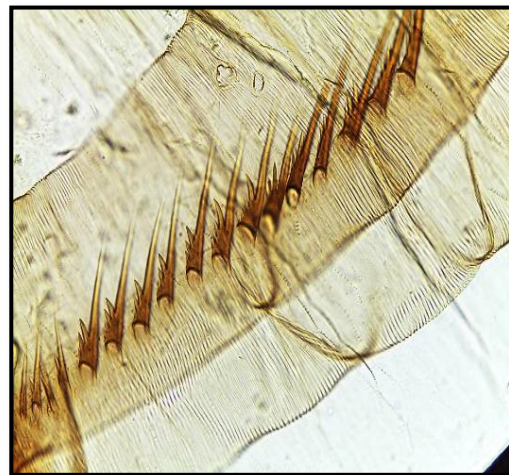
M: Soie 6-C (Gr: x100).



N: Mentum (Gr: x100).

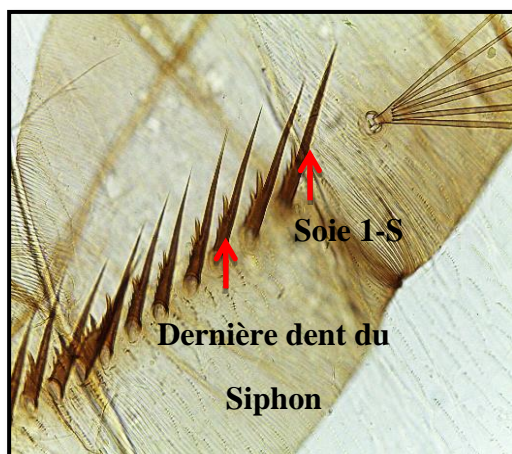


O: Peigne du 8^{ème} Segment (Gr: x 40). **P:** Dents du peigne du 8^{ème} Segment (Gr: x100).



Q: Vue générale du siphon (Gr: x10).

R: peigne du siphon (Gr: x40).



S: Peigne du siphon (Gr: x40).

T: Soie siphonale 1-S (Gr: x40).

Figure 67: Critères morphologiques d'*Ochlerotatus (Ochlerotatus) dorsalis*.

3.4.1.8. *Aedes albopictus* Skuse 1895.

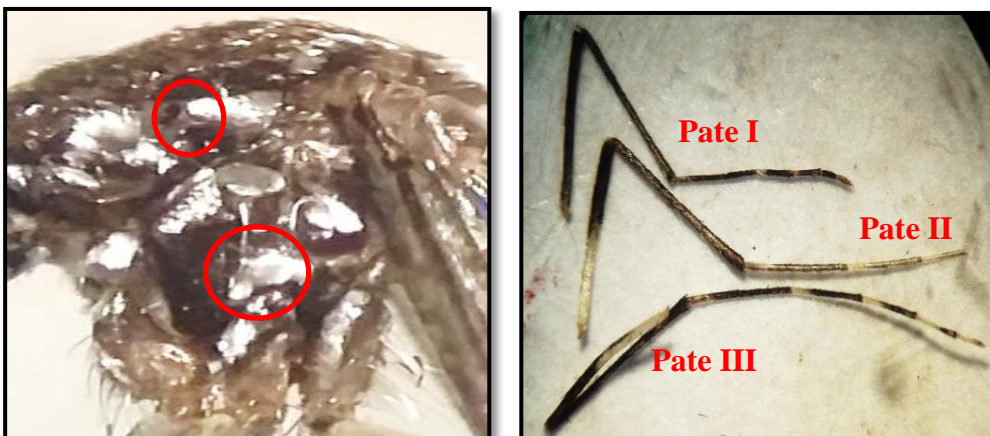
L'espèce *Ae. albopictus*, communément appelé moustique tigre, du fait de ses caractéristiques biologiques elle est considérée comme une espèce particulièrement invasive (**Schaffner et al., 2001**). Cependant, cette espèce a été impliquée comme le principal vecteur lors de plusieurs épidémies. En France métropolitaine, l'extension de son aire de répartition entraîne de nouveaux risques sanitaires et nécessite un cadre pluridisciplinaire pour la préparation et la mise en œuvre de la protection de ces risques (**Jourdain et al., 2015**). Dans l'île de la Réunion *Ae. albopictus* est présente, depuis le 17 ou 18^{ème} siècle a colonisé rapidement les habitats occupés par *Ae. aegypti*, qui ne persiste aujourd'hui que sous forme de populations résiduelles (**Delatte et al., 2008**). Au cours des trente dernières années, ce moustique a progressivement été introduit sur les cinq continents et possède une capacité pour être transporté et à coloniser des zones tempérées. Il est d'une plasticité physiologique importante. Les œufs d'*Ae. Albopictus* ont une durée de vie longue grâce à leur résistance particulière à la dessiccation (**Tatem et al., 2006**). D'autre part et pour assurer la survie surtout dans les régions tempérées, les œufs ont une capacité de diapause, leur permettant de survivre durant l'Hiver sous forme d'œufs en dormance « hibernation ». L'espèce *Ae. albopictus* est aujourd'hui implantée dans plus de 80 pays situés en Asie, dans l'Océan Indien, dans le Pacifique, en Afrique, dans le Bassin méditerranéen et dans les Amériques (**Kles et al., 1994 et Michault 1998; Bonizzoni et al., 2013**), elle se développe aussi bien dans des sites urbains et péri-urbains que ruraux (**Delatte et al., 2008**). Cette espèce joue un rôle incertain dans la transmission de certains arbovirus comme ceux de la dengue, du Chikungunya et du Zika, comme elle est capable également de transmettre des microfilaries du genre *Dirofilaria* (Parasite affectant principalement les chiens et rarement l'Homme) (**Grard et al., 2014 et Paupy et al., 2009**). C'est un vecteur compétent pour au moins 22 arbovirus, elle est devenue la plus dangereuse de sa gamme (**Romi, 2001**).

Les caractères morphologique de l'adulte femelle, au niveau de la tête, la couleur des palpes est sombre à la base et claire à l'apex, le proboscis est entièrement sombre (**A**). Chez le mâle d'*Ae. albopictus*, les palpes sont longues avec des fragments blanches (**B**). Au niveau du thorax, le métaméron est caractérisé par l'absence des taches d'écailles claires et l'aire préalaire avec au plus 1 ou 2 écailles claires (**C**). La troisième patte est caractérisée par un tibia de couleur entièrement sombre, le tarsomère 1 et 2 sont blanc à la base. Alors que, le tarsomère 5 est entièrement blanc (**D et E**). Les nervures des ailes, portent uniquement des écailles sombres (**F**).

Chez la larve d'*Ae. albopictus* et au niveau de la tête, l'antenne lisse ou très faiblement spiculé, la soie antennaire 1-A est positionné sur la moitié apicale (**G**). Le mentum est en forme triangulaire et formé par 8 dents et plus de part et d'autre de la dent médiane (**H et I**). Au niveau du thorax, la point d'insertion des soies 11-M et 11-T est près d'une petite dent (**J; K; L et M**). Les dents formants le peigne du VIII segment sont disposées sur une ligne plus ou moins régulière (**N et O**). L'index siphonale ($a / b \leq 2,4$) (**P**). Les dents des peigne siphonale sont disposées avant la soie 1-S, on remarque l'absence de dents nettement isolées (**Q; R et S**). Le bord apicodistal du segment X est caractérisé par la présence de spicules (**T**).

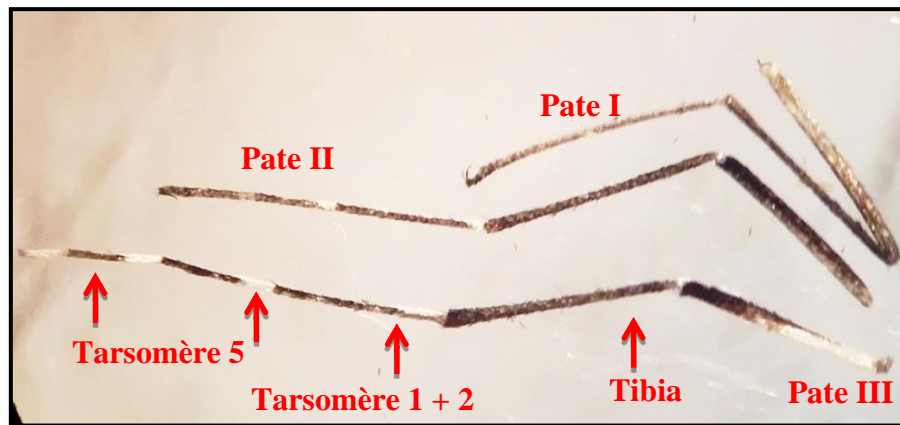


A: Palpes et proboscis (femelle) (Agr: x32). **B:** Palpes et proboscis (mâle) (Agr: x32).



C: Les écailles claires (Agr: x32).

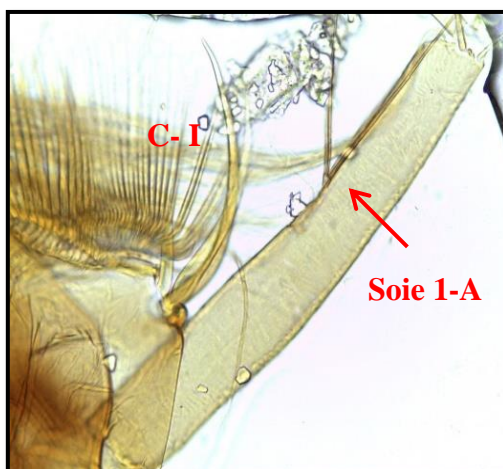
D: Pattes (femelle) (Agr: x32).



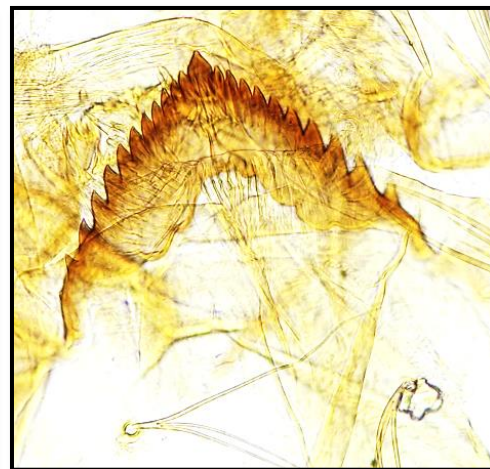
E: Pattes (mâle) (Agr: x32).



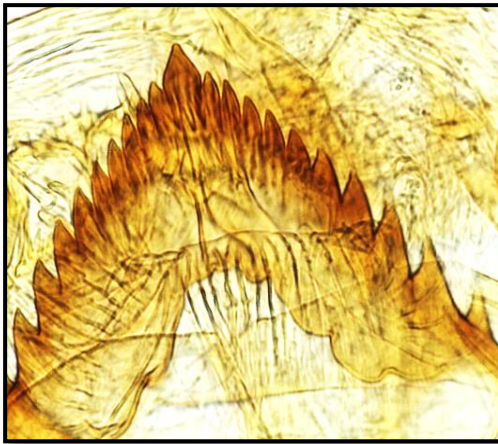
F: Aile (Agr: x32).



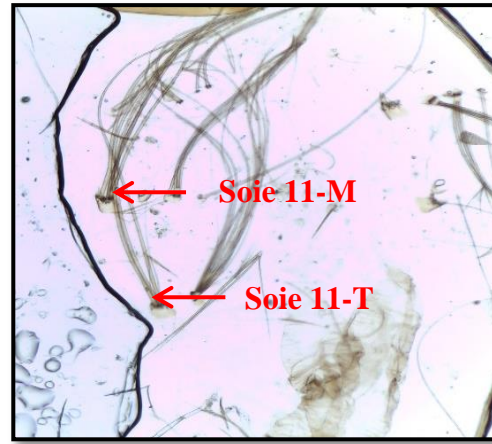
G: Antenne (Gr: x40).



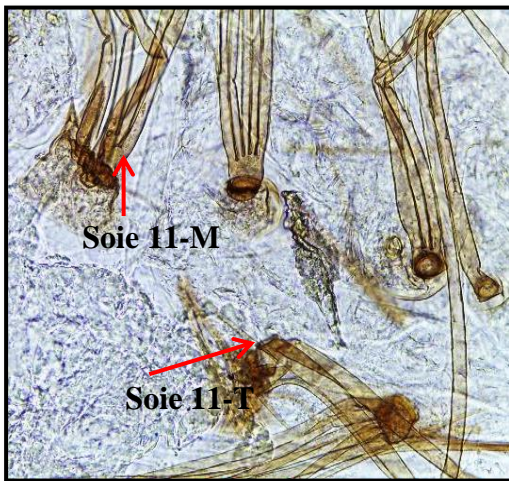
H: Mentum (Gr: x40).



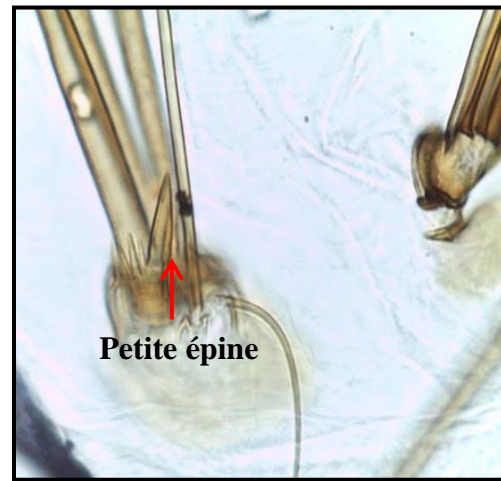
I: Mentum (Gr: x 100).



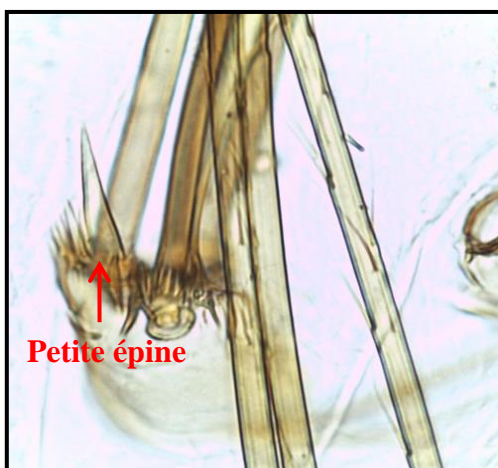
J: Soies thoraciques (Gr: x10).



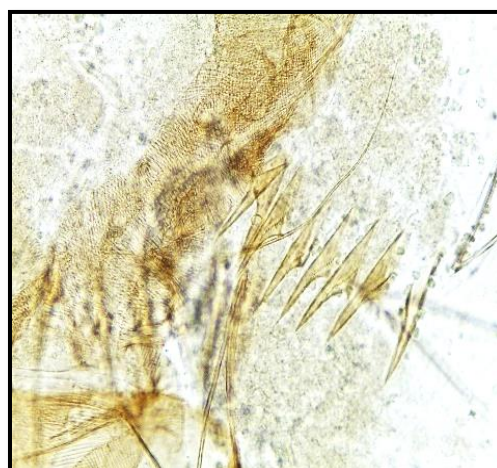
K: Soies 11-M et 11-T (Gr: x40).



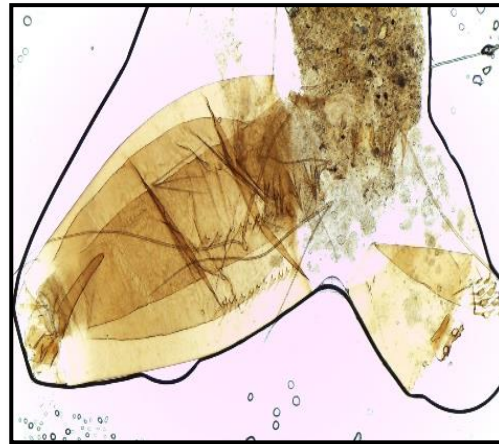
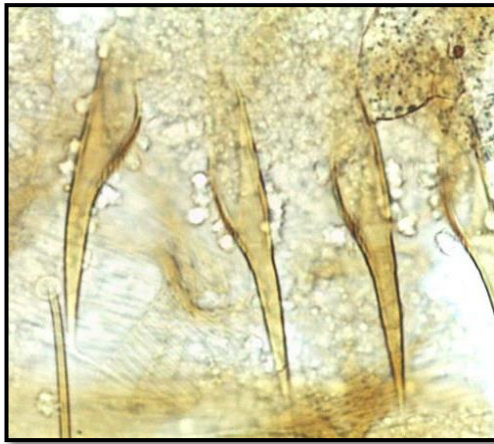
L: Soie 11-T (Gr: x100).



M: Soie 11-M (Gr: x100).



N: peigne du 8^{ième} segment (Gr: x40).

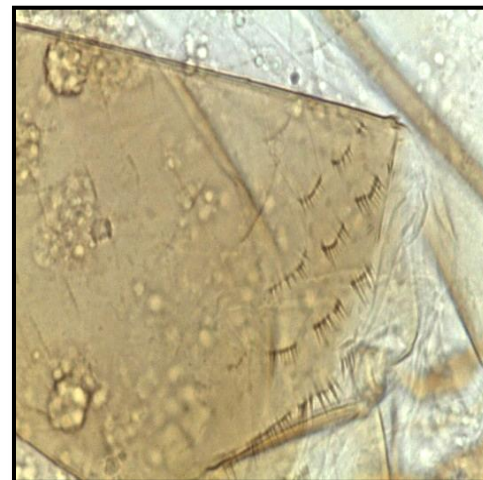


O: Peigne du 8^{ième} segment (Gr: x 100). **P:** Vue générale du siphon (Gr: x 100).



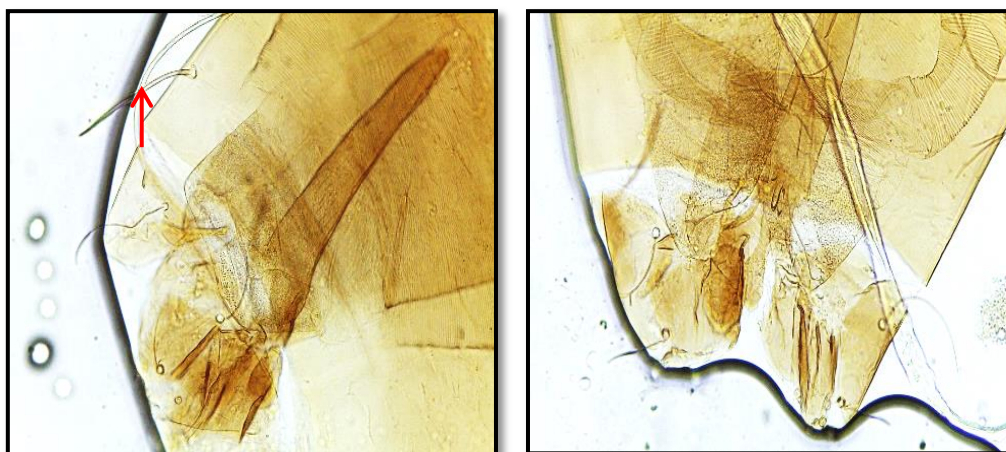
Q: Dents dorsales et ventrale du siphon (Gr: x40).

R: Soie 1-S du siphon (Gr: x40).



S: Soie 1-S du siphon (Gr: x100).

T: Spicules du bord apicodistal du segment X (Gr: x100).



U: Soies du lobe siphonale (Gr: x40). V: 2^{ème} lobe siphonale (Gr: x40).

Figure 68: Critères morphologiques d'*Aedes albopictus*.

3.4.2. Description des espèces prédatrices

3.4.2.1. *Notonecta glauca glauca* Linnaeus 1758

Position systématique selon (Corolla *et al.*, 2020).

Règne	Animalia
Embranchement	Arthropoda
Sous embranchement	Hexapoda
Classe	Insecta
Sous classe	Pterygota
Ordre	Hemiptera
Sous ordre	Heteroptera
Famille	Notonectidae
Genre	Notonecta
Espèce	<i>Notonecta glauca</i> Linnaeus 1758

Notonecta glauca appelé aussi grands bateliers d'eau, est un insecte aquatique appartenant à la famille des Notonectidae. C'est un Hémiptères possédant un appareil buccal de type piqueur-suceur. Il se propulse dans l'eau à l'aide de leurs longues pattes postérieures munies de poils appelés soies et microtrichia qui les aident à nager, sa face ventrale tournée vers le haut, d'où leur nom commun de nageurs arrière (Reynaldi *et al.*, 2011; Griffith et Gillett-Kaufman, 2021). L'adulte de *Notonecta glauca* pleinement développés, mesure environ 16 mm, il est caractérisé par une tête portant de grands yeux, de couleur rouge foncé et des pattes

bronzées pâles, un pronotum plus foncé que la tête et les élytres colorés en beiges (Reynaldi *et al.*, 2011). Le mouvement des soies, qui recouverte presque tout le corps à l'exception du pronotum, créent un film qui emprisonne l'air, permettant à l'insecte d'absorber l'oxygène sous l'eau et garder le corps au sec (Ditsche *et al.*, 2011). Généralement la nourriture de *Notonecta glauca* dépend d'une variété d'organismes aquatiques, telle que les cladocères (Giller et McNeill, 1981; González & Leal, 2010). Le plus souvent *Notonecta* peut être la proie d'autres espèces d'insectes, mais elle peut s'attaquer aux œufs, aux alevins de poissons et aux têtards. Il est considéré comme prédateur important de larve de moustique comme *Culex pipens* (Reynaldi *et al.*, 2011).

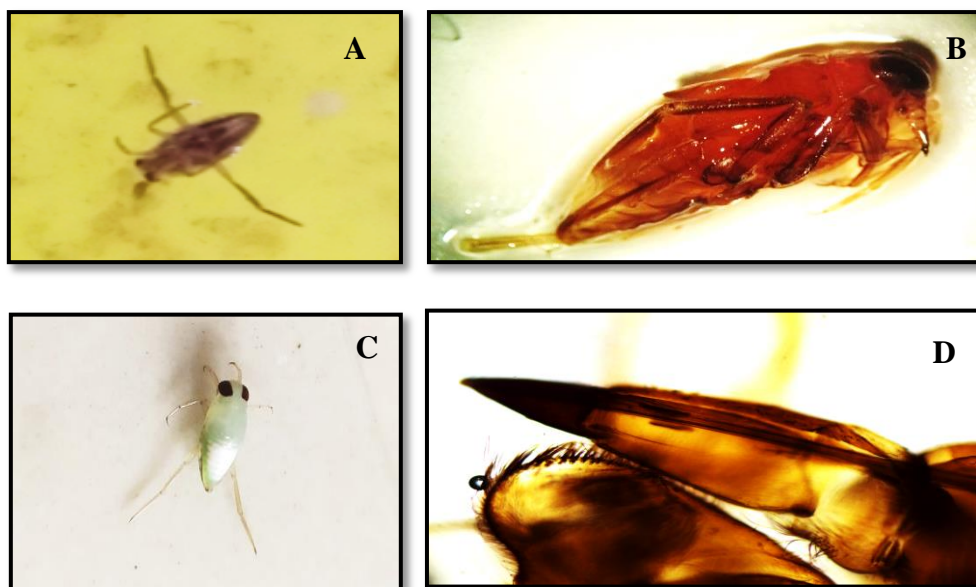


Figure 69: Morphologie générale de *Notonecta glauca* Linnaeus 1758.

A: Vue dorsale.

B: Vue latérale (Agr: x32).

C: Vue ventrale.

D: Pronotum de *N. glauca* (Gr : x40).

3.4.2.2. La larve d'Anisoptères (*Sympetrum striolatum*) Charpentier, 1840.

Position systématique selon (Charpentier, 1840).

Règne	Animalia
Embranchement	Arthropoda
Sous embranchement	Hexapoda
Classe	Insecta
Ordre	Odonata
Sous ordre	Anisoptera
Famille	Libellulidae
Genre	<i>Sympetrum</i>
Espèce	<i>Sympetrum striolatum</i>

Les larves de *S. striolatum* est un Odonate appelé aussi libellules, appartenant à l'ordre des insectes, se nourrissent au détriment des invertébrés aquatiques. Il comporte deux sous-ordres regroupant toutes les espèces d'Odonates: les Zygoptères ou demoiselles, et les grandes libellules ou Anisoptères stricto sensu (Grand *et al.*, 2006).



Figure 70: Morphologie générale de la larve d'Anisoptères (*Sympetrum striolatum*). Vue ventrale (Agr: x32).

3.4.2.3. *Piona uncata* Koenike 1888

Classification systématique:

Règne	Animale
Embranchement	Arthropodes
Sous embranchement	Chélicérates
Classe	Arachnides
Sous classe	Acari
Super ordre	Acarifomes
Ordre	Actinedida
Sous ordre	Prasitengona
Super famille	Hygrobatoidea
Famille	Pionidae
Genre	<i>Piona</i>
Espèce	<i>Piona uncata</i> Koenike 1888

Les Pionidae sont parmi les prédateurs les plus voraces de larves de moustiques (Smith, 1983; Peyrusse & Bertrand, 2001). Le taux de prédation se dégrade au fur et à mesure que le stade larvaire du moustique évolue (Bendali-Saoudi, 2006). Ces larves sont des proies pour les adultes d'hydracariens, alors que les larves des hydracariens sont des ectoparasites des adultes de Culicidae (Bendali-Saoudi, 2006 & Smith *et al.*, 1991).

L'espèce *Piona uncata* est d'un corps sphérique, d'une couleur verte à jaune avec des taches noires (Smith, 1983; Peyrusse & Bertrand, 2001), l'adulte est plus volumineux que la nymphe, avec un appareil génital bien développé (Cook, 1974), douze à treize acétabula se localisent dans deux plaques génitales, ces dernières se situent de part et d'autre de l'orifice génital au niveau de l'opistosoma. La taille des adultes varient entre 1 à 3 mm. Les yeux se trouvent dans la partie dorsale antérieure du corps (Smith, 1983; Peyrusse et Bertrand, 2001). Les coxae sont disposés dans la partie antérieure de la face ventrale, par paires serrées. La quatrième paire de coxae est d'une forme triangulaire caractéristique du genre, pointue vers le bas. La couleur des pattes est marron, elles sont munies de nombreuses soies. Les larves de *Pionna uncata* sont hexapodes, de couleur identique semblable à celle des adultes, leurs coxae ne sont pas encore bien structurés. L'adulte et la nymphe de *P. uncata* possèdent quatre paires de pattes dont chacune est composée de six segments. Chez le mâle,

le quatrième segment de la quatrième patte, est en forme de crochet. La plaque génitale est caractérisée par la présence de 12-14 acétabula localisés de part et d'autre de la fente génitale. Cette espèce est de couleur très diffuse, elle varie entre le vert et le jaune, avec des taches brunes ou rouges foncées (Gacem, 2015).



Figure 71: Vue ventrale du mâle de *Piona uncata* (Gr: x44).

3.4.2.4. *Corixa punctata* Illiger 1807

Position systématique selon Poisson (1957)

Embranchement	Arthropoda
Sous embranchement	Hexapoda
Classe	Insect
Sous classe	Pterygota
Infra-Classe	Neoptera
Ordre	Hemiptera
Sous ordre	Heteroptera
Famille	Corixidae
Genre	<i>Corixa</i>
Espèce	<i>Corixa punctata</i> Illger 1807

Corixa punctata est un élément paléarctique (Aukema et Rieger, 1995), a été signalé au Maroc dans le plateau central dans le moyen et le haut Atlas par (Aguesse *et al.*, 1982; Gheit, 1985; 1994). C'est un Hétéroptère aquatique de l'ordre des Hemiptera connu comme

“punaises aquatiques” ce sont des insectes hémimétaboles possèdent une pièce buccales formant un rostre piqueur. Cette espèce possède une paire d'ailes antérieures avec une partie coriace, l'autre paire est membraneuse (Polhemus et Herring, 1970). Leurs cycle de vie s'effectue en une ou deux générations annuelles, il comporte cinq stades larvaires (Slater et Baranowski, 1978). *Corixa punctata* est un petit batelier colonise les plans d'eau douce. Il respire l'oxygène atmosphérique lorsqu'il remonte à la surface de l'eau qu'il stocke dans des bulles situés au niveau de l'abdomen. Cet insecte possède de grands yeux composés d'un groupe ommatidiums, chaque ommatidium contenant huit photorécepteurs, ce dernier lui permet de détecter les insectes prédateurs et de s'en échapper (Wolburg-Buchholz, 1979). Il se caractérise des autres espèces par la présence sur son corps, de masses granulaires de couleur verte et brune (Haedicke et al., 2017). Ils se nourrie de particules végétales; d'algues; de plantes aquatiques et de débris (Zwart, 1965; Wolburg-Buchholz, 1979). Comme il s'attaque aux larves de Culicidae, de Chironomidae et d'Ephemeroptera (Jaczewski, 1961).

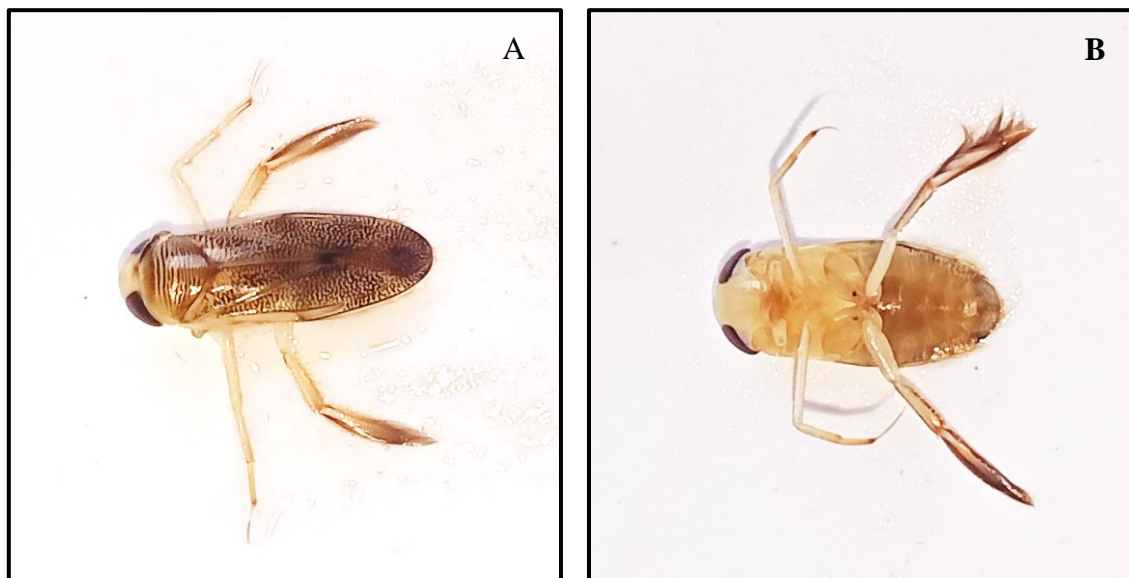


Figure 72: Morphologie générale de *Corixa punctata*.

A: Vue dorsal.

B: Vue ventral.

3.4.2.5. *Ilyocoris cimicoides* 1758

Cette espèce est un hétéroptère aquatique appartenant à la famille des Naucoridae (Sites et al., 2011), hétérométabole (Sites et Nichols, 2001). Leur développement passe par six stades post-embryonnaires parmi lesquels cinq sont larvaires (Fomekong et al., 2009; Ajeegah et al., 2014). Le corps de l'adulte d'*I. cimicoides* peut atteindre 14,24 à 15,84 mm de longueur et

8,00 à 9,28 mm de largeur. Leur face dorsale est d'un brun verdâtre. La tête, le pronotum et le scutellum sont d'un brun marron foncé. Les yeux sont noirs et ponctués de rouge sur la face ventrale. Le rostre est jaunâtre; le pronotum présente une marge latérale et une large bande basale jaunâtre. Les hémélytres sont d'un brun olivâtre, opaque avec le clavus et la marge plus pâles. Les tibias des pattes méso et métathoraciques sont hérissés d'épines brunâtres. Le connexivum est également brunâtre (Ajeegah *et al.*, 2014), elle se développe au niveau des mares, étangs, marais, rivière les canaux est les ruisseaux herbus à cours lent (Poisson, 1957).

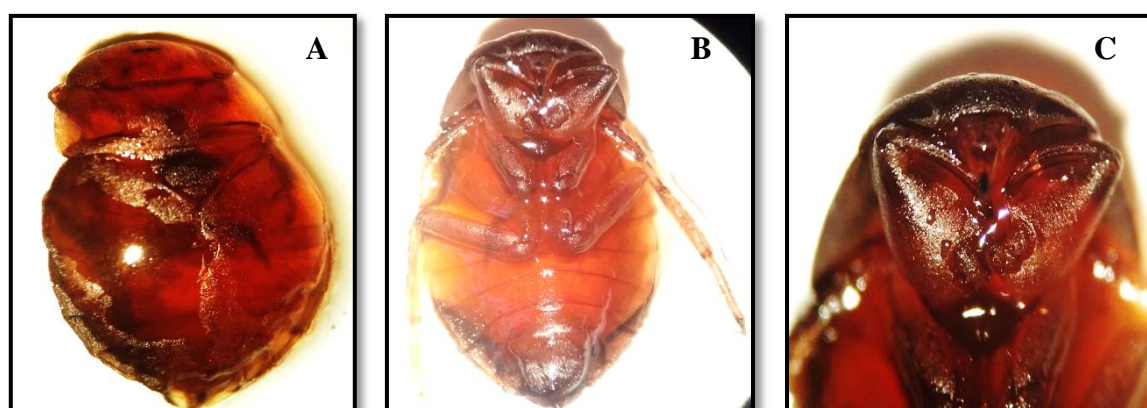


Figure 73: Morphologie générale d'*Ilyocoris cimicoides*

A: Vue dorsale; **B:** Vue ventral; **C:** La tête d'*Ilyocoris cimicoides* (Agr: x32).

3.5. Les stades de développement saisonnier de *Culex pipiens*

Dans cette étude, nous avons suivi le développement larvaire de *Cx. pipiens* récolté au niveau de quatre stations situées dans la ville d'Annaba (El-Bouni, Cité 1320 logements; Sidi Ammar; Cité universitaire-Chlef; Oued El-Forcha, Cité CNEP; Oued E-Dheb ; Cité 11 Décembre) pendant quatre saisons de l'année 2018-2019 (Hiver; Printemps; Eté et Automne). Après la ponte, les œufs sont placés séparément par lot dans les récipients d'élevage, le développement a été suivie jusqu'à l'émergence.

3.5.1. Pendant l'Hiver

L'éclosion des œufs survient, après une période d'incubation de 3 à 4 jours cela correspond au développement embryonnaire. A l'éclosion, les larves L1 après 3 à 4 jours passent au deuxième stade et se transforment en L2. La durée de développement la plus longue et celle des stades L3 et L4, comprise entre 4 à 6 jours pour les larves de la Cité 1 320 logements et de 5 à 6 jours pour les cités (Cité universitaire; cité 11 Décembre), cette période peut se

prolongée de 5 à 8 jours, le cas des larves de la cité Oued El-Forcha. Les durées du cycle biologique pendant la saison de l'Hiver sont respectivement: 30 jours pour les larves de la Cité 1320 logements, 20 jours pour la Cité universitaire, 22 jours pour les larves de la Cité CNEP et 32 jours pour les larves de la Cité 11 Décembre (**Tableau 21**).

Tableau 21: Développement larvaire de *Culex pipiens* issus des quatre stations d'étude: **El-Bouni (Cité 1320 logements); Sidi Ammar (Cité universitaire); Oued El-Forcha (Cité CNEP); Oued E-Dheb (Cité 11 Décembre)** pendant la saison d'Hiver.

Stations	Période d'incubation	La durée de développement/Jours						Nbre total des jours
		L1	L2	L3	L4	Nymphe	Adulte	
El-Bouni; Cité 1320 logements	2 à 3 Jours	(1-3J)	(3-4J)	(5-6J)	(6-7J)	(8-28J)	(9-30J)	30
(Sidi Ammar); Cité universitaire		(1-3J)	(4-5J)	(5-7J)	(6-7J)	(9-18J)	(11-20J)	20
(Oued El-Forcha); Cité CNEP		(1-3J)	(3-4J)	(5-6J)	(10-8)	(10-20J)	(12-22J)	22
Oued E-Dheb; (cité 11 Décembre).		(1-2J)	(3-5J)	(4-5J)	(5-29)	(13-31J)	(17-32J)	32

3.5.2. Pendant le Printemps

Pendant cette saison, l'incubation est de 1 à 2 jours. Les larves L1 atteignent le 2^{ème} stade après 1 à 2 jours. La durée la plus longue et celle des stades L3 et L4, comprise entre 4 à 6 jours, cela pour les larves de la Cité 1 320 logements et de 3 à 4 jours pour les larves des Cités (Universitaire; 11 Décembre); de 5 à 8 jours pour les larves de la Cité CNEP. D'après les résultats mentionnés dans **le Tableau 22**, les durées du cycle biologique sont déterminer respectivement selon les citées: 26 jours pour les larves de la Cité 1 320 logements; 25 jours pour les larves de la Cité universitaire; 27 jours pour les larves de la Cité CNEP et 29 jours pour les larves de la Cité 11 Décembre.

Tableau 22: Durées du développement larvaire de *Culex pipiens* provenant de quatre stations d'étude: **El-Bouni (Cité 1320 logements); Sidi Ammar (Cité universitaire); Oued El-Forcha (Cité CNEP); Oued E-Dheb (Cité 11 Décembre)** pendant la saison du Printemps.

Stations	Période d'incubation	La durée de développement/Jours						Nbre total des jours
		L1	L2	L3	L4	Nymphe	Adulte	
El-Bouni ; Cité 1320 logements (Sidi Ammar); Cité universitaire (Oued El-Forcha); Cité CNEP Oued E-Dheb; (cité 11 Décembre).	2 à 3 Jours	(1-2J)	(2-3J)	(4-5J)	(5-9J)	(13-21J)	(18-26J)	26
		(1-2J)	(2-3J)	(4-6J)	(5-9J)	(5-15J)	(7-25J)	25
		(1-3J)	(2-4J)	(3-6J)	(5-10J)	(6-16J)	(8-27J)	27
		(1-2J)	(3-5J)	(5-7J)	(5-23J)	(18-25J)	(23-29J)	29

3.5.3. Pendant l'Été

La saison d'Été est caractérisée par la température élevée, pendant presque les trois mois, ce qui favorise et accélère l'incubation des œufs et également le développement larvaires des moustiques. D'après les résultats mentionnés dans le [tableau 23](#), les œufs éclosent après une période d'incubation de 1 à 2 jours. Après seulement 1 jour ces larves se transforment en L2. Pour atteindre le 3^{ème} et le 4^{ème} stade, une période de 3 à 6 jours est nécessaire. Le cycle de développement des larves échantillonnées à partir de la Cité 1 320 logements est de 17 jours; la Cité universitaire «Chlef» et la Cité CNEP, est de 15 jours. Alors que, le cycle de développement des larves provenant de la Cité 11 Décembre est 13 jours.

Tableau 23: Durées du développement larvaire de *Culex pipiens* provenant de quatre stations d'étude: **El-Bouni (Cité 1320 logements); Sidi Ammar (Cité universitaire); Oued El-Forcha (Cité CNEP); Oued E-Dheb (Cité 11 Décembre)** pendant la saison d'Eté.

Stations	Période d'incubation	La durée de développement/Jours						
		L1	L2	L3	L4	Nymphe	Adulte	Nbre total des jours
El-Bouni ; Cité 1320 logements	2 à 3 Jours	(1-2J)	(3-5J)	(4-7J)	(5-8J)	(7-13)	(11-17)	17
(Sidi Ammar); Cité universitaire		(1-2J)	(3-5J)	(4-6J)	(5-9J)	(6-13J)	(9-16J)	16
(Oued El-Forcha); Cité CNEP		(1-2J)	(2-3J)	(3-4J)	(4-5J)	(10-15J)	(11-16J)	16
Oued E-Dheb; (cité 11 Décembre).		1J	2J	3J	(4-7J)	(9-12)	(11-13)	13

3.5.4. Pendant l'Automne

Pendant la saison d'Automne, la température diminue, par rapport à celle de l'Eté, ce qui agit sur la durée et la vitesse du développement larvaire. L'éclosion a eu lieu après 2 à 3 jours de la ponte. Après 1 à 2 jours les larves du premier stade L1 se transforme en L2. Pour se transformer en L3 et L4, ce dernier nécessite une période de 4 à 6 jours. Cela a concerné les larves de la Cité 1 320 logts et la Cité universitaire. Les larves d'Oued El - Forcha; Cité CNEP 6 à 8 jours étaient nécessaire pour se développer en L3 et L4. Concernant les larves d'Oued E-Dheb et la Cité 11 Décembre ont accompli 5 à 7 jours. Pendant cette saison, le cycle biologique larvaire est de 21 jours (El-Bouni; Cité 1320 logements et Oued E-Dheb; Cité 11 Décembre), 22j (Sidi Ammar; Cité universitaire), 26 jours (Oued El-Forcha; Cité CNEP).

On peut constater d'après les résultats de cette étude, du développement larvaire pendant les quatre saisons, que les conditions climatiques et d'une façon particulière la température, jouent un rôle primordial dans la dynamique et l'activité larvaires.

Tableau 24: Durées du développement larvaire de *Culex pipiens* provenant de quatre stations d'étude: **El-Bouni (Cité 1320 logements); Sidi Ammar (Cité universitaire); Oued El-Forcha (Cité CNEP); Oued E-Dheb (Cité 11 Décembre)** pendant la saison d'Automne.

Stations	Période d'incubation	La durée de développement/Jours						Nbre total des jours
		L1	L2	L3	L4	Nymphe	Adulte	
El-Bouni ; Cité 1320 logements	2 à 3 Jours	(1-2J)	(3-5)	(4-7J)	(7-11J)	(10-23)	(11-25)	21
(Sidi Ammar); Cité universitaire		(1-2J)	(3-4)	(4-5J)	(6-7J)	(9-19)	(11-22J)	22
(Oued El-Forcha); Cité CNEP		(1-3J)	(4-5J)	(5-6J)	(6-11)	(12-20J)	(15-26J)	26
Oued E-Dheb; (cité 11 Décembre).		(1-3J)	(4-5J)	(5-6J)	(8-10J)	(10-17J)	(14-21J)	21

3.6. Evaluation du potentiel prédateur de cinq espèces ennemies naturels des Culicidae pendant deux phases (Lumineuse et Obscure)

L'équilibre faunistique repose exclusivement sur le rôle primordial des ennemis naturels associés au modèle biologique étudié. Dans ce contexte on a évalué le potentiel prédateur de quatre espèces d'insectes, à savoir *Notonecta glauca*; *Corixa punctata*; *Ilyocoris cimicoides*, ainsi que la larve d'Anisoptères *Sympetrum striolatum*, et une espèce d'hydracarien, *Piona uncata*. L'objectif principal de cette étude est d'évaluer l'efficacité prédatrice de ces insectes vis-à-vis des quatre stades larvaires de *Culex pipiens molestus*. L'expérimentation s'étale sur une journée, laquelle est subdivisée en deux phases photopériodiques distinctes: une phase lumineuse et une phase d'obscurité, la durée de chaque phase est de 4 heures.

Le **tableau 25** exprime le potentiel prédateur des cinq espèces étudiées à l'égard de quatre stades larvaires de *Cx. pipiens molestus*. Les résultats sont exprimés par la moyenne et l'Ecart-Type.

L'activité prédatrice de *N. glauca* atteint une valeur maximale envers les stades larvaires L2, L3 et L4 pendant la quatrième heure de la phase initiale de l'expérience représenté respectivement par les valeurs (15,25±14,15; 12±4,97 et 10±6,22).

Cependant, le taux de prédation *N. glauca* à l'égard des larves du premier stade était faible (2 ± 4 L1), cette espèce à manifester une voracité substantielle envers les larves du deuxième stade ($15,25 \pm 14,15$ L2) par rapport aux autres (L3 et L4).

La larve d'odonates *Sympetrum striolatum* a présenté une activité prédatrice très importante pendant la phase lumineuse de l'expérience à l'égard des quatre stades larvaires L1; L2; L3 et L4 avec des taux respectifs ($34,25 \pm 25,28$; $43,5 \pm 8,58$; $26,5 \pm 3,87$ et $7 \pm 3,56$) comparativement à la deuxième phase d'obscurité ($12,75 \pm 7,41$; $28,5 \pm 22,29$; $11,25 \pm 2,22$; $5,75 \pm 3,40$).

Ainsi, cette espèce ayant une tendance de consommer un grand nombre de larve du deuxième stade L2 selon une moyenne de $43,5 \pm 8,58$ pendant la phase lumineuse et un taux de $28,5 \pm 22,29$ pendant la phase d'obscurité, contrairement aux autres stades larvaires, le taux était plus faible. En outre, le taux de prédation le plus faible de cette espèce a été enregistré à l'égard les larves du quatrième stade L4, cela pendant les deux phases, avec un taux respectif ($7 \pm 3,56$ et $5,75 \pm 3,40$).

Le potentiel prédateur de *Piona uncata* a été évalué en fonction du stade larvaire et de la durée de la phase photopériodique. Il a été observé que cette espèce manifeste une activité prédatrice plus marquée envers les stades larvaires L1 ($13 \pm 6,16$) et L2 ($8,75 \pm 2,75$). L'évaluation du potentiel prédateur de cette espèce pendant les deux phases de l'expérience met en évidence que l'espèce *P. uncata* exhibe une capacité prédatrice plus prononcée envers les larves du premier stade L1 ($13 \pm 6,16$ et $7 \pm 2,454$), par rapport aux autres stades larvaires. Cette espèce n'a également manifesté aucun intérêt pour la consommation des larves du quatrième stade.

L'activité prédatrice de *Corixa punctata* à l'égard des quatre stades de *Cx. pipiens molestus* a été évaluée tout au long des deux phases de l'expérience. Il a été noté que cette espèce présente un potentiel prédateur envers les stades larvaires L1, L2 et L3 exprimé par les valeurs ($1,5 \pm 1,73$; $2,5 \pm 1,29$ et 1 ± 0) pendant la phase lumineuse et pendant la phase d'obscurité par les valeurs respectives selon les stades ($3,5 \pm 2,89$; $2 \pm 2,16$; $1,25 \pm 1,5$). Ce type d'insecte a tendance à consommer les larves de moustiques en quantité croissante en fonction de leurs tailles. Nous avons observé que *C. punctata* a consommé le plus grand nombre de larves celui du premier stade L1.

L'espèce *Ilyocoris cimicoides* ayant une activité prédatrice envers les larves (L2; L3 et L4) présenté par les valeurs ($6,5 \pm 6,4$; $8,5 \pm 4,12$; $8,25 \pm 7,14$) pendant la phase lumineuse et pendant

la phase d'obscurité ($7 \pm 6,78$; $8 \pm 5,72$; $2,5 \pm 0,58$). L'activité prédatrice de cette espèce est importante à l'égard des stades L2 et L3 pendant les deux phases de l'expérience, elle s'affaiblie à l'égard des deux autres stades pendant la phase d'obscurité.

Tableau 25: Potentiel prédateur de cinq espèces: *N. glauca*; la larve d'Anisoptères *S. striolatum*; une espèce d'hydracarien, *P. uncata*; *C. pinctata* et *I. cimicoides* à l'égard des quatre stades larvaires (L1; L2; L3 et L4) de *Cx. pipiens molestus* pendant deux phases photopériodiques (Phase lumineuse et Phase d'obscurité).

			L1	L2	L3	L4
<i>Notonecta glauca glauca</i> Linnaeus 1758	Phase lumineuse	1H	1,25±2,5	3,5±3,51	4±2,94	6,5±3,70
		2H	1,75±3,5	7,5±8,58	6,75±2,36	8,5±5,26
		3H	2±4	11,5±11,90	9,25±2,99	9,75±6,18
		4H	2±4	15,25±14,15	12±4,97	10±6,22
	Phase d'obscurité	1H	2±2,16	3,25±2,22	1,75±2,22	3,75±1,5
		2H	4±3,91	7,75±3,94	2,75±2,73	4±1,41
		3H	6±6,68	11±5,59	3,5±4,04	5,25±2,22
		4H	8,25±9,6	14,75±7,5	4,75±5,19	6,5±1,91
<i>Sympetrum striolatum</i> Charpentier 1840	Phase lumineuse	1H	9,75±6,45	16,5±3,32	13,5±1	4,75±2,5
		2H	19,25±12,04	27±8,98	20,25±2,87	5,75±2,63
		3H	27±18,52	37,5±8,06	24,5±3,87	6±2,83
		4H	34,25±25,28	43,5±8,58	26,5±3,87	7±3,56
	Phase d'obscurité	1H	2,75±2,22	7,75±6,29	3,5±1,92	2,25±0,96
		2H	5,75±4,03	16,75±11,73	5,5±1,91	4,25±2,02
		3H	9±5,35	23,75±15,46	7,5±1,29	5,5±3
		4H	12,75±7,41	28,5±22,29	11,25±2,22	5,75±3,40
<i>Piona uncata</i> Koenike 1888	Phase lumineuse	1H	1±0,82	3,25±0,96	0,5±1	0±0
		2H	3,75±1,89	6,75±2,82	1,5±1,73	0±0
		3H	8,5±2,52	8,25±2,5	2,75±3,1	0±0
		4H	13±6,16	8,75±2,75	3,5±4,04	0±0
	Phase d'obscurité	1H	1,5±1,73	1,75±0,5	1,75±1,26	0±0
		2H	3,25±2,36	3,5±0,58	4±2,16	0±0
		3H	6±1,41	5±0,82	4,5±2,52	0±0
		4H	7±2,454	5,5±1	4,5±2,52	0±0

			L1	L2	L3	L4
<i>Corixa punctata</i> Illiger 1807	Phase lumineuse	1H	0,5±0,58	1,25±0,96	0±0	0±0
		2H	0,75±0,5	2±1,15	0,5±0,56	0,25±0,5
		3H	0,75±0,5	2±1,15	0,75±0,5	0,25±0,5
		4H	1,5±1,73	2,5±1,29	1±0	0,5±0,56
	Phase d'obscurité	1H	1±1,15	0,5±1	1,25±0,96	0,75±1,5
		2H	2,25±1,70	1,25±0,96	1,25±0,96	0,75±1,5
		3H	2,75±1,89	1,75±1,71	1±1,15	0,75±1,5
		4H	3,5±2,89	2±2,16	1,25±1,5	0,75±1,5
<i>Ilyocoris cimicoides</i> 1758	Phase lumineuse	1H	0±0	2,25±2,63	3,75±2,75	4,75±3,1
		2H	0,25±0,5	4±4,96	5,5±3,11	6,5±4,8
		3H	0,5±0,58	4,75±5,74	7,5±3,52	7,75±6,24
		4H	0,75±0,96	6,5±6,4	8,5±4,12	8,25±7,14
	Phase d'obscurité	1H	1±1,41	0,75±1,5	3±2,16	0,5±0,58
		2H	1±1,41	4,5±4,43	4±2,71	1,25±0,96
		3H	1±1,41	5,25±5,85	6,5±4,04	2±0,82
		4H	1±1,41	7±6,78	8±5,72	2,5±0,58

3.7. Effet toxique de *Thapsia garganica* à l'égard du quatrième stade larvaire de *Cx. pipiens molestus*.

3.7.1. Toxicité du *Thapsia garganica*

Les larves du quatrième stade (L4) nouvellement exuviées de *Cx. pipiens molestus* ont été soumises à des tests de toxicités. Les tests ont concerné les extraits aqueux de deux parties de *Thapsia garganica* (Fleurs et Racines). Quatre concentrations ont été testées concernant les fleurs (200 µl/ml, 600 µl/ml, 1000 µl/ml, 1400 µl/ml); Racines (100 µl/ml, 200 µl/ml, 400 µl/ml, 600 µl/ml). Le traitement a duré trois jours (24h; 48h et 72h). Les spécimens traités ont montré une faible activité, suivie par la mort.

3.7.1.1. Toxicité des fleurs

Le **tableau 26** présente les taux de mortalité observée des différentes séries expérimentées (Témoins et Traitées) pendant la durée de traitement (3 jours). La mortalité varie selon les concentrations appliquées et le temps. La mortalité des larves traitées par l'extrait aqueux des fleurs, augmente en fonction de la concentration appliquée, présentant une relation concentration-réponse (**Tableau 26 et Figure 74**). La concentration la plus faible (200 µl/ml) a présenté un pourcentage de mortalité de 24,67%, d'autre part les individus traités par la forte concentration (1400 µl/ml) ont présenté 80,66%. Une transformation angulaire des mortalités corrigées a été effectuée, pour normaliser les données obtenues et permettre ainsi d'effectuer l'analyse statistique (ANOVA). L'analyse statistique à un seul critère de classification révèle un effet hautement significatif ($P < 0,001$) de l'extrait aqueux des fleurs de *T. garganica* appliquée sur les larves L4 de *Cx. pipiens molestus*.

Pour déterminer l'équation de la droite de régression, on a réalisé une transformation des concentrations testées en logarithmes décimaux, cependant, les moyennes des mortalités corrigées ont été transformé en probits (**Tableau 27**). La droite de régression est bien tracée, présentant un coefficient de corrélation ($R^2 = 0,9854$), ce qui révèle une liaison positive entre les probits et les logarithmes décimaux des concentrations testées. Les doses létales CL50 et CL90 ont été déterminées à partir des mortalités corrigées, ainsi que leurs limites fiducielles (**Tableau 28**).

Tableau 26: Mortalité observée (%) des larves L4 de *Culex pipiens molestus* nouvellement exuviées après traitement par les différentes concentrations de l'extrait aqueux des fleurs de *T. garganica*. N: 125 larves; (m ± s).

Concentrations (µl/ml)	200 (µl/ml)	600 (µl/ml)	1000 (µl/ml)	1400 (µl/ml)
Mortalité (%)	24,67±16,66	58±28,59	76±36,74	80,66±39,79

Tableau 27: Effet des extraits aqueux des fleurs de *T. garganica* (µl/ml) appliqués sur les larves du quatrième stade nouvellement exuviées de *Culex pipiens molestus*. Taux (%) de mortalité corrigée. Transformation en probits des mortalités corrigées (M ± s; 5 répétitions; N 125 individus).

Doses (µl/ml)	200 (µl/ml)	600 (µl/ml)	1000 (µl/ml)	1400 (µl/ml)
Mortalités corrigées (%)	29,6	69,6	89,33	96,8
Probits	4,46	5,51	6,24	6,85

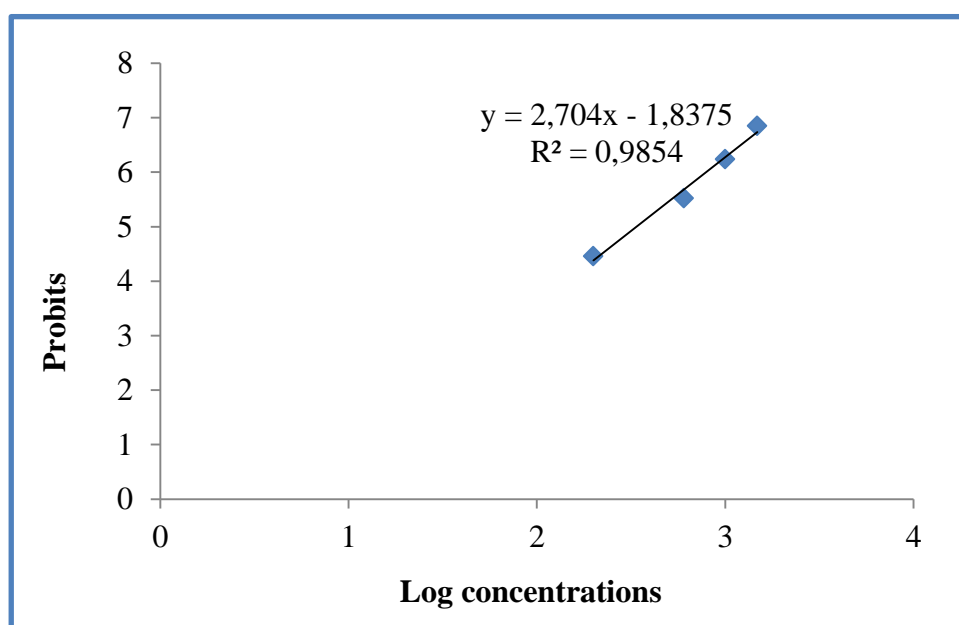


Figure 74: Droite de régression présentant les probits en fonction des logarithmes décimaux Des doses (R^2 : coefficient de détermination).

Tableau 28: Paramètres toxicologiques de l'extrait aqueux des fleurs de *T. garganica* sur les larves L4 de *Cx. pipiens molestus* (Doses létales CL50 et CL90 (µl/ml); limites fiducielles (95%); Slope); temps d'exposition (72 h).

Temps	CL50		CL90		Slope	R^2
	(µl/ml)	95% FL	(µl/ml)	95% FL		
72h	338,1	(235,1 ; 486,2)	1159	(617 ; 2176)	1,784 (0,8664 ; 2,701)	0,9855

3.7.1.2. Toxicité des racines

Le **tableau 29** exprime le taux de mortalité observée des différentes séries expérimentées (Témoins et Traitées) pendant pour une durée de traitement de (3 jours). Les valeurs varient en fonction de l'augmentation de la concentration appliquée. Une faible valeur (27,33%) est enregistrée chez les séries traitées par la faible concentration (100µl/ml), alors que la forte valeur (80,67%) a été enregistrée chez les séries traitées par la forte concentration (600µl/ml).

Les résultats de l'analyse statistique à un seul critère de classification révèlent l'existence d'un effet hautement significatif ($P < 0,001$) de l'extrait aqueux des racines de *T. garganica* appliquée sur les larves L4 de *Cx. pipiens molestus*. Pour déterminer l'équation de la droite de régression, les moyennes des mortalités corrigées sont transformées en probits, les concentrations testées sont converties en logarithmes décimaux (**Tableau 30 et Figure 75**). La droite de régression est bien tracée, exprime un coefficient de détermination ($R^2 = 0,998$), il révèle une liaison très forte et positive entre les probits et les logarithmes décimaux des concentrations testées. Les doses létales CI50 et CI90 ont été déterminées à partir des mortalités corrigées, ainsi que leurs limites fiduciaires (**Tableau 31**).

Tableau 29: Mortalité observée (%) des larves L4 de *Cx. pipiens molestus* nouvellement exuviées après traitement par les différentes concentrations de l'extrait aqueux des racines de *T. garganica*. N: 125 larves; (m ± s).

Concentrations (µl/ml)	100 (µl/ml)	200 (µl/ml)	400 (µl/ml)	600 (µl/ml)
Mortalité (%)	27,33±17,23	56 ±29,50	75,33±37,56	80,67±39,63

Tableau 30: Effet des extraits aqueux des racines de *T. garganica* (µl/ml) appliqués sur les larves du quatrième stade nouvellement exuviées de *Culex pipiens molestus*. Taux (%) de mortalité corrigée. Transformation en probits des mortalités corrigées (M ± s; 5 répétitions; N 125 individus).

Doses (µl/ml)	100 (µl/ml)	200 (µl/ml)	400 (µl/ml)	600 (µl/ml)
Mortalités corrigées (%)	33,6	64	90,4	96,8
Probits	4,57	5,35	6,30	6,85

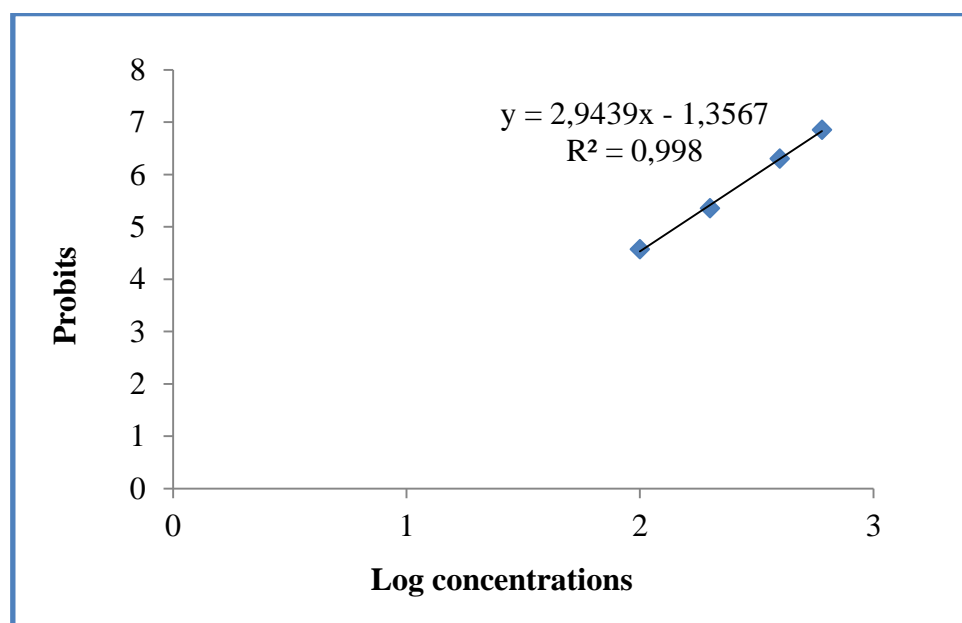


Figure 75: Droite de régression des paramètres toxiques des extraits aqueux des racines de *T. garganica*. R^2 : Coefficient de détermination.

Tableau 31: Paramètres toxicologiques de l'extrait aqueux des racines de *T. garganica* sur les larves L4 de *Cx. pipiens molestus* (Doses létales CL50 et CL90 (µl/ml); limites fiducielles (95%); Slope); temps d'exposition (72 h).

Temps	CL50		CL90		Slope	R ²
	µl/ml	95% FL	µl/ml	95% FL		
72h	143,5	(122,2 ; 168,5)	419,7	(295,4 ; 596,4)	2,047 (1,377 ; 2,717)	0,9951

D'après les résultats des essais toxicologiques de l'extrait aqueux des fleurs et des racines de *T. garganica* mentionnés dans les **tableaux (27 et 30)**, on peut constater que le stade L4 de *C. pipiens molestus* était sensible aux extraits des racines de *T. garganica*. D'autre part la dose létale (CL50) des extraits à partir des racines est plus faible après 72h (143,5 µl/ml) par rapport aux extraits des fleurs de *T. garganica*, avec une dose létale (CL50) (338,1 µl/ml).

3.8. Effet des extraits aqueux sur les biomarqueurs

Les doses létales testées la CL50 et la CL90 des extraits aqueux des fleurs et des racines de *Thapsia garganica*, ont été appliquées sur les larves du quatrième stade de *Cx. pipiens molestus* nouvellement exuviées, afin de déterminer, l'effet de ces extraits pendant (24h; 48h et 72h) sur trois biomarqueurs: l'acétylcholinestérase (biomarqueur de neurotoxicité), glutathion S-transférases (biomarqueur de détoxification) et le Malondialdéhyde (MDA).

3.8.1. Dosage de l'activité spécifique de l'acétylcholinestérase (AChE)

Le dosage de l'acétylcholinestérase vise à déterminer son activité spécifique au sein des groupes témoins et des groupes traités, en se basant principalement sur la méthode développée par **Ellman et al., (1961)**.

Les résultats sont présentés sous forme d'histogrammes récapitulant les valeurs des moyennes et des écarts types des doses obtenues, pour les différents bios marqueurs testés. On a procédé à des analyses statistiques des résultats obtenus par une AV2. La comparaison a été réalisée entre les moyennes des séries témoins et traitées selon les deux concentrations létales CL50 et CL90. Après 24h d'exposition, les doses létales CL50 et CL90 des extraits aqueux des fleurs entraîne une diminution hautement significative (P=0.001). Alors que CL50 et CL90 des extraits des racines provoquent une diminution non significative (P≥0,05) chez les séries traitées comparativement aux séries témoins.

Après 48h d'exposition, l'activité spécifique de l'acétylcholinestérase marquent une diminution très hautement significative chez les séries traitées par les doses CL50 & CL90 de l'extrait aqueux des fleurs (P=0,0001). Alors que, ces activités diminuent d'une façon hautement significative chez les séries traitées par la dose CL90 (Racines) (P=0,001) et une diminution significative (P=0,01) chez les séries traitées par la dose CL50 (Racines).

Après 72h d'exposition, on remarque une diminution hautement significative (P=0,001) chez les séries traitées par la doses CL90 de l'extrait aqueux des fleurs. On revanche, on a une diminution très hautement significative (P=0,0001) chez les séries traitées par la dose CL90 de l'extrait aqueux des racines.

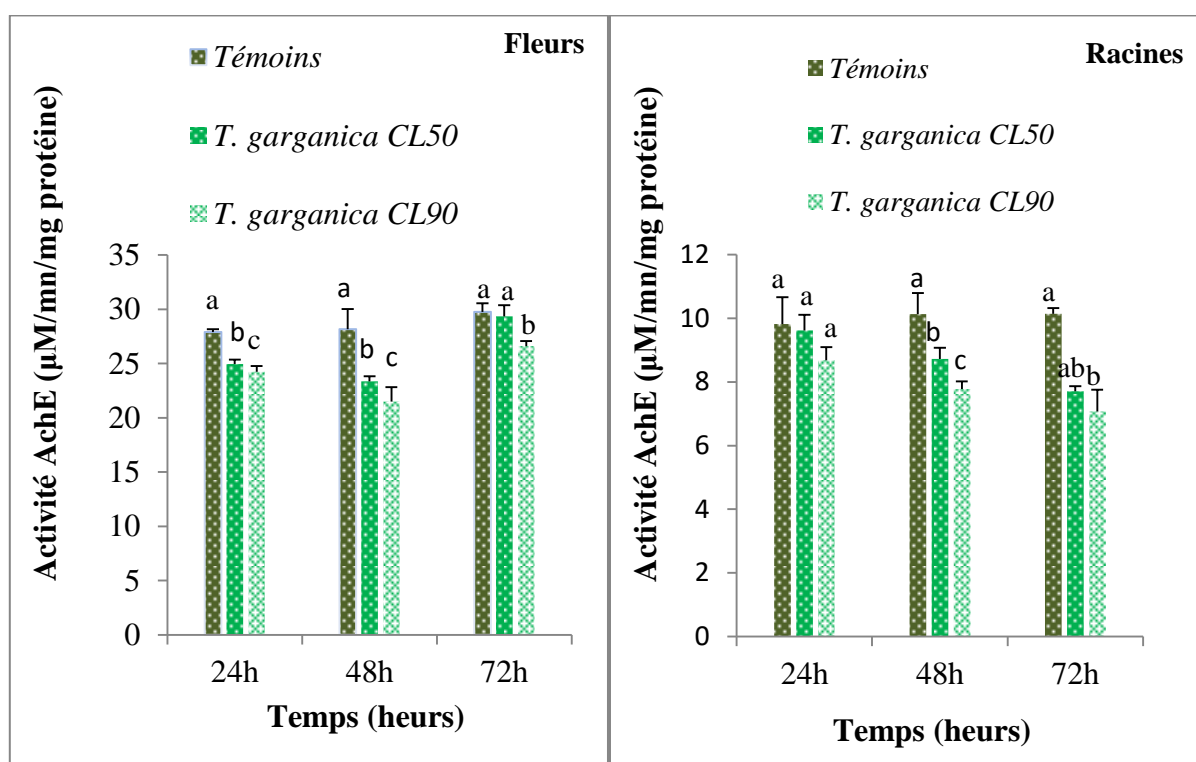


Figure 76: Dosage de l'activité spécifique d'acétylcholinestérase.

3.8.2. Dosage de l'activité spécifique de la glutathion S-transférase (GST)

L'activité spécifique de la glutathion-S-transférase (GST) a été déterminée suivant le protocole de [Habig et al., \(1974\)](#), cette activité a été estimée en $\mu\text{M}/\text{mn}/\text{mg}$ de protéine.

La comparaison entre les séries témoins et traitées par les deux concentrations létales CL50 et CL90 des fleurs et des racines de *T. garganica* pendant les trois jours (24h, 48h et 72 heures) d'exposition. L'activité spécifique de la glutathion S-transférase marque une augmentation significative ($P=0,01$) pendant 24h d'exposition chez les séries traitées par la dose CL90 de l'extrait aqueux des fleurs et une différence hautement significative ($P=0,001$) des racines. Pendant les 48h, cette activité marque une augmentation hautement significative ($P=0,001$) et très hautement significative ($P=0,0001$) chez les séries traitées par la dose CL90 de l'extrait aqueux des fleurs et des racines. Toutefois, une augmentation hautement significative ($P=0,001$) a été déterminée chez les séries traitées par la dose létale CL90 de l'extrait aqueux des racines de *T. garganica* ([Fig. 77](#)).

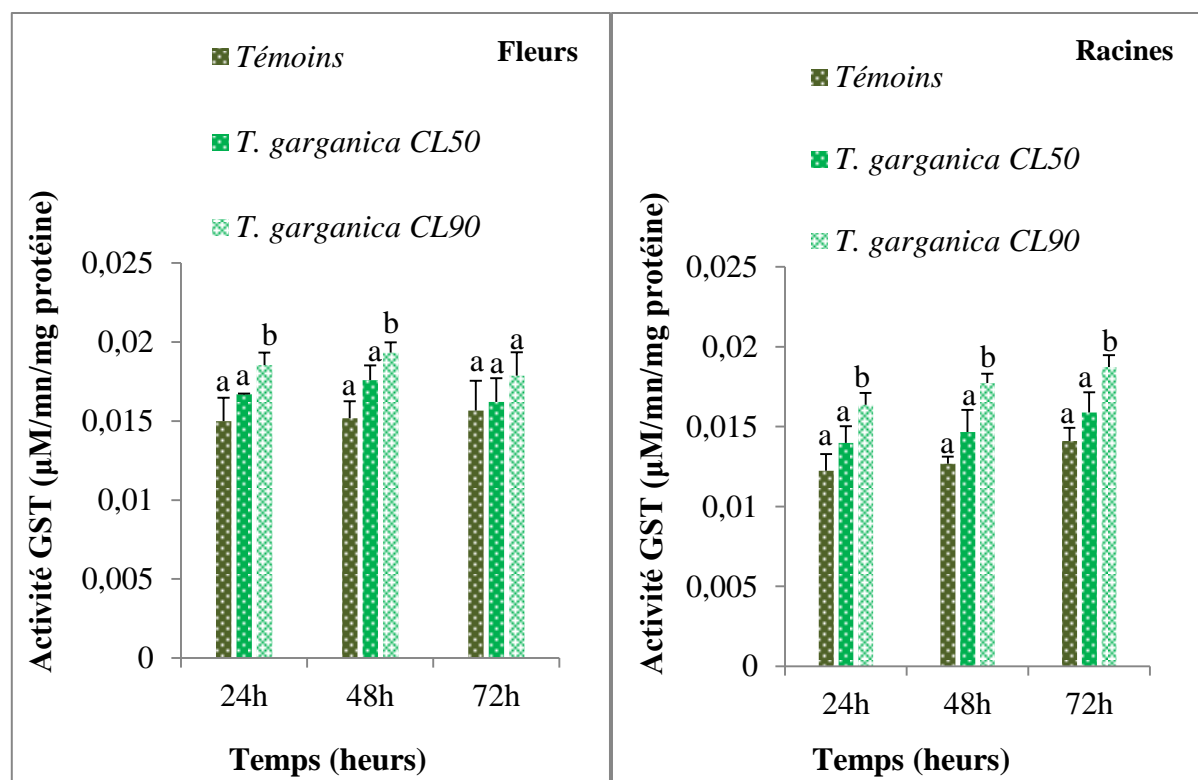


Figure 77: Dosage de l'activité spécifique de la glutathion S-transférase.

3.8.3. Dosage de l'activité spécifique de la Malondialdéhyde (MDA)

Les doses déterminées de l'MDA sont présentés sous forme d'histogrammes, présentant les moyennes et les écarts types, selon le temps et les concentrations utilisées (Fig.78). Pour évaluer l'activité spécifique de la Malondialdéhyde, on a réalisé une analyse statistique, pour comparer les séries témoins et traitées par les deux doses létales CL50 et CL90 des extraits aqueux des fleurs et des racines de *T. garganica*, cela pendant trois jours (24h, 48h et 72h). Après 24h d'exposition, on remarque une augmentation hautement significative ($P=0,001$) de l'activité spécifique de la Malondialdéhyde chez les séries traitées par la CL90 de l'extrait aqueux des fleurs et des racines. Le deuxième jour d'exposition, une augmentation significative ($P=0,01$) de l'activité de l'MDA a été examinée chez les séries traitées par la CL90 de l'extrait aqueux des fleurs. Le troisième jour de traitement (72h), une augmentation significative ($P=0,01$) chez les séries traitées à la CL50 de l'extrait aqueux des fleurs, une augmentation très hautement significative ($P=0,0001$) chez les séries traitées par la CL90 de l'extrait aqueux des fleurs et une augmentation hautement significative ($P=0,001$) chez les séries traitées par la CL90 des racines.

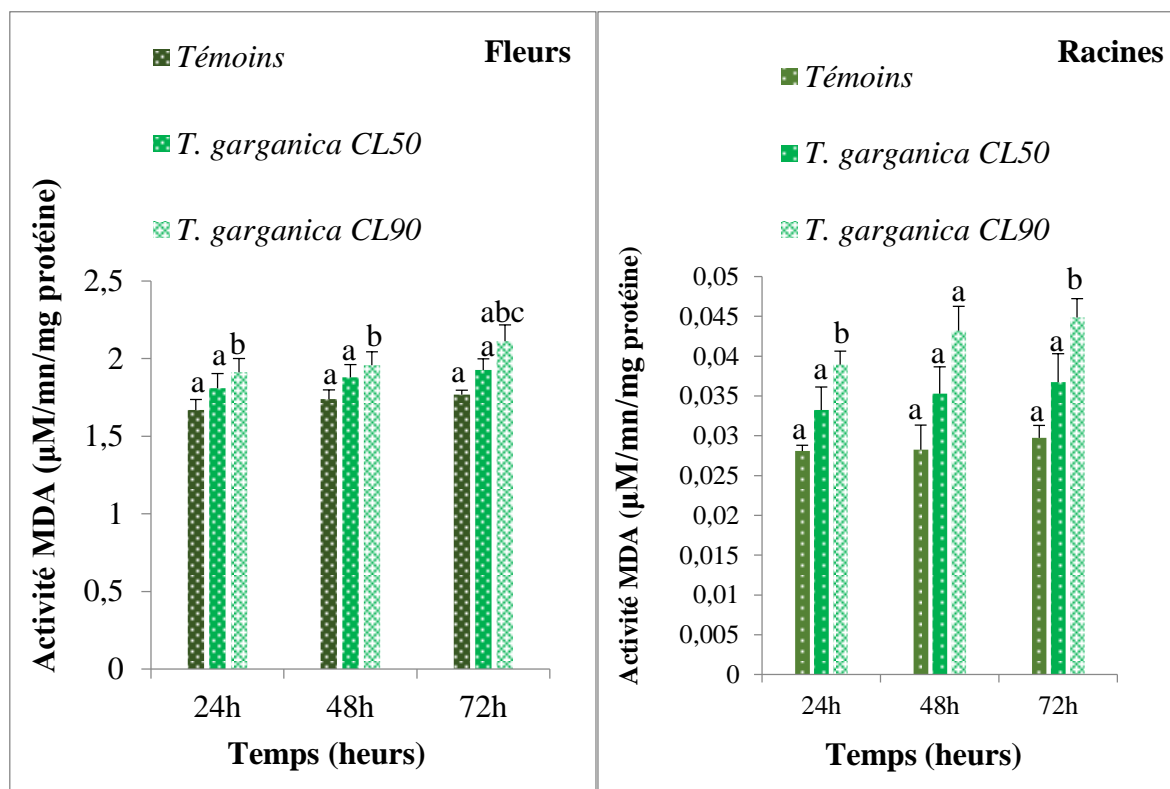


Figure 78: Dosage de l'activité spécifique de Malondialdéhyde.

DISCUSSION



4. Discussion

4.1. Identification taxonomique des espèces de Culicidae inventoriées

La classification zoologique est le processus d'organisation hiérarchique des catégories taxonomiques dans un ordre naturel. Elle relève de la discipline spécifique de la systématique, qui se fonde sur un ensemble de principes et de règles constituant la taxonomie. La grande diversité observée dans la structure morphologique des règnes animal et végétal a conduit à les subdiviser en un certain nombre d'embranchements, de classes, d'ordres et de familles. L'identification des individus se base sur des caractères morphologiques externes, elle intègre également les relations évolutives entre les espèces. Cela signifie que lorsqu'on classe les espèces, on tient compte de leurs liens évolutifs et de leur histoire phylogénétique. Cette approche permet de regrouper les espèces qui partagent un ancêtre commun et de révéler les relations de parenté entre elles. En conséquence, la classification taxonomique reflète non seulement les similitudes morphologiques, mais aussi les liens évolutifs, ce qui contribue à une organisation plus précise et informative des différentes espèces au sein du règne animal (**Guitsevitch et al., 1974**). La taxonomie est principalement une fonction descriptive dont l'objectif est de définir et de nommer les espèces. L'un des objectifs de la taxonomie est bien sûr de développer des outils permettant de reconnaître les espèces, notamment des clés d'identification séquentielles, qui sont le plus souvent dichotomiques (**Guitsevitch et al., 1974; Alarie, 1990**). La classification taxonomique des Culicidae récoltés dans ce travail ont été déterminées selon les clés élaborées par **Himmi et al., (1995); Rioux, (1958)** ainsi que deux logiciels fondamentales d'identification des Culicidae du bassin méditerranéen et de l'Afrique (**Schaffner et al., 2001**), prouvent un rôle essentiel dans le processus de classification taxonomique. Ces outils servent de fondement à la démarche de la classification, en offrant des méthodes structurées pour déterminer l'appartenance d'un organisme à une catégorie taxonomique spécifique.

L'identification systématique des spécimens récoltés à partir de la région d'étude, l'analyse et l'observation microscopiques des structures morphologiques et chétotaxiques, indiquées dans les clés appropriées, ont révèlent que, sur une période de quatre mois de prospection, huit espèces ont été identifiées. Ces espèces appartiennent à la Sous-famille des Culicinae présentant une prédominance de 3 tribus distinctes: La tribu des Culicini composée d'un seul genre (*Culex*) avec trois espèces. *Cx. pipiens* Linnaeus 1758; *Cx. impudicus* Ficalbi 1890 et *Cx. modestus* Ficalbi 1889. La tribu des Culisetini comportant deux espèces distinctes: *Cs. longiareolata* Macquart 1828 & *Cs. annulata* Schranck 1776. Alors, la tribu des Aedini est

représentée par trois espèces distinctes: *Ae. vexans* Meigen 1930; *Oc. dorsalis* Meigen 1830 et *Ae. albopictus* Skuse 1895.

Selon les résultats des travaux antérieurs effectués sur les Culicidae de l'Algérie, plusieurs espèces ont été identifiées par les auteurs, mais n'ont retrouvées dans notre région d'étude. Dans la région de Tébessa, les travaux réalisés par **Bouabida, (2014)** révèle la présence de 8 espèces de Culicidae appartenant à une seule Sous-famille, les Culicinae. La tribu des Culicini comporte: *Cx. pipiens* Linné 1758; *Cx. theileri* Theobald 1903; *Cx. hortensis* Ficalbi 1889; *Cx. perexiguus* Theobald 1903 et *Cx. laticinctus* Edwards 1913. La tribu des Aedini, représentée par une seule espèce: *Ae. caspius* Pallas 1771 et la tribu des Culisetini, qui est représentée par deux espèces: *Cs. longiareolata* Macquart 1828 et *Cs. annulata* Schranck 1776. Les travaux réalisés par **Hamaidia, (2015)** au niveau de de la région de Souk-Ahras révèlent l'existence de 16 espèces appartenant à deux Sous-familles, celle des Culicinae est la plus diversifiée, regroupant 14 espèces (*Cx. pipiens* Linné 1758; *Cx. theileri* Theobald 1903; *Cx. modestus* Ficalbi 1890; *Cx. simpsoni* Theobald 1905; *Cx. quinquefasciatus* Say 1823; *Cx. hortensis* Ficalbi 1889; *Cx. arbieeni* Salem 1938; *Ae. punctur* Kirby 1837; *Ae. quasirusticus* Torres Canamares 1951; *Ae. pulcritarsis* Rondani 1872; *Cs. longiareolata* Macquart 1828; *Cs. fumipennis* Stephens 1825 et *Culiseta sp1*; *Or. pulcripalpis* Rondani 1872). La Sous-famille des Anophelinae regroupe deux espèces: *An. algeriensis* Theobald 1903 et *An. labranchiae* Falleroni 1926. Les recherches effectuées par **Merabti, (2016)** au Sud-est de l'Algérie: Biskra, Chetma, Sidi Okba et Bordj Ben Azouz, indiquent la présence de 22 espèces de Culicidae, réparties en deux Sous-familles distinctes. Celle des Culicinae, se caractérise par la présence de cinq tribus différentes: La tribu des Culicini, qui comprend six espèces: *Cx. hortensis hortensis* Ficalbi 1889; *Cx. pipiens* Linné 1758; *Cx. modestus* Ficalbi 1890; *Cx. theileri* Theobald 1903; *Cx. laticinctus* Edwards 1913 et *Cx. torrentium* Linnaeus 1758. La tribu des Culisetini, présentée par quatre espèces: *Cs. longiareolata* Macquart 1828; *Cs. annulata* Schranck 1776; *Cs. subochrea* Edwards 1921; *Cs. ochroptera* Felt 1904 et *Culiseta sp.* La tribu des Aedini, représentée par six espèces: *Ae. ochleratatus caspius* Pallas 1771; *Ae. vexans* Meigen 1830; *Ae. dorsalis* Meigen 1830; *Ae. ochleratatus annulipes*. La tribu des Orthopodomysiini, représentée par une seule espèce: *Or. pulcirtarsis* Theobald, 1904. La cinquième tribu est représentée par les Uranotaeniini, comprenant une seule espèce *Ur unguiculata* Edwards 1913. La deuxième Sous-famille, les Anophelinae, est représentée par trois espèces distinctes: *An. Sergentii* Theobald 1907; *An. multicolor* Camboulin 1909 et *Anopheles sp.*

Dans la région de Djemorah-Skikda, [Benhissen et al., \(2017\)](#), ont étudié la répartition des Culicidae. Les résultats de cette étude révèlent la présence de cinq espèces réparties entre deux genre, Culex comporte quatre espèces: *Cx. pipiens* Linné 1758; *Cx. laticinctus* Edwards 1913; *Cx. deserticola* Kirkpatrick 1924 et *Cx. hortensis* Ficalbi 1889. Alors que le genre Culiseta regroupe une seul espèce *Cs. longiareolata* Macquart 1828. D'autres études concernant l'identification systématique des Culicidae, ont été réalisées par [Matoug, \(2018\)](#) au niveau de quatre régions Skikda, Annaba, Guelma et El Taref. Ils ont signalé la présence de 12 espèces, appartenant à deux Sous-familles, celle des Culicinae se caractérise par la présence de quatre genres distincts: Culex avec 6 espèces: *Cx. hortensis* Ficalbi 1889; *Cx. impudicus* Ficalbi 1890; *Cx. laticinctus* Edwards 1913; *Cx. modestus* Ficalbi 1890; *Cx. pipiens* Linné 1758; et *Cx. theileri* Theobald 1903 et le genre Culiseta avec deux espèces: *Cs. annulata* Schranck 1776 et *Cs. longiareolata* Macquart 1828; le genre Aedes avec une seule espèce, *Ae. caspius* Pallas 1771 ainsi que le genre Uranotaenia présenté par *Ur. unguiculata* Edwards 1913. La Sous-famille des Anophelinae est représentée par deux espèces: *An. labranchiae* Falleroni 1926 et *An. clavigier* Meigen 1804.

Les études réalisées dans la région d'Annaba expriment la présence de huit espèces réparties entre deux Sous- familles. La famille des Culicinae formée par trois tribus, celle des Culicini représentée par un seul genre (Culex) qui regroupe trois espèces: *Cx. pipiens* Linné 1758; *Cx. modestus* Ficalbi 1890 et *Cx. theileri* Theobald 1903. La tribu des Culisetini représentée par une seule espèce *Cs. longiareolata* Macquart 1828 ([Bendali-Saoudi, 2006; Arroussi et al., 2021](#)). La troisième tribu est représentée principalement par le genre Aedini qui regroupe deux espèces: *Ae. albopictus* Skuse 1894 et *Ae. aegypti* Linnaeus 1762 ([Arroussi et al., 2021](#)). Alors que, la deuxième Sous-famille celle des Anophelinae avec deux espèces *An. labranchiae* Falleroni 1926 et *An. clavigier* Meigen 1804 ([Bendali-Saoudi, 2006; Arroussi et al., 2021](#)).

Les études effectuées dans divers sites de la région de M'sila (Sud-est de l'Algérie), ont révélé la présence de 13 espèces de moustiques, réparties en trois genres distincts. Le genre Culex avec dix espèces: *Cx. brumpti* Galliard 1931; *Cx. deserticola* Kirkpatrick 1924; *Cx. hortensis* Ficalbi 1889; *Cx. impudicus* Ficalbi 1890; *Cx. laticinctus* Edwards 1913; *Cx. martinii* Galliard 1931; *Cx. modestus* Ficalbi 1890; *Cx. perexiguus* Theobald 1903; *Cx. pipiens* Linné 1758 et *Cx. theileri* Theobald 1903. Le genre Culiseta et représenté par une seule espèce: *Cs. longiareolata* Macquart 1828. Cependant, le troisième genre Anopheles avec deux espèces: *An. Sergentii* Theobald 1907 et *An. cinereus* Theobald 1901 ([Asloun et al., 2021](#)).

Des études similaires réalisées par **Djeddar, (2022)** effectuées au niveau de trois régions: Annaba, El-Tarf, Souk-Ahras, révèlent la présence de 11 espèces réparties entre deux Sous-familles. Les Culicinae regroupent trois tribus: la tribu des Culicini est représentée par un seul genre: *Culex* qui comporte six espèces: *Cx. pipiens* Linné 1758; *Cx. modestus* Ficalbi 1890; *Cx. hortensis* Ficalbi 1889; *Cx. theileri* Theobald 1903; *Cx. perexiguus* Theobald 1903; *Cx. laticinctus* Edwards 1913. La tribu des Culisetini avec une seule espèce, il s'agit de *Cs. longiareolata* Macquart 1828. La troisième tribu des Aedini représentée par le genre *Aedes* avec deux espèces: *Ae. aegypti* Linnaeus 1762 et *Ae. albopictus* Skuse 1894. Une deuxième Sous-famille, celle des d'Anophelinae représentée par le genre *Anopheles* qui regroupe deux espèces *An. labranchiae* Falleroni 1926 et *An. claviger* Meigen 1804.

La biodiversité des populations des moustiques a été également étudiée au niveau de la région de Tizi-Ouzou par **Chahed, (2022)**. Les résultats de cette étude expriment la présence de 21 espèces répartis entre deux Sous-familles distinctes, Anophelinae et Culicinae et six genres, à savoir *Culex*; *Culiseta*; *Aedes*; *Anopheles*; *Uranotaenia* et *Coquillettidia*, cette étude a permis d'identifier la présence de deux espèces connues: *Cx. pipiens* Linné 1758; *Cs. longiareolata* Macquart 1828. Dans cette région 12 espèces ont été nouvellement identifiées dans la région de Tizi-Ouzou. Il s'agit de *Cx. laticinctus* Edwards 1913; *Cx. deserticola* Kirkpatrick 1924; *Cx. quinquefasciatus* Say 1823; *Cx. mimeticus* Noè 1899; *Cx. simpsoni* Theobald 1905; *Ae. berlandi* Seguy 1921; *Ae. albopictus* Skuse 1894, *Ae. geniculatus* Olivier 1791; *Cs. subochrea* Edwards 1921; *An. claviger* Meigen 1804; *Co. richiardii* Ficalbi 1889 et *Ur. unguiculata* Edwards 1913.

Selon les résultats des espèces identifiées par les auteurs cités précédemment, certaines espèces sont communes: *Cx. pipiens* Linné 1758; *Cx. theileri* Theobald 1903; *Cx. hortensis* Ficalbi 1889, *Cx. laticinctus* Edwards 1913 *Cs. longiareolata* Macquart 1828 (**Bouabida, 2014; Merabti, 2016; Matoug, 2018; Asloum et al., 2021; Djeddar, 2022**). Alors que d'autres espèces telle que *Ae. aegypti* Linnaeus 1762 est exclusivement cités par **Arroussi et al., (2021) et Djeddar, (2022)**

Les espèces collectées à partir des diverses stations de cette études, ont fait l'objet d'une analyse des indices écologiques, notamment l'abondance relative, en fonction des stations et des saisons. D'après les résultats obtenus, on a constaté l'espèce *Cx. pipiens* Linné 1758 est plus abondante, dans la majorité des stations pendant les quatre saisons, suivie par *Cx. impudicus* Ficalbi 1890 et *Ae. Albopictus* Skuse 1895, qui présentent une abondance relative pendant la saison d'Automne. Cependant, les autres espèces présentent une faible abondance. L'espèce *Cx. pipiens* est dominante pendant les quatre saisons d'étude (Hiver; Printemps; Été

et Automne) dans les stations urbaines (Sidi Ammar; El-Bouni; Plaine Ouest; Saint-Cloud et Cité Oued El-Koubba). Cette forte dominance peut être expliquée par la capacité de cette espèce à coloniser différents biotopes (Brunhes, 1999). Selon la nature des gîtes larvaires, où il favorise les gîtes anthropiques urbains caractérisés par une abondance de matières organiques, tels que les espaces vides sous les bâtiments, les canaux de drainage, les regards de collecte des eaux usées, et les fossés d'écoulement contenant une quantité importante de matière organique. En milieu urbain, la couverture végétale crée un microclimat propice aux moustiques vecteurs adaptés à ces zones. Il représente des gîtes de repos, offrant des zones d'ombre, de fraîcheur, d'humidité, et des zones plus tempérées en Hiver (Honorio *et al.*, 2009; Almeida *et al.*, 2020; Chahed *et al.*, 2021; Chahed, 2022).

Notre résultat est en accord avec les études réalisées par Arroussi, (2021) au niveau de la ville d'Annaba; Berrahal; Sidi Ammar et El Taref et Djeddar, (2022) au niveau de trois stations Annaba; El Taref et Souk Ahras, les résultats révèle la dominance de l'espèce *Cx. pipiens*. Dans le même contexte, d'autre études ont été réalisées dans la région de Tizi-Ouzou par Chahed, (2022), elle a prouvé que cette espèce présente une forte dominance dans la majorité des stations d'études de Béni Zmenzer; Ain Zaouia; Beni Aissi; Draâ Ben Khedda; Tizirt; la Ville de Tizi-Ouzou; les sites de Cheurfa; Oued Aissi et Sikh Oumeddour. *Cx. pipiens* est considéré comme l'espèce la plus abondante en Algérie (Benallal *et al.*, 2015; Linda et Hamid, 2017; Kharoubi *et al.*, 2020).

4.2. Influence des variations saisonnières sur la répartition des espèces

L'intégration des variations saisonnières revêt une importance cruciale, car elles impactent la disponibilité amplifiée et la productivité de l'habitat larvaire des moustiques, engendrant ainsi des modifications dans la distribution des différentes espèces de ces insectes (Mendoza *et al.*, 2008).

En Afrique subsaharienne et pendant la saison sèche, la répartition des larves de moustique marque une diminution significative (Govoetchan *et al.*, 2014). Les travaux effectués par Ondiba *et al.*, (2019) indiquent que les saisons froides et sèches sont les plus propices à la diversité de la plupart des espèces de moustiques. Les résultats des études réalisées au niveau du bassin de la rivière Mara (Une rivière d'Afrique coulant au Kenya et en Tanzanie) par Dida *et al.*, (2018) ont confirmé que le nombre de larves de moustiques est significativement supérieur, pendant la saison sèche dans les lits de cours d'eau asséchés par rapport à d'autres types d'habitats. Pendant la saison sèche et en raison du manque de plans d'eau pour la ponte.

Les espèces d'anophèles, conservent leurs œufs à l'intérieur de leurs ovaires grâce à des changements physiologiques. Ces moustiques sont capables de déposer leurs œufs dès la création de sites aquatiques stimulés par les premières précipitations (Simard *et al.*, 2000; Yaro *et al.*, 2012).

Les études réalisés par Noua *et al.*, (2018) montrent que, le développement larvaires a été accéléré pendant le Printemps et l'Été. Alors que pendant l'Automne et l'Hiver la croissance des larves ralentit.

Des études réalisées sur les adultes et les larves de moustiques pendant la période d'Octobre 1996 à Septembre 1997 révèlent, l'abondance de cinq genres de moustiques, à savoir Culex, Culiseta, Anopheles, Aedes et Mansonia. La distribution de ces genres varie en fonction des fluctuations saisonnières. Au cours de la période de Février au Printemps, l'abondance de ces genres est relativement basse, atteignant une valeur maximale au mois de Mai, puis décroissant en Juillet. Par ailleurs, au mois d'Octobre, *Ae. albopictus* et *Ae. caspius* se distinguent comme deux espèces prédominantes, tandis que *Cx. quinquefasciatus* demeure l'espèce la plus abondante tout au long de l'année. Dans l'ensemble, à la fin de l'Hiver, l'abondance des moustiques est réduite, ensuite atteignant une valeur maximale pendant la période estivale où la température est la plus élevée (Ramirez *et al.*, 2018; Khan, 2022).

Les résultats obtenus à partir de cette étude ont indiqué un nombre élevé d'individus pendant la saison d'Automne et du Printemps, estimé respectivement à 801 et 796 individus. Cependant, le nombre faible de spécimens est enregistré pendant la saison d'Été et d'Hiver, estimé respectivement par 500 et 761 individus, ce qui explique que les saisons caractérisées par une température peu élevée et un taux de précipitations et d'humidité plus prononcés, ces paramètres créent des conditions climatiques propices à la reproduction et à la prolifération des moustiques. Au cours des saisons sèches, les précipitations diminuent et les températures élevées entraînent l'évaporation des plans d'eau, réduisant ainsi leur volume. Ce phénomène crée un habitat moins favorable à la reproduction des moustiques, limitant ainsi leur nombre (Gil *et al.* 2015; Jules *et al.* 2019; Rêgo *et al.* 2020; Du Plessis et Kalima, 2021). L'espèce *Cx. pipiens* Linnaeus 1758 domine tout au long des quatre saisons de l'étude, atteignant le pourcentage le plus élevé au Printemps, estimé à 770 individus. Ces résultats sont similaires à ceux obtenus par Arroussi *et al.*, (2021) et Djeddar, (2022). L'espèce *Cx. pipiens* se distingue par sa large répartition géographique dans les pays méditerranéens d'Afrique (Himmi *et al.*, 1995). La prépondérance de cette espèce s'explique par les variations climatiques et leurs impacts sur les températures saisonnières, où l'Hiver a connu un

adoucissement (Izri *et al.*, 2011). L'espèce *Ae. vexans* Meigen 1930 a été identifiée tant en Hiver qu'en Eté, tandis que l'espèce *Oc. dorsalis* Meigen 1930 a été observée seulement au Printemps. En ce qui concerne l'espèce *Ae. albopictis* Skuse 1895, elle fait son apparition pendant une seule saison de l'année, à savoir l'Automne. Cette différence de densité et de répartition de ces espèces au cours des quatre saisons de l'étude est influencée par divers facteurs, notamment la phénologie des espèces, les variations environnementales et les conditions climatiques telles que les précipitations, l'humidité, le vent et la température. Chacun de ces facteurs exerce des effets distincts et variés sur la présence et la répartition des espèces de moustiques.

4.3. Influence des données climatiques sur la répartition des espèces inventoriées.

Les fluctuations des conditions environnementales et climatiques, incluant la température, les précipitations, l'humidité, l'intensité lumineuse, la végétation et la vitesse du vent, jouent un rôle essentiel dans la modulation de l'abondance relative et de la diversité des populations de moustiques et influent également sur leurs liens avec des habitats spécifiques (Ferguson et Govella, 2023; de Souza et Weaver, 2024). Dans les pays méridionaux de l'Europe, les changements climatiques, tels que la diminution des précipitations, la baisse de l'humidité et l'augmentation des températures atmosphériques, constituent un ensemble de facteurs qui pourraient conduire à l'extinction du genre *Aedes* (Meyer Steiger *et al.*, 2016; Reinhold *et al.*, 2018; Brugueras *et al.*, 2020; Paixao *et al.*, 2021). Dans les régions tempérées, la dynamique de l'éclosion, la survie des larves et des nymphes, ainsi que le rythme de développement de l'espèce *Aedes albopictus* sont sensiblement modulés par les fluctuations de la température environnementale. Ces effets se manifestent essentiellement par des altérations observables dans la masse corporelle, la longueur des ailes et la longévité des adultes de l'espèce. Des observations complémentaires concernant la physiologie, ont également relevé des variations significatives dans les réserves protéiques et les niveaux hydriques (Carlassara *et al.*, 2024).

La température environnementale a un impact sur les populations de moustique, elle exerce une influence significative sur les divers stades de développement. L'augmentation de ce paramètre jusqu'à une valeur seuil a tendance d'accélérer ce processus. L'activité nocturne des adultes survient, lorsque la température de l'air atteint une valeur seuil, elle favorisant l'apport et l'ingestion de repas sanguins (Couret & Benedict, 2014; Reinhold *et al.*, 2018; Tran *et al.*, 2022; Guillén *et al.*, 2023). Les recherches menées par Impoinvil *et al.*, (2007) indiquent

que la période de développement des œufs d'*An. gambiae* est inférieure à 7 jours, à une température optimale de l'eau située entre 24°C et 30 °C. En revanche, des températures inférieures à 12 °C et supérieures à 48 °C ont un impact significatif sur la viabilité des œufs, les réduisant de manière substantielle. Le développement larves d'*An. gambiae* est proportionnel dans une fourchette de température située entre 22 °C et 28 °C (Bayoh et Lindsay, 2004). D'autres recherches menées par Ciota et al., (2014) révèlent que le développement de *Cx. pipiens* et *Cx. quinquefasciatus* connaît une augmentation positive sous 24 °C. La température influence significativement la survie des larves et des adultes; la taille des moustiques; l'alimentation en sang et la fécondité des populations du moustique du genre *Culex*, une température dépassant 30 °C augmente la mortalité des moustiques. Le genre *Aedes* réagit sensiblement aux variations de température, que ce soit en termes de déplacement, de prise d'un repas sanguin, ou de vitesse de développement. Cela nécessite une température située dans un intervalle de 21 °C à 32 °C (Brady et al., 2013). D'autres recherches ont démontré que le développement larvaire atteint son plein potentiel à une température de 36 °C. Les limites thermiques supérieures pour *Ae. aegypti* sont définies à 45 °C (Bar, 1958).

Il existe une corrélation inverse entre les effectifs des populations de moustiques adultes et la température moyenne de l'environnement. Lorsque la température dépasse les 30 °C, la tolérance thermique des moustiques adultes diminue, ce qui se traduit par une réduction significative de leur longévité, entraîne par conséquent une nette diminution du nombre total de moustiques (Irikannu et al., 2023; Folguera et al., 2010; Mordecai et al., 2019; Carlassara et al., 2024; Abdulloh et al., 2024). Chez l'adulte de moustique, la température élevée entraîne la réduction de fécondité et la longueur du gonotrophe (Agyekum et al., 2021).

D'autre part les précipitations présentent un facteur abiotique, avec une corrélation négative sur l'effectif larvaire. Des précipitations excessives sur une courte période peuvent provoquer un phénomène de lessivage des gîtes larvaires, conduisant ainsi à une surmortalité des stades aquatiques, ce qui se traduit par une réduction du nombre d'individus et du taux de reproduction (Dieng et al., 2012; Hafsi et al., 2021). Les inondations et les cours d'eau rapides, entraînant la destruction des habitats larvaires qui conduit à une réduction de l'abondance des adultes, en particulier *An. Maculipennis*, *An. Superpictus*, *Cx. deserticola*, *Cx. perexiguus*, *Cx. hortensis*, *Cx. mimeticus*. Ce sont des espèces dont l'habitat larvaire se trouve le long des rivières calmes (Urcola et Fischer, 2019; Asgarian et al., 2021; de Souza

et Weaver, 2024). D'autres études indiquent que pendant la saison des pluies, la richesse et l'abondance des espèces de moustiques est significativement plus élevée, par rapport à celles observées pendant la saison sèche où le nombre de moustiques diminue du fait de la pauvreté et l'insuffisance en eau, des sites de reproduction, cela en raison de la faible précipitation (Gil et al. 2015; Jules et al., 2019; Rêgo et al., 2020; Asgarian et al., 2021; Jude et al., 2024).

L'humidité exerce une influence sur la longévité, le comportement alimentaire; l'accouplement; la dispersion et la ponte des moustiques. Ce paramètre est influencé positivement par la densité de moustiques. Dans la région de Changsha, dans le Sud de la Chine, La température et le taux d'humidité agissent sur la survie et l'activité reproductrice des Aedes. La femelle d'*Ae. aegypti* survie plus longtemps et peut produire plus d'œufs sous 25 °C qu'à 35 °C, à un taux d'humidité de 80 % (Yamana et Eltahir, 2013; Tian et al., 2015). Lorsque le taux d'humidité diminue à 60%, le mécanisme d'oviposition sera inhibé ainsi que le nombre d'œufs pondus (Costa et al., 2010). Des études réalisées par (Rahman et al., 1993) montrent que, l'humidité est corrélée positivement avec l'abondance des moustiques du genre Culex. Les recherches effectuées en Arabie Saoudite par (Jemal et Al-Thukair, 2018) révèlent l'existence d'une corrélation positive, entre l'abondance de moustiques et le taux de l'humidité relative. Leur nombre augmente proportionnellement lorsque le taux d'humidité est élevé, selon une fourchette allant de 83 % à 92 % (Irikannu et al., 2023).

Les études menées par (Asgarian et al., 2021) confirment une différence significative entre l'abondance des anophèles et l'humidité relative, avec un taux de 0,74%. Alors que, la corrélation négative, a été signalée entre le taux de l'humidité relative et l'abondance des genres Anopheles, Culiseta et de Culex. Concernant les moustiques adultes, l'humidité relative était positivement corrélée à l'abondance des adultes des espèces du Culex.

Les moustiques peuvent se propager sur de vastes distances à des altitudes élevées, couvrant des centaines de kilomètres (Huestis et al., 2019). Cela peut favoriser la mobilité des vecteurs et des agents pathogènes au sein des régions continentales (Madzokere et al., 2020). Le vent joue un rôle très important pour la dispersion des moustiques. La vitesse faible du vent agit négativement, sur la recherche d'hôtes par les moustiques et diminue, leur dispersion. Les études menées à la frontière entre l'Iran et le Pakistan par Nejati et al. (2020) montrent que, la vitesse du vent et la température étaient directement corrélées de manière positive avec le nombre total de moustiques collectés. Des résultats similaires réalisés par Khan et al., (2018) expriment une corrélation modérément positive entre le moustique Aedes vecteur du virus de la

dengue et la vitesse du vent, mais la corrélation est négative, avec les genres *Aedes* et *Anopheles*. Cependant, les études réalisées par [Asgarian et al., \(2021\)](#) révèlent l'absence d'une corrélation positive entre la vitesse du vent et l'abondance des genres *Anopheles* et *Culex*.

L'analyse éco biologique des résultats obtenus, menée dans plusieurs stations de la Wilaya d'Annaba, démontre de manière évidente l'existence d'une corrélation négative de la distribution des individus et les températures enregistrées; la vitesse du vent; l'humidité et les précipitations. Du moins deux espèces *Cx. pipiens* et *Oc. Dorsalis* se présentent comme espèces standards ([Ukubuiwe et al., 2018](#); [Oudainia, 2015](#); [Asgarian et al., 2021](#); [Djeddar, 2022](#)).

4.4. Cycles biologiques

Le cycle de vie des moustiques se déroule en deux phases distinctes : une phase aquatique et une phase aérienne, la durée est fortement liée aux conditions climatiques ([de Souza et Weaver, 2024](#)). Les facteurs climatiques, incluant les variations de précipitations, d'humidité et de température, ont une influence sur le cycle de vie des moustiques, l'humidité et les précipitations présentent une corrélation positive avec le développement du cycle de vie ([Aisy et Kusnoputranto, 2024](#); [Sallam et al., 2017](#)). La durée de développement des moustiques est influencée par l'espèce ainsi que par la température ambiante. De manière générale, des températures élevées accélèrent le développement, tandis que des températures basses le ralentissent. Par exemple, pour des espèces capables de se développer à des températures inférieures à 10°C, le stade larvaire peut durer de 2 à 3 mois. En revanche, pour des espèces telles que *Ae. vexans* qui se développent à des températures autour de 30°C, le développement larvaire peut durer 6 à 7 jours ([Becker et al., 2010](#)). Donc la température présente un effet marqué, elle accélère la vitesse du développement et amplifie le nombre des populations des moustiques ([Agyekum et al. 2021](#)). Lorsque la température de l'eau des gîtes larvaires est inférieure à un certain seuil, le développement larvaire s'arrête. En revanche, une augmentation de la température au-delà d'un autre seuil, entraîne une accélération du développement des larves ([Tran et al., 2022](#)).

Cette étude, portant sur le suivi du cycle biologique de l'espèce *Cx. pipiens* au cours des quatre saisons, nous avons constaté que la durée la plus réduite se déroule pendant la saison chaude en Été, estimée à 17 jours. Par contre en elle était de 26 jours en Automne et 29 jours au Printemps et la plus longue a été enregistrée en Hiver, avec une estimation de 32 jours. La

durée du développement des Culicidae est influencé par la température, le cycle devenant plus court à des températures plus élevées (Papanikolaou *et al.*, 2013; Couret *et al.*, 2014; Abiodun *et al.*, 2016). Pour l'espèce *An. gambiae*, une température estimée à 36 °C accélère le développement larvaires, réduisant ainsi le cycle de vie des moustiques à environ dix jours. Cependant, des températures supérieures à 38°C, entraînent la mort larvaire (Bayoh et Lindsay 2003; Bayoh et Lindsay 2004; Agyekum *et al.* 2021). Les températures faibles agissent négativement sur le cycle de développement chez le moustiques, lorsque la température de l'eau des sites de reproduction larvaires est trop basse, cela entraîne l'arrêt du développement larvaire (Tran *et al.*, 2022; Guillén *et al.*, 2023; Costanzo et Occhino, 2023).

4.5. Lutte biologique

La lutte biologique utilise des prédateurs, des parasites ou des agents pathogènes. Lorsque les collections d'eau dans lesquelles se développent les larves de Culicinae le permettent, des poissons larvivores tels que *Gambusia affinis* ou *Poecilia reticulata* (Guppy) sont efficaces. Les copépodes (*Mesocyclops* spp.) ont été utilisés par endroit contre *Ae. aegypti* avec un succès modeste (Lazaro *et al.*, 2015). Si le gîte n'est pas très grand ou s'il est temporaire, il faut parfois réensemencer. Les champignons entomopathogènes pourraient également être utilisés.

4.5.1. Prédation

La prédation est un type de lutte biologique dont le mécanisme repose sur la régulation naturelle des communautés d'espèces, pour objectif de la conservation et la stabilisation des écosystèmes aquatiques (De Bernardi, 1981; Wasserman *et al.*, 2013; Hammerschlag *et al.*, 2019). Dans ce concept des expériences ont été développées au laboratoire afin de déterminer le potentiel prédateur antilarvaire de certains invertébrés aquatiques, de la faune associée au Culicidae telle que, le groupe des crustacés et le groupe d'insectes (Benelli *et al.*, 2016). Les insectes aquatiques, sont des arthropodes passant tout leur cycle de vie ou une partie dans l'eau (Mohammed *et al.*, 2020). Du fait de leurs régime carnaciers, ils présentent un potentiel prédateur efficace, ils sont considérées comme des agents très importants dans le domaine de la lutte biologique (Benelli *et al.*, 2016), ce sont des ennemis naturels constituant une force efficace dans le domaine de la régulation et l'équilibre faunistique, de la population aquatique (Hammerschlag *et al.*, 2019; Zuharah et Lester, 2019), c'est un moyen écologique, de contrôler les populations de moustiques (Gul *et al.*, 2021 a,b).

Selon [Saha et al., \(2007\)](#), l'activité prédatrice de trois types de punaises aquatiques à savoir, *Anisops bouvieri* Kirkaldy 1704 (Hétéroptères: Notonectidae), *Diplonychus* (*Sphaerodema*) *rusticus* Fabricius 1781 et *Diplonychus annulatus* Fabricius 1781 (Heteroptera: Belostomatidae) ont été testés contre les larves de *Cx. quinquefasciatus*. Les résultats obtenus montrent qu'un seul adulte d'*Anisops bouvieri* pourrait consommer 2 à 34 larves du quatrième stade par jour et *Diplonychus rusticus* consomme entre 11–87 larves du quatrième stade par jour et *Diplonychus annulatus* 33-122 larves du quatrième stade par jour. Egalement les recherches effectuées dans les zones résidentielles de Chiang Mai en Thaïlande, indiquent que les insectes aquatiques présentent un potentiel prédateur anticulicidien élevé. Plus particulièrement l'espèce *Micronecta scutellaris* (Hémiptère) jouent un rôle crucial dans la régulation de la densité des moustiques ([Sareein et al., 2019](#)). D'autres recherches réalisées par [Sangeetha et al., \(2021\)](#) révèlent que trois espèces de poissons indigènes, à savoir *Danio rerio*, *Danio malabaricus* et *Aplocheilus panchax*, ainsi que deux espèces exotiques, *Gambusia affinis* et *Poecilia reticulata*, présentent un potentiel larvicide significatif contre les larves de *Culex* après 24 heures d'exposition.

D'autre part les travaux réalisés par [Fincke et al., \(1997\)](#) et [Khan et al., \(2022\)](#) montrent que les espèces d'Odonates (*Gynacantha* Rambur 1842 et *Megaloprepus coerulatus* Rambur 1842) forme de bons contrôleurs des larves du troisième stade de *Cx. quinquefasciatus*. Les copépodes et les notonectidés jouent de même un rôle très important dans la régulation des communautés aquatiques temporaires ([Cuthbert et al., 2019c](#); [Mahmoudi et al., 2022](#)). Ce qui correspond avec les résultats obtenu dans cette étude, cela concerne l'importance du potentiel prédateur de la larve d'Anisoptère *S. striolatum* et *N. glauca* qui présentent une efficacité remarquable à l'égard des quatre stades larvaires de *Cx. pipiens molestus* suivie par *P. uncata*; *C. punctata* et *I. cimiciodes*.

4.5.2. Effet toxique de trois plantes

Les plantes médicinales est une autre méthode de la lutte biologique, elles renferment une gamme variée de composés bioactifs telle que les flavonoïdes, les polyphénols les lignanes, les alcaloïdes, les terpénoïdes et les coumarines ([Chattopadhyay et Naik, 2007](#); [Chattopadhyay et al., 2015](#)). Ces composants sont caractérisés par leur biodégradabilité et présentent un risque minimal qui peut favoriser le développement d'une résistance ([Hikal et al., 2017](#); [Martello et al., 2019](#); [Priya et al., 2023](#)). Les extraits et les huiles essentielles de ces plantes sont des produits phytochimiques, présentent des effets remarquables contre les

œufs, les larves et les adultes de moustiques, ils agissent comme des agents répulsifs et toxiques, inhibent la ponte et bloquent l'éclosion des œufs et l'émergence des adultes (Bakkali *et al.*, 2008; Baz *et al.*, 2022). Plusieurs facteurs agissent sur les effets des extraits de plante, comprenant l'espèce de moustiques concernée, l'espèce végétale utilisée, les parties de la plante employées, les caractéristiques géographiques, la méthode d'extraction, ainsi que la polarité des solvants employés (Ghosh *et al.*, 2012).

Les huiles essentielles sont des complexes de substances volatiles et lipophiles synthétisé par les plantes aromatiques. Elles se présentent principalement par les sesquiterpénoïdes, les monoterpénoïdes et les phénylpropanoïdes (Khater, 2013; Maggi et Benelli, 2018). Elles jouent un rôle très important contre la propagation des virus; des bactéries et des insectes, ce sont aussi des antifongiques et antiparasitaires (Maggi et Benelli, 2018). Les huiles essentielles constituent un groupe de bio-insecticides qui ciblent principalement diverses fonctions chez l'insecte, que soit comportementales, métaboliques, physiologiques et biochimiques, cela par absorption, inhalation ou ingestion (Khan et Mukhtar, 2013).

Afin de prouver l'efficacité de ces extraits de plantes sur les moustiques, de nombreuses études ont été menées par certains groupes de chercheurs. Les travaux réalisés par Vera *et al.* (2014) révèlent que, l'application de dix huiles essentielles *Cymbopogon flexuosus*, *Tagetes lucida*, *Lippia alba*, *Cananga odorata*, *Lippia organosides*, *Eucalyptus citriodora*, *Cymbopogon citratus*, *Citrus sinensis*, *Swinglea glutinosa* et d'un mélange de d'huiles essentielles de *Lippia alba* et de *Lippia organosides*, ces huiles ont été appliqués à l'égard des larves de troisième et de quatrième stade d'*Ae. aegypti*. La concentration létale CL50 de toutes les huiles essentielles a présenté une activité toxique, à l'égard des larves de deux stades. L'activité la plus élevée a été enregistrée chez les larves traitées par les huiles de *Cymbopogon flexuosus*. Les huiles essentielles des feuilles de *Persea americana* appliqués contre les larves de *Cx. quinquefasciatus* présentent une action inhibitrice de la croissance de ces larves à des valeurs de 26,73 % et 16,83 % respectivement suite au traitement par deux concentrations: 800 et 50 mg/L. Ces huiles provoquent une mortalité, induit par les deux concentrations 800 et 50 mg/L et respectivement: 57,50 % et 40 %; une diminution de la pupaison de 53,75%, ce qui a entraîné une prolongation du cycle de développement de 14,14 jours comparativement aux témoins 12 jours. Concernant les adultes, le taux de l'émergence était respectivement de 22,36 % et 21,81 %, avec une prolongation de 15,88 jours et un retard de 13,62 jours (Granados-Echegoyen *et al.*, 2015). Les larves du quatrième stade de *Cx. pipiens*, exposées aux concentrations létales des HE d'*Ocimum basilicum* respectivement la

CL50 et la CL90 (73,45 ppm et 101,20 ppm), ont manifesté une toxicité par des altérations comportementales, telles que l'immersion au fond du récipient et une immobilité persistante jusqu'à leur décès (Dris *et al.*, 2017). Celles extraites de *Cinnamomum verum* appliquées sur les œufs de *Cx. quinquefasciatus* selon trois concentrations (12,5, 25 et 50 ppm) ont provoqué une inhibition totale de l'éclosion après 72 heures d'application. Parallèlement, des altérations morphologiques ont été observées au niveau des radeaux des œufs, entraînant la perte de leur couleur blanche et leur séparation les uns des autres. Les concentrations de 25 ppm et 50 ppm ont démontré une mortalité totale de 100% chez les larves du troisième stade de *Cx. quinquefasciatus* (Nakasen *et al.*, 2021). Les doses létales, CL50 et CL90 des HE de *Citrus reticulata* estimées respectivement à 47,26 ppm et 61,56 ppm, ont induit une mortalité significative et un retard de développement chez les larves de quatrième stade d'*Ae. aegypti* (Kaur *et al.*, 2022). D'autres études ont été réalisées par Aissaoui *et al.*, (2023) montrent l'effet de différentes concentrations de HE de *Laurus nobilis* à l'égard des larves de troisième et quatrième stades de l'espèce *Cx. pipiens*. Les larves du troisième stade ont été exposées aux deux doses létales, à savoir CL50 et CL90, estimées respectivement à 3,74 µl/l et 14,47 µl/l. De même, les larves du quatrième stade ont été soumises aux doses létales CL50 et CL90, estimées à 18 µl/l et 39,08 µl/l, respectivement, qui présentent un effet se traduit par une prolongation de la période de développement de ces larves et une perturbation de la reproduction. Les recherches menées par Abdelali *et al.*, (2023) révèlent que, l'HE d'*Artemisia herba-alba* appliquée sur les larves et les nymphes de *Cx. pipiens*, présente une propriété toxique en corrélation avec le temps d'exposition et la concentration appliquée (dose-réponse).

D'autres études menées par Munusamy *et al.*, (2016), indiquent que l'extrait méthanolique des racines de *Rubia cordifolia* appliqué sur les œufs de *Cx. quinquefasciatus* et *Ae. aegypti* avec une concentration de 500 mg/L, présente un effet toxique et une mortalité respective de 82,40 % et 70,40 %. Les doses létales du même extrait, CL50 de 102,23 mg/L et CL90 de 350,20 mg/L ont été appliquées sur les larves d'*Ae. aegypti*, cela a provoqué un effet toxique à l'égard de cette espèce. D'autres études ont été réalisées sur les extraits aqueux de deux plantes *Drimia maritima* (Asparagales: Asparagaceae) et de *Borago officinalis* (Lamiales: Boraginaceae) ont révélé une toxicité significative à l'égard des larves du quatrième stade de *Cx. pipiens* (Djeddar *et al.*, 2021).

Dans cette étude, on a testé les propriétés des HE extraites de trois plantes, à savoir *Ferula communis*, *Thapsia garganica* et *Datura innoxia*, ainsi que les extraits aqueux de *Thapsia*

garganica dont le but d'évaluer leur potentiel toxique envers les larves de quatrième stade de *Cx. pipiens molestus*. Les HE des trois plantes n'ont présenté aucun effet larvicide. Cependant, les extraits aqueux des fleurs et des racines de *T. garganica* ont prouvé un effet larvicide et une efficacité importante avec une corrélation dose-réponse en fonction du temps d'exposition.

En Algérie, des études récentes ont porté sur les HE des différentes parties aériennes de *Thapsia garganica*. Les composants de ces derniers sont différents aux composants de l'HE des racines, dont le p-vinylguaïacol est le principal composant volatil des fleurs (62%), des feuilles (61%) et des tiges (59%) (**Ladjet et al., 2011**). Alors que, le principal composant de *Thapsia garganica* d'origine Italienne est le chamazulène représenté par (49,2%) (**Casiglia et al., 2016**). Toutes les parties de *Thapsia garganica* sont toxiques ayant un effet irritant sur la peau, particulièrement les racines (**Hammiche et al., 2015**) contenant des composés volatils comme: les lactones sesquiterpènes, δ -cadinène, α - et δ -guaiène, élémol, guaiol et la thapsigargine (**Drew et al., 2012**). L'écorce des racines renferme une résine très agressive et plus toxiques, comparativement aux autres parties de la plante. La toxicité se manifeste par la présence de lactones sesquiterpéniques et notamment de la thapsigargine (**Mohamed Ibrahim et al., 2018**). Selon **Hammiche et al., (2013)** Thapsigargine est le composant majeure et présentant le principe actif de *Thapsia garganica* extraits des racines et de fruits, il se présente en faible quantité environ 0,1%. Le Thapsigargine induit la réponse inflammatoire sur la peau, il se fixe sur les récepteurs des basophiles, mastocytes, polynucléaires et les plaquettes qui sécrètent l'histamine en réponse à plusieurs stimulus. L'histamine est un vasodilatateur puissant, qui provoque l'augmentation de la perméabilité capillaire (**Hosea et Brian, 2007**). De plus, c'est un produit chimique naturel, il induit la mort cellulaire via l'inhibition de l'enzyme endo/sarcoplasmique calcium ATPase.

4.5.2.1. Effet des extraits aqueux sur les biomarqueurs

Le terme biomarqueur se réfère à tous les paramètres biochimiques, cellulaires, physiologiques ou comportementaux qui peuvent être mesurés dans les tissus ou les fluides d'un organisme ou sur l'organisme entier, pour mettre en évidence l'exposition à, ou les effets, d'un ou plusieurs contaminants (**Depledge, 1994**). Ainsi, le biomarqueur mesuré sur un organisme (au niveau infra-cellulaire, cellulaire ou tissulaire) peut être interprété comme une réponse adaptative à un stress, telle qu'une pression toxique, ou encore comme un signal d'alerte d'apparition ultérieure de perturbations du fonctionnement de l'organisme, voire de

sa population (Forbes *et al.*, 2006; Galloway *et al.*, 2006; Dagnino *et al.*, 2008). Donc l'utilisation de ces indicateurs peut permettre de détecter des signes préliminaires de perturbations dans le fonctionnement normal de l'organisme avant que des dommages graves ne se produisent, il forme un outil d'alerte précoce pour la protection de la santé publique et de l'environnement. Ils permettent de prendre des mesures correctives avant que les effets néfastes ne deviennent irréversibles (Krawczyński *et al.*, 2000 et Depledge, 2020). L'exposition prolongée à une concentration adéquate et à une durée suffisante des stress environnementaux et des agents toxiques, entraîne une variété de dysfonctionnements dans l'organisme d'un être vivant, incitant l'organisme à s'adapter par le biais de mécanismes biologiques. La mesure des biomarqueurs dans les tissus constitue une réponse adaptative à ces xénobiotiques (Garric *et al.*, 2010).

On a procédé dans cette étude à l'évaluation des effets des extraits aqueux de la plante testée, sur les biomarqueurs chez les larves de *Cx. pipiens molestus*. Dans ce contexte, nous avons estimé l'effet des extraits aqueux des fleurs et des racines de *Thapsia garganica* sur l'activité des biomarqueurs : la glutathion S-transférase liés au stress oxydatif; l'acétylcholinestérase lié à la neurotoxicité et le malondialdéhyde lié à la peroxydation lipidique, cela chez les larves du quatrième stade, selon les périodes de traitement (24h, 48h et 72 h).

Effet sur l'activité spécifique de l'ACHé: L'acétylcholinestérase est une enzyme essentielle dans le système nerveux ciblée par les produits utilisés dans la lutte contre les insectes, les insecticides. C'est un neurotransmetteur libéré par des synapses du système nerveux dans la fente synaptique impliqué dans la transmission des impulsions neuronales (Thany *et al.*, 2010; Kim *et al.*, 2015; Bezerra da Silva *et al.*, 2016). Cette enzyme assume un rôle crucial en entravant le processus d'hydrolyse de l'acétylcholine, le convertissant ainsi en choline et acide acétique, il contribue à interrompre la stimulation du récepteur, entraînant ainsi l'arrêt du processus de repolarisation de la membrane (Soreq et Zakut, 1993; Charpentier *et al.*, 2000; Zimmerman et Soreq, 2006). L'inhibition de cette enzyme sous l'effet de divers types de toxiques conduit à une accumulation constante et significative d'acétylcholine au niveau des synapses nerveuses (Kagabu *et al.*, 2004; Zimmerman et Soreq, 2006; Bodereau-Dubois *et al.*, 2012; Calas-list *et al.*, 2013). Cela induit une libération incontrôlée et une transmission persistante de l'influx nerveux, engendrant diverses complications telles que l'hyperexcitation, les convulsions, la paralysie des pièces buccales des insectes engendrant l'arrêt de se nourrir et ultimement la mort de l'insecte (Badilla, 1995; Bocquené, 1996; Bainsy, 2000; Benzidane *et al.*, 2011; Pavela, 2016; Hadidy *et al.*, 2022). L'interaction

prolongée avec des concentrations spécifiques d'insecticides sur une période déterminée entraîne une inhibition de l'activité de l'enzyme acétylcholinestérase, induisant un trouble physiologique caractérisé principalement par des modifications ou altérations fonctionnelles du système nerveux, se manifestant par une neurotoxicité (Samuel et Laurent, 2005; Braquenier, 2009).

Les huiles essentielles des plantes se compose d'un groupe de composés chimiques bioactifs, sont des mono- et des sesquiterpénoïdes qui affectent les insectes et entraîne une neurotoxicité selon plusieurs modes d'action, cela se fait en ciblant l'acétylcholinestérase (Mills et al., 2004; El-Wakeil, 2013; Abdullah et al., 2015; Isman, 2020). Ces composants inhibent l'activité enzymatique de l'AChE et présentent une action similaire à celle produite par les organophosphates et les carbamates (Isman, 2000 et Zarrad et al., 2015).

L'analyse des résultats de l'activité spécifique de l'AChE chez les larves de quatrième stade de *Cx. pipiens molestus*, traitées par les extraits aqueux des fleurs et des racines de *Thapsia garganica* à la CL50 et CL90 pendant 24heurs, révèle une diminution significative. Cette diminution peut être expliquée par l'effet inhibiteur des composants de ces extraits sur l'AChE. Les larves montrent des symptômes de ralentissement de leurs mouvements, convulsions puis une paralysie.

Selon López et al., (2019), les HE obtenue à partir des feuilles d'*Origanum syriacum* appliquées contre l'espèce *Cx. quinquefasciatus*, l'effet de deux doses de la CL50 à deux estimations : 32,4 mg L⁻¹ et 28,1 µg cm⁻². Ces huiles appliquées sur les larves du troisième stade et les adultes de *Cx. quinquefasciatus*. D'autre part les résultats obtenu par Tine et al., (2021) concernant l'activité larvicide de *Laurus nobilis* appliqué sur les larves du quatrième stade nouvellement exuvie ont présente une activité neurotoxique. Cela par l'inhibition de l'activité de l'AChE chez les séries traitées comparativement aux séries témoins. Le même produit (HE de *Laurus nobilis*) a été utilisé par Bouzidi, (2021), deux doses (CL25 et CL50) appliquées sur les larves du quatrième stade de *Cx. pipiens* (pendant 24h, 48h et 72h) ont provoqué un effet inhibiteur de l'activité de l'AChE chez ces larves. Les études réalisées par Demouche et al., (2023) révèlent que les doses létales (CL50: 1,10 mg/mL et CL90: 4,37 mg/mL) de l'extrait méthanolique brut de l'Asteraceae *Cotula cinerea* algérienne appliqué sur les larves du quatrième stade et les nymphes de *Cx. pipiens*, pendant 48 h ont provoqué une inhibition de l'activité spécifique de l'acétylcholinestérase. En outre Riaz, (2023) a testé l'effet des extraits méthanoliques des feuilles de trois plantes: *Eucalyptus globules*; *Mentha spicata*

et *Calotropis procera* appliqués par fumigation sur les adultes d'*Ae. aegypti* à trois doses (0,2 mg/ml, 0,4 mg/ml et 0,6 mg/ml) pendant 24 heures d'exposition, ce qui a entraîné une neurotoxicité se traduisant par une diminution de l'activité de l'AChE chez les séries traitées comparativement au séries témoins. La forte inhibition a été marquée chez les séries traitées par l'extrait de *Mentha spicata*. Cependant, [Eltak et al., \(2023\)](#) a étudié la toxicité de la dose létale (CL50) des extraits éthanoliques de trois types d'algues brunes et vertes (*Chaetomorpha linum*, *Ulva Intestinalis* et *Sargassum dentifolium*) sur les larves du troisième stade de *Culex pipiens*. Les résultats ont indiqué une inhibition de l'activité de l'acétylcholinestérase chez les larves traitées, en contraste avec les larves témoins. Néanmoins [de Castro et al., \(2023\)](#) ont traité les larves de *Culex quinquefasciatus* à la dose létale (CL50: 1,43 mg/mL) de l'HE des feuilles de *Cinnamodendron dinisii* pendant 24h. Cela a provoqué une inhibition de l'activité de l'AChE. Les HE de cette plante renferment des composant majeurs représenté principalement par le bicyclogermacrène et des composants mineurs: aromadendrene, α -copaène, dryménol, σ - et β -élémane, ces composant forment une forte affinité avec l'AChE. En plus, les terpènes et leurs dérivés présentent une activité larvicide contre les larves de troisième stade d'*Ae. aegypti*. la protéine porteuse de stérol (SCP-2) et l'acétylcholinestérase (AChE) entre en une interaction, où les groupes époxydes dans la structure des terpènes entravent l'activité larvicide, tandis que la lipophilie joue un rôle important dans l'amélioration de l'activité biologique ([Cruz-Castillo et al., 2023](#)).

Effet sur l'activité spécifique des GSTs: Les glutathion S-transférases font partie de la famille supergène des enzymes microsomique, cytosolique, mitochondrial et peroxysomal impliqués dans la détoxification de phase II du métabolisme des grande variété de molécules toxiques pour protégé les cellules vivantes ([Enayati et al., 2005](#); [Hayes et al., 2005](#); [Casida 2011](#); [Adeyi et al., 2015](#)). Cette enzyme à plusieurs fonctions vitales, comprenant la biosynthèse d'hormones, le transport intracellulaire, et la protection contre le stress oxydatif, elle assure la réaction de conjugaison qui en résulte à la formation de modifications post-traductionnelles sensibles au rédox sur les protéines: S-glutathionylation ([Enayati et al., 2005](#); [Mazari et al., 2023](#)). Les GST exercent également une fonction catalytiques, ils assurent la régulation des voies de signalisation induites par le stress qui régissent la prolifération cellulaire et l'apoptose ([Mazari et al., 2023](#)).

L'activité spécifique de la GSTs a augmenté significativement, chez les larves du quatrième stade de *Cx. pipiens* traitées à la CL90, avec les extraits aqueux des fleurs et des racines de *T. garganica*. Cela pourrait s'expliquer par l'intervention de l'enzyme dans le processus le

processus de détoxification via la biotransformation des molécules bioactives, contenus dans les extraits aqueux. Dans ce contexte, il existe d'autres résultats similaires obtenus par de nombreux chercheurs.

Les études réalisées par [Intirach et al., \(2018\)](#) révèlent l'effet des HE de *Petroselinum crispum* (Umbelliferae) appliquées à l'égard des larves d'*Ae. aegypti* du quatrième stade à zéro jour, pendant 24 h, entraîne une augmentation significative de l'activité spécifique de la glutathion S-transférase (GST). Selon [Zeghib et al., \(2020\)](#), l'activité spécifique de GSTs chez les larves de quatrième stade de *Cx. pipiens* traitées par les HE de *Rosmarinus officinalis* marque une augmentation significative. Le même résultat a été obtenu par [Azmy et al., \(2021\)](#), une augmentation de l'activité spécifique du GST a été signalée chez les larves de troisième stade de *Cx. pipiens* traitées par une concentration mortelle d'HE de *Citrus sinensis* (L.). Cependant ([Djeddar, 2022](#)) mentionne que, les larves du quatrième stade de *Cx. pipiens* traités par les extraits aqueux de *Drimia maritima*, *Artemisia absinthium* et *Borago officinalis* présentent une activité spécifique de cette enzyme, avec une augmentation significative, pendant les différents temps de l'expérience. En outre, [Khaldi et al., \(2022\)](#) ont également prouvé ce résultat grâce à une étude menée sur les HE d'amande de *Melia azedarach* L, les doses létales CL50 et CL90 appliquées à l'égard des larves du quatrième stade de *Cx. pipiens* a activé le système de détoxification. Cette activation se manifeste par une augmentation de l'activité spécifique de la glutathion S-transférase (GST).

Effet sur l'activité spécifique de la MDA: Chez les insectes, les lipides constituent une réserve nutritionnelle importante ([Reynolds et al., 2012](#)). Ils assurent diverses fonctions, ils sont nécessaires pendant la période de diapause de l'insecte ([Hahn et Denlinger, 2007](#)). Ils jouent également un rôle essentiel dans le maintien de l'intégrité des cellules et dans le soutien de leur fonctionnement normal au sein de l'organisme ([Klowden, 2007](#)). Les facteurs de stress environnementaux induisent le phénomène du stress oxydatif chez les insectes ([Kodrík et al., 2015](#)).

La peroxydation lipidique, la dégradation des lipides membranaires et la génération d'espèces réactives de l'oxygène (ROS) sont des processus qui entraînent des modifications de la structure et de la fluidité membranaires, ce qui se traduit par des dommages et une lyse cellulaires ([Mehta et al., 1998](#); [Khodr et Khalil, 2001](#); [Pavlick et al., 2002](#); [Van der Vaart et al., 2004](#)). Dans ce cas, afin d'assurer un bon fonctionnement et la fluidité des cellules, l'organisme produit et stocke de plus grandes quantités de lipides membranaires ([Mamai,](#)

2014). Chez les insectes le malondialdéhyde (MDA) joue un rôle important dans la détoxification des agents xénobiotiques et endogènes (Prapanthadara *et al.*, 2000 et Owokotomo *et al.*, 2015). Il est généré à la peroxydation des acides gras polyinsaturés de la membrane cellulaire, est un biomarqueur essentiel utilisé pour estimer le niveau de stress oxydatif dans les échantillons (Saraiva *et al.*, 2017; Cordiano *et al.*, 2023). Ce biomarqueur induit des perturbations au niveau de l'ADN, se manifestant par des ruptures de brins simples, ce qui entraîne des effets mutagènes (Esterbauer *et al.*, 1990; Qadri *et al.* 2023), il interagit avec les groupements aminés libres des protéines, les phospholipides et les acides nucléiques, induisant ainsi des modifications structurelles et conduisant à la mort des cellules (Pandey et Rizvi, 2010).

Les résultats obtenus lors de cette étude révèlent, une augmentation significative du taux de l'MDA chez les séries traitées à la CL50 de l'extrait aqueux des fleurs, après 72h et chez les séries traitées à la CL90 des fleurs et des racines pendant (24h; 48h et 72h).

Dans ce contexte, plusieurs études ont été réalisées. Les études menées par Bouzidi, (2021) révèlent une augmentation significative du taux de l'MDA, chez les larves du quatrième stade de *Cx. pipiens* et *Cs. longiareolata* traitées par les HE de *Laurus nobilis* selon différentes périodes et comparativement aux témoins. D'après Alanazi *et al.*, (2022), les larves de *Hyalomma anatolicum* exposées à la CL50 et à la dose sublétalement CL25 des HE des graines d'*Elettaria cardamomum*, après 24 heures, les résultats ont indiqué une augmentation significative de l'activité du malondialdéhyde (MDA) comparativement au groupe témoin. Les études menées par Khoobdel *et al.*, (2022) révèlent que, la CL50 de la lectine extraite à partir de *Polygonum persicaria* L appliquée par fumigation sur les adultes de *Sitophilus oryzae* L (Coleoptera: Curculionidae) entraîne une augmentation significative de l'activité du malondialdéhyde. Cette augmentation a également été enregistrée par Farahani et Bandani, (2023). Selon l'étude menée sur l'effet des HE de *Satureja khuzistanica* Jamzad et *Thymus daenensis* appliqués à l'égard des papillons adultes de *Ectomyelois ceratoniae* par fumigation à une dose sublétalement (CL30) pendant 24h d'exposition. Ces huiles provoquent une augmentation significative du taux de (MDA) chez les individus traités par rapport aux témoins. Aboelhadid *et al.*, (2023) ont étudié l'effet de l'HE de géranium, sous forme de nano-émulsion (GN) et l'huile de graines de sésame (SO) à une dose létale CL50 appliquée par fumigation, sur les larves du troisième stade et les pupes de *Cx. pipiens* et *Musca domestica*, ainsi que les adultes du coléoptère rouge de la farine *Tribolium castaneum*. Après une période d'exposition de 24 h, tous les résultats indiquent une augmentation significative

du taux de malondialdéhyde (MDA) dans les séries traitées par rapport aux séries témoins. L'effet des HE de *Cymbopogon citratus* a été étudié par [Akinbosola et al., \(2023\)](#), une concentration de 5 mL/kg a été appliquée à l'égard des deux sexes des rats Wistar. Les résultats ont présenté une augmentation significative du taux de malondialdéhyde (MDA) chez les séries traitées comparativement aux séries témoins.

Cette augmentation enregistrée de l'activité spécifique de malondialdéhyde chez les insectes traités aux huiles essentielles des plantes constitue un indicateur de la peroxydation lipidique résultant d'un stress oxydatif au sein des cellules. ([Pinho et al., 2014](#); [Lalouette et al., 2011](#); [Shahriari et al., 2018](#)). Ce stress oxydatif entraîne la formation des espèces réactives de l'oxygène (ROS) ([Rahman et Macnee, 2000](#); [Wang et al., 2001](#)). Ce sont des produits naturels formés à partir du métabolisme normal, comprenant les peroxydes inorganiques et organiques, les radicaux libres ainsi que les ions oxygène. Ils sont caractérisés par leur petite taille et leur grande réactivité ([Kamata et Hirata, 1999](#); [Dalton et al., 1999](#)). La production de ces espèces réactives de l'oxygène augmente dans les cellules, ce qui provoque une Oxydation des protéines; peroxydation des lipides; un dommage au niveau de l'ADN; inhibition de certains enzymes induisant, ainsi des dommages structurels au niveau cellulaire et tissulaire ([Wang et al., 2001](#); [Melusova et al., 2014](#); [Géret et al., 2002](#)).



*CONCLUSION ET
PERSPECTIVES*

5. CONCLUSION ET PERSPECTIVES

La première partie de ce travail consiste, en une étude systématique des larves et des adultes de moustique collectés au cours d'une année. L'inventaire a été effectué dans 23 sites au niveau de la Wilaya d'Annaba. Cela a permis de mettre en évidence l'identification systématique de huit espèces de Culicidae, appartenant à trois genres: *Culex*, *Culiseta* et *Aedes*. D'après les résultats obtenus, il l'espèce *Cx. pipiens* occupe la première position en termes du nombre d'individus collectés par rapport aux autres espèces pendant les quatre saisons d'étude. L'analyse de l'abondance relative spécifique a révélé que *Cx. pipiens* est la plus abondante suivie par *Cx. impudicus* et en troisième position l'espèce *Ae. albopictus*.

La lutte contre les moustiques repose actuellement sur l'emploi de pesticides chimiques, présentant toutefois de multiples effets néfastes sur l'environnement et d'autres organismes non ciblés, entraînant un déséquilibre écologique. Face à ces enjeux, les scientifiques s'orientent vers des alternatives telles que la lutte biologique, mettant en avant des solutions comme l'utilisation d'insectes prédateurs et d'extraits de plantes médicinales ou toxiques.

Dans ce contexte on a procédé à la détermination du potentiel prédateur de quelques espèces associées d'invertébrés culiciphages. Les espèces prédatrices testées sont *N. glauca*; *C. punctata*; *I. cimicoides*; la larve d'Anisoptères *S. striolatum* et une espèce d'hydracarien *P. uncata* appliqués à l'égard des quatre stades larvaires de *Cx. pipiens molestus* pendant deux phases photopériodiques différentes (Lumineuse et obscurité). Ces espèces ont présenté un potentiel prédateur considérablement variée, cela en fonction des stades larvaires et de la photopériode. La larve *S. striolatum* a présenté une activité prédatrice la plus élevée à l'égard des quatre stades larvaires de *Cx. pipiens molestus* pendant les deux phases photopériodiques. Les larves du deuxième stade sont les plus privilégiées.

Comme on a accomplie un moyen de lutte antilarvaire, par l'utilisation de quelques extraits de plantes. Pour cela on a testé l'effet larvicide des huiles essentielles de trois plantes: *F. communis* L; *T. garganica* L et *D. innoxia* Mill; ainsi que les extraits aqueux de *T. garganica*, qui ont été appliqués sur les larves du quatrième stade de *Cx. pipiens molestus* nouvellement exuviées. Les huiles des trois plantes n'ont présenté aucun effet toxique. Alors que les extraits aqueux, des fleurs et des racines de *T. garganica* ont présenté un effet insecticide avec une relation dose-réponse. L'extrait de racines a présenté l'effet larvicide le plus marqué comparativement aux extraits de fleurs de *T. garganica*. Les doses létales CL50 et CL90 ont été déterminées selon des bios essais toxicologiques appropriés.

Les larves du quatrième stade de *Cx. pipiens molestus* nouvellement exuviées, ont été traitées par deux doses létales la CL50 (338,1; 143,5 µl/ml) et CL90 (1159; 419,7 µl/ml) des extraits aqueux des fleurs et racines. Ces doses ont induit une inhibition de l'activité spécifique de l'acétylcholinestérase (AChE) chez *C. pipiens molestus*. En outre, elles ont entraîné une augmentation de l'activité de la glutathion-S-transférase (GST) dans les groupes traités par rapport aux témoins, suggérant l'activation d'un système de détoxification. Par ailleurs, l'activité spécifique du biomarqueur malondialdéhyde (MDA) a également montré une augmentation.

Pour compléter et poursuivre cette étude, il est essentiel d'aborder les points suivants:

- ✚ Dans le cadre de la lutte contre les moustiques, il est nécessaire de mener une étude approfondie sur l'utilisation de produits naturels, en mettant un accent particulier sur le développement de méthodes naturelles telles que la prédation et l'extraction de divers composants végétaux (comme les purins, extraits aqueux, extraits alcooliques, et huiles essentielles).
- ✚ Des études physiologiques à l'échelle organique chez le moustique, après traitement par les biocides afin de clarifier l'action des toxines au niveau cellulaire et tissulaire.
- ✚ Dans le but de valoriser les résultats de cette recherche, une analyse chimique des extraits aqueux issus des fleurs et des racines de *Thapsia garganica* est envisagée. Cette analyse vise à identifier les composés de base et les éléments actifs présents, qui exercent un effet direct sur les larves de moustiques.



RESUMES

6. RESUME

L'objectif de cette étude consiste à effectuer un inventaire saisonnier en vue d'identifier systématiquement les espèces de moustiques, présentes dans les quatre stations de la Wilaya d'Annaba. Cet inventaire a révélé l'existence de huit espèces classées sous trois genres. Le suivie de développement larvaires de l'espèce *Cx. pipiens* récolté au niveau de quatre stations d'études situées dans la ville d'Annaba (El-Bouni, Cité 1320 logements; Sidi Ammar, Cité universitaire-Chlef; Oued El-Forcha, Cité CNEP; Oued E-Dheb, Cité 11 Décembre) pendant les quatre saisons de l'année 2018-2019 (Hiver; Printemps; Eté et Automne) révèle que la température ambiante influence de manière significative la durée du développement de l'espèce *Cx. pipiens*. Dans le cadre de développement des différentes stratégies de lutte biologique contre les moustiques, on a testé le potentiel prédateur de quelques espèces d'arthropodes (*N. glauca*; *C. punctata*; *I. cimicoides*; la larve d'Anisoptères *S. striolatum* et une espèce d'hydracarien, *P. uncata*). Les résultats révèlent une efficacité notable de ces insectes à l'égard des quatre stades larvaires de *Cx. pipiens molestus*. Le potentiel prédateur la plus importante a été enregistré chez la larve d'Anisoptères *S. striolatum* estimé à $(43,5 \pm 8,58)$ à l'égard des larves de deuxième stade (L2) de *Cx. pipiens molestus*. D'autre part on a testé la toxicité de quelques extraits de plantes médicinales et toxiques, les HE extraites à partir des fleurs de (*F. communis* et *T. garganica*) et des feuilles de *D. innoxia* ne présentent aucun effet toxique à l'égard des larves de quatrième stade (L4) de *Cx. pipiens molestus*. Par ailleurs, les extraits aqueux dérivés des racines et des fleurs de *T. garganica* ont démontré un effet marqué contre les larves de quatrième stade de *Cx. pipiens*. Cette effet se traduit par une mortalité observée présentée par une valeur de $(80,66 \pm 39,79)$ chez les séries traitées par la forte concentration (1400 µl/ml) de l'extrait aqueux des fleurs et $(80,67 \pm 39,63)$ chez les séries traitées par la forte concentration (600 µl/ml) de l'extrait aqueux des racines. Les doses létales la CL50 et la CL90 des extraits aqueux des racines et des fleurs de *T. garganica* ont provoqué une action neurotoxique, qui apparaît par l'inhibition de l'activité spécifique de l'AChE, le système de détoxification est induit. Cette activité de détoxification se traduit par l'augmentation de l'activité spécifique de la GST et MDA.

Mots clés: Inventaire, *Cx. pipiens molestus*, *Thapsia garganica*, Extraits aqueux, Toxicité.

ABSTRACT

The objective of this study is to conduct a seasonal inventory in order to systematically identify the mosquito species present in the four stations of the Annaba Wilaya. This inventory revealed the existence of eight species classified under three genera. The monitoring of larval development of the species *Cx. pipiens*, collected from four study stations located in the city of Annaba (El-Bouni, Cité 1320 logements; Sidi Ammar, Cité universitaire-Chlef; Oued El-Forcha, Cité CNEP; Oued E-Dheb, Cité 11 Décembre) during the four seasons of the year 2018-2019 (Winter, Spring, Summer, and Autumn), reveal that ambient temperature significantly influences the duration of the development of the *Cx. pipiens* species. As part of the development of various biological control strategies against mosquitoes, the predatory potential of several arthropod species (*N. glauca*, *C. punctata*, *I. cimicoides*, the larva of the dragonfly *S. striolatum*, and a species of water mite, *P. uncata*) was tested. The results reveal a notable effectiveness of these insects against the four larval stages of *Cx. pipiens molestus*. The highest predatory potential was recorded in the larva of the dragonfly *Sympetrum striolatum*, estimated at (43.5 ± 8.58) concerning the second-stage larvae (L2) of *Cx. pipiens molestus*. On the other hand, the toxicity of some medicinal and toxic plant extracts was tested. The essential oils extracted from the flowers of (*F. communis* and *T. garganica*) and the leaves of *D. innoxia* showed no toxic effect on the fourth-stage larvae (L4) of *Cx. pipiens molestus*. Furthermore, aqueous extracts derived from the roots and flowers of *T. garganica* demonstrated a marked effect against the fourth-stage larvae of *Cx. pipiens*. This effect is reflected by observed mortality rates, with a value of (80.66 ± 39.79) in the groups treated with the high concentration (1400 $\mu\text{l/ml}$) of the flowers extract and (80.67 ± 39.63) in the groups treated with the high concentration (600 $\mu\text{l/ml}$) of the roots extract. The lethal doses, LC50 and LC90, of the aqueous extracts from the roots and flowers of *T. garganica* induced neurotoxic effects, evidenced by the inhibition of the specific activity of acetylcholinesterase (AChE). This detoxification system is induced, resulting in an increase in the specific activity of glutathione S-transferase (GST) and malondialdehyde (MDA).

Keywords: Inventory, *Cx. pipiens molestus*, *Thapsia garganica*, Aqueous extracts, Toxicity.

الهدف من هذه الدراسة هو إجراء جرد موسمي من أجل تحديد أنواع البعوض الموجودة في المحطات الأربع لولاية عنابة بشكل منهجي. وقد كشف هذا الجرد عن وجود ثمانية أنواع مصنفة تحت ثلاثة أجناس. كما أن متابعة تطور اليرقات لنوع *Cx. pipiens* الذي تم جمعه في أربع محطات دراسية تقع في مدينة عنابة (البوني، حي 1320 مسكن؛ سيدي عمار، الإقامة الجامعية "شلف"؛ وادي الفرشة، حي CNEP؛ وادي الذهب، حي 11 ديسمبر) خلال الفصول الأربعة للعام 2018-2019 (الشتاء؛ الربيع؛ الصيف والخريف) تكشف أن درجة حرارة المحيط تؤثر بشكل واضح على مدة تطور النوع *Cx. pipiens*.

في إطار تطوير استراتيجيات مختلفة للمكافحة البيولوجية ضد البعوض، تم اختبار القدرة الإفتراضية لبعض أنواع المفصليات (مثل *N. glauca*؛ *C. punctata*؛ *l. cimicoides*؛ يرقة اليعسوب *S. striolatum* ونوع من العناكب المائية، *P. uncata*). كشفت النتائج عن فعالية ملحوظة لهذه الحشرات تجاه المراحل اليرقية الأربع للنوع *Cx. pipiens molestus* وتم تسجيل أعلى قدرة إفتراضية عند يرقة اليعسوب *S. striolatum*، حيث قدرت بـ (8.58±43.5) تجاه اليرقات من المرحلة الثانية (L2) من *Cx. pipiens molestus*.

من جهة أخرى، تم اختبار سمية بعض مستخلصات النباتات الطبية والسامة. الزيوت الأساسية المستخلصة من أزهار *F. communis* و *T. garganica* وأوراق *D. innoxia* لم تظهر أي تأثير سام تجاه اليرقات من المرحلة الرابعة (L4) من *Cx. pipiens molestus*. مع ذلك، فقد أظهرت المستخلصات المائية المستخرجة من جذور وأزهار *T. garganica* تأثيراً واضحاً ضد اليرقات من المرحلة الرابعة. تمثل هذا التأثير في نسبة وفيات ملحوظة، حيث بلغت (39.79±80.66) في المجموعات المعالجة بتركيز عالٍ (1400 ميكرو لتر/مل) من المستخلص المائي للأزهار و (39.63±80.67) في المجموعات المعالجة بتركيز عالٍ (600 ميكرو لتر/مل) من المستخلص المائي للجذور.

الجرعات المميّنة CL50 و CL90 من المستخلصات المائية لجذور وأزهار *T. garganica* تسببت في تأثير عصبي سام، يظهر من خلال تثبيط النشاط النوعي لإنزيم AChE، كما تسببت أيضاً في تحفيز نظام إزالة السموم. يُترجم هذا النشاط من خلال زيادة النشاط النوعي لإنزيم GST ومستويات MDA.

الكلمات المفتاحية: الجرد، *Thapsia garganica*، *Cx. pipiens molestus*، المستخلصات المائية، السمية.



REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

8. REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

A

- Abdelali S.K., Souttou K., Kacimi-Elhassani M., Aissaoui L., & Bendachou H. (2023).** Chemical composition of *Artemisia herba-alba* essential oil and its larvicidal and pupicidal effects against *Culex pipiens* (Diptera; Culicidae). *Actualidades Biológicas*, 45(118). [DOI:10.17533/udea.acbi.v45n118a01](https://doi.org/10.17533/udea.acbi.v45n118a01).
- Abdullah F., Subramanian P., Ibrahim H., Abdul Malek S.N., Lee G.S., & Hong S.L. (2015).** Chemical composition, antifeedant, repellent, and toxicity activities of the rhizomes of galangal, *Alpinia galanga* against Asian subterranean termites, *Coptotermes gestroi* and *Coptotermes curvignathus* (Isoptera: Rhinotermitidae). *Journal of Insect Science*, 15(1), 7. <https://doi.org/10.1093/jisesa/>.
- Abdulloh A., Laojun S., Wichit S., Villarroel P.M.S., & Chaiphongpachara T. (2024).** Environmental dynamics and seasonal wing physiological changes of coastal mosquito vectors in Central Thailand. *Journal of Asia-Pacific Entomology*, 102228. <https://doi.org/10.1016/j.aspen.2024.102228>.
- Abiodun G.J., Maharaj R., Witbooi P., and Okosun K. (2016).** Modelling the influence of temperature and rainfall on the population dynamics of *Anopheles arabiensis*. *Malar J*, 15: 364-379. <https://doi.org/10.1186/s12936-016-1411-6>.
- Aboelhadid S.M., Abdel-Baki A.S., Hassan K.M., Ibrahim S.M., Al-Quraishy S., Hassan A.O., & Kamel A.A. (2023).** Insecticidal Efficacy of Geranium Oil Nanoemulsion and Synergism with Sesame Oil and their Acetylcholinesterase Inhibition. *Pak. J. Zool*, 1-17. <https://dx.doi.org/10.17582/journal.pjz/20220418100455>.
- Abouzeitoune M.H. (1991).** Evaluation de la lutte biologique des larves de *Culex pipiens pipiens* (Diptère: Culicidae) à l'aide de *Gambusia affinis* (Poisson Téléostéen). Effet de *Simotéphalus vitalus* (Crustacea: Cladocera). Thèse de magistère en Biologie et physiologie des Invertébrés, option Arthropodologie, Université d'Annaba.
- Abrid D. (2015).** Caractérisation physico-chimique, minéralogique et géochimique des sédiments de la retenue du barrage Sidi chahed et des sols du bassin versant de l'oued Mikkés. Thèse Doctorat, Univ. Moulaya Ismail, Maroc. 233p.
- Adeyi A.O., Akozi G.O., Adeleke M.A., Agbaogun B.K.O., & Idowu A.B. (2015).** Induction and activity of glutathione S-transferases extracted from *Zonocerus*

- variegatus* (Orthoptera: Pyrgomorphidae) exposed to insecticides. *International Journal of Tropical Insect Science*. 35(1) : 27-33. DOI: <https://doi.org/10.1017/S174275841400054X>.
- Afnor N. (1986).** Recueil des Normes Françaises « huiles essentielles », AFNOR. Paris. 57 p.
- Aguesse P., Dakki M., Gheit A., & Ramdani M. (1982).** Les Hétéroptères aquatiques du Maroc. Inventaire commenté. *Bull. Inst. Sci.*, 6, 125-138.
- Agyekum T.P., Botwe P.K., Arko-Mensah J., Issah I., Acquah A.A., Hogarh J.N., Dwomoh D., Robins T.G., & Fobil J.N. (2021)** A systematic review of the effects of temperature on Anopheles mosquito development and survival: implications for malaria control in a future warmer climate. *International journal of environmental research and public health*, 18(14), 7255. <https://doi.org/10.3390/ijerph18147255>.
- Aissaoui L., Bouaziz A., Boudjelida H., & Nazli A. (2023).** Phytochemical screening and biological effects of *laurus nobilis* (lauraceae) essential oil against mosquito larvae, *culex pipiens* (linneaus, 1758) (diptera: culicidae) species. *Applied Ecology & Environmental Research*, 21(1). http://dx.doi.org/10.15666/aeer/2101_287300.
- Aisy N.R., & Kusnoputranto H. (2024).** Climatic factors affecting the incidence rate of dengue haemorrhagic fever (DHF) in west Jakarta during 2015-2019. In AIP Conference Proceedings (Vol. 3001, No. 1). *AIP Publishing*. <https://doi.org/10.1063/5.0185295>.
- Ajeegah G.A., Sévilor K., Njiawouo-Pountigni E.N., & Menbohan F. (2014).** Morphologie et abondance des stades de développement d'*Ilyocoris cimicoïdes* Linné 1758 (Heteroptera: Naucoridae) dans un lac anthropisé en zone tropicale (Cameroun). *Journal of Applied Biosciences*, 79, 6926-6937. <http://dx.doi.org/10.4314/jab.v79i1.7>.
- Akaberi M., Iranshahy M., & Iranshahi M. (2015).** Review of the traditional uses, phytochemistry, pharmacology and toxicology of giant fennel (*Ferula communis* L. subsp. *communis*). *Iranian Journal of Basic Medical Sciences*, 18(11): 1050–1062.
- Akinbosola J.P., Ogungbemi S.I., Anigbogu C.N., & Jaja S.I. (2023).** Topical Application of Citral or *Cymbopogon citratus* Essential Oil Extracts Improved Liver and Antioxidant Enzymes in Wistar Rats. *University of Lagos Journal of Basic Medical Sciences*, 10(1-2).
- Alarie y. (1990).** Taxonomie assistée par ordinateur. Annale. Université de Laurentienne.
- Alfa k.D. (2000).** Analyse des huiles essentielles de quelques plantes de la flore de burkina

faso appartenant aux familles des lamiaceae (*hyptys spicigera* Lam., *hyptys suaveolens* poit., *ocimum amerianum* L.) et des poaceae (*cymbopon schoenanthus* (L) spreng, *cymbogon giganteus* chiov et *cymbogon citratus* (DC) Stapf). Thèse de Doctorat. Chimie organique. Université d'ouagadougou.

Alanazi A.D., Ben Said M., Shater A.F., & Al-Sabi M.N.S. (2022). Acaricidal, Larvacidal, and Repellent Activity of *Elettaria cardamomum* Essential Oil against *Hyalomma anatolicum* Ticks Infesting Saudi Arabian Cattle. *Plants*, 11(9), 1221. <https://doi.org/10.3390/plants11091221>.

Almeida J.F., Belchior H.C.M., Ríos-Velásquez C.M., & Pessoa F.A.C. (2020). Diversity of mosquitoes (Diptera: Culicidae) collected in different types of larvitrap in an Amazon rural settlement. *Plos one*, 15(10), e0235726. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0235726>.

A Mahmoud M. & A Riad S. (2020). Ecological studies on some aquatic insects in the Damietta branch, River Nile of Egypt as bioindicators of pollution. *Egyptian Journal of Aquatic Biology and Fisheries*, 24(4), 57-76. DOI:10.21608/ejabf.2020.95322.

Amoros C. (1984). Introduction pratique à la systématique des organismes des eaux continentales françaises-5. Crustacés Cladocères. *Publications de la Société Linnéenne de Lyon*, 53(3), 72-107.

Anderson N.M., & Polhemus J.T. (1976). Waterstriders (Hemiptera: Gerridae, Veliidae, etc.) In "Marine Insects"(L. Cheng, ed.) pp. 187-224.

Andi. (2013). Agence Nationale de développement de l'Investissement (ANDI)-2014.

Andreo S. (2003). L'effet anti-gorgement sur chien d'un shampoing a 0,07% de deltamethrine sur un moustique du complexe *Culex pipiens*. *Th.: Med. Vet.* : Toulouse, 128. 63 pp.

Aniref. (2013). Agence Nationale d'Intermédiation et de Régulation Foncière. Bagnouls, S.F., et Gausson, H (1953). Saison sèche et indicexéothermique. *Bull. Hist. Nat. Toulouse*, 88: 93-239.

Antoni J.P., & Youssoufi S. (2011). Étalement urbain et consommation d'espace. Étude comparée de Besançon, Belfort et Montbéliard, *Revue Géographique de l'Est* [En ligne], vol. 47/3/2007, mis en ligne le 18 octobre 2011, consulté le 09 décembre 2016, URL: <http://rge.revues.org/1433>.

- Arroussi R. (2021).** Impact des activités anthropiques en zones urbaines et rurales sur la biodiversité, la physiologie et le développement des moustiques, dans la région d'Annaba (Doctoral dissertation, Université Badji Mokhtar).
- Asgarian T.S., Moosa-Kazemi S.H., & Sedaghat M.M. (2021).** Impact of meteorological parameters on mosquito population abundance and distribution in a former malaria endemic area, central Iran. *Heliyon*, 7(12). <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2021.e08477>.
- Asloum A., Benhissen S., Habbachi W., Habbachi S., Hedjouli Z., Bouselama Z., & Tahraoui A. (2021).** Preliminary Inventory and General Aspect of the Distribution of Culicidae Species in the Steppe Region (M'sila, Algeria), *Journal of Bioresource Management*, 8(3). DOI: <https://doi.org/10.35691/JBM.1202.0197>.
- Au N., & Rettie A.E. (2008).** Pharmacogenomics of 4-hydroxycoumarin anticoagulants. *Drug metabolism reviews*, 40(2), 355-375. <https://doi.org/10.1080/03602530801952187>.
- Aukema B., et Rieger C.H. (1995).** Catalogue of the Heteroptera of the Palaearctic Region. *The Netherlands Entomological Society*. 1, 222 p.
- Ayuba V.O., Ojobe T.O., Ayuba S.A. (2011).** Phytochemical and proximate composition of *Datura innoxia* leaf, seed, stem, pod and root, *Journal of Medicinal Plants Research*, 5(14), 2952-2955.
- Azari H.S. (2007).** Larval habitat characteristics of mosquitoes of the genus *Culex* (Diptera: Culicidae) in Guilan Province, Iran.
- Azmy R.M., El Gohary E.G.E., Salem D.A., Abdou M.A., Salama M.S., & Mahmoud D. M. (2021).** 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), 78-90. <https://doi.org/10.1080/01650424.2020.1871025>.

B

- Baaloudj A., Ouarab S., Kerfouf A., Bouriach M., Ali Hussein A., Hammana C., Djénéba H.N. (2020).** Use of macro invertebrates to assess the quality of Seybouse River. *Ukrainian Journal of Ecology*. 10(4):60–66. Doi: [10.15421/2020_168](https://doi.org/10.15421/2020_168).
- Badilla S. (1995).** Regulation and research issues related to cholinesterase inhibition. *Toxicol.*102: 105.

- Bai Y., Feng, H., & Li Z. (2022).** Theory and applications of high-voltage triboelectric nanogenerators. *Cell Reports Physical Science*, 3(11). <https://doi.org/10.1016/j.xcrp.2022.101108>.
- Bainy A.C.D. (2000).** Biochemical responses in penaeids caused by contaminants. *Aquaculture*. 191(1-3) : 163-168. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(00\)00432-4](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(00)00432-4).
- Bakkali F., Averbeck S., Averbeck D., & Idaomar M. (2008).** Biological effects of essential oils—a review. *Food and chemical toxicology*, 46(2), 446-475. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2007.09.106>.
- Bale J.S., Van Lenteren J.C., & Bigler F. (2008).** Biological control and sustainable food production. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, 363(1492), 761-776. Doi: [10.1098/rstb.2007.2182](https://doi.org/10.1098/rstb.2007.2182).
- Bammi J., & Douira A. (2004).** Contribution à la connaissance de la flore vasculaire de la forêt de l'achach, plateau central (Maroc). *Acta botánica malacitana*, 29, 23-41. <https://doi.org/10.24310/abm.v29i0.7220>.
- Bar-Zeev M. (1958).** The effect of temperature on the growth rate and survival of the immature stages of *Aedes aegypti* (L.). *Bulletin of Entomological Research*, 49(1), 157-163. <https://doi.org/10.1017/S0007485300053499>.
- Barbault R., & Celecia J. (1981).** The notion of guild: theoretical and methodological aspects. Ecology of the Chihuahua desert: organization of some vertebrate communities. *Instituto de Ecología. DF*, 19-34.
- Barbault R. (2008).** Ecologie des populations et des peuplements. Ed., Masson et C, Paris, 200p.
- Barredo E., & Degennaro M. (2020).** Not just from blood: mosquito nutrient acquisition from nectar sources. *Trends in Parasitology*, 36(5), 473-484. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2020.02.003>.
- Batra L.R. (1963).** Ecology of ambrosia fungi and their dissemination by beetles. *Transactions of the Kansas Academy of Science*, 66(2), 213-236.
- Bayoh M.N., Lindsay S.W. (2003).** Effect of temperature on the development of the aquatic stages of *Anopheles gambiae* sensu stricto (Diptera: Culicidae). *Bulletin of Entomological Research*, 93 (5), 375-381. <https://doi.org/10.1079/BER2003259>.
- Bayoh M.N., & Lindsay S.W. (2004).** Temperature-related duration of aquatic stages of the Afrotropical malaria vector mosquito *Anopheles gambiae* in the laboratory. *Medical and Veterinary Entomology*, 18: 174–179. <https://doi.org/10.1111/j.0269->

[283X.2004.00495.x.](#)

- Baz M.M., Selim A., Radwan I.T., Alkhaibari A.M., & Khater H.F. (2022).** Larvicidal and adulticidal effects of some Egyptian oils against *Culex pipiens*. *Scientific Reports*, 12(1), 4406. <https://doi.org/10.1038/s41598-022-08223-y>.
- Beaver R.A., Wilding N., Collins N., Hammond P., & Webber J. (1989).** Insect-fungus relationships in the bark and ambrosia beetles. *Insect-fungus interactions*, 121, 143.
- Becker P.T. (2001).** Contexts and systems in studies of maternal and child health. *Research in Nursing & Health*, 24(3), 155-156. <https://doi.org/10.1002/nur.1018>.
- Becker N., Petric D., Zgomba M., Boase C., Madon M., Dahl C., & Kaiser A. (2010).** Mosquitoes and their control. *Springer Science & Business Media*. Doi: [10.1007/978-540-92874-4](https://doi.org/10.1007/978-540-92874-4).
- Becker N., Petric D., Zgomba M., Boase C., Madon M., Dahl C., & Kaiser A. (2010).** Mosquitoes and Their Control (2nd ed. 2010.). *Springer Berlin Heidelberg*. <https://doi.org/10.1007/978-3-540-92874-4>.
- Becker N., Huber K., Pluskota B., & Kaiser A. (2011).** *Aedes japonicus japonicus*—a newly established neozoan in Germany and a revised list of the German mosquito fauna. *European Mosquito Bulletin* 29, 88-102.
- Begon M., Harper L.J., Townsend. (1990).** Ecology: individual population and communities. Boston, Blackwell Scientific Publications.
- Begum J., Nazrul M., Bhutyan I., Uddin J.C., Nuzmul M., Hoque & Nural M.A. (2008).** Antimicrobial Activity of Essential Oil from Seeds of *Carum carvi* and Its Composition. *Bangladesh Journal of Microbiology*, 25(2), 85-89.
- Benallal K., Benbetka S., Tail G., & Harrat Z. (2015).** Molecular characterization of *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae) in Reghaia lake, Algeria. *Annals of biological sciences*, 3(1), 20-24.
- Bendali-Saoudi F. (1989).** Etude de *Culex pipiens pipiens* anautogène. Systématique, biologie, lutte (*Bacillus thuringiensis israelensis* serotype H14, *Bacillus sphaericus* 1953) et deux espèces d'hydracariens. Thèse de Magister en Arthropodologie, Univ d'Annaba.

- Bendali-Saoudi F., Djebbar F., & Soltani N. (2001).** Efficacité comparée de quelques espèces de poissons à l'égard de divers stades de *Culex pipiens* L. dans des conditions de laboratoire. *Parasitica*, 57 (4), 255-265.
- Bendali-Saoudi F. (2006).** Etude bioécologique, Systématique et Biochimique des Culicidae (Diptera- Nematocera) de la région d'Annaba. Lutte Biologique anticulicidienne. Thèse de Doctorat d'Etat en Science Naturelle, Université Badji Mokhtar Annaba, Algérie.
- Benelli G., Jeffries C.L., Walker T. (2016).** Biological control of mosquito vectors: past, present, and future. *Insects*. 7(4):52. Doi: [10.3390/insects7040052](https://doi.org/10.3390/insects7040052).
- Benhissen S., Habbachi W., & Ouakid M.L. (2017).** Inventaires des culicidae dans la région de Djemorah Biskra. Éditions universitaires européennes.
- Benkhelil M.L. (1992).** Les techniques de récoltes et de piégeages utilisées en entomologie terrestre. Alger: Office des Publications Universitaires.
- Ben-Malek L. (2010).** Etude bioécologique des Culicidae des zones urbaines et rural de l'extrême Nord-est Algérien. Lutte bactériologique par le *Bacillus thuringiensis israelensis* sérotype H14 à l'égard des adultes femelles et des larves néonates d'*Anopheles maculipennis labranchiae*.
- Benyacoub S., & Chabi Y. (2000).** Diagnose écologique de l'avifaune du Parc National d'El-Kala. *Synthèse*, 7(6), 3-98.
- Benzidane Y., Lapied B., & Thany S.H. (2011).** Neonicotinoid insecticides imidacloprid and clothianidin affect differently neural Kenyon cell death in the cockroach *Periplaneta americana*. *Pesticide biochemistry and physiology*, 101(3), 191-197. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2011.09.005>.
- Bernard L. (2017).** Les acariens. <hal-01652171>; <https://hal.archives-ouvertes.fr/hal-01652171/document>.
- Berri Y., & Bedjou F. (2011).** Etude des activités inflammatoire, analgésique, toxiques et antioxydants des extraits de « *Thapsia garganica* » Thèse de Magister. Université de Béjaia. 75p.
- Hecox-Lea B.J., & Mark Welch, D.B. (2018).** Evolutionary diversity and novelty of DNA repair genes in asexual Bdelloid rotifers. *BMC evolutionary biology*, 18, 1-25. <https://doi.org/10.1186/s12862-018-1288-9>.
- Bezerra da Silva C., Pott A., Elifio-Esposito S., Dalarmi L., Fialho do Nascimento K., Moura Burci L., ... & Dallarmi Miguel M. (2016).** Effect of donepezil, tacrine, galantamine and rivastigmine on acetylcholinesterase inhibition in *Dugesia tigrina*. *Molecules*, 21(1) : 53. <https://doi.org/10.3390/molecules21010053>.

- Blondel J. (1979).** Biogéographie et écologie. Ed. Masson, Paris, 173 p.
- Bocquené G. (1996).** L'acétylcholinestérase, marqueur de neurotoxicité. Application à la surveillance des effets biologiques des polluants chez les organismes marins. Doctoral thesis, Ecole Pratique des Hautes, Montpellier.250 p.
- Bodereau-Dubois B., List O., Calas-List D., Marques O., Communal P.Y., Thany S.H., & Lapied B. (2012).** Transmembrane potential polarization, calcium influx, and receptor conformational state modulate the sensitivity of the imidacloprid-insensitive neuronal insect nicotinic acetylcholine receptor to neonicotinoid insecticides. *Journal of Pharmacology and Experimental Therapeutics*, 341(2), 326-339. <http://dx.doi.org/10.1124/jpet.111.188060>.
- Bonada N., Prat N., Resh V.H., & Statzner B. (2006).** Developments in aquatic insect biomonitoring: a comparative analysis of recent approaches. *Annual Review of Entomology*, 51 (1), 495-523. Doi: [10.1146/annurev. ento.51.110104.151124](https://doi.org/10.1146/annurev.ento.51.110104.151124). [PMid:16332221](https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/16332221/).
- Bonizzoni M., Gasperi G., Chen X., & James A.A. (2013).** The invasive mosquito species *Aedes albopictus*: current knowledge and future perspectives. *Trends in parasitology*, 29(9), 460-468.
- Bouallam-Tifnouti S. (1992).** Le Paludisme et les Moustiques dans la région de Marrakech Écologie et Cycles biologiques des espèces Culicidiennes.
- Bouabida H., & Soltani N. (2014).** Inventaire des moustiques de la région de Tébessa et bioactivité du spiromesifène sur la reproduction de *Culiseta longiareolata* et *Culex pipiens*: aspects écologique et biochimique. Doctorat en Biologie Animale. Université d'Annaba. Algérie.
- Bouguerra N., Djebbar F.T., & Soltani N. (2017).** Algerian *Thymus vulgaris* essential oil: chemical composition and larvicidal activity against the mosquito *Culex pipiens*. *International Journal of Mosquito Research*, 4(1), 37-42.
- Bouguerra N., Tine-Djebbar F., & Soltani N. (2018).** Effect of *Thymus vulgaris* L. (Lamiales: Lamiaceae) essential oil on energy reserves and biomarkers in *Culex pipiens* L. (Diptera: Culicidae) from Tébessa (Algeria). *Journal of essential oil bearing plants*, 21(4), 1082-1095. <https://doi.org/10.1080/0972060X.2018.1504696>.
- Boulkenafet F. (2006).** Contribution à l'étude de la biodiversité des Phlébotomes (Diptera : Psychodidae) et appréciation de la faune Culicidienne (Diptera : Culicidae) dans la

région de Skikda. Présentation pour l'obtention du Diplôme de Magister en entomologie (option; application agronomique et médicale). 191 p.

Bourée P., & Ensaf A. (2022). Éléments d'entomologie médicale. Editions Ellipses.

Bousses P., Dehecq J.S., & Fontenille D. (2022). Les moustiques de l'île de La Réunion. IRD Éditions.

Bouzidi O. (2021). Efficacité comparée d'une plante médicinale, *Laurus nobilis* à l'égard de deux espèces de moustiques, *Culiseta longiareolata* et *Culex pipiens* (Doctoral dissertation).

Braack L., Gouveia de Almeida A.P., Cornel A.J., Swanepoel R., & De Jager C. (2018). Mosquito-borne arboviruses of African origin: review of key viruses and vectors. *Parasites & vectors*, 11(1), 1-26. Doi: [10.1186/s13071-017-2559-9](https://doi.org/10.1186/s13071-017-2559-9).

Brady O.J., Johansson M.A., Guerra C.A., Bhatt S., Golding N., Pigott D.M., Delatte H., Grech M.G., Leisnham P.T., Maciel-de-Freitas R., Styer L.M., Smith D.L., Scott T.W., Gething P.W., Hay S.I. (2013). Modelling adult *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus* survival at different temperatures in laboratory and field settings. *Parasit Vectors*, 6, 1-12. <https://doi.org/10.1186/1756-3305-6-351>.

Braquenier J.B. (2009). Etude de la toxicité développementale d'insecticides organophosphorés: Analyse comportementale de la souris CD1. Thèse pour l'obtention du Diplôme de Doctorat Université de Liege. 217 p.

Briegel H., Waltert A., & Kuhn R. (2001). Reproductive physiology of *Aedes* (*Aedimorphus*) *vexans* (Diptera: Culicidae) in relation to flight potential. *Journal of Medical Entomology*, 38(4), 557-565. <https://doi.org/10.1603/0022-2585-38.4.557>.

Brugman V.A., Hernández-Triana L.M., Medlock J.M., Fooks A.R., Carpenter S., & Johnson N. (2018). The role of *Culex pipiens* L. (Diptera: Culicidae) in virus transmission in Europe. *International journal of environmental research and public health*, 15(2), 389. <https://doi.org/10.3390/ijerph15020389>.

Brugueras S., Fernández-Martínez B., Martínez-de la Puente J., Figuerola J., Porro T. M., Rius C., ... & Gomez-Barroso D. (2020). Environmental drivers, climate change and emergent diseases transmitted by mosquitoes and their vectors in southern Europe: A systematic review. *Environmental research*, 191, 110038. <https://doi.org/10.1016/j.envres.2020.110038>.

- Brunhes J. (1970).** Les *Culicidae* : morphologie et systématique. Communication personnelle.
- Brunhes J., Rhaim A., Geoffroy B., Angel G., & Hervy J.P. (1999).** Logiciel De L'institut De Recherche Et De Developpement De Montpellier. Paris (FRA); Tunis: IRD; IPT, 1CDROM (Didactiques).
- Brunhes J., Rhaim A., Geoffroy B., Angel G., Hervy J.P. (1999).** Les Culicidae d'Afrique méditerranéenne. Logiciel de l'institut de recherche et de développement de Montpellier (France).
- Brunhes J., Schaffner F., Angel G., Geoffroy B., Hervy J.P., Rhaiem A. (2001).** Moustiques d'Europe. Logiciel d'identification. Institut de recherche pour le développement, IRD France.
- Bruneton J. (2005).** Plantes toxiques végétaux dangereux aux l'Homme et les animaux, 3ème édition. La Voisier, p 111-112.
- Bussieras J., & Chermette R. (1991).** Parasitologie vétérinaire. Entomologie. Service Parasitologie. ENVA: 58-61.
- Buxton M., Cuthbert R.N., Dalu T., Nyamukondiwa C., & Wasserman R.J. (2020).** Complementary impacts of heterospecific predators facilitate improved biological control of mosquito larvae. *Biological Control*, 144, 104216. Doi:[10.1016/j.biocontrol.2020.104216](https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2020.104216).

C

- Cachereul A.I. (1997).** Les moustiques: cycle de développement, aspects anatomo-physiologiques et régulation du cycle ovarien (Doctoral dissertation). *Th. Med.Vet*, Nantes, 24, 131 p.
- Calas-List D., List O., Quinchard S., & Thany S.H. (2013).** Calcium pathways such as cAMP modulate clothianidin action through activation of α -bungarotoxin-sensitive and-insensitive nicotinic acetylcholine receptors. *Neurotoxicology*, 37, 127-133. <https://doi.org/10.1016/j.neuro.2013.04.011>.
- Carlassara M., Khorramnejad A., Oker H., Bahrami R., Lozada-Chávez A.N., Mancini M.V., ... & Bonizzoni, M. (2024).** Population-specific responses to developmental temperature in the arboviral vector *Aedes albopictus*: Implications for climate change. *Global Change Biology*, 30(3), e17226. <https://doi.org/10.1111/gcb.17226>.

- Casida J.E. (2011).** Neonicotinoid metabolism: compounds, substituents, pathways, enzymes, organisms, and relevance. *Journal of agricultural and food chemistry*, 59(7), 2923-2931. <https://doi.org/10.1021/jf102438c>.
- Casiglia S., Riccobono L., Bruno M., Rosselli S., Senatore F., & Senatore F. (2016).** Chemical composition of the essential oil from *Thapsia garganica* L. (Apiaceae) grown wild in Sicily and its antimicrobial activity. *Natural product research*, 30(9), 1042-1052. <https://doi.org/10.1080/14786419.2015.1104676>.
- Casini R., Del Lesto I., Magliano A., Ermenegildi A., Ceschin S., De Liberato C., & Romiti, F. (2023).** Predation efficiency of the carnivorous aquatic plant *Utricularia australis* against Asian tiger mosquito *Aedes albopictus* larvae: Implications for biological control. *Biological Control*, 179, 105182. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2023.105182>.
- Chabi Y. (1998).** Biologie de la reproduction des mésanges dans les chênaies du Nord-Est de l'Algérie. Thèse de doctorat. Université d'Annaba, 162p.
- Chahed S., Nabti I., Brahmi K., & Djouaher T. (2021).** Confirmation de la présence de l'*Aedes* (*Stegomyia*) *albopictus* (Skuse 1894) dans deux régions littorales: Jijel et Skikda (Nord-est d'Algérie). *Entomologie faunistique-Faunistic entomology*. 74. DOI: [10.25518/2030-6318.5404](https://doi.org/10.25518/2030-6318.5404).
- Chahed S. (2022).** Biodiversité des moustiques (diptera: culicidae) de la région de Tizi-Ouzou (Nord d'Algérie) (Doctoral dissertation, UNIVERSITE MOULOU MAMMERI TIZI-OUZOU).
- Chainey J.E., Yule C.M., & Yong H.S. (2004).** Freshwater invertebrates of the Malaysian region. *Insecta: Diptera, Tabanidae. Academy of Sciences Malaysia, Kuala Lumpur*, 786-790.
- Chalabi N. (2017).** Caractéristiques physico-chimiques de quelques extraits d'une plante: *Ferula communis* L., mémoire de master. Université Aboubaker Belkaïd– Tlemcen.
- Chala B., & Hamde F. (2021).** Emerging and Re-emerging Vector-Borne Infectious Diseases and the Challenges for Control: *A Review. Frontiers in Public Health*, 9. Doi: [10.3389/fpubh.2021.715759](https://doi.org/10.3389/fpubh.2021.715759).
- Chandra G., Bhattacharjee I., Chatterjee S.N., & Ghosh A. (2008).** Mosquito control by larvivorous fish. *Indian J. Med. Res*, 127, 13-27.

- Charpentier A., Menozzi P., Marcel V., Villatte F., & Fournier D. (2000).** A method to estimate acetylcholinesterase-active sites and turnover in insects. *Analytical Biochemistry*, 285(1), 76-81. <https://doi.org/10.1006/abio.2000.4738>.
- Chatterjee S.N., Ghosh A., Chandra G. (2007).** Eco-friendly control of mosquito larvae by *Brachytron pratense* nymph. *Journal of environmental health*, 69(8), 44-49.
- Chattopadhyay D., & Naik T.N. (2007).** Antivirals of ethnomedicinal origin: structure-activity relationship and scope. *Mini reviews in medicinal chemistry*, 7(3), 275-301. Doi: [10.2174/138955707780059844](https://doi.org/10.2174/138955707780059844).
- Chattopadhyay D., Ojha D., Mondal S., & Goswami D. (2015).** Validation of antiviral potential of herbal ethnomedicine. In *Evidence-based validation of herbal medicine* (pp. 175-200). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-800874-4.00008-8>.
- Cheng Z., Yu L., Li H., Xu X., Yang A. (2021).** Use of housefly (*Musca domestica*. L) Larvae to bioconversion food waste for animal nutrition and organic fertilizer. *Environmental Science and Pollution Research*, 35, 4892–48928. Doi: [10.1007/s11356-021-14118](https://doi.org/10.1007/s11356-021-14118).
- Chevez M.M. (2019).** Diversité des Scolytes: Coléoptère, Curculionidae, Scolytinae et leurs champignons associés dans l'écosystème forestier d'Equateur. Doctoral dissertation, Université Montpellier.
- Chibani S. (2013).** Etude phytochimique et biologique de six plantes médicinales de l'Est Algérien. Thèse de doctorat de Constantine. 199 p.
- Chouahda S., & Soltani N. (2009).** Impact du cadmium et du halofenozide sur les indices métriques des femelles adultes d'un poisson culiciphage, *Gambusia affinis*. *Sciences & Technologie C*, N°29, pp. 9-14. Université Mentouri de Constantine.
- Chouahda S., & Soltani N. (2013).** Toxicité aiguë et chronique du cadmium chez un poisson culiciphage: *Gambusia affinis*. *Bull. Soc. Zool. Fr*, 138 (1-4), 115-126.
- Christophers S.R. (1923).** The structure and development of the female genital organs and hypopygium of the mosquito. *Indian j. Med. Res*, 10, 698-720.
- Christophers S.R., & Barraud P.J. (1931).** The eggs of Indian *Anopheles*, with descriptions of the hitherto undescribed eggs of the number of species. *Rec. Malar. Surv. India*, 2, 161-192.
- Christophers S.R. (1960).** *Aedes aegypti* (L.), the yellow fever Mosquito. Its life history, Bionomics and structure. Cambridge University Press, New York, 739 p.
- Cívik J., Beracko P., Krno I., Lánczos T., Navara T., & Derka T. (2021).** The taxonomical and functional diversity of three groups of aquatic insects in rheocene karst springs are

- affected by different environmental factors. *Limnologica*, 91, 125913. Doi: [10.1016/j.limno.2021.125913](https://doi.org/10.1016/j.limno.2021.125913).
- Ciota A.T., Matakchiero A.C., Kilpatrick A.M., Kramer L.D. (2014).** The effect of temperature on life history traits of *Culex* mosquitoes. *Journal of Medical Entomology*, 51 (1), 55-62. <https://doi.org/10.1603/ME13003>.
- Clark T.E., Samways M.J. (1996).** Dragonflies (Odonata) as Indicators of Biotope Quality in the Kruger National Park, South Africa. *J. Appl. Ecol*, 33, 1001–1012. Doi: [10.2307/2404681](https://doi.org/10.2307/2404681).
- Clement A.N. (1999).** The Biology of Mosquitoes: Sensory Reception and Behaviour. *CAB International Publishing*, p 576.
- Cloutier C., Cloutier C. (1992).** Les solutions biologiques de lutte pour la répression des insectes et acariens ravageurs des cultures. In Vincent, C. et Coderre, D. (éd.), *La lutte biologique*. Boucherville (Québec), Gaëtan Morin Éditeur. Chap. 2, 19-88.
- Cook D.R. (1974).** Water mite genero and subgenera. *Memoirs of the American entomological Institute*, 21, 860 pp.
- Couret J., Dotson E., & Benedict M.Q. (2014).** Temperature, larval diet, and density effects on development rate and survival of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *PloS one*, 9(2), e87468. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0087468>.
- R Core Team. (2020).** *An Introduction to R*. R version 4.0.3. URL <https://cran.r-project.org/doc/manuals/r-release/R-intro.html>.
- Cordiano R., Di Gioacchino M., Mangifesta R., Panzera C., Gangemi S., & Minciullo P.L. (2023).** Malondialdehyde as a potential oxidative stress marker for allergy-oriented diseases: an update. *Molecules*, 28(16), 5979. <https://doi.org/10.3390/molecules28165979>.
- Costa E., Santos E., Correia J., Albuquerque C. (2010).** Impact of small variations in temperature and humidity on the reproductive activity and survival of *Aedes aegypti* (Diptera, Culicidae). *Revista Brasileira de Entomologia*, 54, 488-493. <https://doi.org/10.1590/S0085-56262010000300021>.
- Costanzo K., & Occhino D. (2023).** Effects of Temperature on Blood Feeding and Activity Levels in the Tiger Mosquito, *Aedes albopictus*. *Insects*, 14(9), 752. <https://doi.org/10.3390/insects14090752>.

- Couret J., & Benedict M.Q. (2014).** A meta-analysis of the factors influencing development rate variation in *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *BMC ecology*, 14, 1-15. <https://doi.org/10.1186/1472-6785-14-3>.
- Craig Jr G.B. (1967).** Mosquitoes: female monogamy induced by male accessory gland substance. *Science*, 156(3781), 1499-1501.
- Cruz-Castillo A.U., Rodríguez-Valdez L.M., Correa-Basurto J., Noguera-Torres B., Andrade-Ochoa S., & Nevárez-Moorillón G.V. (2023).** Terpenic Constituents of Essential Oils with Larvicidal Activity against *Aedes Aegypti*: A QSAR and Docking Molecular Study. *Molecules*, 28(6), 2454. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2023.10.026>.
- Cuthbert R.N., Dalu T., Wasserman R.J., Weyl O.L., Froneman P.W., Callaghan A., & Dick J.T. (2019).** Additive multiple predator effects of two specialist paradiptomid copepods towards larval mosquitoes. *Limnologia*, 79, 125727. <https://doi.org/10.1016/j.limno.2019.125727>.
- Cuthbert R.N., Dalu T., Wasserman R.J., Weyl O.L., Callaghan A., Froneman W., Dick J.T. (2019c).** Sex-skewed trophic impacts in ephemeral wetlands. *Freshwater Biology*. 64(2):359–366. Doi: [10.1111/fwb.13228](https://doi.org/10.1111/fwb.13228).

D

- Dahchar Z., Bendali-Saoudi F., & Soltani N. (2016).** Larvicidal activity of some plant extracts against two mosquito species *Culex pipiens* and *Culiseta longiareolata*. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 4(4), 346-350.
- Dahl C. (2000).** Feeding in nematoceranlarvae: ecology, behavior, mechanisms and principles. Proc 13th Europ SOVE Meeting, Ankara. *Soci Vector Ecol*, pp 21–27.
- Dajoz R. (1971).** Précis d'écologie. (ed). Duno. Paris, p 434.
- Dajoz R. (1975).** Précis d'écologie. Ed., Dunod, Paris, 549p.
- Dalton T.P., Shertzer H.G., & Puga A. (1999).** Regulation of gene expression by reactive oxygen. *Annual review of pharmacology and toxicology*, 39(1), 67-101. <https://doi.org/10.1146/annurev.pharmtox.39.1.67>.
- Dagnino A., Sforzini S., Dondero F., Fenoglio S., Bona E., Jensen J., & Viarengo A. (2008).** A weight-of-evidence approach for the integration of environmental “triad” data to assess ecological risk and biological vulnerability. *Integrated Environmental*

- Assessment and Management*, 4(3), 314-326. https://doi.org/10.1897/IEAM_2007-067.1.
- Dara S.K. (2021).** Insect Resistance to Biopesticides. Available online: <https://ucanr.edu/blogs/blogcore/postdetail.cfm?postnum=25819>.
- Darriet F., Andreani S., De Cian M. C., Costa J., & Muselli, A. (2014).** Chemical variability and antioxidant activity of *Eryngium maritimum* L. essential oils from Corsica and Sardinia. *Flavour and Fragrance Journal*, 29(1), 3-13. <https://doi.org/10.1002/ffj.3160>.
- Daumas E., & De Chancel A. (1850).** Le Grand Désert ou Itinéraire d'une caravane du Sahara au pays des Nègres (Royaume de Haoussa). *Edition Napoleon & Cie*, Paris, 387-390.
- David N.C. (1926).** Notes on the female hypopygia of Anophelin mosquitoes, with special reference to some Brazilian species. *American J Hyg*, 6, 1-22.
- De Belaire. (1990).** Structure et fonctionnement et perspective de gestion de quatre complexes lacustres et marécageux (El-Kala et Algérien). Thèse Doct-Univ. U.S.T.L. Montpellier France.
- De Bernardi R. (1981).** Biotic interactions in freshwater and effects on community structure. *Italian Journal of Zoology*, 48(3-4), 353-371. <https://doi.org/10.1080/11250008109439355>.
- De Castro Oliveira J.A., Garcia I.P., Corrêa E.J.A., de Lima L.H.F., de Lima Santos H., de Assis R.M.A., ... & Bertolucci S.K.V. (2023).** Larvicidal susceptibility of essential oils from *Cinnamodendron dinisii*, *Callistemon viminalis* and *Myrcia tomentosa* against *Culex quinquefasciatus* (Say) (Diptera: Culicidae). *South African Journal of Botany*, 163, 95-104. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2023.10.026>.
- Deepa J., Gokulakrishnan J., & Baranitharan M. (2015).** Research Article Effect of plant essential oils on the important mosquito vector, *Culex quinquefasciatus* (Say). *Int. J. Adv. Res. Biol. Sci*, 2(5), 58-61.
- Dehak-Oughlissi K., Hammoudi R., Mahfoud H.M., & Badjah-Hadj-Ahmed Y.A. (2013).** Analyse de l'huile essentielle des parties aériennes de *ferula vesceritensis* Coss. et Dur. de la localité de Sebseb. *Annals of Science and Technology*, 5(2), 7-7. Doi: [10.12816/0010613](https://doi.org/10.12816/0010613).
- De Gentile L., & Carsuzaa F. (2021).** Scabiose, pédiculoses et piqûres d'arthropodes. *Journal de Pédiatrie et de Puériculture*, 34(4), 204-222. Doi: [10.1016/j.jpp.2021.05.002](https://doi.org/10.1016/j.jpp.2021.05.002).

- De Lagarde J. (1983).** Initiation à l'analyse des données, Bordas, Paris. 158 p.
- Delatte H., Dehecq J.S., Thiria J., Domerg C., Paupy C., & Fontenille D. (2008).** Geographic distribution and developmental sites of *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae) during a Chikungunya epidemic event. *Vector-Borne and zoonotic diseases*, 8(1), 25-34.
- Delaunay P., Hubiche T., Blanc V., Perrin Y., Marty P., & Del Giudice P. (2012, May).** *Aedes albopictus* en France métropolitaine. In *Annales de dermatologie et de vénéréologie* (Vol. 139, No. 5, pp. 396-401). Elsevier Masson.
- De Luca C. (2023).** How loss of biodiversity compromises human and animal health. Rapport (Sveriges lantbruksuniversitet, Institutionen för husdjurens miljö och hälsa), (63).
- Delvare G., & Aberlenc H.P. (1989).** Les insectes d'Afrique et d'Amérique tropicale: clés pour la reconnaissance des familles. *Editions Quae*.
- Demouche L., Acheuk F., Mokrane K., Abdellaoui K., Lakhdari W., Bensouici C., & Dehliz A. (2023).** RESEARCH ARTICLE Insecticidal activity and physiopathological effects of *Cotula cinerea* crude extract against *Culex pipiens*. *Tropical Biomedicine*, 40(2), 241-249. <https://doi.org/10.47665/tb.40.2.016>.
- Depledge M.H. (1994).** The rationale basis for the use of biomarkers as ecotoxicological tools. Non de-structive biomarkers in vertebrates, *in* : Fossi, M.C., Leonzio, C., Eds. *Lewis Publishers*, p. 271-296.
- Depledge M.H. (2020).** The rational basis for the use of biomarkers as ecotoxicological tools. In *Nondestructive biomarkers in vertebrates* (pp. 271-295). CRC Press. <https://doi.org/10.1201/9780367813703>.
- Dethier M. (1981).** Flore et faune aquatiques de l'Afrique Sahélo-Soudanienne, les Hétéroptères. Office de la Recherche Scientifique et Technique Outre-Mer. 45, 661-683.
- Dethier, M. (1985).** Introduction pratique à la systématique des organismes des eaux continentales françaises. 6. Hétéroptères aquatiques et ripicoles. Genres et principales espèces. In: *Bulletin mensuel de la société linnéenne de Lyon*, 54^e année, n^o, décembre. Pp. 250-261.
- Dethier M. (1986).** Hétéroptères aquatiques et ripicoles. Genres et principales espèces. *Publication de la société linnéenne de Lyon*, 55-1. Pp. 11-40.
- Dettori C.A., Loi M.C., Brullo S., Arguimbau P.F.I., Tamburini E., Bacchetta G. (2016).** The genetic diversity and structure of the *Ferula communis* L. complex (Apiaceae) in the Tyrrhenian area. *Flora*, 223: 138–146. <https://doi.org/10.1016/j.flora.2016.05.007>.

- de Souza W.M., & Weaver S.C. (2024).** Effects of climate change and human activities on vector-borne diseases. *Nature Reviews Microbiology*, 1-16. <https://doi.org/10.1038/s41579-024-01026-0>.
- Dida G.O., Anyona D.N., Abuom P.O., Akoko D., Adoka S.O., Matano A.S., ... & Ouma C. (2018).** Spatial distribution and habitat characterization of mosquito species during the dry season along the Mara River and its tributaries, in Kenya and Tanzania. *Infectious diseases of poverty*, 7(1), 1-16. <https://doi.org/10.1186/s40249-017-0385-0>.
- Dieng H., Rahman G.M.S., Abu Hassan A., Che Salmah M.R., Satho T., Miake F., Boots M., Szaly A. (2012).** The effects of simulated rainfall on immature population dynamics of *Aedes albopictus* and female oviposition. *International Journal of Biometeorology*, 56 (1), 113-120. <https://doi.org/10.1007/s00484-011-0402-0>.
- Ditsche-Kuru P., Schneider E. S., Melskotte J. E., Brede M., Leder A., & Barthlott W. (2011).** Superhydrophobic surfaces of the water bug *Notonecta glauca*: a model for friction reduction and air retention. *Beilstein journal of nanotechnology*, 2(1), 137-144. <https://doi.org/10.3762/bjnano.2.17>.
- Djeghader N.E., Aïssaoui L., Amira K., & Boudjelida H. (2018).** Toxicity evaluation and effects on the development of a plant extract, the Saponin, on the domestic mosquito, *Culex pipiens*. *International Journal of Mosquito Research*, 5(1), 01-05.
- Djeddar H., Boudjelida H., & Arroussi D.E.R. (2021).** New alternative for culicidian fauna control using *Borago officinalis* and *Drimia maritima* plant extracts. *Biodiversitas Journal of Biological Diversity*, 22(12). Doi: [10.13057/biodiv/d221255](https://doi.org/10.13057/biodiv/d221255).
- Djeddar H. (2022).** Faune Culicidienne dans le Nord-Est algérien: Inventaire, corrélation avec les facteurs écologiques et essais de lutte (Doctoral dissertation, Université Badji Mokhtar).
- Djeridane A., Yousfi M., Nadjemi B., Vidal N., Lesgards J.F., & Stocker P., (2007).** Screening of some Algerian medicinal plants for the phenolic compounds and their antioxidant activity. *European Food Research and Technology*. 224, 801–809. <https://doi.org/10.1007/s00217-006-0361-6>.
- Draper H.H., Hadley M. (1990).** Malondialdehyde determination as an index of lipid peroxidation. In: Packer, L., Alexander, A. N. (eds) *Methods in Enzymology*. 186, Academic Press, San Diego, pp 421–431. [https://doi.org/10.1016/0076-6879\(90\)86135-I](https://doi.org/10.1016/0076-6879(90)86135-I).
- Dreistadt S.H., Flint M.L., Clark J.K. (2004).** Pests of Landscape Trees and Shrubs: *An*

Integrated Pest Management Guide. 2nd ed. Oakland, Univ Calif Agric Nat Res Publ 3359. Flint ML and SH.

- Drew D.P., Rasmussen S.K., Avato P., & Simonsen H.T. (2012).** A comparison of headspace solid-phase microextraction and classic hydrodistillation for the identification of volatile constituents from *Thapsia spp.* provides insights into guaianolide biosynthesis in Apiaceae. *Phytochemical Analysis*, 23(1), 44-51. <https://doi.org/10.1002/pca.1323>.
- Dris D., Tine-Djebbar F., Bouabida H., & Soltani N. (2017).** Chemical composition and activity of an *Ocimum basilicum* essential oil on *Culex pipiens* larvae: Toxicological, biometrical and biochemical aspects. *South African Journal of Botany*, 113, 362-369. DOI: [10.1016/j.sajb.2017.09.013](https://doi.org/10.1016/j.sajb.2017.09.013).
- Du M., Jing W., Liu M., & Liu J. (2021).** The global trends and regional differences in incidence of dengue infection from 1990 to 2019: an analysis from the global burden of disease study 2019. *Infectious diseases and therapy*, 10(3), 1625-1643. Doi: [10.1007/s40121-021-00470-2](https://doi.org/10.1007/s40121-021-00470-2).
- Duchez J. & Loy M. (2005).** La classification ascendante hiérarchique. *Projet d'analyse de données .Insa; Rouen*.
- Dudgeon D., Arthington A.H., Gessner M.O., Kawabata Z.I., Knowler D.J., Lévêque C., Naiman R.J., Prieur-Richard A.H., Soto D., Stiassny M.L.J., & Sullivan C.A. (2006).** Freshwater biodiversity: importance, threats, status and conservation challenges. *Biological Reviews*, 81(2), 163–182. Doi: [10.1017/S1464793105006950](https://doi.org/10.1017/S1464793105006950).
- Duffy C.W., MacLean L., Sweeney L., Cooper A., Turner C.M.R., Tait, A., ... & MacLeod A. (2013).** Population genetics of *Trypanosoma brucei rhodesiense*: clonality and diversity within and between foci. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 7(11), e2526. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0002526>.
- Du Plessis J.A., & Kalima S.G. (2021).** Modelling the impact of climate change on the flow of the Eerste River in South Africa. *Physics and Chemistry of the Earth, Parts A/B/C*, 124, 103025. <https://doi.org/10.1016/j.pce.2021.103025>.
- Duvallet G., Fontenille D., Robert V. (2017).** Entomologie médicale et vétérinaire, Versailles – Marseille, Quæ – IRD, 687 p.

- Edwards F.W. (1920).** Notes on the mosquitos of Madagascar, Mauritius and Réunion. *Bulletin of Entomological Research*, 11(2), 133-138.
- Edwards F.W., (1941).** Mosquitoes of the Ethiopian Region, part III: Culicinae adults and pupae, *Brit.Mus. Nat. Hist.*, London, 449 p.
- Eilenberg J., Hajek A., & Lomer C. (2001).** Suggestions for unifying the terminology in biological control. *Bio Control*, 46, 387-400. Doi: [10.1023/A:1014193329979](https://doi.org/10.1023/A:1014193329979).
- El Alaoui I., Faris F.E., & Cauwet MARC A.M. (2006).** Nombre chromosomique de quelques espèces de fêrules marocaines (*Ferula*, *Apiaceae*). 16, 341-354.
- Elder J.F., & Abraham D. (2012).** Héteroïptères et Coléoptères aquatiques de l'archipel de Saint-Pierre-et-Miquelon (France). *Bulletin de la Société entomologique de France*, 117(2), 225-242.
- Elhadi A.E. (2002).** *Physiochemical properties of seed oil of Datura innoxia* (Doctoral dissertation, M. Sc. Thesis (chemistry), University of Khartoum, Sudan.
- El Haib A. (2011).** Valorisation de terpènes naturels issus de plantes marocaines par transformation catalytiques, (Doctoral dissertation, Université de Toulouse, Université Toulouse III-Paul Sabatier).
- Ellman G.L., Courtney K.D., Andres J.R., V., & Featherstone R.M. (1961).** A new and rapid colorimetric determination of acetylcholinesterase activity. *Biochemical pharmacology*, 7(2), 88-95. [https://doi.org/10.1016/0006-2952\(61\)90145-9](https://doi.org/10.1016/0006-2952(61)90145-9).
- Eltak N.A., Gniedy N.A., Abdel-Haleem D.R., & Farag S.M. (2023).** Based on GC-MS Analysis: An Evaluation Activity of Some Algal Extracts Against *Culex pipiens* L. (Diptera: Culicidae). *Egyptian Journal of Aquatic Biology & Fisheries*, 27(3). DOI: [10.21608/ejabf.2023.302991](https://doi.org/10.21608/ejabf.2023.302991).
- El-Wakeil N.E. (2013).** Botanical pesticides and their mode of action. *Gesunde Pflanzen*, 65(4). DOI. [10.1007/s10343-013-0308-3](https://doi.org/10.1007/s10343-013-0308-3).
- Enayati A.A., Ranson H., & Hemingway J. (2005).** Insect glutathione transferases and insecticide resistance. *Insect molecular biology* 14(1) : 3-8. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2583.2004.00529.x>.
- Esterbauer H., Eckl P., & Ortner A. (1990).** Possible mutagens derived from lipids and lipid precursors. *Mutation Research/Reviews in Genetic Toxicology*, 238(3), 223-233. [https://doi.org/10.1016/0165-1110\(90\)90014-3](https://doi.org/10.1016/0165-1110(90)90014-3).

Euzeby J. (2008). Grand dictionnaire illustre de parasitology medicale et veterinaire. Paris: Editions Tec & Doc. p 818.

F

Faran M.E., Linthicum K.J. (1981). A handbook of the Amazonian species of Anopheles (Nyssorhynchus) (Diptera: Culicidae). *Mosq Syst* 13: 1-18.

Farajollahi A., Fonseca D.M., Kramer L.D., Kilpatrick A.M. (2011). “Bird biting” mosquitoes and human disease. A review of the role of *Culex pipiens* complex mosquitoes in epidemiology. *Infection, Genetics and Evolution*. 11(7):1577–1585. Doi: [10.1016/j.mee.gid.2011.08.013](https://doi.org/10.1016/j.mee.gid.2011.08.013).

Farahani S., & Bandani A.R. (2023). Plant essential oils induce expression of heat shock proteins and antioxidant enzyme activity in carob moth, *Ectomyelois ceratoniae* (Lepidoptera: Pyralidae). *European Journal of Entomology*, 120. Doi: [10.14411/eje.2023.021](https://doi.org/10.14411/eje.2023.021).

Fatima H., Khan K., Zia M., Ur-Rehman T., Mirza B., & Haq I.U. (2015). Extraction optimization of medicinally important metabolites from *Datura innoxia* Mill.: an in vitro biological and phytochemical investigation. *BMC complementary and alternative medicine*, 15, 1-18. <https://doi.org/10.1186/s12906-015-0891-1>.

Ferguson H.M., & Govella N.J. (2023). Impacts of climate change on malaria vector control in Africa. In Planetary health approaches to understand and control vector-borne diseases. Wageningen Academic, p. 387-421. https://doi.org/10.3920/9789004688650_015.

Fincke O.M., Yanoviak S.P., Hanschu R.D. (1997). Predation by Odonates depresses mosquito abundance in water filled treeholes in Panama. *Oecologia (Berl)*. 112(2):244–253. Doi: [10.1007/s004420050307](https://doi.org/10.1007/s004420050307).

Focks D.A., Sackett S.R., Dame D.A., Bailey D.L. (1985). Effect of Weekly Releases of Toxorhynchites amboinensis (Doleschall) on *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae) in New Orleans, Louisiana. *J. Econ. Entomol*, 78(3), 622–626. <https://doi.org/10.1093/jee/78.3.622>.

Folguera G., Mensch J., Muñoz J.L., Ceballos S.G., Hasson E., & Bozinovic F. (2010). Ontogenetic stage-dependent effect of temperature on developmental and metabolic

rates in a holometabolous insect. *Journal of Insect Physiology*, 56(11), 1679–1684.
<https://doi.org/10.1016/j.jinsphys.2010.06.015>.

Fomekong A., Messi J., Kekeunou S., & Tamesse J.L. (2009). Développement, morphologie et reproduction de *Coridius xanthopterus* (Heteroptera: Dinidoridae), ravageur de concombre *Cucumeropsis manni* dans le sud-Cameroun. *Entomologie faunistique-Faunistic Entomology*, 62(4), 153-163.

Forbes V.E., Palmqvist A., & Bach L. (2006). The use and misuse of biomarkers in ecotoxicology. *Environmental Toxicology and Chemistry: An International Journal*, 25(1), 272-280. <https://doi.org/10.1897/05-257R.1>.

Foster W.A., & Walker E.D. (2019). Mosquitoes (Culicidae). In *Medical and veterinary entomology*, 261-325. Academic press. Doi: [10.1016/B978-0-12-814043-7.00015-7](https://doi.org/10.1016/B978-0-12-814043-7.00015-7).

Fuchs M.S., Craig Jr, G.B., & Despommier D.D. (1969). The protein nature of the substance inducing female monogamy in *Aedes aegypti*. *Journal of insect physiology*, 15(4), 701-709. [https://doi.org/10.1016/0022-1910\(69\)90265-0](https://doi.org/10.1016/0022-1910(69)90265-0).

G

Galloway T.S. (2006). Biomarkers in environmental and human health risk assessment. *Marine Pollution Bulletin*, 53(10-12), 606-613.
<https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2006.08.013>.

Garric J., Morin S., & Vincent-Hubert F. (2010). Les biomarqueurs en écotoxicologie: définition, intérêt, limite, usage. *Sciences Eaux & Territoires*, (1), 12-17.
<https://doi.org/10.3917/set.001.0012>.

Geffard A. (2017). Utilisation d'invertébrés aquatiques pour la surveillance des milieux aquatiques. *Les cahiers de la Recherche. Santé, Environnement, Travail*, (10), 50-52.

Geret F., Serafim A., Barreira L., & Bebianno M.J. (2002). Response of antioxidant systems to copper in the gills of the clam *Ruditapes decussatus*. *Marine Environmental Research*, 54(3-5), 413-417. [https://doi.org/10.1016/S0141-1136\(02\)00164-2](https://doi.org/10.1016/S0141-1136(02)00164-2).

Gheit A. (1985). Organisation de la communauté Hémiptérologique aquatique du Plateau central marocain. Thèse Doctorat 3ème cycle. Univ. Mohammed V (Rabat), 184 p.

- Gheit A. (1994).** Recherches sur la bio-écologie de la faune Hémiptérologique aquatique marocaine Hydrocorises et Amphibicorises peuplant des Hydrosystèmes supralittoraux et continentaux. Thèse Doctorat d'Etat, Univ. Mohammed V, Rabat, 247 p.
- Ghosh S.K., Tiwari S.N., Sathyanarayan T. S., Sampah T.R., Sharma V.P., Nanda N., Joshi H., Adak T., & Subbarao S.K. (2005).** Larvivorous fish in wells target the malaria vector sibling species of the *Anopheles culicifacies* complex in villages in Karnataka, India. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 99(2), 101-105. <https://doi.org/10.1016/j.trstmh.2004.03.009>.
- Ghosh A., Chowdhury N., & Chandra G. (2012).** Plant extracts as potential mosquito larvicides. *The Indian journal of medical research*, 135(5), 581.
- Giller PS, McNeill S. (1981).** Predation strategies, resource partitioning and habitat selection in Notonecta (Hemiptera/Heteroptera). *Journal of Animal Ecology*, 50: 789–808.
- Gilman A.G. (1990).** The Pharmacological Basis of Therapeutics, 8th ed., Pergamon Press, NY. CitedatWWW.erowid.org/plants/Datura faq.
- Gil L.H.S., Rodrigues M.D.S., & Katsuragawa T.H. (2015).** Seasonal distribution of malaria vectors (Diptera: Culicidae) in rural localities of Porto Velho, Rondônia, Brazilian Amazon. *Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo*, 57: 263–267. <http://dx.doi.org/10.1590/S0036-46652015000300014>.
- Gineste C. (2010).** Le grand livre des plantes aromatiques et médicinales, 1^{er} édition, *Flora Dumolin*, archipel studio16. 52 p.
- GlèlèKakaï R., Salako V. K., Padonou E.A., Lykke A.M. (2016).** Méthodes statistiques multivariées utilisées en écologie. *Annales des Sciences Agronomiques 20 - spécial Projet Undesert-UE*, 139-157.
- Golding N., Nunn M.A., Medlock J.M., Purse B.V., Vaux A.G., & Schäfer S.M. (2012).** West Nile virus vector *Culex modestus* established in southern England. *Parasites & vectors*, 5, 1-5. <https://doi.org/10.1186/1756-3305-5-32>.
- Gómez F.L.M. (2007).** Síntesis d'análogos de lastapsigarginas.Mémoire en vue d'obtention du grade de doctorat en chimie. Département de chimieorganique. Faculté des sciences.Université de Cádiz. Puerto real. Espagne.
- González A.V., & Leal J.M. (1995).** Predation potential of some aquatic insects (*Pantala*, *Coenagrion*, *Tropisternus*, *Notonecta* and *Sigara*) on common carp fry. *Journal of Applied Aquaculture*, 5(1), 77-82. https://doi.org/10.1300/J028v05n01_09.

- Govoetchan R., Gnanguenon V., Ogouwalé E., Oké-Agbo F., Azondékon R., Sovi A., ... & Akogbéto M. (2014).** Dry season refugia for anopheline larvae and mapping of the seasonal distribution in mosquito larval habitats in Kandi, northeastern Benin. *Parasites & Vectors*, 7, 1-10. <https://doi.org/10.1186/1756-3305-7-137>.
- Granados-Echegoyen C., Pérez-Pacheco R., Alonso-Hernández N., Vásquez-López A., Lagunez-Rivera L., & Rojas-Olivos A. (2015).** Chemical characterization and mosquito larvicidal activity of essential oil from leaves of *Persea americana* Mill (Lauraceae) against *Culex quinquefasciatus* (Say). *Asian Pacific Journal of Tropical Disease*, 5(6), 463-467. [https://doi.org/10.1016/S2222-1808\(15\)60816-7](https://doi.org/10.1016/S2222-1808(15)60816-7).
- Grand D., & Boudot J.P. (2006).** Les libellules de France, Belgique et Luxembourg. Parthénope collection, Biotope Editions, Mèze (France), 480 p.
- Grard G., Caron M., Mombo I. M., Nkoghe D., Mboui Ondo S., Jiolle D., Fontenille D., Paupy C., Leroy E.M. (2014).** Zika virus in Gabon (Central Africa)–2007: a new threat from *Aedes albopictus*?. *PLoS neglected tropical diseases*, 8(2), e2681. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0002681>.
- Gregbine A. (1966).** Biologie et taxonomie des anophélineae de Madagascar et des îles voisines. Impression Laure, 487 p.
- Griffith T. B., & Gillett-Kaufman J.L. (2021).** Common Backswimmer *Notonecta glauca* (Linnaeus 1758) (Hemiptera: Notonectidae): EENY-738/IN1262, 04/2021. EDIS, 2021(2), 3-3.
- Guessoum D., Guerfia S. (2010).** La conurbation urbaine cas de la ville d'Annaba et el Bouni, acte du 1^{er} séminaire international euro-méditerranéen sur le thème « Aménagement du territoire, gestion des risques et sécurité civile » tenu à l'université de Batna-Algérie 20-22 Avril.
- Guillén-Rodríguez Y.G., Chapa-Vargas L., Ibarra-Juárez L.A., Ibáñez-Bernal S., & Santiago-Alarcon D. (2023).** The influence of humidity and temperature on the vertical richness and abundance of blood-sucking flies (Culicidae and Ceratopogonidae) in a montane cloud forest in Mexico. *Journal of Vector Ecology*, 49(1), 1-14. <https://doi.org/10.52707/1081-1710-49.1.1>.
- Guitsevitchet A.V., Monchadski A.S., Shtakelberg A.A. (1974).** Fauna of the U.S.S.R., Diptera Family Culicidae, III, 4,408p.

Gul M., Zahid M., & Ali H. (2021a). Larvicidal potential of different chromatographic fractions of the n-hexane extract of *Artemisia scoparia* against the vector mosquito *Culex quinquefasciatus*. *International Journal of Tropical Insect Science*, 41(1), 897-902. <https://doi.org/10.1007/s42690-020-00250-4>.

Gul M., Zahid M., Ilahi I., Ali H., Hussain F., Sajad M.A. (2021b). Ecofriendly control of *Culex quinquefasciatus* Say (Diptera: Culicidae) through botanical insecticides and predatory insects. *Pak J Zool* (in press). <https://doi.org/10.17582/journal.pjz/20170607200629>.

H

Habel J.C., & Schmitt T. (2018). Vanishing of the common species: Empty habitats and the role of genetic diversity. *Biological Conservation*, 218: 211–216. Doi: [10.1016/j.biocon.2017.12.018](https://doi.org/10.1016/j.biocon.2017.12.018).

Habiba G., Imen K., Rabeh C., & Lina L. (2022). A comparative study between biological and chemical control against domestic mosquito larvae. *Biodiversitas Journal of Biological Diversity*, 23(12). <https://doi.org/10.13057/biodiv/d231244>.

Habig W.H., Pabst M.J., & Jakoby W.B. (1974). Glutathione S-Transferases: the first enzymatic step in mercapturic acid formation. *J Biol Chem*, (249), 7130-7139.

Hadidy D.E., El Sayed A.M., Tantawy M.E., Alfy T.E., Farag S.M., & Haleem D.R.A. (2022). Larvicidal and repellent potential of *Ageratum houstonianum* against *Culex pipiens*. *Scientific Reports*, 12(1), 21410. <https://doi.org/10.1038/s41598-022-25939-z>.

Haedicke C.W., Redei D., & Kment P. (2017). The diversity of feeding habits recorded for water boatmen (Heteroptera: Corixoidea) world-wide with implications for evaluating information on the diet of aquatic insects. *EJE*, 114(1), 147-159. DOI: [10.14411/eje.2017.020](https://doi.org/10.14411/eje.2017.020).

Hafsi N.E.H., Hamaidia K., Barour C., & Soltani N. (2021). A survey of Culicidae (Insecta Diptera) in some habitats in Souk-Ahras province (Northeast Algeria). *Biodivers Journal*, 12(1): 3-16. DOI: [10.31396/Biodiv.Jour.2021.12.1.3.16](https://doi.org/10.31396/Biodiv.Jour.2021.12.1.3.16).

- Hahn D.A., & Denlinger D.L. (2007).** Meeting the energetic demands of insect diapause: nutrient storage and utilization. *Journal of insect physiology*, 53(8), 760-773. <https://doi.org/10.1016/j.jinsphys.2007.03.018>.
- Hamaidia K. (2015).** Biodiversité des moustiques de la région de Souk-Ahras et lutte chimique: aspects écologique, morphométrique, biochimique et toxicologique (Doctoral dissertation, Université Badji Mokhtar).
- Hamel T., Sadou S., Seridi R., Boukhdar S., & Boulemtafes A. (2018).** Pratique traditionnelle d'utilisation des plantes médicinales dans la population de la péninsule de l'edough (nord-est algérien). *Ethnopharmacologia*, 59, 75-81.
- Hammerschlag N., Schmitz O.J., Flecker A.S., Lafferty K.D., Sih A., Atwood T.B., Cooke S.J. (2019).** Ecosystem function and services of aquatic predators in the Anthropocene. *Trends in Ecology & Evolution*. 34(4):369–383. Doi: [10.1016/j.tree.2019.01.005](https://doi.org/10.1016/j.tree.2019.01.005).
- Hammiche V., Merad R., & Azzouz M. (2013).** Plantes toxiques à usage médicinal du pourtour méditerranéen. *Springer-Verlag France, Paris*, 285-288.
- Hammiche V. (2015).** Traitement de la toux à travers la pharmacopée traditionnelle kabyle. *Journal de phytothérapie*, 13, 358-372. Doi: [10.1007/s10298-014-0910-2](https://doi.org/10.1007/s10298-014-0910-2).
- Haouchine S., 2011.** Recherches sur la faunistique et l'écologie des macroinvertébrés des cours d'eau de kabylie. Thèse de magister. Université mouloud mammeri de tizi-ouzou. 116p.
- Hand R., (2011).** The Euro-Med treatment of Apiaceae. *Willdenowia*, 41(2), 245-250. <https://doi.org/10.3372/wi.41.41205>.
- Harbach R.E. & Knight K.L. (1980).** Taxonomists glossary of mosquito anatomy. Plexus publishing Inc new-gersy, 415 p.
- Hassen I., M'Rabet Y., Belgacem C., Kesraoui O., Casabianca H., & Karim Hosni K. (2015).** Chemodiversity of Volatile Oils in *Thapsia garganica* L. (Apiaceae). *Chem Biodivers*, 12(4), 637-51. <https://doi.org/10.1002/cbdv.201400218>.
- Hayes J. D., Flanagan J.U., & Jowsey I.R. (2005).** Glutathione transferases. *Annu. Rev. Pharmacol. Toxicol.*, 45, 51-88. <https://doi.org/10.1146/annurev.pharmtox.45.120403.095857>.
- Hikal W.M., Baeshen R.S., & Said-Al Ahl H.A. (2017).** Botanical insecticide as simple extractives for pest control. *Cogent Biology*, 3(1), 1404274.

- Hillary V.E., Ceasar S.A., & Ignacimuthu S. (2024).** Efficacy of plant products in controlling disease vector mosquitoes, a review. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 172(3), 195-214. <https://doi.org/10.1111/eea.13401>.
- Himmi O., Dakki M., Trari B., Elagbani M.A. (1995).** Les Culicidae du Maroc. Clés d'identification avec données biologiques et écologiques. *Trav. Inst. Sci., Zool.*, 44, Rabat: 50 p.
- Honorio, N.A., Nogueira, R.M., Codeco, C.T., Carvalho, M.S., Cruz, O.G., Magalhaes Mde, A., De Araujo, J.M., De Araujo, E.S., Gomes, M.Q., Pinheiro, L.S., Da Silva, Pinel, C., Lourenco-De- Oliveira, R. (2009).** Spatial evaluation and modeling of Dengue seroprevalence and vector density in Rio de Janeiro, Brazil. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 3 (11), e545. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0000545>.
- Hosea M.N., & Brian M.S. (2007).** Progress toward the Synthesis of the Basiliolides and Transtaganolides: An Intramolecular Pyrone Diels-Alder Entry into a Novel Class of Natural Products. *Organic Letters*, 0(0), A-D. <https://doi.org/10.1021/ol702501s>.
- Houelome T.M.A., Adadedjan D., Chikou A., Toko I.I., Koudenoukpo C., Bonou C., ... & Laleye P. (2017).** Inventaire et caractéristiques faunistiques des macroinvertébrés de la rivière Alibori dans le bassin cotonnier du Bénin [Inventory and faunistic characteristics of the macroinvertebrates of the Alibori River in the cotton basin of Benin]. *International Journal of Innovation and Applied Studies*, 21(3), 433-448.
- Howarth F.G. (1972).** Cavernicoles in lava tubes on the island of Hawaiï. *Science* 175, 325-326.
- Howarth F.G. (1982).** The conservation of cave invertébrates Proc. Int. Cave Manage. Symp. 1st., Murray, Ky. 1981 in press.
- Hsieh H.Y., Tew K.S., & Meng P.J. (2023).** The Impact of Changes in the Marine Environment on Marine Organisms. *Journal of Marine Science and Engineering*, 11(4), 809. Doi: [10.3390/jmse11040809](https://doi.org/10.3390/jmse11040809).
- Huang Y.M., & Ward A. (1981).** A Pictorial Key for the Identification of the mosquitoes Associated with Yellow Fever in Africa. *Mosquito systematics*, 13(2), 138-149.
- Hussain T., Fatima I., Rafay M., Shahzad M.I., Abdullah M., Bano S., Akhtar S., Ruby T. (2015).** Comparison of antibacterial potential from leaves and fruits of different herbs and shrubs of family Solanaceae. *Int J Agric Biol*, 17, 1249–1254. Doi: [10.17957/IJAB/15.0039](https://doi.org/10.17957/IJAB/15.0039).

Huestis D.L., Dao A., Diallo M., Sanogo Z.L., Samake D., Yaro A.S., ... & Lehmann T. (2019). Windborne long-distance migration of malaria mosquitoes in the Sahel. *Nature*, 574(7778), 404-408. <https://doi.org/10.1038/s41586-019-1622-4>.

I

Impoinvil D.E., Cardenas G.A., Gihture J.I., Mbogo C.M., Beier J.C. (2007). Constant temperature and time period effects on *Anopheles gambiae* egg hatching. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 23(2), 124-130. Doi: [10.2987/8756-971x\(2007\)23\[124:ctatpe\]2.0.co;2](https://doi.org/10.2987/8756-971x(2007)23[124:ctatpe]2.0.co;2).

Intirach J., Junkum A., Lumjuan N., Chaithong U., Somboon P., Jitpakdi A., ... & Pitasawat B. (2018). Biochemical effects of *Petroselinum crispum* (Umbelliferae) essential oil on the pyrethroid resistant strains of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *Insects*, 10(1), 1. <https://doi.org/10.3390/insects10010001>.

Irikannu K.C., Onyido A.E., Ogaraku J.C., Umeanaeto P.U., Nzeukwu C.I., Obiefule I.E., ... & Onwuachusi G.L. (2023). Seasonal distribution and diversity of mosquito species in a rainforest community of southeast Nigeria. *The Bioscientist Journal*, 11(1), 71-80.

Isman M.B. (2000). Plant essential oils for pest and disease management. *Crop Protect*, 19, 603–608.

Isman M.B. (2020). Commercial development of plant essential oils and their constituents as active ingredients in bioinsecticides. *Phytochemistry reviews*, 19, 235-241. <https://doi.org/10.1007/s11101-019-09653-9>.

Izri A., Bitam I. & Charrel R.N. 2011. First entomological documentation of *Aedes (Stegomyia) albopictus* (Skuse, 1894) in Algeria. *Clinical Microbiology and Infection*, 17(7): 1116–8. <https://doi.org/10.1111/j.1469-0691.2010.03443.x>.

J

Jaczewski T. (1961). Notes on the biology of Corixidae (Heteroptera). *Pol. Pis. Entomol*, 31, 295-300.

- Jaikumar B., Jasmine R. (2016).** A review on a few medicinal plants possessing anticancer activity against human breast cancer. *Int J Pharm Tech Res*, 9, 333–365.
- Jemal Y., Al-Thukair A.A. (2018).** Combining GIS application and climatic factors for mosquito control in Eastern Province, Saudi Arabia. *Saudi. J. Biol.* 25 (8), 1593–1602. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2016.04.001>.
- Jongema Y. (2017a).** List of edible insect species of the world. Wageningen: Laboratory of Entomology, Wageningen University.
- Jongema Y. (2017b).** Worldwide list of recorded edible insects. Wageningen, The Netherlands: Department of Entomology, Wageningen University & Research.
- Jourdain F., Paty M.C., Perrin Y., Fontenille D., & Maurice F. (2015).** *Aedes albopictus* et le risque arbovirus en France métropolitaine: la nécessité d'une surveillance intégrée. *Bull., Epidémiologique hebdomadaire*, 66, 80 p.
- Judd W.S., Campbell C.S., Kellogg E.A., Stevens P. (2002).** Botanique systématique une perspective phylogénétique. 1^{er} édition. Paris P387.
- Jude J., Gunathilaka N., Wijerathna T., Fernando D., Wickremasinghe R., & Abeyewickreme W. (2024).** Distribution and seasonal variation of malaria vectors in the Mannar and Jaffna Districts; an entomological investigation during the phase of prevention of re-establishment of malaria in Sri Lanka. *International Journal of Tropical Insect Science*, 44(1), 139-152. <https://doi.org/10.1007/s42690-023-01142-z>.
- Jules J., Albuquerque M.C., Suárez-Mutis S.M., Pereira de Oliveira H.R., Gil-Santana W., Rodrigues and J Alencar. (2019).** Species diversity and abundance of Anopheles (Nyssorhynchus) (Diptera: Culicidae) in Cachoeiras de Macacu Municipality, Rio de Janeiro State: an area of the atlantic forest receptive and vulnerable to malaria. *Journal of medical entomology*, 56(3), 849-858. <https://doi.org/10.1093/jme/tjy236>.



- Kagabu S., Kato C., & Nishimura K. (2004).** Insecticidal and neuroblocking activities toward American cockroach (*Periplaneta americana* L.) of imidacloprid metabolites, 5-hydroxy-, 4, 5-dihydroxy-and 4, 5-dehydroimidacloprid. *Journal of Pesticide Science*, 29(4), 376-379. <https://doi.org/10.1584/jpestics.29.376>.

- Kamata H., & Hirata H. (1999).** Redox regulation of cellular signalling. Cellular signalling, 11(1), 1-14. [https://doi.org/10.1016/S0898-6568\(98\)00037-0](https://doi.org/10.1016/S0898-6568(98)00037-0).
- Kaur A., Kocher D.K., & Kumar R. (2022).** Larvicidal potential and residual activity effect of kinnow peel oil against *Aedes aegypti* L. *Journal of Vector Borne Diseases*, 59(3), 228-235. DOI: [10.4103/0972-9062.337508](https://doi.org/10.4103/0972-9062.337508).
- Kettle D.S., & Linley J.R. (1967).** The biting habits of *Leptoconops bequaerti*. II. Effect of meteorological conditions on biting activity; 24 hour and seasonal cycles. *Journal of Applied Ecology*, 397-420. <https://doi.org/10.2307/2401344>.
- Kettle, D.S. (1990).** Médical and veterinary entomology. Ed. c.a.b. international.wallinfond. Oxon. Uk. 658 p.
- Khaldi R., Rehim N., Kharoubi R., & Soltani N. (2022).** RESEARCH ARTICLE Phytochemical composition of almond oil from *Melia azedarach* L. and its larvicidal, ovicidal, repellent and enzyme activities in *Culex pipiens* L. *Tropical biomedicine*, 39(4), 531-538. <https://doi.org/10.47665/tb.39.4.008>.
- Khan N., & Mukhtar H. (2013).** Tea and health: studies in humans. *Current pharmaceutical design*, 19(34), 6141-6147.
- Khan M.A., Elhossary S., Khan I.A., Al Zahrani M.H., Al Zahrani F.S., Al Bashri F.M. (2018).** The impact of climatic variables with GIS application on the abundance of medically important mosquitoes (Diptera: Culicidae) in Jeddah, Saudi Arabia. *Int. J. Mosq. Res.* 5 (5), 12–18.
- Khan S.U., Mehmood S.A., Ali, H., Waqas W., & Rahbar B. (2022).** The role of selected odonate nymphs in biological control of *Culex quinquefasciatus* larvae, and effect of glyphosate herbicide on their predatory performance. *International Journal of Tropical Insect Science*, 1-6. Doi: [10.1007/s42690-021-00713-2](https://doi.org/10.1007/s42690-021-00713-2).
- Kharoubi R., Rehim N., & Soltani N. (2020).** Essential oil from *Mentha rotundifolia* harvested in Northeast Algeria: Chemical composition, larvicidal and enzymatic activities on *Culex pipiens* Larvae. *Transylvanian review*.
- Khater H.F. (2013).** Bioactivity of essential oils as green biopesticides: recent global scenario. *Recent progress in medicinal plants*, 37, 151-218.
- Khodr B., & Khalil Z. (2001).** Modulation of inflammation by reactive oxygen species: implications for aging and tissue repair. *Free Radical Biology and Medicine*, 30(1), 1-8. [https://doi.org/10.1016/S0891-5849\(00\)00378-6](https://doi.org/10.1016/S0891-5849(00)00378-6).

- Khoobdel M., Rahimi V., Ebadollahi A., & Krutmuang P. (2022).** Evaluation of the Potential of a Lectin Extracted from *Polygonum persicaria* L. as a Biorational Agent against *Sitophilus oryzae* L. *Molecules*, 27(3), 793. <https://doi.org/10.3390/molecules27030793>.
- Kim S.W., Kang J. & Park I.K. (2013).** Fumigant toxicity of Apiaceae essential oils and their constitu-ents against *Sitophilus oryzae* and their acetylcholinesterase inhibitory activity. *Journal of Asia-Pacific En-tomology*, 16(4): 443-448. <https://doi.org/10.1016/j.aspen.2013.07.002>.
- Kles P.V., Michault A., Rodhain F., Mevel F., & Chastel C. (1994).** Enquêtes sérologiques concernant les arboviroses A. Flaviviridae sur l'île de la Réunion (1971-1989). *Bulletin de la Société de pathologie exotique*, 87(2), 71-76.
- Klowden M.J. (1990).** The endogenous regulation of mosquito reproductive behavior. *Experientia*, 46, 660-670. <https://doi.org/10.1007/BF01939928>.
- Klowden M.J. (2007).** Physiological systems in insects, Amsterdam: Elsevier. *Academic Press*. pp. 688.
- Knight T.M., Chase J.M., Goss C.W., Knight J.J. (2004).** Effects of interspecific competition, predation, and their interaction on survival and development time of immature *Anopheles quadrimaculatus*. *J. Vector. Ecol*, 29(2), 277–284. PMID: 15707287.
- Kodrík D., Bednářová A., Zemanová M., & Krishnan N. (2015).** Hormonal regulation of response to oxidative stress in insects—an update. *International journal of molecular sciences*, 16(10), 25788-25816. <https://doi.org/10.3390/ijms161025788>.
- Kouassi M.D. (2001).** La lutte biologique: une alternative viable à l'utilisation des pesticides?. *Vertigo-la revue électronique en sciences de l'environnement*, 2(2). Doi: [10.4000/vertigo.4101](https://doi.org/10.4000/vertigo.4101).
- Korovin E.P. (1947).** Generis *Ferula* (Tourn.) L. *monographia illustrata*. Tashkent: *Academiae Scientiarum UzRSS*.
- Kottek M., Grieser J., Beck C., Rudolf B., & Rubel F. (2006).** World map of the Köppen-Geiger climate classification updated. 15(3), 259-263. DOI: [10.1127/0941-2948/2006/0130](https://doi.org/10.1127/0941-2948/2006/0130).

- Kumar R., Muhid P., Dahms H.U., Tseng L.C., Hwang J.S. (2008).** Potential of three aquatic predators to control mosquitoes in the presence of alternative prey: a comparative experimental assessment. *Marine and Freshwater Research*, 59(9), 817-835. Doi: [10.1071/MF07143](https://doi.org/10.1071/MF07143).
- Kunz B. (2015).** Status and distribution of *Sympetrum sanguineum* in Sardinia (Odonata: Libellulidae), 34 (3/4), 161–173.
- Kaur N., & Kocher D.K. (2022).** Effect of nanoemulsified *Eucalyptus globulus* oil on development, emergence and survival of *Aedes aegypti* L. *Indian Journal of Entomology*, 804-808. <https://doi.org/10.55446/IJE.2021.304>.
- Krawczyński vel Krawczyk T., Moszczyńska M., & Trojanowicz M. (2000).** Inhibitive determination of mercury and other metal ions by potentiometric urea biosensor. *Biosensors and Bioelectronics*, 15(11-12), 681-691. [https://doi.org/10.1016/S0956-5663\(00\)00085-3](https://doi.org/10.1016/S0956-5663(00)00085-3).

£

- Ladjel S., Zellagui A., & Gherraf N. (2011).** Reinvestigation of essential oil content of *Thapsia garganica* grown in the east of Algeria. *Journal of Fundamental and Applied Sciences*, 3(2), 165-168. [10.4314/jfas.v3i2.5](https://doi.org/10.4314/jfas.v3i2.5).
- Lakhani L. (2015).** How to Reduce Impact of Pesticides in Aquatic Environment (A Review Article). Social Issues and Environmental Problems. *International Journal of Research*, 3(9), 1-5. Doi: [10.22271/fish.2022.v10.i3b.2679](https://doi.org/10.22271/fish.2022.v10.i3b.2679).
- Lalouette L., Williams C.M., Hervant F., Sinclair B.J., & Renault D. (2011).** Metabolic rate and oxidative stress in insects exposed to low temperature thermal fluctuations. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology*. 158(2) : 229-234. <https://doi.org/10.1016/j.cbpa.2010.11.007>.
- Latreille P.A. (1810).** Considérations générales sur l'ordre naturel des animaux composant les classes des crustacés, des arachnides et des insectes, avec tableau méthodique de leurs genres, disposés en familles. Schoell éd., Paris, 444 pp.
- Lazaro A., Han W.W., Manrique-Saide P., George L., Velayudhan R., Toledo J., ... & Horstick O. (2015).** Community effectiveness of copepods for dengue vector control: systematic review. *Tropical Medicine & International Health*, 20(6), 685-706. <https://doi.org/10.1111/tmi.12485>.

- Le Berre R. (1966).** Contribution à l'étude biologique et écologique de *Simulium damnosum* Theobald, 1903 (Diptera, Simuliidae) Paris: Orstom, p 197.
- Legendre P., Legendre L. (1998).** Numerical Ecology: Developments in Environmental Modelling, deuxième édition anglaise, Amsterdam, *Elsevier Science B.V*, 20, 853.
- Legendre P., Legendre L. (2012).** Numerical Ecology, troisième édition anglaise, Amsterdam, *Elsevier Science B.V*, 24, 1006 p.
- Linda A., & Hamid B. (2017).** Diversity and distribution of culicinae fauna in Tebessa district (North-East of Algeria).
- Liu H., Jensen K.G., Lin H., My Tran L.M., Chen M., Zhai L., Olsen C.E., Sohoel H., Denmeade S.R., Isaacs J.T., & Christensen S.B. (2006).** Cytotoxic phenylpropanoids and an additional thapsigarginanalogue isolated from *Thapsia garganica*. *Phytochemistry*, 67, 2651–2658. <https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2006.10.005>.
- Li Y., Su X., Zhou G., Zhang H., Puthiyakunnon S., Shuai S., ... & Chen X. G. (2016).** Comparative evaluation of the efficiency of the BG-Sentinel trap, CDC light trap and Mosquito-oviposition trap for the surveillance of vector mosquitoes. *Parasites & vectors*, 9, 1-8. <https://doi.org/10.1186/s13071-016-1724-x>.
- López V., Pavela R., Gómez-Rincón C., Les F., Bartolucci F., Galiffa V., ... & Benelli G. (2019).** Efficacy of *origanum syriacum* essential oil against the mosquito vector *culex quinquefasciatus* and the gastrointestinal parasite anisakis simplex, with insights on acetylcholinesterase inhibition. *Molecules*, 24(14), 2563. <https://doi.org/10.3390/molecules24142563>.
- Lounaci Z. (2003).** Biosystématique et bioécologie des culicidae (diptra, nematocera) en milieux rural et agricole. Thèse doc. i.n.a, el-harrach.



- Macfie J.W.S., & Ingram A. (1922).** On the genital armature of the female mosquito. *Annals of Tropical Medicine & Parasitology*, 16(2), 157-188. <https://doi.org/10.1080/00034983.1922.11684308>.

- Mackenzie A., Ball A.S., & Virdee S. (2000).** L'essentiel en écologie. *Paris, Berti*.

- Madzokere E.T., Hallgren W., Sahin O., Webster J.A., Webb C.E., Mackey B., & Herrero L.J. (2020).** Integrating statistical and mechanistic approaches with biotic and environmental variables improves model predictions of the impact of climate and land-use changes on future mosquito-vector abundance, diversity and distributions in Australia. *Parasites & Vectors*, 13, 1-13. <https://doi.org/10.1186/s13071-020-04360-3>.
- Maggi F., Cecchini C., Cresci A., Coman M.M., Tirillini B., Sagratini G., & Papa F. (2009).** Chemical composition and antimicrobial activity of the essential oil from *Ferula glauca* L. (*F. communis* L. subsp. *glauca*) growing in Marche (central Italy). *Fitoterapia*, 80(1), 68-72. <https://doi.org/10.1016/j.fitote.2008.10.001>.
- Maggi F., & Benelli G. (2018).** Essential oils from aromatic and medicinal plants as effective weapons against mosquito vectors of public health importance. *Mosquito-borne Diseases: Implications for Public Health*, 69-129. https://doi.org/10.1007/978-3-319-94075-5_6.
- Mahmoudi K., Bendali-Saoudi F., & Soltani N. (2022).** Potential predation of *Cyclops fuscus* Jurine, 1820 (Crustacea Copepoda) against two mosquito species *Culex pipiens* Lin-naeus, 1758 and *Culiseta longiareolata* Macquart, 1838 (Diptera Culicidae). *Biodiversity Journal*, 13(4), 805–812. <https://doi.org/10.31396/Biodiv.Jour.2022.13.4.805.812>.
- Mamoci E., Cavoski I., Simeone V., Mondelli D., Al-Bitar L., & Caboni P. (2011).** Chemical composition and *in vitro* activity of plant extracts from *Ferula communis* and *Dittrichia viscosa* against postharvest fungi. *Molecules*, 16(3), 2609-2625. <https://doi.org/10.3390/molecules16032609>.
- Mamai W. (2014).** Stratégies de survie en saison sèche chez les vecteurs majeurs du paludisme au Burkina Faso: physiologie, morphologie, comportement et métabolisme. Bobo-Dioulasso, D. E. Université Polytechnique: 33p.
- Martello R.H., Gallon C., Souza M.A., Calisto J.F.F., Aguiar G.P.S., Albeny-Simões D., ... & Dal Magro J. (2019).** Micronization of thymol by RESS and its larvicidal activity against *Aedes aegypti* (Diptera, Culicidae). *Industrial crops and products*, 139, 111495. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2019.111495>.
- Martínez-de La Puente J., Ferraguti M., Ruiz S., Roiz D., Soriguer R.C., & Figuerola J. (2016).** *Culex pipiens* forms and urbanization: effects on blood feeding sources and transmission of avian Plasmodium. *Malaria journal*, 15, 1-8. [DOI 10.1186/s12936-016-1643-5](https://doi.org/10.1186/s12936-016-1643-5).

- Matoug H. (2018).** Inventaire de la faune Culicidienne de la région de Skikda et étude du comportement sexuel et alimentaire des Culicidae (Doctoral dissertation, Université Badji Mokhtar).
- Maurya P., Sharma P., Mohan L., Batabyal L., & Srivastava C.N. (2009).** Evaluation of the toxicity of different phytoextracts of *Ocimum basilicum* against *Anopheles stephensi* and *Culex quinquefasciatus*. *Journal of Asia-Pacific Entomology*, 12(2), 113-115. Doi: [10.1016/j.aspen.2009.02.004](https://doi.org/10.1016/j.aspen.2009.02.004).
- Mayers C.G., Harrington T.C., & Biedermann P.H. (2022).** Mycangia define the diverse ambrosia beetle–fungus symbioses. *The convergent evolution of agriculture in humans and insects*, 105-142.
- Mazari A.M., Zhang L., Ye Z.W., Zhang J., Tew K.D., & Townsend D.M. (2023).** The Multifaceted Role of Glutathione S-Transferases in Health and Disease. *Biomolecules*, 13(4), 688. <https://doi.org/10.3390/biom13040688>.
- Meddour R. (2012).** Une plante aux multi usages, Le thapsia. *Publié dans Le Midi Libre*. France.
- Meftah T., Sengui R., Djennas A., & Benabbes O. (2001).** Connaissance, valorization et contrôle de l'utilisation de la flore sauvage en médecine traditionnelle (plantes médicinales). Programme U.I.C.N. pour l'Afrique du nord.
- Mehta A., Singh S., Dhawan V., & Ganguly N.K. (1998).** Intestinal mucosal lipid peroxidation and absorptive function in Salmonella typhimurium mediated intestinal infection. *Molecular and cellular biochemistry*, 178, 345-352. <https://doi.org/10.1023/A:1006891019115>
- Melusova M., Slamena D., Kozics K., Jantova S., & Horvathova E. (2014).** Carvacrol and rosemary essential oil manifest cytotoxic, DNA-protective and pro-apoptotic effect having no effect on DNA repair. *Neoplasma*, 61(6), 690-699. Doi:[10.4149/neo_2014_084](https://doi.org/10.4149/neo_2014_084).
- Mendoza F., Ibáñez-Bernal S., & Cabrero-Sañudo F.J. (2008).** A standardized sampling method to estimate mosquito richness and abundance for research and public health surveillance programmes. *Bulletin of entomological research*, 98(4), 323-332. <https://doi.org/10.1017/S0007485308005701>.
- Merabti B. (2016).** Identification, composition et structure des populations Culicidiénne de la région de Biskra (Sud-est Algérien). Effets des facteurs écologiques sur l'abondance saisonnière. Essais de lutte (Doctoral dissertation).

- Meyer Steiger D.B., Ritchie S.A., & Laurance S.G. (2016).** Mosquito communities and disease risk influenced by land use change and seasonality in the Australian tropics. *Parasites & vectors*, 9, 1-13. <https://doi.org/10.1186/s13071-016-1675-2>.
- Michault A. (1998).** Insularity and epidemic risks in Réunion. *Bulletin de la Societe de Pathologie Exotique (1990)*, 91(1), 52-55.
- Mills C., Cleary B.V., Walsh J.J., & Gilmer J.F. (2004).** Inhibition of acetylcholinesterase by tea tree oil. *Journal of Pharmacy and Pharmacology*, 56(3), 375-379. <https://doi.org/10.1211/0022357022773>.
- Min J.K., & Kong D.S. (2020).** Distribution patterns of benthic macroinvertebrate communities based on multispatial-scale environmental variables in the river systems of Republic Of Korea. *Journal of Freshwater Ecology*, 35(1), 323-347. Doi:[10.1080/02705060.2020.1815599](https://doi.org/10.1080/02705060.2020.1815599).
- Miura T., & Takahashi R.M. (1988).** A laboratory study of predation by damselfly nymph, *Enallagma civile*, upon mosquito larvae, *Cules farsalis*. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 4 (2), 42-45.
- Mohamed Mohamed Ibrahim A. (2018).** Effet de différentes irradiations électromagnétiques sur l'aspect qualitatif et quantitatif des substances chimiques extraites à partir de *Thapsia garganica* L (Doctoral dissertation).
- Mohammad hosseini M., Venditti A., Sarker S.D., Nahar L., & Akbarzadeh A. (2019).** The genus *Ferula*: Ethnobotany, phytochemistry and bioactivities—A review. *Industrial crops and products*, 129, 350-394. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2018.12.012>.
- Mohammedi D., Mohammedi S., & Keck G. (2014).** Principales intoxications végétales chez les ruminants en zone méditerranéenne. *Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux*, 67(4), 163-171. <https://doi.org/10.19182/remvt.20558>.
- Mohammed A.M., Saber A.R. A Mahmoud M., & A Riad S. (2020).** Ecological studies on some aquatic insects in the Damietta branch, River Nile of Egypt as bioindicators of pollution. *Egyptian Journal of Aquatic Biology and Fisheries*, 24(4), 57-76. DOI: [10.21608/ejabf.2020.95322](https://doi.org/10.21608/ejabf.2020.95322).
- Monteiro R.A., Camara M.C., de Oliveira J.L., Campos E.V.R., Carvalho L.B., de Freitas Proença P.L., ... & Fraceto L.F. (2021).** Zein based-nanoparticles loaded botanical pesticides in pest control: An enzyme stimuli-responsive approach aiming sustainable agriculture. *Journal of Hazardous Materials*, 417, 126004. Doi:

[10.1016/j.jhazmat.2021.126004](https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2021.126004).

Mordecai E.A., Caldwell J.M., Grossman M.K., Lippi C.A., Johnson L.R., Neira M., Rohr J.R., Ryan S.J., Savage V., Shocket M.S., Sippy R., Stewart Ibarra A.M., Thomas M.B., & Villena O. (2019). Thermal biology of mosquito-borne disease. *Ecology Letters*, 22(10), 1690–1708. <https://doi.org/10.1111/ele.13335>.

Morin C.W., Comrie A.C., Ernst K. (2013). Climate and dengue transmission: evidence and implications. *Environmental Health Perspectives*, 121(11-12), 1264-1272.

Mouissi S., & Alayat H. (2016). Utilisation de l'Analyse en Composantes Principales (ACP) pour la caractérisation Physico-chimique des eaux d'un écosystème aquatique: Cas du Lac Oubéira (Extrême NE Algérien). *Journal of Materials and Environmental Science*, 7(6), 2214-2220.

Muller Y. (1985). L'avifaune forestière nicheuse des Vosges du Nord - Sa place.

Moulinier C. (2003). Parasitologie et mycologie médicales: éléments de morphologie et de biologie. *Editions Médicales Internationales*, 796 pp.

Munusamy R.G., Appadurai D.R., Kuppusamy S., Michael G.P., & Savarimuthu I. (2016). Ovicidal and larvicidal activities of some plant extracts against *Aedes aegypti* L. and *Culex quinquefasciatus* Say (Diptera: Culicidae). *Asian Pacific Journal of Tropical Disease*, 6(6), 468-471. [https://doi.org/10.1016/S2222-1808\(16\)61070-8](https://doi.org/10.1016/S2222-1808(16)61070-8).

Murugan K., Kalimuthu K., Mahesh K.P., Hwang J.S., & M. Nicoletti. (2013). Larval and pupal toxicity effects of *Plectranthus amboinicus*, *Bacillus sphaericus* and predatory copepods for the control of the dengue vector, *Aedes aegypti*, *Phytoparasitica*, 41, 307-316. <https://doi.org/10.1007/s12600-013-0291-3>.

Mwanga E.P., Ngowo H.S., Mapua S.A., Mmbando A.S., Kaindoa E.W., Kifungo K., & Okumu F.O. (2019). Evaluation of an ultraviolet LED trap for catching Anopheles and Culex mosquitoes in south-eastern Tanzania. *Parasites & vectors*, 12, 1-12. <https://doi.org/10.1186/s13071-019-3673-7>.



Nakasen K., Wongsrila A., Prathumtet J., Sriraj P., Boonmars T., Promsrisuk T., ... & Aukkanimart R. (2021). Bio efficacy of Cinnamaldehyde from *Cinnamomum verum*

essential oil against *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae). *Journal of Entomological and Acarological Research*, 53(1). Doi:[10.4081/jear.2021.9400](https://doi.org/10.4081/jear.2021.9400).

Nejati J., Zaim M., Vatandoost H., Moosa-Kazemi S.H., Bueno-Marí R., Azari-Hamidian S., Sedaghat M.M., Hanafi-Bojd A.A., Yaghoobi-Ershadi M.R., Okati-Aliabad H., Collantes F. (2020). Employing different traps for collection of mosquitoes and detection of dengue, Chikungunya and Zika vector, *Aedes albopictus*, in borderline of Iran and Pakistan. *J. Arthropod-Borne Dis.* 14 (4), 376–390. Doi: [10.18502/jad.v14i4.5275](https://doi.org/10.18502/jad.v14i4.5275).

Negre R. (1962). Petite flore des régions arides du Maroc occidental: Tome II. Centre National de la Recherche Scientifique, p 114-115.

Neveu-Lemaire M. (1952). Précis de parasitologie vétérinaire: maladies parasitaires des animaux domestiques. 3^o ed., Vigot Freres Editeurs: 58 p.

Nguir A., Mabrouk H., Douki W., Ben Ismail M., Ben Jannet H., Flamini G., & Hamza M.H.A. (2016). Chemical composition and bioactivities of the essential oil from different organs of *Ferula communis* L. growing in Tunisia. *Medicinal Chemistry Research*, 25, 515-525. <https://doi.org/10.1007/s00044-016-1506-1>.

Noua A., Mouna M., Hinda H., Sana C., & Souad B. (2018). Relation entre facteurs environnementaux et densités larvaires de *Culex pipiens* L. 1758 (DIPTERA-CULICIDAE) dans la région d'Oum El Bouaghi (Haute Plaine De l'Est Algérien).

Q

Obame-Nkoghe J. (2016). Caractérisation de l'entomofaune hématophage cavernicole du Gabon et implication dans la transmission d'agents infectieux (Doctoral dissertation, Université Montpellier).

Ohia C.M.D., Ana G.R.E.E. (2015). Bio-insecticides: The one-health response to mosquito-borne diseases of public health importance. *J. Biol. Agric. Healthc*, 5, 22–26.

OMS. (1963). Method to follow to determine the sensitivity or resistance of mosquito larvae to insecticides. In Resistance to insecticides and fight against the vectors. Thirteenth report of the committee who d'experts of insecticides, Geneva: WHO, Ser. Rapp. Techn., 265, 55-60.

OMS. (2018). L'eau, l'assainissement et l'hygiène dans les établissements de santé: mesures

- pratiques pour instaurer l'accès universel à des soins de qualité. World Health Organization.
- OMS. (2020).** Appui aux pays pour le renforcement des capacités de santé publique dans le cadre du règlement sanitaire international (2005): bureau OMS de Lyon, Département préparation des pays aux urgences sanitaires et RSI (CPI): rapport d'activité 2018-2019.
- Ondiba I.M., Oyieke F.A., Athinya D.K., Nyamongo I.K., & Estambale B.B. (2019).** Larval species diversity, seasonal occurrence and larval habitat preference of mosquitoes transmitting Rift Valley fever and malaria in Baringo County, Kenya. *Parasites & vectors*, 12, 1-14. <https://doi.org/10.1186/s13071-019-3557-x>.
- Orhan I., Kartal M., Kan Y., & Şener B. (2008).** Activity of essential oils and individual components against acetylcholinesterase. *Zeitschrift fuer Naturforschung C*, 63(7-8), 547-553. <https://doi.org/10.1515/znc-2008-7-813>.
- Osório H.C., ZÉ-ZÉ L., Amaro F., Nunes A., & Alves M.J. (2014).** Sympatric occurrence of *Culex pipiens* (Diptera, Culicidae) biotypes *pipiens*, *molestus* and their hybrids in Portugal, Western Europe: feeding patterns and habitat determinants. *Medical and veterinary entomology*, 28(1), 103-109. <https://doi.org/10.1111/mve.12020>.
- Ouchtati N. (2020).** ZOOLOGIE. 2ème année Licence en Sciences de la Nature et de la Vie. Université 8 Mai 1945 Guelma.
- Oudainia W. (2015).** Etude bioécologique et systématique des Culicidae de la région d'Oum El Bouaghi. Effet de la température sur l'agressivité et la biologie de *Culex pipiens* (Doctoral dissertation, Thèse de Doctorat LMD (3ème cycle) en Ecologie Animale. Option: Biologie des Populations. Département de Biologie. Faculté des Sciences. Université Badji Mokhtar Annaba).
- Owokotomo I.A., Ekundayo O., Abayomi T.G., & Chukwuka A.V. (2015).** In-vitro anti-cholinesterase activity of essential oil from four tropical medicinal plants. *Toxicology reports*, 2, 850-857. <https://doi.org/10.1016/j.toxrep.2015.05.003>.

P

- Paixao S., Ferreira A., Figueiredo P., & Ferreira I. (2021).** Climate Change and Culicidae Vectors-a Systematic Review of the Evolution on Southern European Countries. In International Conference on Water Energy Food and Sustainability (pp. 656-669). Cham: Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-030-75315-3_70.

- Palm R. (1998).** Notes de statistiques et d'informatiques; l'analyse en composantes principales. Principes et applications. Faculté des Sciences de Gembloux, Gembloux.
- Panahi M., Banasiak Ł., Piwczyński M., Puchalka R., Kanani M.R., Oskolski A.A., ... & Spalik K. (2018).** Taxonomy of the traditional medicinal plant genus *Ferula* (Apiaceae) is confounded by incongruence between nuclear rDNA and plastid DNA. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 188(2), 173-189. <https://doi.org/10.1093/botlinnean/boy055>.
- Pandey K.B., & Rizvi S.I. (2010).** Markers of oxidative stress in erythrocytes and plasma during aging in humans. *Oxidative medicine and cellular longevity*, 3(1), 2-12. <https://doi.org/10.4161/oxim.3.1.10476>.
- Papanikolaou N.E., Milonas P.G., Kontodimas D.C., Demiris N., & Matsinos Y.G. (2013).** Temperature-dependent development, survival, longevity, and fecundity of *Propylea quatuordecimpunctata* (Coleoptera: Coccinellidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 106(2), 228-234. <https://doi.org/10.1603/AN12104>.
- Prapanthadara L., Promtet N., Koottathep S., Somboon P., & Ketterman A.J. (2000).** Isoenzymes of glutathione S-transferase from the mosquito *Anopheles dirus* species B: the purification, partial characterization and interaction with various insecticides. *Insect Biochemistry and Molecular Biology*, 30(5), 395-403. [https://doi.org/10.1016/S0965-1748\(00\)00013-8](https://doi.org/10.1016/S0965-1748(00)00013-8).
- Paupy C., Delatte H., Bagny L., Corbel V., & Fontenille D. (2009).** *Aedes albopictus*, an arbovirus vector: from the darkness to the light. *Microbes and infection*, 11(14-15), 1177-1185. <https://doi.org/10.1016/j.micinf.2009.05.005>.
- Pavela R. (2016).** History, presence and perspective of using plant extracts as commercial botanical insecticides and farm products for protection against insects—a review. *Plant Protection Science*, 52(4). Doi: [10.17221/31/2016-PPS](https://doi.org/10.17221/31/2016-PPS).
- Pavlick K.P., Laroux F.S., Fuseler J., Wolf R.E., Gray L., Hoffman J., & Grisham M.B. (2002).** Role of reactive metabolites of oxygen and nitrogen in inflammatory bowel disease. *Free Radical Biology and Medicine*, 33(3), 311-322. [https://doi.org/10.1016/S0891-5849\(02\)00853-5](https://doi.org/10.1016/S0891-5849(02)00853-5).
- Payne C.L., Van Itterbeeck J. (2017).** Ecosystem services from edible insects in agricultural systems: a review. *Insects*, 8, 24. Doi: [10.3390/insects8010024](https://doi.org/10.3390/insects8010024).

- Pedigo P.L., eds. (1988).** Entomology and Pest Management. London, Macmillan Press.
- Peyrusse V. Bertrand M. (2001).** Les acariens aquatiques de France. *Insectes*, 123(4), 3-6.
- Pimenov M.G., & Leonov M.V.E. (1993).** The genera of the Umbelliferae: a nomenclator. *Royal Botanic Gardens, Kew*.
- Pimenov M.G., & Leonov M.V. (2004).** The Asian Umbelliferae biodiversity database (ASIUM) with particular reference to South-West Asian taxa. *Turkish Journal of Botany*, 28(1), 139-145.
- Pinho A.I., Wallau G.L., Nunes M.E.M., Leite N.F., Tintino S.R., da Cruz L.C., ... & Franco J.L. (2014).** Fumigant activity of the *Psidium guajava* var. pomifera (Myrtaceae) essential oil in *Drosophila melanogaster* by means of oxidative stress. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, 2014. Doi: [10.1155/2014/696785](https://doi.org/10.1155/2014/696785).
- Poisson R.A. (1957).** Faune de France: Hétéroptères Aquatiques. Paris: édition PAUL Lechevalier, p152.
- Polhemus J.T., & Herring J.L. (1970).** Études hydrobiologiques en Nouvelle-Calédonie (Mission 1965 du Premier Institut de zoologie de l'Université de Vienne). X. Aquatic and semi-aquatic hemiptera of New Caledonia. *Cah. Orstom, sér. Hydrobiol*, 4 (2), 3-12.
- Polhemus J.T., Polhemus A.D. (2008).** Global diversity of true bugs (Heteroptera; Insecta) in freshwater. *Hydrobiologia* 595:379–391. [DOI 10.1007/s10750-007-9033-1](https://doi.org/10.1007/s10750-007-9033-1)
- Prabha S., Yadav A., Kumar A., Yadav A., Yadav H.K., Kumar S., Kumar R. (2016).** Biopesticides—An alternative and eco-friendly source for the control of pests in agricultural crops. *Plant Arch*, 16, 902–906.
- Prapantadara L., Promtet N., Koottathep S., Somboon P., & Ketterman A.J. (2000).** Isoenzymes of glutathione S-transferase from the mosquito *Anopheles dirus* species B: the purification, partial characterization and interaction with various insecticides. *Insect Biochemistry and Molecular Biology*, 30(5), 395-403. [https://doi.org/10.1016/S0965-1748\(00\)00013-8](https://doi.org/10.1016/S0965-1748(00)00013-8).
- Prévost P. (1999).** Les bases de l'agriculture. 2ème Ed. Technique et documentation, Paris, 243p.
- Priya S.S., Vasantha-Srinivasan P., Altemimi A.B., Keerthana R., Radhakrishnan N., Senthil-Nathan S., ... & Proćków J. (2023).** Bioactive Molecules Derived from Plants in Managing Dengue Vector *Aedes aegypti* (Linn.). *Molecules*, 28(5), 2386. <https://doi.org/10.3390/molecules28052386>.

Q

- Qadri H.A., Qamar A., & Maheshwari N. (2023).** Oxidative stress, DNA damage, and histological alterations in *Bombyx mori* exposed orally to pesticide dimethoate. *Physiological Entomology*, 48(1), 1-13. <https://doi.org/10.1111/phen.12397>.
- Quillet A. (1977).** Dictionnaire encyclopédique. Pars, 3855 p.
- Quézel P., Santa S., Schotter O., & Emberger L. (1962).** Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales.
- Quezel P., & Santa S. (1963).** Nouvel flore d'Algérie et des régions désertiques méridionales. Centre National De La Recherche Scientifique 15, *quai Anatole-France - Paris 7'* Tome 2. p 612.

R

- Rached W., Benamar H., Bennaceur M., & Marouf A. (2009).** Évaluation du potentiel antioxydant de plantes médicinales et analyse phytochimique. Thèse de Doctorat .biochimie végétale appliquée .université d'oran Es- sénia.
- Raebel E.M., Merckx, T., Riordan P., Macdonald D.W., Thompson D.J. (2010).** The dragonfly delusion: why it is essential to sample exuviae to avoid biased surveys. *J. Insect Conserv*, 14, 523–533. Doi: [10.1007/s10841-010-9281-7](https://doi.org/10.1007/s10841-010-9281-7).
- Rahman W.A., Hassan A.A., Adanan C. (1993).** Seasonality of *Anopheles aconitus* mosquitoes, a secondary vector of malaria, in an endemic village near the Malaysia-Thailand border. *Acta Trop.* 55 (4), 263–265. DOI: [10.1016/0001-706X\(93\)90084-O](https://doi.org/10.1016/0001-706X(93)90084-O).
- Rahman I., & MacNee W. (2000).** Regulation of redox glutathione levels and gene transcription in lung inflammation: therapeutic approaches. *Free Radical Biology and Medicine*, 28(9), 1405-1420. [https://doi.org/10.1016/S0891-5849\(00\)00215-X](https://doi.org/10.1016/S0891-5849(00)00215-X).
- Ramade F. (1984).** Eléments d'écologie. Ecologie fondamentale, *Ed. Mac Graw Hill, Paris*, 397 p.
- Ramade F. (2003).** Eléments d'écologie (écologie fondamentale). Ed. Dunod (N°3). Paris, 690p.
- Ramirez P.G., Stein M., Etchepare E.G., & Almiron W.R. (2018).** Composition of anopheline (Diptera: Culicidae) community and its seasonal variation in three

- environments of the city of Puerto Iguazú, Misiones, Argentina. *Journal of medical entomology*, 55(2), 351-359. <https://doi.org/10.1093/jme/tjx215>.
- Rasmussen S.K., & Avato P. (1998).** Characterization of chromosomes and genome organization of *Thapsia garganica* L. by localizations of rRNA genes using fluorescent in situ hybridization. *Hereditas*, 129(3), 231-239. <https://doi.org/10.1111/j.1601-5223.1998.t01-1-00231.x>.
- Rêgo F.D., de Oliveira M.A., Carvalho G.M.D.L., & Andrade Filho J.D. (2020).** Biodiversity of hematophagous diptera (Culicidae and Psychodidae) in a small hydroelectric power station and surrounding area in the state of Minas Gerais, Brazil. *Journal of medical entomology*, 57(1), 312-317. <https://doi.org/10.1093/jme/tjz144>.
- Reilly J.R., Artz D.R., Biddinger D., Bobiwash K., Boyle N.K., Brittain C., et al. (2020).** Crop production in the USA is frequently limited by a lack of pollinators. *Proceedings of the Royal Society B*, 287, 20200922–2. Doi: [10.1098/rspb.2020.0922](https://doi.org/10.1098/rspb.2020.0922).
- Reinhold J.M., Lazzari C.R., & Lahondère C. (2018).** Effects of the environmental temperature on *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus* mosquitoes: à review. *Insects*, 9(4), 158. <https://doi.org/10.3390/insects9040158>.
- Resseguier P. (2011).** Contribution de l'étude de repas sanguin de *Culex pipiens pipiens*. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, *Ecole nationale vétérinaire de Toulouse*, 80p.
- Reynaldi S., Meiser M., & Liess M. (2011).** Effects of the pyrethroid fenvalerate on the alarm response and on the vulnerability of the mosquito larva *Culex pipiens molestus* to the predator *Notonecta glauca*. *Aquatic Toxicology*, 104(1-2), 56-60. <https://doi.org/10.1016/j.aquatox.2011.03.017>.
- Reynolds J.A., Poelchau M.F., Rahman Z., Armbruster P.A., & Denlinger D.L. (2012).** Transcript profiling reveals mechanisms for lipid conservation during diapause in the mosquito, *Aedes albopictus*. *Journal of Insect Physiology*, 58(7), 966-973. <https://doi.org/10.1016/j.jinsphys.2012.04.013>.
- Rhodain F., & Perez C. (1985).** Précis d'entomologie médicale et vétérinaire. Maloine. S A Editeur 27, Rue de l'école médecine 75006, Paris.

- Riaz N. (2023).** Effect of different plants extract on Acetylcholinesterase activity of *Aedes aegypti* and *Musca Domestica* adults. *Pakistan Journal of Science*, 74(1-1), 12-19. <https://doi.org/10.57041/pjs.v74i1-1.805>.
- Richards S.L., Byrd B.D., Reiskind M.H., White A.V. (2020).** Assessing Insecticide Resistance in Adult Mosquitoes: Perspectives on Current Methods. *Environ. Health Insights*, 14, 1–7. <https://doi.org/10.1177/1178630220952790>.
- Rioux J.A. (1958).** Les Culicidae du midi méditerranéen p. Lechevalier. Paris, 303 p.
- Ripert C. (1998).** Epidémiologie des maladies parasitaires-Helminthiases. *Med. Int*, 2, 277-309.
- Ripert C. (2007).** Epidémiologie des maladies parasitaires, tome 4, affections provoquées ou transmises par les arthropodes. *Cachan: EM inter*. p 581.
- Ritchot G., Mercier G., & Mascolo S. (1994).** L'étalement urbain comme phénomène géographique: l'exemple de Québec. *Cahiers de géographie du Québec*, 38(105), 261-300. <https://doi.org/10.7202/022451ar> CopiedAn error has occurred.
- Rodhain F., & Perez C. (1985).** Précis d'entomologie médicale et vétérinaire; notions d'épidémiologie des maladies à vecteurs. Paris: Maloine, 458p.
- Rodhain F. (1991).** Le fonctionnement des systèmes virus-vecteurs. In *Annales de la Société Belge de Médecine Tropicale*, 71, 189-199 p.
- Rodhain F. (1996).** Les insectes ne connaissent pas nos frontières. *Médecine et Maladies infectieuses*, 26, 408-414. [https://doi.org/10.1016/S0399-077X\(96\)80184-3](https://doi.org/10.1016/S0399-077X(96)80184-3).
- Romi R. (2001).** *Aedes albopictus* in Italy: an underestimated health problem. *Annali de l'Istituto superiore di sanità*, 37(2), 241-247.
- Russell P. F., West L.S., Manwell R.D., & Macdonald G. (1963).** Practical malariology. *Practical Malariology*, (Edn 2).

S

- Saadi M. (2008).** Lutte biologique contre les moustiques: Essais de prédation (*Gambusia affinis*) contre les larves de *Culiseta longiareolata* et *Aedes caspius*. Rapport avec la composition biochimique des larves. Diplôme de magister en écologie animale. Option: interactions négatives dans les populations animales: parasitisme et prédation.

- Saha N., Aditya G., Bal A., & Saha G.K. (2007).** A comparative study of predation of three aquatic heteropteran bugs on *Culex quinquefasciatus* larvae. *Limnology*, 8, 73-80. <https://doi.org/10.1007/s10201-006-0197-6>.
- Saha N., Aditya G., Banerjee S., Saha G.K. (2012).** Predation potential of odonates on mosquito larvae: Implications for biological control. *Biological Control*, 63(1), 1-8. Doi: [10.1016/j.biocntrol.2012.05.004](https://doi.org/10.1016/j.biocntrol.2012.05.004).
- Saidi K. (2021).** Étude taxonomique et toxicologique des moustiques dans les régions de Magra et Ain khadra (M'sila) (Doctoral dissertation, Université Mohamed Boudiaf-M'sila). Algérie.
- Sallam M.F., Fizer C., Pilant A.N., Whung P.Y. (2017).** Systematic Review: Land Cover, Meteorological, and Socioeconomic Determinants of Aedes Mosquito Habitat for Risk Mapping. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 14(10), 1230. <https://doi.org/10.3390/ijerph14101230>.
- Samal R.R., Panmei K., Lanbilu P. & Kumar S. (2022).** Metabolic detoxification and ace-1 target site mutations associated with acetamiprid resistance in *Aedes aegypti* L. *Frontiers in Physiology*, 13, p.1677. Doi: [10.3389/fphys.2022.988907](https://doi.org/10.3389/fphys.2022.988907).
- Samuel O. & Laurent L.S. (2005).** Profil toxicologique des insecticides retenus pour le contrôle des insectes adultes impliqués dans la transmission du virus du Nil occidental au Québec. Institut national de santé publique du Québec. Canada. 378(86).
- Sangeetha S., Devahita A.A., Arathilal T.A., Shana M.T., Parvin M.S., Anulal P., ... & Asifa K.P. (2021).** Comparative efficiency of Larvivorous fishes against Culex mosquitoes: Implications for biological control. *International Journal of Mosquito Research*, 8(3), 16-21. <https://doi.org/10.22271/23487941.2021.v8.i3a.532>.
- Saraiva A.S., Sarmiento R.A., Rodrigues A.C., Campos D., Fedorova G., Žlábek V., ... & Soares A.M. (2017).** Assessment of thiamethoxam toxicity to Chironomus riparius. *Ecotoxicology & environmental safety*. 137 : 240-246. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2016.12.009>.
- Sareein N., Phalaraksh C., Rahong P., Techakijvej C., Seok S., & Bae Y.J. (2019).** Relationships between predatory aquatic insects and mosquito larvae in residential areas in northern Thailand. *Journal of vector ecology*, 44(2), 223-232. <https://doi.org/10.1111/jvec.12353>.

- Schaffner F., Angel G., Geoffroy B., Hevry J.P., Rhaiem A., Brunhes J. (2001).** Moustique d'Europe. Institut de recherche pour le développement IRD. Logiciel d'identification.
- Seghier H., Fouzia T.D., Loucif-ayad W., & Soltani N. (2020).** Lavicidal and pupicidal activities of *Petroselinum crispum* seed essential oil on *Culex pipiens* and *Culiseta longiareolata* mosquitoes. *Transylvanian Review*.
- Sellami S., Tounsi S., & Jamoussi K. (2015).** La lutte biologique, alternative aux produits phytosanitaires chimiques. *Journal of new sciences, Agriculture and Biotechnology*, 19(5), 736-743.
- Seltezer P. (1946).** Le climat de l'Algérie. La typo. Lith. 220 p.
- Senevet C., & Andarelli L. (1959).** Moustiques de l'Afrique du Nord et du bassin méditerranéen : les genres *Culex*, *Uranotaenia*, *Theobaldia*, *Orthopodomyia* et *Mansonia*. *Encycl. Ent*, 37p. Lechevalier, Paris, 384 p.
- Şengül Demirak M.Ş., & Canpolat E. (2022).** Plant-based bioinsecticides for mosquito control: Impact on insecticide resistance and disease transmission. *Insects*, 13(2), 162. <https://doi.org/10.3390/insects13020162>.
- Shaalan E.A.S., Canyon D.V. (2009).** Aquatic insect predators and mosquito control. *Trop. Biomed*, 26, 223–261. PMID: 20237438.
- Shahriari M., Zibae A., Sahebzadeh N., & Shamakhi L. (2018).** Effects of α -pinene, trans-anethole, and thymol as the essential oil constituents on antioxidant system and acetylcholine esterase of *Ephestia kuehniella* Zeller (Lepidoptera: Pyralidae). *Pesticide biochemistry and physiology*, 150, 40-47. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2018.06.015>.
- Siddiqui S.A., Ristow B., Rahayu T., Putra N.S., Widya Yuwono N., Nisa' K., Mategoko B., Smetana S., Saki M., Nawaz A., Nagdalian A. (2022d).** Black soldier fly larvae (BSFL) and their affinity for organic waste processing. *Waste Management*, 140, 1–13. Doi: [10.1016/j.wasman.2021.12.044](https://doi.org/10.1016/j.wasman.2021.12.044).
- Simard F., Lehmann T., Lemasson J.J., Diatta M., & Fontenille D. (2000).** Persistence of *Anopheles arabiensis* during the severe dry season conditions in Senegal: an indirect approach using microsatellite loci. *Insect Molecular Biology*, 9(5), 467-479. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2583.2000.00210.x>.
- Sites R.W., & Nichols B.J. (2001).** Voltinism, egg structure, and descriptions of immature stages of *Limnocoris lutzi* (Heteroptera: Naucoridae). *Annals of the Entomological Society of America*, 94(1), 26-32. <https://doi.org/10.1603/0013->

[8746\(2001\)094\[0026:VESADO\]2.0.CO;2.](#)

- Sites R.W., Zettel H., & Arunachalam M. (2011).** Waterfall-inhabiting Naucoridae (Hemiptera: Heteroptera) of southern India and Sri Lanka: Pogonocaudina Sites and Zettel, n. gen., and a review of Diaphorocoris with descriptions of two new species. *Zootaxa*, 2760(1), 1-17. DOI: [10.11646/zootaxa.2760.1.1](#)
- Skála I. (2015).** Zooplankton community composition of high mountain lakes in the Tatra Mts., the Alps in North Tyrol, and Scotland: relationship to pH, depth, organic carbon, and chlorophyll-a concentration. *Acta Musei Silesiae, Scientiae Naturales*, 64(2), 175-189. Doi: [10.1515/cszma-2015-0025.](#)
- Slater J., Baranowski M. (1978).** How to Know the True Bugs (Hemiptera- Heteroptera). Wm. C. Brown Company, Dubuque, Iowa, 256.
- Smail A., Lyoussi B., Miguel M.G. (2011).** Antioxidant and anti- cholinesterase activities of some commercial essential oils and their major compounds. *Molecules*, 16(9), 7672–7690. [https://doi.org/10.3390/molecules16097672.](https://doi.org/10.3390/molecules16097672)
- Smith T.G. (1976).** Predation of ringed seal pups (*Phoca hispida*) by the arctic fox (*Alopex lagopus*). *Canadian Journal of zoology*, 54(10), 1610-1616. [https://doi.org/10.1139/z76-188.](https://doi.org/10.1139/z76-188)
- Smith B.P. (1983).** The potential of mites as biological control agents of mosquitoes. *Research needs for development of biological control of pest by mites*, 79-85.
- Smith I.M, Cook D.R. (1991).** Water mites. Ecology and classification of North fresh invertebrates: Academic Press. San Diego., pp: 151-159.
- Snodgrass R.E. (1957).** Arevised interpretation of the external reproductive organs of male insects. *Smiths. Musc. Coll*, 135(6), 60 p.
- Snodgrass R.E. (1959).** The anatomical life of the Mosquito. *Smithsonian Miscellaneous Collections*, 139(8), 1-87.
- Soreq H. & Zakut H. (1993).** Human Cholinesterase and Anticholinesterase. Academic Press. New York. 328 p.
- Soubeiran E. (1870).** Traité de pharmaciethéorique et pratique, Volume 2, edition Victor Masson & fils, Paris, p 861.
- Strayer D.L, & Dudgeon D. (2010).** Freshwater biodiversity conservation: recent progress and future challenges. *Journal of the North American Benthological Society*, 29(1), 344-358. Doi: [10.1899/08-171.1.](#)

Stresman G.H., 2010. Beyond temperature and precipitation: ecological risk factors that modify malaria transmission. *Acta Tropica*, 116(3), 167-172.
<https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2010.08.005>.

Suty L. (2010). La lutte biologique: Vers de nouveaux équilibres écologiques. Editions Quae.
<https://www.quae.com/produit/764/9782759209989/la-lutte-biologique>.

T

Tachet H., Richoux P., Bournaud M., & Usseglio-Polatera P. (2010). Invertébrés d'eau douce: systématique, biologie, écologie (Vol. 15, pp. 89-10). Paris: CNRS éditions. p244.

Tatem A.J., Hay S.I., & Rogers D.J. (2006). Global traffic and disease vector dispersal. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 103(16), 6242-6247.
<https://doi.org/10.1073/pnas.0508391103>.

Taşar G.E. (2018). Contributions to the knowledge of aquatic Coleoptera fauna (dryopidae, helophoridae, heteroceridae, hydrochidae, hydrophilidae, gyridae, haliplidae and noteridae) of Diyarbakır, Mardin and Batman Provinces (Turkey). *Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 18(8), 927–936. Doi: [10.4194/1303-2712-v18_8_01](https://doi.org/10.4194/1303-2712-v18_8_01).

Tandon C., Mathur P., Sen M., Kanojiya S., & Tandon C. (2016). Original Research Article Identification of an antibacterial withanolide (dinoxin b) from leaf of *Datura innoxia* mill. *International Journal of Phytomedicine*, 8, 01-12.

Thakore Y. (2006). The biopesticide market for global agricultural use. *Ind. Biotechnol*, 2, 194–208.

Thany S.H., Tricoire-Leignel H., & Lapied B. (2010). Identification of cholinergic synaptic transmission in the insect nervous system. *Insect Nicotinic Acetylcholine Receptors*, 1-10. https://doi.org/10.1007/978-1-4419-6445-8_1.

Tian H.Y., Bi P., Cazelles B., Zhou S., Huang S.Q., Yang J., ... & Xu B. (2015). How environmental conditions impact mosquito ecology and Japanese encephalitis: an eco-epidemiological approach. *Environment International*, 79, 17-24.
<https://doi.org/10.1016/j.envint.2015.03.002>.

Tian H., Li N., Li Y., Kraemer M.U., Tan H., Liu Y., ... & Dye C. (2022). Malaria elimination on Hainan Island despite climate change. *Communications medicine*, 2(1), 12.

<https://doi.org/10.1038/s43856-022-00073-z>.

Tine-Djebbar F., Dris, D., Guenez R., Tine S & Soltani N. (2021). Larvicidal Activity of Lamiaceae and Lauraceae Essential Oils and Their Effects on Enzyme Activities of *Culex pipiens* L. (Diptera: Culicidae). In Recent Advances in Environmental Science from the Euro-Mediterranean and Surrounding Regions (2nd Edition) Proceedings of 2nd Euro-Mediterranean Conference for Environmental Integration (EMCEI-2), Tunisia 2019 (pp. 709-716). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-030-51210-1_112.

Tir R., Dutta P.C., & Badjah-Hadj-Ahmed A.Y. (2012). Effect of the extraction solvent polarity on the sesame seeds oil composition. *European Journal of Lipid Science and Technology*, 114(12), 1427-1438. <https://doi.org/10.1002/ejlt.201200129>.

Togola I., Konaré M.A., Diakité M., Diarra N., Toukara F., Sanogo R., & Dembélé D. (2019). Evaluation de la teneur en alcaloïdes totaux à différents stades de développement de *Datura innoxia* Mill., une plante utilisée dans la médecine traditionnelle au Mali. *American Journal of Innovative Research and Applied Sciences*.

Toubal B.O. (1986). Phytoécologie, biogéographie et dynamique et principaux groupements végétaux du massif de l'Edough (Algérie Nord Orientale). Cartographie au 1/25000. U.S.T.M. Univ. Grenoble. Thèse. doc. 3ème cycle. 111 p.

Tran T.L.M. (2005). Synthèse et accumulation d'alcaloïdes tropaniques chez *Datura innoxia* Mill. Cultivé en hydroponie : analyse des effets de l'environnement biotique et abiotique ; essais de mise en place d'une nouvelle technologie de production. Thèse de doctorat, Institut National Polytechnique de Lorraine en Sciences Agronomiques, France, 105 p.

Tran A., Daudé É., & Catry T. (2022). Télédétection et modélisation spatiale: Applications à la surveillance et au contrôle des maladies liées aux moustiques (p. 148). Éditions Quae.

Tropicos, (2015). Missouri Botanical Garden. 08 Mar 2015. <http://www.tropicos.org/Name/1700552>

Tuno N., Phong T.V., & Takagi M. (2020). Climate Change May Restrict the Predation Efficiency of *Mesocyclops aspericornis* (Copepoda: Cyclopidae) on *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) Larvae. *Insects*, 11(5), 307. <https://doi.org/10.3390/insects11050307>.

Tupinambás T.H., Cortes R., Varandas S.G., Hughes S.J., França J.S., Callisto M. (2014). Taxonomy, metrics or traits? Assessing macroinvertebrate community responses

to daily flow peaking in a highly regulated Brazilian river system. *Ecohydrology*, 7(2), 828-842. Doi: [10.1002/eco.1406](https://doi.org/10.1002/eco.1406).

Tyagi B.K. (2016). Advances in vector mosquito control technologies, with particular reference to herbal products. *Herbal insecticides, repellents and biomedicines: effectiveness and commercialization*, 1-9. https://doi.org/10.1007/978-81-322-2704-5_1.

u

Ukubuiwe A.C., Olayemi I.K., Arimoro F.O., Omalu I.C.J., Baba B.M., Ukubuiwe C.C., Odeyemi M.O., and Adeniyi K.A. (2018). Influence of rearing-water temperature on life stages' vector attributes, distribution and utilization of metabolic reserves in *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae): implications for disease transmission and vector control. *J Basic Appl Zool* 79: 32. <https://doi.org/10.1186/s41936-018-0045-3>.

Urcola J.I., & Fischer S. (2019). Seasonal and environmental variables related to the abundance of immature mosquitoes in rain pools of a peri-urban park of Buenos Aires (Argentina). *Journal of medical entomology*, 56(3), 716-724. <https://doi.org/10.1093/jme/tjy223>.

Urquhart G.M., Armour J., Duncan J.L., Dunn A.M., Jennings F.W. (1996). Veterinary parasitology. 2 éme edition, Oxford: Blackwell science. 307p.

v

Van der Vaart H., Postma D.S., Timens W., & Ten Hacken N.H. (2004). Acute effects of cigarette smoke on inflammation and oxidative stress: a review. *Thorax*, 59(8), 713-721. <https://doi.org/10.1136/thx.2003.012468>.

Van Driesche R.G., & Hoddle M.S. (2000). Classical arthropod biological control: measuring success, step by step. In *Biological control: Measures of success* (pp. 39-75). Dordrecht: Springer Netherlands. https://doi.org/10.1007/978-94-011-4014-0_2.

Van Huis A. (2020). Importance of insects as food in Africa. *African edible insects as alternative source of food, oil, protein and bioactive components*, 1-17. doi.org/10.1007.

Van Lenteren J.C. (2000). Success in biological control of arthropods by augmentation of natural enemies. In *Biological control: measures of success* (pp. 77-103). Dordrecht: Springer Netherlands. https://doi.org/10.1007/978-94-011-4014-0_3

Vera S.S., Zambrano D.F., Méndez-Sánchez S.C., Rodríguez-Sanabria F., Stashenko

- E.E., & Duque Luna J.E. (2014).** Essential oils with insecticidal activity against larvae of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *Parasitology Research*, 113, 2647-2654. <https://doi.org/10.1007/s00436-014-3917-6>.
- Vidal M.C., Murphy S.M. (2018).** Bottom-up vs. Top-down effects on terrestrial insect herbivores: A meta-analysis. *Ecology letters*, 21(1), 138-150. Doi: [10.1111/ele.12874](https://doi.org/10.1111/ele.12874).
- Vogels C.B., Fros J.J., Göertz G.P., Pijlman G.P., & Koenraadt C.J. (2016).** Vector competence of northern European *Culex pipiens* biotypes and hybrids for West Nile virus is differentially affected by temperature. *Parasites & vectors*, 9, 1-7. DOI [10.1186/s13071-016-1677-0](https://doi.org/10.1186/s13071-016-1677-0).
- Voutilainen A., Jurvelius J., Lilja J., Viljanen M., Rahkola-Sorsa M. (2016).** Associating spatial patterns of zooplankton abundance with water temperature, depth, planktivorous fish and chlorophyll. *Boreal Environment Research*, 21 (1-2), 101-114.
- Vu T.D. (2008).** Effets de l'environnement sur la croissance et l'accumulation de métabolites secondaires chez *Datura innoxia* Mill. Cultivé en conditions hors sol ; impact des facteurs biotiques et abiotiques. Thèse de doctorat en Sciences Agronomiques, Institut National Polytechnique de LORRAINE, Ecole Nationale Supérieure d'Agronomie et des Industries Alimentaires.



- Waage J.K., & Greathead D.J. (1988).** Biological control: challenges and opportunities. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London. B, Biological Sciences*, 318(1189), 111-128. Doi: [10.1098/rstb.1988.0001](https://doi.org/10.1098/rstb.1988.0001).
- Wall R., & Shearer D. (1997).** *Verterinary entomologiy*. Chapman & hall. Londo, 5-439.
- Walker K., & Lynch M. (2007).** Contributions of *Anopheles* larval control to malaria suppression in tropical Africa: review of achievements and potential. *Med. Vet. Entomol*, 21, 2-21. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.2007.00674.x>.
- Walton W.E. (2007).** Larvivorous fish including Gambusia. *J. Am. Mosq. Control. Assoc*, 23, 184-220. [https://doi.org/10.2987/8756-971X\(2007\)23\[184:LFIG\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.2987/8756-971X(2007)23[184:LFIG]2.0.CO;2).
- Wang Y., Oberley L.W., & Murhammer D.W. (2001).** Evidence of oxidative stress following the viral infection of two lepidopteran insect cell lines. *Free Radical Biology and Medicine*, 31(11), 1448-1455. [https://doi.org/10.1016/S0891-5849\(01\)00728-6](https://doi.org/10.1016/S0891-5849(01)00728-6)

- Wang J., & Zhu Z. (2023).** Novel paradigm of mosquito-borne disease control based on self-powered strategy. *Frontiers in Public Health*, 11, 1115000. <https://doi.org/10.3389/fpubh.2023.1115000>.
- Wasserman R.J., Noyon M., Avery T.S., & Froneman P.W. (2013).** Trophic level stability-inducing effects of predaceous early juvenile fish in an estuarine mesocosm study. *PLoS One*, 8(4), e61019. Doi:[10.1371/journal.pone.0061019](https://doi.org/10.1371/journal.pone.0061019).
- Weigs-Fogh T. (1964).** Diffusion in insect wing muscle, the most active tissue known. *J. Exp. Biol.* 41, 229-256. <https://doi.org/10.1242/jeb.41.2.229>.
- WHO. (2018).** Global Report on Insecticide Resistance in Malaria Vectors: 2010–2016; World Health Organization: Geneva, Switzerland, 2018.
- WHO. (2020).** World Malaria Report 2020: 20 Years of Global Progress and Challenges. World Health Organization: Geneva, Switzerland, 2020.
- Wickremasinghe R., Wickremasinghe A.R., & Fernando S.D. (2012).** Climate change and malaria a complex relationship. *UN Chronicle*, 47(2), 21-25. <https://doi.org/10.18356/2374a00e-en>.
- Wigglesworth V.B. (1972).** The principal of Insect physiology. Chapman and Hill. London, NY.
- Wolburg-Buchholz K. (1979).** The organization of the lamina ganglionaris of the hemipteran insects, *Notonecta glauca*, *Corixa punctata* and *Gerris lacustris*. *Cell and tissue research*, 197, 39-59. <https://doi.org/10.1007/BF00233552>.
- Woodbridge A.F., Edward D.W. (2002).** Mosquitoes (Culicidae). *Medical and Veterinary Entomology*, Doi: [10.1016/B978-012510451-7/50014-1](https://doi.org/10.1016/B978-012510451-7/50014-1).

y

- Yamana T.K., & Eltahir E.A. (2013).** Incorporating the effects of humidity in a mechanistic model of *Anopheles gambiae* mosquito population dynamics in the Sahel region of Africa. *Parasites & vectors*, 6, 1-10. <https://doi.org/10.1186/1756-3305-6-235>.
- Yaqoob U., & Nawchoo I.A. (2016).** Distribution and taxonomy of *Ferula* L.: A review. Research & Reviews: *Journal of Botany*, 5(3), 15-23.
- Yaro A.S., Traoré A.I., Huestis D.L., Adamou A., Timbiné S., Kassogué Y., ... & Lehmann T. (2012).** Dry season reproductive depression of *Anopheles gambiae* in the

Sahel. *Journal of Insect Physiology*, 58(8), 1050-1059.
<https://doi.org/10.1016/j.jinsphys.2012.04.002>.

Youmbai A., Mehellou Z., Boual Z., Michaud P.H., & Ould El Hadj M.D. (2017). Caractérisation partielle polysaccharides hydrosolubles des gommés résines de *Ferula communis* L. (apiaceae): activités biologiques.

Youmbai A., Mehellou Z., Boual Z., Gardarin C., Pierre G., Delattre C., ... & El-Hadj M. O. (2022). Caractérisation et activités biologiques d'un extrait polysaccharidique de *Ferula communis* L. (Apiaceae) récolté au Sahara. *Phytothérapie*, 20(4-5), 205-213.
<https://doi.org/10.3166/phyto-2021-0292>.

Youssef, M.A. (2006). Plantes médicinales de Kabylie. Ibis Press, p 313-316.

Z

Zaidi N., Farine J.P., & Soltani N. (2013). Experimental study on diflubenzuron: Degradation in freshwater and bioconcentration in mosquitofish following chronic exposure. *Journal of environmental protection*, 4(2), 188-194. DOI: [10.4236/jep.2013.42022](https://doi.org/10.4236/jep.2013.42022).

Zaidi N., & Soltani N. (2013). Laboratory evaluation of environmental risk assessment of pesticides for mosquito control: toxicity of dimilin on a larvivorous fish, *Gambusia affinis*. *Advances in environmental biology*, 7(4), 595-604.

Zarrad K., Hamouda A.B., Chaieb I., Laarif A., Jemâa J.M.B. (2015). Chemical composition, fumigant and anti-acetylcholinesterase activity of the Tunisian *Citrus aurantium* L. essential oils. *Ind. Crops Prod*, 76, 121-127.
<https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2015.06.039>.

Zeghib F., Tine-Djebbar F., Zeghib A., Bachari K., Sifi K., & Soltani N. (2020). Chemical composition and larvicidal activity of *Rosmarinus officinalis* essential oil against west Nile vector mosquito *Culex pipiens* (L.). *Journal of Essential Oil Bearing Plants*, 23(6), 1463-1474. <https://doi.org/10.1080/0972060X.2020.1860138>.

Zenati N. (2010). Pollution de l'environnement aquatique: Diagnostic et Proposition. «Région de Annaba» (Doctoral dissertation, Thèse de Doctorat en Géologie Appliquée, Université de Annaba, 288p).

- Zengin G., Uysal A., Aktumsek A., Mocan A., Mollica A., Locatelli M., ... & Mahomoodally M.F. (2017).** Euphorbia denticulata Lam.: A promising source of phyto-pharmaceuticals for the development of novel functional formulations. *Biomedicine & Pharmacotherapy*, 87, 27-36. <https://doi.org/10.1016/j.biopha.2016.12.063>.
- Zhang L., Tu Z.C., Xie X., Lu Y., Wang Z.X., Wang H., & Sha X.M. (2016).** Antihyperglycemic, antioxidant activities of two Acer palmatum cultivars, and identification of phenolics profile by UPLC-QTOF-MS/MS: new natural sources of functional constituents. *Industrial Crops and Products*, 89, 522-532. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2016.06.005>.
- Zimmerman G., & Soreq H. (2006).** Termination and beyond: acetylcholinesterase as a modulator of synaptic transmission. *Cell and tissue research*, 326, 655-669. <https://doi.org/10.1007/s00441-006-0239-8>.
- Zuharah W.F., & Lester P.J. (2010).** The influence of aquatic predators on mosquito abundance in animal drinking troughs in New Zealand. *Journal of Vector Ecology*, 35(2), 347-353. <https://doi.org/10.1111/j.1948-7134.2010.00093.x>.
- Zuharah W.F., Lester P.J. (2019).** The influence of aquatic predators on mosquito abundance in animal drinking troughs in New Zealand. *J. Vector Ecol.* 35, 347–353.
- Zwart K W.R. (1965).** On the influence of some food substances on survival of Corixidae (Heteroptera) Proc. XII InL Congr. Ent. : 411 - 412.

WEBIOGRAPHIE:

Anonyme 1: <https://fr.wikipedia.org/wiki/Annaba>

Anonyme 2: <http://geoconfluences.ens-lyon.fr/glossaire/etalement-urbain-urban-sprawl-expansion-urbaine>.

Anonyme 3: <https://doris.ffessm.fr/Especies/Notonecta-glauca-Notonecte-939>

Anonyme 4: (Ministère du Développement Durable, de l'Environnement, de la Faune et des Parcs). 2013. Guide de surveillance biologique basée sur les macroinvertébrés benthiques d'eau douce du Québec, Cours d'eau peu profonds à substrat grossier. *Direction du suivi de l'état de l'environnement, 2e édition*, 88 p.

Anonyme. (2011). Redlav (Reseau Transfrontalier de Demstication et de lutte anti vectorielle).



ANNEXES

8. ANNEXES

Annexe 1:



Figure 1: Cité 1 320 logements (El-Bouni) (Photo Personnelle).



Figure 2: Cité 850 logements (El-Bouni) (Photo Personnelle).



Figure 3: Cité Universitaire (Chlef, Sidi Ammar) (Photo Personnelle).



Figure 4: Cité 920 logements (Sidi Ammar) (Photo Personnelle).



Figure 5: Cité UV 4/5 (Sidi Ammar) (Photo Personnelle).



Figure 6: Cité UV 2 (Sidi Ammar) (Photo Personnelle).



Figure 7: Cité Sidi Achour (Plaine Ouest) (Photo Personnelle).



Figure 8: Essafsafé (Plaine Ouest) (Photo Personnelle).

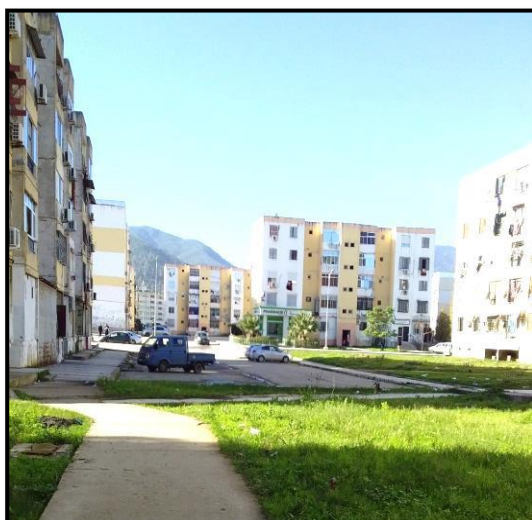


Figure 9: Cité Cité El-Abtal (Plaine Ouest) (Photo Personnelle).



Figure 10: Cité CNEP (Plaine Ouest) (Photo Personnelle).



Figure 11: Cité 700 logements (Plaine Ouest) (Photo Personnelle).



Figure 12: Cité Chick Ettaher (Plaine Ouest) (Photo Personnelle).



Figure 13: Cité 116 logements (Plaine Ouest) (Photo Personnelle).



Figure 14: Cité des Orangers (Plaine Ouest) (Photo Personnelle).



Figure 15: Cité 11 Décembre (Plaine Ouest) (Photo Personnelle).



Figure 16: Cité 100 logements (Plaine Ouest) (Photo Personnelle).



Figure 17: Cité Ménadia 1 (Photo Personnelle).



Figure 18: Cité Ménadia 2 (Photo Personnelle).



Figure 19: Cité Ménadia 3 (Photo Personnelle).



Figure 20: Cité les fraines (Photo Personnelle).



Figure 21: Cité Oued El-Koubba (Photo Personnelle).



Figure 22: Ain Echir (Site rural 1) (Photo Personnelle).



Figure 23: Toche (Site rural 2) **(Photo Personnelle).**

Annexe 2: Production scientifique

Publication:

GUEDDOUCHE Malika., Fatiha B.S., Mahmoudi K., & Soltani N. (2024). Larval mosquito predation: evaluation of the effectiveness of five aquatic arthropod species against larvae of *Culex pipiens* Linnaeus, 1758 (Diptera: Culicidae). *Oriental Insects*, 1-21. <https://doi.org/10.1080/00305316.2024.2331702>.

Communications (8) :

Internationales (3) :

GUEDDOUCHE Malika, BENDALI-SAOUDI Fatiha, SOLTANI Nouredine. 2020. Toxicité d'une plante médicinale (*Peganum harmala*) à l'égard d'une espèce de moustique (*Culex modestus*). The Organizing Committee of the Third International Symposium Medical Plants and Materials (MPM-2020), Tebessa on February 20 to 27, 2020 University of Larbi Tebessi-Tébessa (Algeria).

GUEDDOUCHE Malika, BENDALI SAOUDI Fatiha, SOLTANI Nouredine. 2022. Etude de la faune Culicidienne (Diptera : Culicidae) d'une zone urbaine (Ville d'Annaba) pendant deux saisons. Séminaire international sur la Valorisation des Ressources Agricoles, Ecologiques et Alimentaires. 18, 19 et 20 Octobre 2022, Skikda Algérie (SIVRAEA).

GUEDDOUCHE Malika, HOUMANI M, CHAABNA S, BENDALI SAOUDI Fatiha, SOLTANI Nouredine. 2023. Le potentiel prédateur d'une espèce d'hydracariens *Piona uncata* (Koenike 1888) à l'égard de quatre stades larvaires de *Culex pipiens*. 1^{ier} Séminaire International sur: Valorisation des Bioressources en Environnement & Santé. Mars, 5-7, 2023, El-Oued Algérie (SIVBEH).

Nationales (5):

GUEDDOUCHE Malika, BENDALI SAOUDI Fatiha, SOLTANI Nouredine. 2019. Identification actualisée des Culicidae d'Annaba pendant deux saisons (Printemps & Été). Le Premier Séminaire Scientifique sur l'état de la Biodiversité dans les Parcours Steppiques : Inventaire et Valorisation, Tébessa le 28 et 29 Octobre 2019 Université Laarbi Tébessi- Tébessa. Faculté des sciences exactes et sciences de la nature et de la vie. Département des êtres vivants.

- GUEDDOUCHE Malika, BENDALI SAOUDI Fatiha, SOLTANI Nouredine.** 2019. Inventaire Printanier des Culicidae de la plaine ouest (ville d'Annaba). Séminaire National de Biodiversité, Biologie Médicale et Ecotoxicologie Environnementale, Skikda le 30- 31 octobre 2019 Université de 20 Aout 1955 (Skikda) Faculté des sciences, Département des sciences de la nature et de la vie.
- GUEDDOUCHE Malika, BENDALI SAOUDI Fatiha, SOLTANI Nouredine.** 2023. Effet toxique de l'extrait aqueux des fleurs de *Thapsia garganica* à l'égard des larves du quatrième stade de *Culex pipiens* Linnaeus 1758. National Seminar on Phytotherapy and Pharmacognosy (NSPP-2023). (Setif, March 14-15,2023).
- GUEDDOUCHE Malika, BENDALI SAOUDI Fatiha, SOLTANI Nouredine.** 2023. Potentiel prédateur de deux espèces culiciphages *Plea minutissima* Leach 1817 et *Corixa punctata* Illiger 1807 à l'égard de deux stades larvaires (L1 & L2) de *Culex pipiens* L. 1758 (Culicidae, Diptera). National Doctoral Days « *Applied Sciences & Innovation* ». Annaba 15-16th November 2023.
- GUEDDOUCHE Malika, BENDALI SAOUDI Fatiha, SOLTANI Nouredine.** 2024. Identification taxonomique des espèces de Culicidae de la ville d'Annaba pendant les quatre saisons de l'année 2018/2019. *Applied Sciences & Innovation (2nd DD-ASI)*. Annaba 5-6th November 2024.



ARTICLE



Larval mosquito predation: evaluation of the effectiveness of five aquatic arthropod species against larvae of *Culex pipiens* Linnaeus, 1758 (Diptera: Culicidae)

Malika Gueddouche, Bendali-Saoudi Fatiha, Khaoula Mahmoudi & Nouredine Soltani

To cite this article: Malika Gueddouche, Bendali-Saoudi Fatiha, Khaoula Mahmoudi & Nouredine Soltani (11 Apr 2024): Larval mosquito predation: evaluation of the effectiveness of five aquatic arthropod species against larvae of *Culex pipiens* Linnaeus, 1758 (Diptera: Culicidae), *Oriental Insects*, DOI: [10.1080/00305316.2024.2331702](https://doi.org/10.1080/00305316.2024.2331702)

To link to this article: <https://doi.org/10.1080/00305316.2024.2331702>



Published online: 11 Apr 2024.



Submit your article to this journal [↗](#)







View related articles [↗](#)



View Crossmark data [↗](#)



Larval mosquito predation: evaluation of the effectiveness of five aquatic arthropod species against larvae of *Culex pipiens* Linnaeus, 1758 (Diptera: Culicidae)

Malika Gueddouche ^a, Bendali-Saoudi Fatiha ^a, Khaoula Mahmoudi ^b and Nouredine Soltani ^a

^aLaboratory of Applied Animal Biology, Department of Biology, Faculty of Sciences, Badji Mokhtar University, Annaba, Algeria; ^bDepartment of Natural and Life Sciences, Faculty of Sciences, Echahid Cheikh Larbi University, Tebessa, Algeria

ABSTRACT

Mosquitoes are insects of medical interest. They contribute to the transmission and spread of many viral and parasitic diseases. Various methods have been used to control mosquitoes such as conventional insecticides, which are widely used throughout the world and have a negative impact on the environment and targeted species. Predatory insects are significant for the biocontrol of various pests, including the important potential against the larval instars of mosquitoes. In this study, we tested the efficacy of five species *Piona uncata* Koenike, 1888; *Notonecta glauca* Linnaeus, 1758; *Corixa punctata* Illiger, 1807, *Ilyocoris cimicoide* Linnaeus, 1758; and *Sympetrum striolatum* Charpentier, 1840 against the fourth instars larvae of *Culex pipiens* Linnaeus, 1758, according to two exposure phases (Light phase, Twilight phase). The predation assays show a significant effect of tested species against mosquito larvae with the following decreasing order of efficacy: *S. striolatum* > *N. glauca* > *P. uncata* > *I. cimicoide* > *C. punctata*. The early larval instars are the most favourable trophic choice of the five predatory species. On the other hand, we noticed a difference in the predation rate for each species during the two experimental periods. The light phase exhibits the highest predatory efficacy than the twilight phase.

ARTICLE HISTORY


Received 27 July 2023
Accepted 13 March 2024

KEYWORDS

Biological control; predators; mosquitoes; *Culex pipiens*; aquatic invertebrates

Introduction

Insects are present in almost all ecosystems and account for less than 0.5% of insect pests (Wafaa et al. 2017). Among them, mosquitoes (Culicidae) are the most damaging as vectors of several pathogens (Farajollahi et al. 2011). Therefore, they occupy an important place in biological research (Harbach 2022). Their proliferation scares away tourists and campers, reducing and degrading the level of tourism. The life cycle of mosquitoes is characterised

CONTACT Bendali-Saoudi Fatiha  bendalisoudif@gmail.com  Laboratory of Applied Animal Biology, Department of Biology, Faculty of Sciences, Badji Mokhtar University, Annaba, Algeria

© 2024 Informa UK Limited, trading as Taylor & Francis Group

by an aquatic larval phase, which makes them important in the trophic chain of aquatic fauna. The aerial adult phase is a haematophagous dipteran that plays a fundamental and primary role in the transmission of epidemics, viral and parasitic diseases worldwide (Haba and McBride 2022; Srisuka et al. 2022).

Female mosquitoes are responsible for spreading a variety of diseases in both humans and animals. These include yellow fever, malaria, dengue fever, West Nile fever, and other arboviruses (Börstler et al. 2016; Benmalek et al. 2018; Fernandes et al. 2019). Mosquito populations are controlled by larvicides, pupicides, and ovicides applied to aquatic habitats for early control, while adults by spatial repellents, impregnated nets, and the use of conventional neurotoxic insecticides (Nelsen and Yee 2022). However, the intensive use of these insecticides causes a several problem, mainly by upsetting the ecological balance, which has harmful effects on non-target organisms. At the same time, mosquitoes are developing resistance to these chemical agents (Eba et al. 2021). Against this backdrop, the search for ecologically safe substitutes for vector control is focusing on the exploration of new products or predators (Pavela and Benelli 2016). Insect growth disruptors (IGDs) seem promising because of their specific mode of action on insects and their lower toxicity against non-target organisms. Thus, some products belonging to different classes of IGDs have been evaluated against mosquito larvae such as inhibitors of chitin synthesis (Rehimi and Soltani 1999; Soltani et al. 1999; Djeghader et al. 2013), juvenile hormone analogs (Hamaidia and Soltani 2014) or moulting hormone agonists (Hamaidia et al. 2018; Hamaidia and Soltani 2020). More recently, the chemical composition of plant-derived products and their potential larvicidal activity were examined (Dris et al. 2017; Khaldi et al. 2022; Fartas et al. 2024). With regard to predators, surveys were carried out in various aquatic systems in north-east Algeria, with the aim of assessing the biodiversity of these species, which are insects that live in aquatic environments in association with mosquito larvae, such as Hydracarans, Noteridae, Hemiptera, and Copepoda. These insects play an important role in controlling mosquito populations (Bendali-Saoudi et al. 2014; Boudemagh et al. 2018; Houmani et al. 2023; Mahmoudi et al. 2023; Serradj et al. 2018). Some species have been tested against mosquito larvae like specific fishes. Thus, *Gambusia affinis* (Cyprinodontiformes: Poeciliidae) was found very efficient as compared to two autochthonous Cyprinidae species, *Pseudophoxinus callensis* and *Paracanthobrama guichenoti* (Bendali-Saoudi et al. 2001), confirming that this species remains one of the best candidates for biological control programmes against mosquitoes (Zaidi and Soltani 2011; Cheghib et al. 2020). More recently, the predatory potential of a crustacean species *Cyclops fuscus* Jurine, 1820 was evaluated against *Culex pipiens* Linnaeus, 1758 and *Culiseta longiareolata* (Macquart, 1838) (Mahmoudi et al. 2022).

Among these mosquito predators, the aquatic insects play an important role in the dynamics of aquatic ecosystem functioning and stabilisation (Hammerschlag et al. 2019; Mohammed and Saber 2020; Buxton et al. 2022). They are excellent witnesses of the quality of the habitats where they develop, and indicate changes in natural and anthropogenic resources (Feio and Dolédec 2012; Tupinambás et al. 2014). Due to their carnivorous diet, they present an effective predatory potential and are considered very important agents in the field of biological control (Benelli et al. 2016; Gul et al. 2021a, 2021b).

In this context, great efforts have been made to develop biological control methods of the same efficiency but with less collateral damage (Zaidi and Soltani 2011). Therefore, in continuation to previous experiments, the present study aimed to evaluate the predator potential of five natural enemies of mosquitoes: *Piona uncata* Koenike, 1888 (Hydrachnidia); *Notonecta glauca* Linnaeus, 1758; *Corixa punctata* Illiger, 1807 and *Ilyocoris cimicoide* Linnaeus, 1758 (Heteroptera) and *Sympetrum striolatum* Charpentier, 1840, towards the fourth instar larvae of *Culex pipiens*, the most ubiquitous mosquito species in the world especially in North Africa and Algeria (Arroussi et al. 2021; Hafsi et al. 2021; Alayat et al. 2023). Present study covers two different photoperiodic phases (LP: Light phase, TP: Twilight phase). Since the activity of insect predator potential varies with photoperiod (Khan et al. 2022).

Materials and methods

Presentation of the study region

The sampling of specimens was carried out in a site located in the East Algeria, at Garaet Djamel (36° 83'N; 7° 90' E), from three stations. It is a region belonging to the commune of Echatt, in the Province of El Tarf. The region of El Tarf is located in the extreme Northeast Algeria, and covers an area of 2 881,69 km² (36° 23'25" and 36° 57' 7"N; 7° 39' 49" and 8° 40' 52"E). On the other hand, the sampling of Culicidae took place in the district of Sidi Amer in the Province of Annaba. It is a suburban area located 8 km South of the city of Annaba, with a surface area of 43 km² (36°49'04"N, 7° 43'05"E) (Fig. 1).

Biological models

Culex pipiens Linnaeus, 1758 is a cosmopolitan, multivoltine species, very abundant during summer and autumn. *Piona uncata* Koenike, 1888 is a freshwater mite of the hydrachnidia group. It is natural enemy and voracious predator of the pre-imaginal instars of Culicidae (Peyrusse and

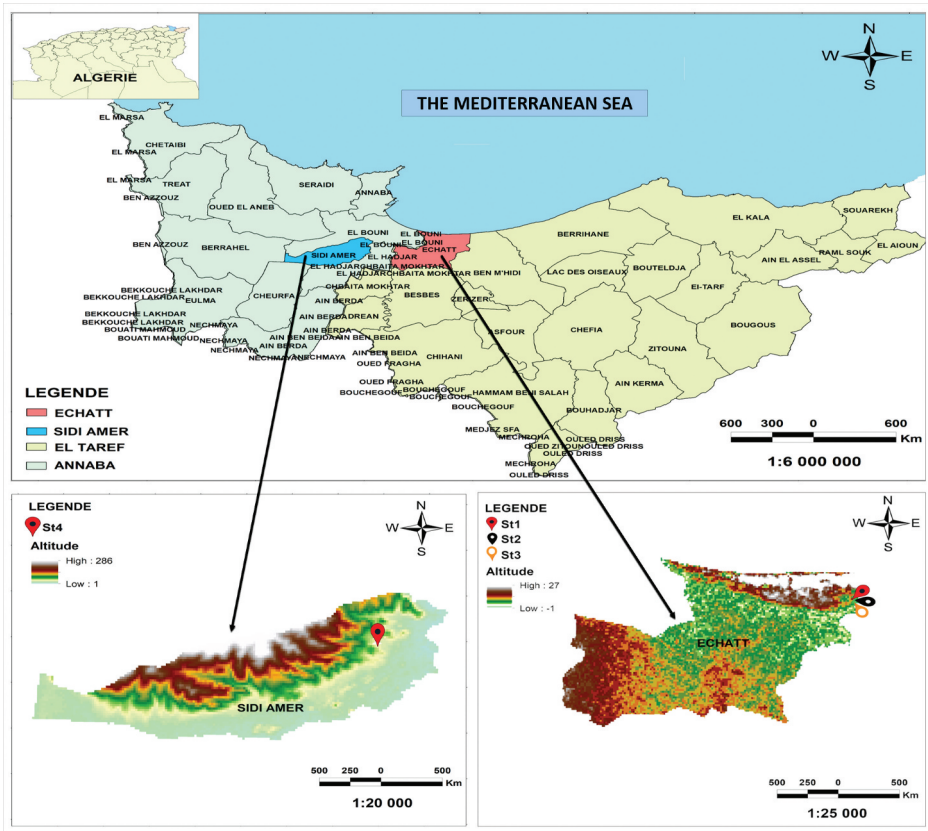


Figure 1. Geographical location of the sampling sites (Northeast Algeria): Echatt district (province of El Tarf) with three stations (St1: 36°83'131" N–7° 90'737" E, St2: 36°82'981" N–7° 90'784" E, and St3: 36°82'933" N–7° 90'808" E) and district of Sidi Amer (province of Annaba) with a single station (St4: 36°83' N–7° 71' E).

Bertrand 2001; Bendali-Saoudi et al. 2014). Three additional species were tested for their predatory potential: *Notonecta glauca* Linnaeus, 1758; *Corixa punctata* Illiger, 1807; *Ilyocoris cimicoides* Linnaeus, 1758. Finally, *Sympetrum striolatum* Charpentier, 1840, which feeds on aquatic insects, was also tested.

Sampling and breeding

The capture of adult female mosquitoes was carried out at the level of the flooded cellars of the buildings of Sidi-Amer according to the method of Bendali-Saoudi et al. (2001). To proceed with the purification and rearing of the species, the batches were separated individually, in containers filled with water. The predatory insects used in the different tests were sampled, using a sieve with a 1 mm diameter mesh. The sieve is immersed in water and then moved with a uniform movement, avoiding the turbulence. The collected

samples were placed in containers of 20 cm length and width by 10 cm height in order to separated species from each other, then placed in labelled 500 ml containers hermetically sealed, containing the water of breeding. In the laboratory, the specimens were sorted by groups, to identify them systematically according to appropriate keys (Bendali-Saoudi et al. 2001).

Species identification

The collected specimens of *Culex pipiens* were placed in Eppendorf tubes containing 1 ml of 10% NaOH solution, in order to render the chitin transparent and remove the tissue attached to the cuticles, thus facilitating clear microscopic observation. After a period of 5–6 days, the samples were carefully rinsed in distilled water and mounted in a drop of glycerine, then placed between slides. This process is based on the evaluation of specific morphological characteristics and structures, using appropriate dichotomous keys. Culicidae were systematically identified using the software of Schaffner et al. (2001) and the dichotomous keys of Himmi (1991, 1995). The Heteroptera were classified according to the guidelines of Poisson (1957), while the larvae of *Sympetrum striolatum* were identified based on the work of GerNen and Sternberg (1999), Heidemann and Seidenbusch (2002), and Cham (2007). The classification of Hydrachnidia followed the criteria established by Cook (1974).

Predation bioassays

The tests were conducted in plastic boxes of 10 cm in length and width by 5.5 cm in height. To each of them, 20 individuals of all larval stages of *C. pipiens* were placed. These larvae have different length (the first larval stage, L1: 2 ± 0.1 mm; the second larval stage, L2: 3 ± 0.01 mm; the third larval stage, L3: 5.6 ± 1.2 mm and the fourth larval stage, L4: 9.56 ± 0.2 mm). They were placed in 200 ml of breeding water. The predators must undergo a 24-h fasting period before each test. The duration of the test was 4 hours in the light phase (LP: Light phase, from 8:00 a.m. until noon) and 4 h in the twilight phase (TP: Twilight phase, from 4:00 p.m. until 8:00 p.m.) separated by 4 hours of fasting. During this period, we removed predatory animals from the containers and placed them in other containers, maintaining their order. Each box retains the same type of product. At the end of the fasting period, each predator is placed back in the first box which it was during the first phase of the experiment. After the fasting phase and at the start of the second phase of the experiment, each box contains 20 larvae of each age stage. After each hour, the number of prey was counted. The bioassay was conducted using the following method: 2 predatory specimens of each species were introduced with 20 individuals of each larval stage of

C. pipiens. Each bioassay had four replicates. On the other hand, the predatory potential of an Anisoptera larva was determined in the presence of 20 larvae of *C. pipiens* with four replicates. The predatory capacity of *Piona uncata*, for which three individuals were introduced in each container, was made following the same protocol.

Statistical analysis

The predatory rate obtained is expressed as mean \pm standard deviation (mean \pm SD). Data were analysed using one-way analysis of variance (ANOVA) and Tukey's post hoc test to compare treatment means using R software, version 4.0.1 (R Core Team 2020). $p < 0.05$ was considered statistically different.

Results

Predatory capacities of tested predators

***Piona uncata* Koenike, 1888**

From the 1st to the 4th hour of the light phase (LP), the consumption of L1 *C. pipiens* larvae are successively increasing, at the 4th and 5th hour, it decreases. After the 5th hour it increases again until the 8th hour (Fig. 2A). Indeed, the number of individuals consumed by *P. uncata* during the first phase of the day (LP) is 52 individuals. This number is higher than that consumed during the second phase (TP) with 28 individuals, for a total of 80 individuals per day (Fig. 2B).

The number of second-instar L2 larvae consumed by *P. uncata* shows an increase from the 1st hour (LP) to the 8th hour (TP) (Fig. 2A), the consumption of larvae during this phase is low ($n = 22$ individuals) compared to the first-day phase ($n = 41$ individuals) with a total number of 63 individuals per day (Fig. 2B).

Piona uncata showed a low predatory potential towards L3 larvae from the 1st to the 4th hour (LP); however, it increases from the 4th hour to reach a maximum value at the 8th hour (TP) (Fig. 2A). This explains why the larval consumption of this species during the period (TP), is higher ($n = 18$ individuals) than that consumed during the first phase (LP = 14 individuals) (Fig. 2B).

Piona uncata against fourth-instar larvae shows no predatory activity, the number of L4 larvae consumed is fixed at zero, indicating that this species has no desire to eat fourth instar larvae. This indicates that this species does not show predation on fourth instar larvae (Fig. 2A-B). According to the

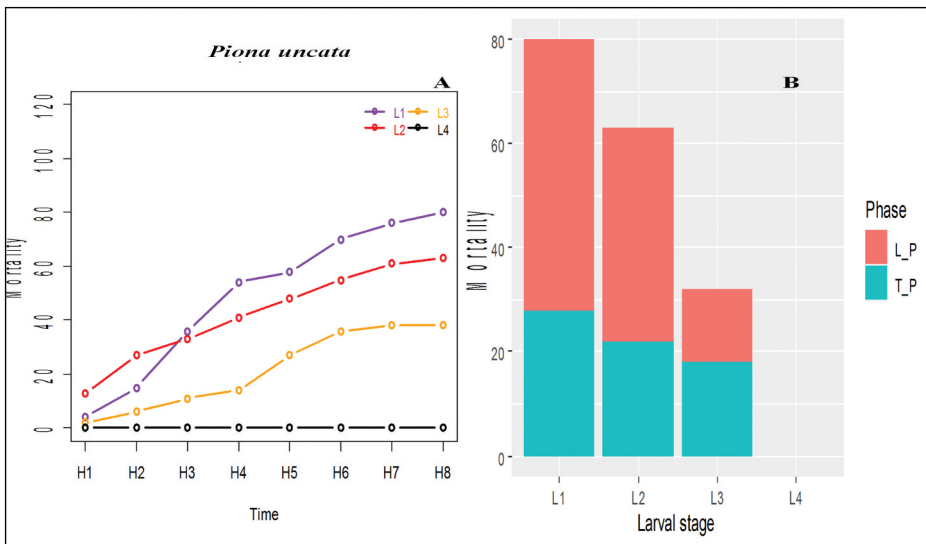


Figure 2A-B. Temporal evolution of the predatory potential of *Piona uncata* towards the four larval instars of *Culex pipiens* during eight hours exposure. A, temporal evolution of the predatory potential of *Piona uncata* towards the four larval instars of *Culex pipiens*; B, during exposure phases (LP: light phase, TP: twilight phase).

four curves and the results shown in the graphs, *P. uncata* tends to consume first-instar larvae more than others.

***Notonecta glauca* Linnaeus, 1758**

The predatory potential of *N. glauca* was determined according to stage and time per phase, towards *C. pipiens*. The predation of this species against first instar larvae was low during the 4 h of the first-day phase (LP). However, predatory activity increased slightly from the 4th hour of the first phase (LP) to the 8th hour of the second phase (TP) (Fig. 3A). This evolution is explained by the difference in the number of individuals consumed during the phase (LP = 08 individuals) and the phase (TP = 32 individuals) (Fig. 3B).

The predatory activity of *N. glauca* towards the second-instar increases successively and steadily from the first hour of the first phase of the day (LP) until the eighth hour of the second phase of the day (TP). The larval consumption of this species reaches a maximum compared to the consumption of all other stages (Fig. 3A). There is no significant difference in this activity between the two stages (LP = 61 individuals; TP = 59 individuals) (Fig. 3B).

For third- and fourth-instar larvae, the predatory potential of *N. glauca* shows a slight increase in the number of individuals consumed from the 1st to the 8th hour (Fig. 3A). However, the consumption, according to the

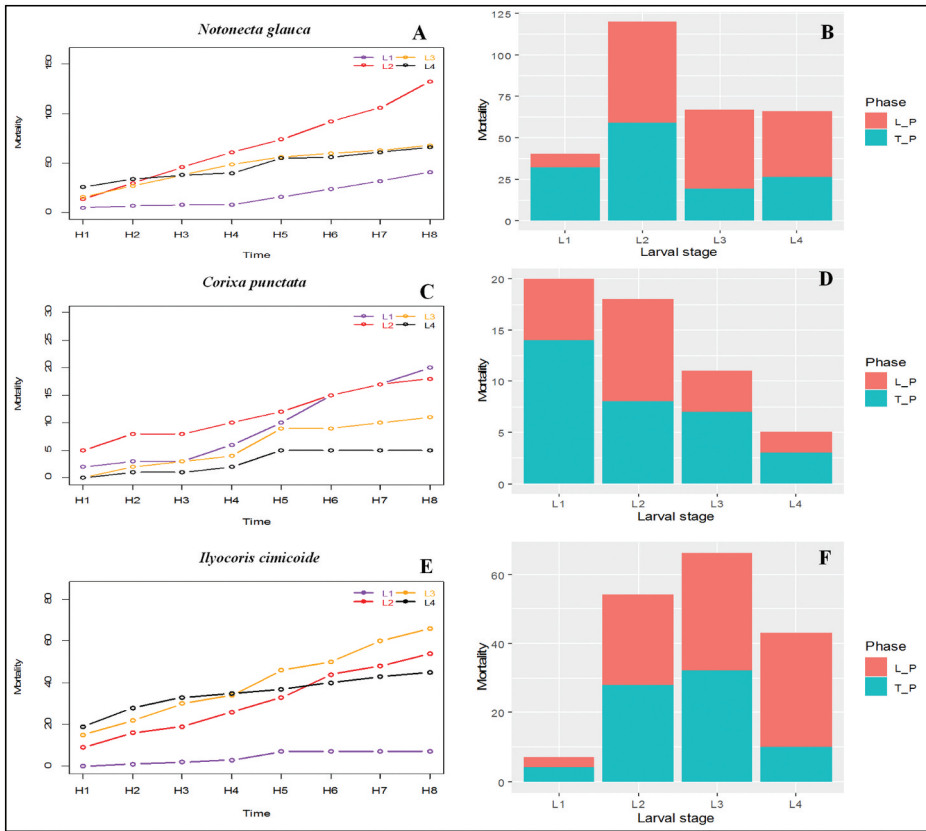


Figure 3A-F. Temporal evolution of the predatory potential of three species of Heteroptera towards the four larval instars of *Culex pipiens* during eight hours exposure. A, temporal evolution of the predatory potential of *Notonecta glauca* towards the four larval instars of *Culex pipiens*; B, during exposure phases (LP: light phase, TP: twilight phase); C, temporal evolution of the predatory potential of *Corixa punctata* towards the four larval instars of *Culex pipiens*; D, during exposure phases (LP: light phase, TP: twilight phase); E, temporal evolution of the predatory potential of *Ilyocoris cimicoide* towards the four larval instars of *Culex pipiens*; F, during exposure phases (LP: light phase, TP: twilight phase).

phases and concerning the L3 instar (LP = 48 individuals and TP = 19 individuals), is high compared to the fourth stage (LP = 40 individuals; TP = 26 individuals) (Fig. 3B). Finally, the total consumption of *N. glauca* during the two phases and per instar is successive: L1 ($n = 40$); L2 ($n = 120$); L3 ($n = 67$); L4 ($n = 66$). From these results, it can be seen that the predatory potential of *N. glauca* is higher for the L2 instar larvae than for the other instars (L1, L3, and L4).

***Corixa punctata* Illiger, 1807**

The predatory activity of *C. punctata* on L1 larvae of *C. pipiens* is almost constant during the first 3 h hours (LP). From the 3rd hour, there is a sharp

increase in the number of individuals consumed until a maximum is reached at the 8th hour (TP) (Fig. 3C). These variations explain the increase in the number of individuals consumed during the phase (TP = 14 individuals) compared to the first phase (LP = 6 individuals) (Fig. 3D).

This species shows an increasing predatory potential towards L2 larvae during the first 2 h of exposure, between the 2nd and 3rd hour there is stability followed immediately by an increase at the 3rd hour, until the 8th hour (Fig. 3C). This shows a slight difference in the number of larvae consumed during the two phases (LP = 10 individuals), phase (TP = 8 individuals) (Fig. 3D).

On the other hand, the number of L3 *C. pipiens* larvae consumed increased slightly during the first 4 h. There was a marked increase between the 4th and 5th hour, followed by stabilisation and then a slight increase (Fig. 3C). Indeed, the highest number of consumed larvae is recorded during the second phase (TP = 7 individuals) compared to the first phase (LP = 4 individuals) (Fig. 3D).

The evolution of the predatory potential of *C. punctata* towards L4 larvae is low during the four-hour phase (LP). It increased slightly between the 4th and 5th hour, and became stable from the 5th hour until the 8th hour (Fig. 3C), (LP = 2 individuals, TP = 3 individuals) (Fig. 3D).

The L2 instar is second only to the L1 instar in terms of the number of individuals consumed: L1 ($n = 20$); L2 ($n = 18$); L3 ($n = 11$) and L4 ($n = 5$). From these results, it can be concluded that *C. punctata* is more likely to consume L1 larvae than other larval instars.

***Ilyocoris cimicoides* Linnaeus, 1758**

During the first 4 h, the predatory potential of *I. cimicoides* on L1 larvae of *C. pipiens* is very low. There is a slight increase between the 4th and 5th hour, which remains stable until the 8th hour (Fig. 3E). This explains why the number of individuals consumed during the two phases is almost equal (LP = 3 individuals; TP = 4 individuals) (Fig. 3F).

The predatory potential increases progressively with respect to the L2, L3 and L4 stages, from the 1st to the 8th hour (Fig. 3E). The number of L2 individuals consumed increased during the second phase: (LP = 26 individuals; TP = 28 individuals); the rate of L3 and L4 individuals consumed decreased during the second phase, respectively: (LP = 34 individuals; TP = 32 individuals); (LP = 33 individuals; TP = 28 individuals). There is a difference between the total number of larvae consumed by *I. cimicoides* during the two phases (LP) and (TP). L1 (7); L2 (54); L3 (66); L4 (43) individuals. It was found that this species tends to consume L3 larvae compared to other instars (Fig. 3A-F).

Sympetrum striolatum Charpentier, 1840

The larva of *S. striolatum* shows a rather high predatory potential towards the first instar L1 larvae, during the phase (LP = 137 individuals), a successive increase in the number of individuals consumed from the 1st hour until the 4th hour. However, this predatory capacity continues at a lower rate until the 8th hour of the test (Fig. 3A). This potential decreases sharply during the second phase (TP = 47 individuals) (Fig. 4B). This predatory activity is high in the second instar, with an increase in the number of individuals consumed from the first hour (LP) until the eighth hour (TP) when it reaches its maximum (Fig. 4A). During the first phase of the day (LP = 174 individuals), this species consumes a higher number of larvae than during the second phase (TP = 114 individuals) (Fig. 4B).

The consumption of third instar larvae showed a decrease from the 1st hour (LP), until the 8th hour (TP) (Fig. 4A). The number of individuals increased slightly with time, the larva of *S. striolatum* consumed a large proportion of these larvae during the first stage of the day (LP = 106 individuals) compared to the second stage at a low rate (TP = 45 individuals) (Fig. 4B).

The same species shows an almost non-existent or constant increase in L4 stage larvae during the two exposure phases (Fig. 4A). This shows that the number of larvae consumed is almost equally distributed between the first phase of the day (LP = 28 individuals) and the second phase (TP = 23

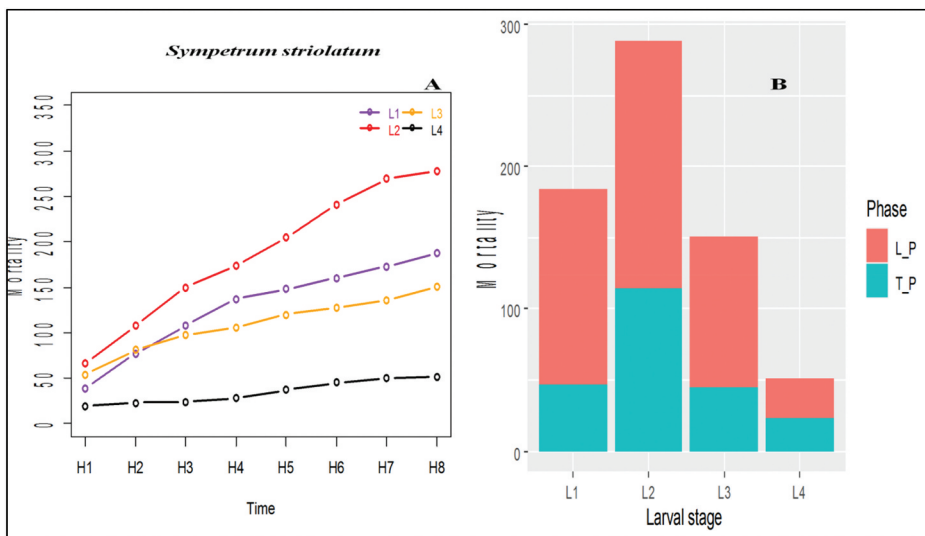


Figure 4A-B. Temporal evolution of the predatory potential of *Sympetrum striolatum* towards the four larval instars of *Culex pipiens* during eight hours exposure. A, temporal evolution of the predatory potential of *Sympetrum striolatum* towards the four larval instars of *Culex pipiens*; B, during exposure phases (LP: light phase, TP: twilight phase).

individuals) (Fig. 6B). According to the total number of larvae consumed during the two stages: L1 ($n = 184$); L2 ($n = 288$); L3 ($n = 151$); L4 ($n = 51$), we can see that the larva *S. striolatum* tends to consume the second stage L2, contrary to the three other stages.

Figure 5A shows the average cumulative predation values of the four larval stages of *Cx pipiens* after exposure to the five predatory species during the two phases of the bioassays (LP and TP). The species can be ranked according to their predation potential from maximum to minimum. The larva of the Anisoptera suborder *S. striolatum* Charpentier, 1840 ranks first with an average of 5.3 ± 5.08 individuals, followed by *N. glauca* Linnaeus, 1758 (2.65 ± 2.3) individuals. In third position was *P. uncatata* Koenike, 1888 (1.68 ± 1.37) individuals, and the species *I. cimicoide* Linnaeus, 1758

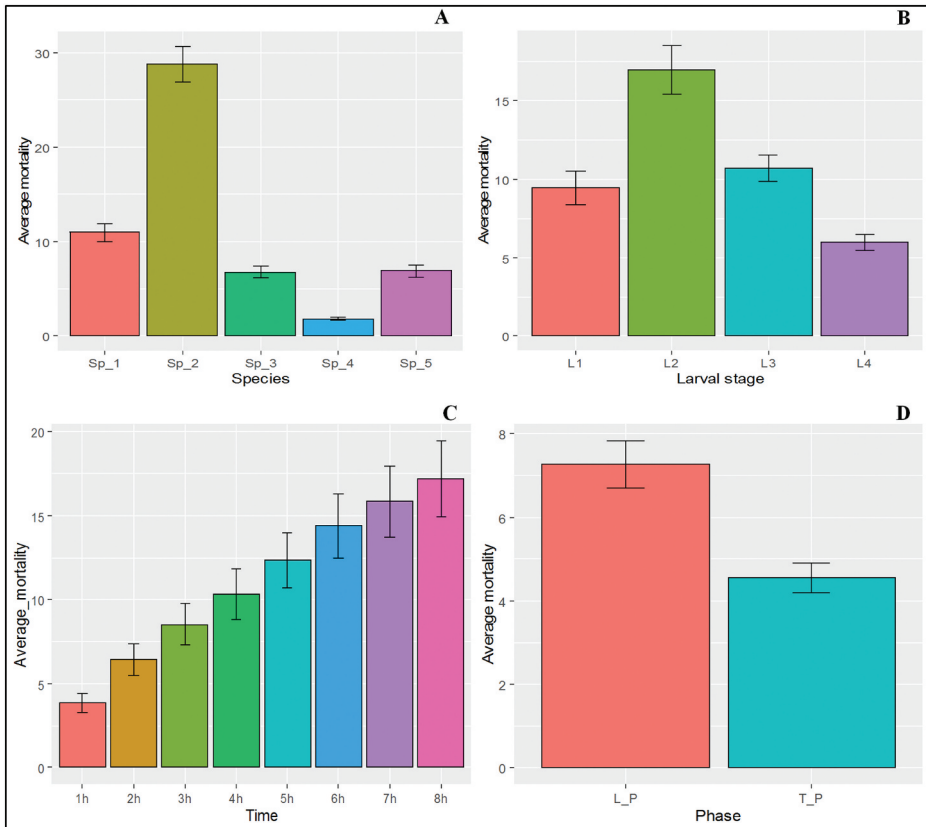


Figure 5A-D. Average cumulative predation potential of the five species on the four larval instars of *Cx pipiens* during two periods (LP & TP). A, average cumulative predation potential of the five species per larval instar of *Cx pipiens* (L1, L2, L3 and L4); B, during two phases (LP & TP); C, average cumulative predation potential of the five species for the four larval instars per hour for eight hours; D, average cumulative predatory potential of the five species against the four larval instars of *Cx pipiens* (L1, L2, L3 and L4) per phase (LP & TP).

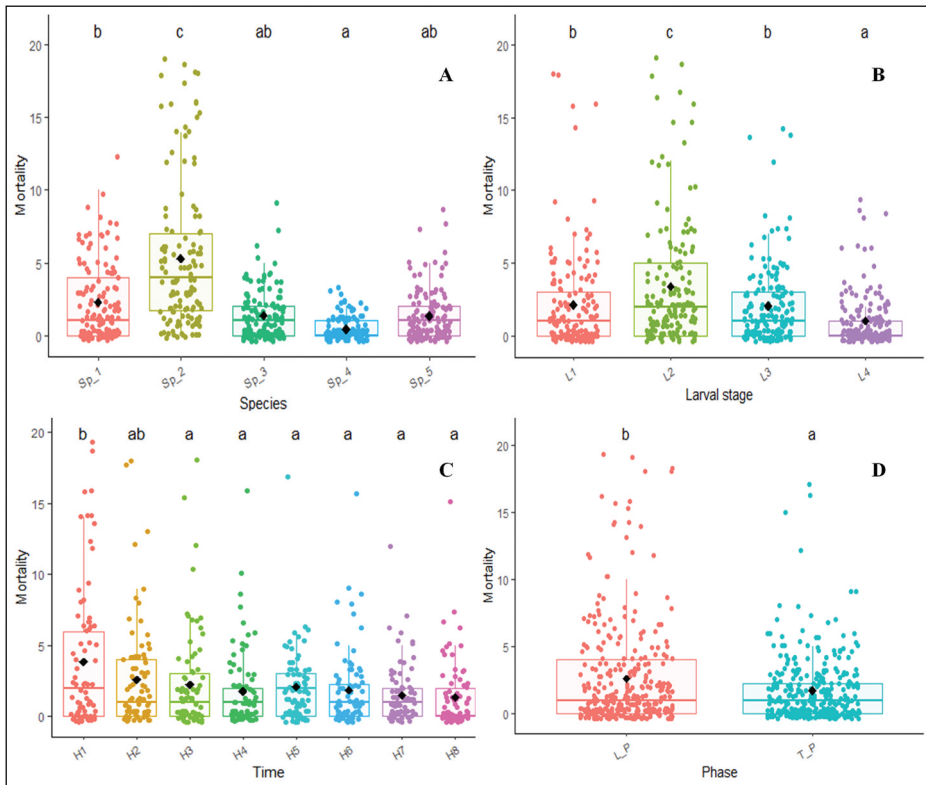


Figure 6A-D. Variations in mortality between: A, predatory species; B, larval instars; C, time; D, phase. The number of individuals consumed during one day of exposure. a,b and ab indicate that these variations are significant at $p < 0.05$ using Tukey's test. Boxes with the same letter are not significantly different at $p > 0.05$. The borders of the central box indicate the interquartile range (IQR) with the first quartile (lower limit) and the third quartile (upper limit). Larval instars of prey (L1, L2, L3 & L4) and photoperiod (LP & TP).

occupied the fourth position (1.81 ± 1.34) individuals. *C. punctata* Illiger, 1807 is ranked last with an average of 0.75 ± 0.42 individuals.

Figure 5B summarises the average mortality of the four larval stages by the five predatory species, during two different photoperiodic phases (LP and TP). L2 larvae consumed by the five predatory species during the two phases reaches their maximum with an average of 4.28 ± 3.39 individuals. This is followed by the first instar larvae, with an average of 3.36 ± 2.11 individuals, then L3 (2.69 ± 2.04) individuals. The L4 larvae are ranked last (1.8 ± 1.03) individuals; the early larval instars are the most favourable trophic choice of the five predatory species.

Figure 5C summarises the predation rate per hour during the bioassay of the five predatory species towards the four larval stages, during the two phases. The average mortality of the different larval instars of *C. pipiens*

Table 1. Comparison between species, larval instars, times and phases: one-way ANOVA (* $p \leq 0.05$, ** $p \leq 0.01$, *** $p \leq 0.001$, ns $p > 0.05$).

Factors	Variable	ddl	P
Species	Mortality	4	0.000****
Larval phase (L1, L2, L3 and L4)	Mortality	3	0.000****
Time	Mortality	7	0.000****
Phase (LP and TP)	Mortality	1	0.000****

evolves increases progressively from the 1st hour with a value of 3.85 ± 0.56 individuals, to the 8th hour with an average of 17.21 ± 2.28 individuals.

Figure 5D shows the effect of time on the predatory potential of the tested species for all four larval stages. The light phase (LP) shows the highest predatory efficacy (3.9 ± 2.59) individuals. The second phase (TP) of the experiment also lasted 4 h and showed low predation rate (2.42 ± 1.7) individuals. All five predatory species showed significant activity during the light phase.

From these results, it can be seen that the larva *S. striolatum* is the most voracious species with respect to four larval stages of *C. pipiens*. *Culex pipiens* larvae have a preferential characteristic for all five predatory species. The second instar L2 larvae are the most preferred and are ranked first, followed by L3.

One-way ANOVA reveals significant differences ($p = 0.000$) in the predatory potential of the five predatory species towards four larval stages of *C. pipiens* and during the two experimental phases (LP and TP) (Table 1).

Tukey test

From the results of one-way (ANOVA) we know that there are significant differences between the groups for each factor, but we do not know which pairs of groups are different. To do this, we used the Tukey test to find out the exact positions of these differences. The pairwise comparison with the Tukey test indicates that:

Boxplots expressing variations in mosquito larval mortality between the five predatory species show clear heterogeneity (highly significant differences). Two homogeneous groups are reported for *P. uncata* and *I. cimiciodes*, so there is no significant difference in predatory potential between these two species. The other species studied are represented by three groups, respectively: *N. glauca* represented by group (b); *S. striolatum* represented by group (c); *C. punctata* is represented by group (a), indicating that there is a very highly significant difference ($p = 0.000$) in predatory potential between the three species (Fig. 6A).

The boxplot analysis of the variations in mortality of the four larval stages shows the existence of a clear heterogeneity, indicating a very highly significant difference ($p = 0.000$) and the presence of three heterogeneous

groups (b, c, a). On the other hand, there are two homogeneous groups L1 (b) and L3 (b), the difference between these two groups is not significant (Fig. 6B).

The whisker boxes elucidate the variation in consumption of the four stages by the five predatory species combined, according to consumption time. This indicates the existence of clear heterogeneity indicating a very highly significant difference. Two heterogeneous groups (b & a) indicate the existence of a very highly significant difference ($p = 0.000$) in predatory potential between the 1st and 3rd h until the 8th h and two homogeneous groups (ab) during the 2nd h (Fig. 6C).

Boxplots reveal the existence of a clear heterogeneity of mortality with a highly significant difference ($p = 0.000$) between the two experimental phases (LP; TP), thus representing two different groups (b & a) (Fig. 6D).

Discussion

The anticulicidal biological control has responded to several organisms such as entomopathogenic fungi (*Metarhizium brunneum* & *Metarhizium anisopliae*) (Brunner-Mendoza et al. 2019; Carolino et al. 2019; Choi et al. 2020; De Paula et al. 2021), plants or their products; culivorous fish; parasitic protozoa or predatory insects (Mandal et al. 2008). The most widely used biological control agents for mosquito larvae have been the exotic freshwater fish species *Gambusia affinis* and *Poecilia reticulata* in several countries, including India. However, the larvivorous fish of indigenous origin (Sarwar 2015), *Pseudophoxinus callensis* and *Pseudophoxinus guichenoti* from the far northeast of Algeria (Bendali-Saoudi et al. 2001), are more suitable for vector control. In addition to culiciphagous fishes, some invertebrates have been identified as important predators. Other studies have focused on assessing the relationship between predatory aquatic insects and mosquito density (Weterings et al. 2018).

In aquatic ecosystems, natural enemies are an effective force for predation and regulation of the aquatic population (Hammerschlag et al. 2019; Zuharah and Lester 2019). However, aquatic culiciphagous predators form a diverse group of insects that includes Odonata, Coleoptera, and Hemiptera. These predatory insects provide a biological means of controlling mosquito populations. Several authors have evaluated the predatory potential of these insects in the laboratory and in the field (Samson et al. 2015; Gul et al. 2021a, 2021b). This has been achieved in pest control programmes (Sarwar 2015). Predation causes stress inflation, resulting in a shortened life span for mosquito larvae (Cinel et al. 2020; Alomar and Alto 2021). In other studies, researchers have found that the presence of certain predators in an aquatic environment affects the behaviour of mosquitoes. Female *C. pipiens* mosquitoes avoid laying

eggs in areas where predators and zooplankton competitors are present, and their chemical signals (Holmes 2019). On the other hand, the availability of algae and bacteria in storm water ponds has no effect on the presence of mosquito larvae (Christopher and Carlae 2019).

With regard to the study of the predatory potential of Hydrachnidae, our results are original. *Piona uncata* presents an important predatory activity towards the first instar larvae.

As well hemipterans are considered good controllers of *Culex* larvae. They are effective in suppressing larvae in all types of habitat (Sareein et al. 2019). Other studies show that the predatory potential of an individual *Acanthocyclops* sp. can exceed 11 mosquito larvae per day (Holmes 2019). Saha et al. (2009) determined the trophic choice of certain groups of Hemiptera, which prefer mosquito larvae, even when members of the Chironomidae are more abundant. This corresponds to the activity of *C. punctata* and *I. cimicoide* against the four larval stages of *C. pipiens*. Copepods and notonectids play a very important role in the regulation of temporary aquatic communities, which is consistent with our findings on the importance of the predatory potential of *N. glauca* (Cuthbert et al. 2018, 2019; Dalal et al. 2019; Mahmoudi et al. 2022; Wasserman et al. 2018). Their predation efficiencies vary from one ontogenic stage to another (Buxton et al. 2020; Mahmoudi et al. 2022).

Odonata species have been the subject of some research into predation. According to Fincke et al. (1997) and Khan et al. (2022) the following genera and species have been selected as good controllers of third instar larvae *Gynacantha* Rambur, 1842; *Megaloprepus coerulatus* Rambur, 1842; *Mecistogaster* spp. Rambur, 1842; *Pantala flavescens* Fabricius, 1798; *Trithemis aurora* Burmeister, 1839, and *Libellule fulva* Muller, 1764. The *Sympetrum striolatum* larva in our tests showed voracity towards the second instar compared to the others, due to the size of the too small first instar larvae.

The results of the different *Ilyocoris cimicoide* predation tests show a high predation rate on all four *C. pipiens* larval instars. The predation potential is almost the same in both phases (LP and TP). However, during the (LP) phase, *Notonecta glauca*, *Piona uncata* and *Corixa punctata*, respectively, show high predatory potential towards the second, third and fourth instar; the first and second instars; second instar larvae of *C. pipiens*. *Sympetrum striolatum*, on the other hand, has a high potential for predation on all four larval instars of *C. pipiens*. During the second phase of the experiment (TP), *N. glauca*, *P. uncata* and *C. punctata* show high predatory activity respectively towards the larvae of the first instar L1; third instar L3 and first and third stage L1 & L3. These insects consumed more larvae than during the first stage of the experiment. This suggests that the insects did not completely satisfy their

appetite during the 4 h of the first stage, which explains why this 4-h fasting period was sufficient to induce hunger and stimulate the need to feed.

According to Ilahi et al. (2019), diurnal and nocturnal predation activity was determined. Venkatesh and Tyagi (2013) specified that the selection of *Ceriagrion coromandelianum* (Fabricius, 1798) and *Bradinopyga geminata* (Rambur, 1842) was higher towards *A. aegypti*. Similar results were found by Mandel *et al.* in several odonate species as a function of time and light. Moreover, three Odonata nymphs (*Pantala flavescens*, *Trithemis aurora*, *Libellula fulva*) showed significant consumption during the morning, third instar larvae of *Culex quinquefasciatus*. This predatory activity decreased towards the end of the day (Khan et al. 2022). According to Lang (1980) and Mandal et al. (2008), prey detection and selection may be due to the presence of mechanoreceptors that detect waves generated in the environment and accurately discriminate between waves generated by prey. The results obtained from the different predation tests showed a difference depending on the stage of the prey and the species of the predator. Based on the results obtained, the five species tested have considerable predatory potential and are natural enemies with significant culiciphagous powers. They can therefore be used in biological control of mosquitoes.

Conclusion

Mosquitoes play a significant role as vectors in the worldwide spread of various diseases and viruses. In an effort to reduce the spread of these diseases, various approaches have been implemented over the years to control the mosquito population. Chemical control, although included among these approaches, presents potential risks for the environment and non-target species, with the development of resistance in vectors to pesticides. Our research focused on assessing the predation exerted by five species of aquatic invertebrates on mosquito larvae, with particular emphasis on the four larval stages of *C. pipiens*. The natural predators studied demonstrated significant predation capacity, suggesting that they could be used as an effective method of controlling the spread of mosquitoes, particularly during their early larval stages. Hydrachnidiae and all three species of Heteroptera showed a high predatory potential for all larval stages. The interaction predator-prey showed great variability between predator species and between the two phases of the experiment, in relation to prey numbers. Odonate larvae *Sympetrum striolatum* showed a significantly higher predator potential than Hydrachnidiae, and Heteroptera.

Disclosure statement

No potential conflict of interest was reported by the author(s).

Funding

The National Fund supported this work for Scientific Research to Pr. H. Boudjelida (Laboratory of Applied Animal Biology) and the Ministry of High Education and Scientific Research of Algeria to Pr. F. Bendali-Saoudi [PRFU project no. D01N01UN230120190005].

ORCID

Malika Gueddouche  <http://orcid.org/0009-0006-2335-3548>
 Bendali-Saoudi Fatiha  <http://orcid.org/0000-0002-2780-5330>
 Khaoula Mahmoudi  <http://orcid.org/0000-0003-4648-9668>
 Nouredine Soltani  <http://orcid.org/0000-0002-1563-2049>

References

- Alayat MS, Bendali-Saoudi F, Mahmoudi K, Soltani N. 2023. Diversity and spatio-temporal distribution of mosquitoes (Diptera: Culicidae) in the Laghouat arid region (Algerian northern Sahara). *Oriental Insects*. 57:1102–1127. doi: [10.1080/00305316.2023.2187892](https://doi.org/10.1080/00305316.2023.2187892).
- Alomar AA, Alto BW. 2021. Mosquito responses to lethal and nonlethal effects of predation and an insect growth regulator. *Ecosphere*. 12(3):e03452. doi: [10.1002/ecs2.3452](https://doi.org/10.1002/ecs2.3452).
- Arroussi DER, Bouaziz A, Boudjelida H. 2021. Mosquito survey reveals the first record of *Aedes* (Diptera: Culicidae) species in urban area, Annaba district, Northeastern Algeria. *Polish Journal of Entomology*. 90(1):14–26. doi: [10.5604/01.3001.0014.8065](https://doi.org/10.5604/01.3001.0014.8065).
- Bendali-Saoudi F, Gacem H, Soltani N. 2014. Inventory of hydracarians in Lake Tonga (Algeria). *Entomologie Faunistique – Faunistic Entomology*. 67:109–117.
- Bendali-Saoudi F, Tine-Djebbar F, Soltani N. 2001. Comparative efficacy of several fish species against various instars of *Culex pipiens* L. under laboratory conditions. *Parasitica*. 57(4):255–265.
- Benelli G, Jeffries CL, Walker T. 2016. Biological control of mosquito vectors: past, present, and future. *Insects*. 7(4):52. doi: [10.3390/insects7040052](https://doi.org/10.3390/insects7040052).
- Benmalek L, Bendali-Saoudi F, Soltani N. 2018. Inventory and distribution of mosquitoes (Diptera; Culicidae) of the Burgas lakes (Northeast Algeria). *Journal of Entomology and Zoology Studies*. 6(1):838–843.
- Börsstler J, Jöst H, Garms R, Krüger A, Tannich E, Becker N, Schmidt-Chanasit LR. 2016. Host-feeding patterns of mosquito species in Germany. *Parasites & Vectors*. 9:312–318. doi: [10.1186/s13071-016-1597-z](https://doi.org/10.1186/s13071-016-1597-z).
- Boudemagh NEH, Bendali-Saoudi F, Soltani N. 2018. Biodiversity and distribution of the water mite fauna (Acari: Hydrachnidia) of Collo (Northeast Algeria). *Journal of Entomology and Zoology Studies*. 6(2):1955–1962.
- Brunner-Mendoza C, Reyes-Montes MDR, Moonjely S, Bidochka MJ, Toriello C. 2019. A review on the genus *Metarhizium* as an entomopathogenic microbial biocontrol agent with emphasis on its use and utility in Mexico. *Biocontrol Science and Technology*. 29(1):83–102. doi: [10.1080/09583157.2018.1531111](https://doi.org/10.1080/09583157.2018.1531111).
- Buxton M, Cuthbert RN, Basinyi PL, Dalu T, Wasserman RJ, Nyamukondiwa C. 2022. Cattle dung in aquatic habitats alters mosquito predatory biocontrol dynamics. *Food Webs*. 32:e00241. doi: [10.1016/j.fooweb.2022.e00241](https://doi.org/10.1016/j.fooweb.2022.e00241).
- Buxton M, Cuthbert RN, Dalu T, Nyamukondiwa C, Wasserman RJ. 2020. Complementary impacts of heterospecific predators facilitate improved biological control of mosquito larvae. *Biological Control*. 144:104–216. doi: [10.1016/j.biocontrol.2020.104216](https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2020.104216).

- Carolino AT, Gomes SA, Pontes Teodoro TB, Mattoso TC, Samuels RI. 2019. *Aedes aegypti* pupae are highly susceptible to infection by *Metarhizium anisopliae* blastospores. *Journal of Pure & Applied Microbiology*. 13(3):1629–1634. doi: [10.22207/JPAM.13.3.36](https://doi.org/10.22207/JPAM.13.3.36).
- Cham S. 2007. Field guide to the larvae and exuviae of British dragonflies. Vol. 1, dragonflies (Anisoptera). UK: British Dragonfly Society. 80 pp
- Cheghib Y, Chouahda S, Soltani N. 2020. Side-effects of a neonicotinoid insecticide (actara®) on a non-target larvivorous fish *Gambusia affinis*: growth and biomarker responses. *The Egyptian Journal of Aquatic Research*. 46(2):167–172. doi: [10.1016/j.ejar.2019.12.007](https://doi.org/10.1016/j.ejar.2019.12.007).
- Choi CJ, Lee JY, Woo RM, Shin TY, Gwak WS, Woo SD. 2020. An effective entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae* for the simultaneous control of *Aedes albopictus* and *Culex pipiens* mosquito adults. *Journal of Asia-Pacific Entomology*. 23(2):585–590. doi: [10.1016/j.aspen.2020.04.007](https://doi.org/10.1016/j.aspen.2020.04.007).
- Christopher JH, Carlae C. 2019. Predation differentially structures immature mosquito populations in stormwater ponds. *Ecological Entomology*. 45(1):97–108. doi: [10.1111/een.12783](https://doi.org/10.1111/een.12783).
- Cinel SD, Hahn DA, Kawahara AY. 2020. Predator-induced stress responses in insects: a review. *Journal of Insect Physiology*. 122:104039. doi: [10.1016/j.jinsphys.2020.104039](https://doi.org/10.1016/j.jinsphys.2020.104039).
- Cook DR. 1974. Water mite genera and subgenera. *Memories of the American Entomological Institute*. 21:1–860.
- Cuthbert RN, Dalu T, Wasserman RJ, Dick JT, Mofu L, Callaghan A, Weyl OL. 2018. Intermediate predator naïveté and sex-skewed vulnerability predict the impact of an invasive higher predator. *Scientific Reports*. 8(1):14282. doi: [10.1038/s41598-018-32728-0](https://doi.org/10.1038/s41598-018-32728-0).
- Cuthbert RN, Dalu T, Wasserman RJ, Weyl OL, Callaghan A, Froneman W, Dick JT. 2019. Sex-skewed trophic impacts in ephemeral wetlands. *Freshwater Biology*. 64(2):359–366. doi: [10.1111/fwb.13228](https://doi.org/10.1111/fwb.13228).
- Dalal A, Cuthbert RN, Dick JT, Gupta S. 2019. Water depth-dependent notonectid predatory impacts across larval mosquito ontogeny. *Pest Management Science*. 75(10):2610–2617. doi: [10.1002/ps.5368](https://doi.org/10.1002/ps.5368).
- De Paula AR, Silva LEI, Ribeiro A, da Silva GA, Silva CP, Butt TM, Samuels RI. 2021. *Metarhizium anisopliae* blastospores are highly virulent to adult *Aedes aegypti*, an important arbovirus vector. *Parasites & Vectors*. 14(1):1–10. doi: [10.1186/s13071-021-05055-z](https://doi.org/10.1186/s13071-021-05055-z).
- Djehader NEH, Boudjelida H, Bouaziz A, Soltani N. 2013. Biological effects of a benzoylphenylurea derivative (Novaluron) on larvae of *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae). *Advances in Applied Science Research*. 4(4):449–456.
- Dris D, Tine-Djebbar F, Bouabida H, Soltani N. 2017. Chemical composition and activity of an *Ocimum basilicum* essential oil on *Culex pipiens* larvae: Toxicological, biometrical and biochemical aspects. *South African Journal of Botany*. 113:362–369. doi: [10.1016/j.sajb.2017.09.013](https://doi.org/10.1016/j.sajb.2017.09.013).
- Eba K, Duchateau L, Olkeba BK, Boets P, Bedada D, Goethals PL, Mereta ST, Yewhalaw D. 2021. Bio-control of *Anopheles* mosquito larvae using invertebrate predators to support human health programs in Ethiopia. *International Journal of Environmental Research and Public Health*. 18:1810. doi: [10.3390/ijerph18041810](https://doi.org/10.3390/ijerph18041810).
- Farajollahi A, Fonseca DM, Kramer LD, Kilpatrick AM. 2011. “Bird biting” mosquitoes and human disease. A review of the role of *Culex pipiens* complex mosquitoes in epidemiology. *Infection, Genetics and Evolution*. 11(7):1577–1585. doi: [10.1016/j.meegid.2011.08.013](https://doi.org/10.1016/j.meegid.2011.08.013).
- Fartas A, Bendali Saoudi F, Saoudi H, Mahmoudi K, Soltani N. 2024. Essential oil of *Lavandula dentata* L. (Lamiaceae) as a potential larvicidal agent against *aedes mariae*

- (diptera: culicidae), an invasive species from the coasts of Algeria. *Journal of Essential Oil Bearing Plants*. 27(1). doi: [10.1080/0972060X.2024.2305826](https://doi.org/10.1080/0972060X.2024.2305826).
- Feio MJ, Dolédec S. 2012. Integration of invertebrate traits into predictive models for indirect assessment of stream functional integrity: a case study in Portugal. *Ecological Indicators*. 15(1):236–247. doi: [10.1016/j.ecolind.2011.09.039](https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2011.09.039).
- Fernandes RS, Bersot MI, Castro MG, Telleria EL, Ferreira-de-Brito A, Raphael LM, Bonaldo MC, Lourenço-de-Oliveira R. 2019. Low vector competence in sylvatic mosquitoes limits Zika virus to initiate an enzootic cycle in South America. *Scientific Reports*. 9(1):20151. doi: [10.1038/s41598-019-56669-4](https://doi.org/10.1038/s41598-019-56669-4).
- Fincke OM, Yanoviak SP, Hanschu RD. 1997. Predation by Odonates depresses mosquito abundance in water filled treeholes in Panama. *Oecologia (Berl)*. 112(2):244–253. doi: [10.1007/s004420050307](https://doi.org/10.1007/s004420050307).
- GerNen S, Sternberg K. 1999. *Die Exuvien Europäischer Libellen*. Insecta, Odonata. Höxter und Jena: ArniNa & Eisvogel.
- Gul M, Zahid M, Ali H. 2021a. Larvicidal potential of different chromatographic fractions of the n-hexane extract of *Artemisia scoparia* against the vector mosquito *Culex quinquefasciatus*. *International Journal of Tropical Insect Science*. 41:897–902. doi: [10.1007/s42690-020-00250-4](https://doi.org/10.1007/s42690-020-00250-4).
- Gul M, Zahid M, Ilahi I, Ali H, Hussain F, Sajad MA. 2021b. Ecofriendly control of *Culex quinquefasciatus* Say (Diptera: Culicidae) through botanical insecticides and predatory insects. *Pakistan Journal of Zoology*. 54(2):873. doi: [10.17582/journal.pjz/20170607200629](https://doi.org/10.17582/journal.pjz/20170607200629).
- Haba Y, McBride L. 2022. Origin and status of *Culex pipiens* mosquito ecotypes. *Current Biology*. 32(5):R237–R246. doi: [10.1016/j.cub.2022.01.062](https://doi.org/10.1016/j.cub.2022.01.062).
- Hafsi NEH, Hamaidia K, Barour C, Soltani N. 2021. A survey of Culicidae (Insecta: Diptera) in some habitats in Souk-Ahras province (Northeast Algeria). *Biodiversity Journal*. 12(1):3–16. doi: [10.31396/Biodiv.Jour.2021.12.1.3.16](https://doi.org/10.31396/Biodiv.Jour.2021.12.1.3.16).
- Hamaidia K, Soltani N. 2014. Laboratory evaluation of a biorational insecticide, kinoprene, against *Culex pipiens* larvae: effects on growth and development. *Annual Research & Review in Biology*. 4(14):2263–2273. doi: [10.9734/ARRB/2014/9729](https://doi.org/10.9734/ARRB/2014/9729).
- Hamaidia K, Soltani N. 2020. Methoxyfenozide, a molting hormone agonist, affects autogeny capacity, oviposition, fecundity, and fertility in *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae). *Journal of Medical Entomology*. 58(3):1004–1011. doi: [10.1093/jme/tjaa260](https://doi.org/10.1093/jme/tjaa260).
- Hamaidia K, Tine-Djebbar F, Soltani N. 2018. Activity of a selective insecticide (methoxyfenozide) against two mosquito species (*Culex pipiens* and *Culiseta longiareolata*): toxicological, biometrical and biochemical study. *Physiological Entomology*. 43(4):315–323. doi: [10.1111/phen.12261](https://doi.org/10.1111/phen.12261).
- Hammerschlag N, Schmitz OJ, Flecker AS, Lafferty KD, Sih A, Atwood TB, Cooke SJ. 2019. Ecosystem function and services of aquatic predators in the Anthropocene. *Trends in Ecology & Evolution*. 34(4):369–383. doi: [10.1016/j.tree.2019.01.005](https://doi.org/10.1016/j.tree.2019.01.005).
- Harbach RE. 2022. *Hulecoeteomyia* Theobald, 1904. Mosquito Taxonomic Inventory. doi: [10.1017/S0007485300017557](https://doi.org/10.1017/S0007485300017557).
- Heidemann H, Seidenbusch R. 2002. Larvae and exuviae of dragonflies from France and Germany (except Corsica). *Société Française d'Odonatologie*. 416.
- Himmi O. 1991. Culicidae (Diptera) of Morocco: updated determination key and study of the dynamics and life cycles of some populations in the Rabat-Kénitra region. Thèse de 3ème cycle, Faculté de Sciences, Université. Mohamed V, Rabat 185 pp.
- Himmi O, Dakki M, Trari B, Elagbani MA. 1995. Culicidae of Morocco: identification keys with biological and ecological data. *Travaux de l'Institut des Sciences, série Zoologie, Rabat*. 44:50–58.

- Holmes CJ. 2019. The population and community ecology of small freshwater ponds: assigning process to pattern [PhD dissertation]. University of Illinois, University of Illinois at Urbana-Champaign. doi: [10.1111/een.12783](https://doi.org/10.1111/een.12783).
- Houmani M, Bendali-Saoudi F, Soltani N. 2023. Impact of physicochemical parameters of water on the biodiversity of the invertebrate fauna from Echatt Lake, Northeast Algeria. *Biodiversitas Journal of Biological Diversity*. 24(1): doi: [10.13057/biodiv/d240131](https://doi.org/10.13057/biodiv/d240131).
- Ilahi I, Yousafzai AM, Attaullah M, Haq TU, Ali H, Rahim A, Sajad MA, Najeeb S, Zaman S, Ullah S. 2019. The role of odonate nymphs in ecofriendly control of mosquitoes and sensitivity of odonate nymphs to inorganic nutrient pollutants. *Applied Ecology and Environmental Research*. 17(3):6171–6188. doi: [10.15666/aeer/1703_61716188](https://doi.org/10.15666/aeer/1703_61716188).
- Khalidi R, Rehim N, Kharoubi R, Soltani N. 2022. Phytochemical composition of almond oil from *Melia azedarach* L. and its larvicidal, ovicidal, repellent and enzyme activities in *Culex pipiens* L. *Tropical Biomedicine*. 39(4):531–538. doi: [10.47665/tb.39.4.008](https://doi.org/10.47665/tb.39.4.008).
- Khan SU, Mehmood SA, Ali H, Waqas W, Rahbar B. 2022. The role of selected odonate nymphs in biological control of *Culex quinquefasciatus* larvae, and effect of glyphosate herbicide on their predatory performance. *International Journal of Tropical Insect Science*. 42:1859–1864. doi: [10.1007/s42690-021-00713-2](https://doi.org/10.1007/s42690-021-00713-2).
- Lang HH. 1980. Surface wave discrimination between prey and nonprey by the back swimmer *Notonecta glauca* L. (Hemiptera, Heteroptera). *Behavioral Ecology and Sociobiology*. 6:233–246. doi: [10.1007/BF00569205](https://doi.org/10.1007/BF00569205).
- Mahmoudi K, Bendali-Saoudi F, Soltani N. 2022. Potential predation of *Cyclops fuscus* Jurine, 1820 (Crustacea Copepoda) against two mosquito species *Culex pipiens* Lin-naeus, 1758 and *Culiseta longiareolata* Macquart, 1838 (Diptera Culicidae). *Biodiversity Journal*. 13(4):805–812. doi: [10.31396/Biodiv.Jour.2022.13.4.805.812](https://doi.org/10.31396/Biodiv.Jour.2022.13.4.805.812).
- Mahmoudi K, Bendali-Saoudi F, Soltani N. 2023. Do water physicochemical parameters explain richness and phenology of aquatic beetles (Coleoptera) in Tonga Lake (Northeast Algeria)? *Oriental Insects*. 57(1):1–24. doi: [10.1080/00305316.2022.2033335](https://doi.org/10.1080/00305316.2022.2033335).
- Mandal SK, Ghosh A, Bhattacharjee I, Chandra G. 2008. Biocontrol efficiency of odonate nymphs against larvae of the mosquito, *Culex quinquefasciatus* Say, 1823. *Acta tropica*. 106(2):109–114. doi: [10.1016/j.actatropica.2008.02.002](https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2008.02.002).
- Mohammed AM, Saber AR. 2020. Ecological studies on some aquatic insects in the Damietta branch, River Nile of Egypt as bioindicators of pollution. *Egyptian Journal of Aquatic Biology & Fisheries*. 24(4):57–76. doi: [10.21608/ejabf.2020.95322](https://doi.org/10.21608/ejabf.2020.95322).
- Nelsen JA, Yee DA. 2022. Mosquito larvicides disrupt behavior and survival rates of aquatic insect predators. *Hydrobiologia*. 849(21):4823–4835. doi: [10.1007/s10750-022-05021-5](https://doi.org/10.1007/s10750-022-05021-5).
- Pavela R, Benelli G. 2016. Ethnobotanical knowledge on botanical repellents employed in the African region against mosquito vectors—a review. *Experimental Parasitology*. 167:103–108. doi: [10.1016/j.exppara.2016.05.010](https://doi.org/10.1016/j.exppara.2016.05.010).
- Peyrusse V, Bertrand M. 2001. Water mites in France. *Insects*. 123:3–6.
- Poisson RA. 1957. Fauna of France: aquatic heteroptera. Paris: édition Paul Lechevalier. 152 pp.
- R Core Team. 2020. R: a language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing Vienna; [accessed 2022 Dec 10]. www.r-project.org.
- Rehim N, Soltani N. 1999. Laboratory evaluation of Alsystin, a chitin synthesis inhibitor, against *Culex pipiens pipiens* L. (Dip., Culicidae): effects on development and cuticle secretion. *Journal of Applied Entomology*. 123(7):437–441. doi: [10.1046/j.1439-0418.1999.00388.x](https://doi.org/10.1046/j.1439-0418.1999.00388.x).
- Saha N, Aditya G, Saha GK. 2009. Habitat complexity reduces prey vulnerability: an experimental analysis using aquatic insect predators and immature dipteran prey. *Journal of Asia-Pacific Entomology*. 12(4):233–239. doi: [10.1016/j.aspen.2009.06.005](https://doi.org/10.1016/j.aspen.2009.06.005).

- Samson DM, Archer RS, Alimi TO, Arheart KL, Impoinvil DE, Oscar R, Qualls WA. 2015. New baseline environmental assessment of mosquito ecology in northern Haiti during increased urbanization. *Journal of Vector Ecology*. 40(1):46–58. doi: [10.1111/jvec.12131](https://doi.org/10.1111/jvec.12131).
- Sareein N, Phalaraksh C, Rahong P, Techakijvej C, Seok S, YeonJaebae JY. 2019. Relationships between predatory aquatic insects and mosquito larvae in residential areas in northern Thailand. *Journal of Vector Ecology*. 44(2):223–232. doi: [10.1111/jvec.12353](https://doi.org/10.1111/jvec.12353).
- Sarwar M. 2015. Control of dengue carrier *Aedes* mosquitoes (Diptera: Culicidae) larvae by larvivorous fishes and putting it into practice within water bodies. *International Journal of Preventive Medicine Research*. 1(4):232–237. doi: [10.22271/23487941.2021.v8.i3a.532](https://doi.org/10.22271/23487941.2021.v8.i3a.532).
- Schaffner F, Angel G, Geoffroy B, Hevry JP, Rhaïem A, Brunhes J. 2001. European mosquito. Res Inst Devel IRD. Identification software.
- Serradj N, Bendali-Saoudi F, Soltani N. 2018. Inventory of the invertebrate fauna at the level of the lake of birds (Northeast Algeria). *Journal of Entomology and Zoology Studies*. 6(5):98–106.
- Soltani N, Rehimi N, Drardja H, Bendali-Saoudi F. 1999. Activity of triflumuron against *Culex pipiens* and impacts on two non-target larvivorous species. *Annales de la Société entomologique de France*. 35:502–508.
- Srisuka W, Sulin C, Sommitr W, Rattanarithikul R, Aupalee K, Saeung A, Harbach RE. 2022. Mosquito (Diptera: Culicidae) diversity and community structure in Inthanon National Park, Northern Thailand. *Insects*. 13(9):814. doi: [10.3390/insects13090814](https://doi.org/10.3390/insects13090814).
- Tupinambás TH, Cortes R, Varandas SG, Hughes SJ, França JS, Callisto M. 2014. Taxonomy, metrics or traits? Assessing macroinvertebrate community responses to daily flow peaking in a highly regulated Brazilian river system. *Ecohydrology*. 7(2):828–842. doi: [10.1002/eco.1406](https://doi.org/10.1002/eco.1406).
- Venkatesh A, Tyagi BK. 2013. Predatory potential of *Bradinopyga geminata* and *Ceriagrion coromandelianum* larvae on dengue vector *Aedes aegypti* under controlled conditions (Anisoptera: Libellulidae; Zygoptera: Coenagrionidae; Diptera: Culicidae). *Odonatologica*. 42(2):139–149. doi: [10.1007/s42690-021-00713-2](https://doi.org/10.1007/s42690-021-00713-2).
- Wafaa MH, Rowida SB, Hussein AHS. 2017. Botanical insecticide as simple extractives for pest control. *Cogent Biology*. 3(1):1404274. doi: [10.1080/23312025.2017.1404274](https://doi.org/10.1080/23312025.2017.1404274).
- Wasserman RJ, Weston M, Weyl OL, Froneman PW, Welch RJ, Vink TJ, Dalu T. 2018. Sacrificial males: the potential role of copulation and predation in contributing to *copepod* sex-skewed ratios. *Oikos*. 127(7):970–980. doi: [10.1111/oik.04832](https://doi.org/10.1111/oik.04832).
- Weterings R, Umponstira C, Buckley HL. 2018. Landscape variation influences trophic cascades in dengue vector food webs. *Science Advances*. 4(2):eaap9534. doi: [10.1126/sciadv.aap9534](https://doi.org/10.1126/sciadv.aap9534).
- Zaidi N, Soltani N. 2011. Environmental risks of two chitin synthesis inhibitors on *Gambusia affinis*: chronic effects on growth and recovery of biological responses. *Biological Control*. 59(2):106–113. doi: [10.1016/j.biocontrol.2011.04.001](https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2011.04.001).
- Zuharah WF, Lester PJ. 2019. The influence of aquatic predators on mosquito abundance in animal drinking troughs in New Zealand. *Journal of Vector Ecology*. 35(2):347–353. doi: [10.1111/j.1948-7134.2010.00093.x](https://doi.org/10.1111/j.1948-7134.2010.00093.x).