

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE



جامعة باجي مختار عنابة
UNIVERSITE BADJI MOKHTAR ANNABA



FACULTE DES SCIENCES
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE

Thèse présentée en vue de l'obtention du diplôme de Doctorat

SPÉCIALITÉ : BIOLOGIE ANIMALE ENVIRONNEMENTALE

Option : REPRODUCTION ET DEVELOPPEMENT.

Intitulé

**Etude de la reproduction et du développement
d'*Anopheles maculipennis* (Diptera ; Culicidae). Effets
toxiques de quelques extraits aqueux de plantes
médicinales.**

Présenté par : M^{me} Djamila BENHAMED

Membres de Jury :

Mr. Soltani Noureddine (Pr.)	Président	Université Badji Mokhtar, Annaba.
Mme. Bendali-Saoudi Fatiha (Pr.)	Directrice de thèse	Université Badji Mokhtar, Annaba.
Mme. Kirane-Amrani Leila (M.C.A.)	Examinatrice	Université Badji Mokhtar, Annaba.
Mme. Tine- Djebar Fouzia (M.C.A.)	Examinatrice	Université Al Arbi Tbessi, Tebessa..
Mme Hamaidia Kaouther (M.C.A.)	Examinatrice	Université Med. Chérif Messaadia, Souk Aras.

Année Universitaire : 2016/2017

Remerciements

Je remercie en premier Dieu le tout puissant de m'avoir accordé, la force et le courage de mener à terme ce travail.

Je voudrais exprimer ma sincère reconnaissance et ma gratitude envers toute personne contribuant à mon aide afin de mener ce travail dans les meilleures conditions.

Cette étude a été réalisée au Laboratoire de Biologie Animale Appliquée de l'Université d'Annaba, sous la direction de Monsieur le Professeur Nouredine SOLTANI. Qu'il me permette de lui exprimer ma profonde reconnaissance pour avoir bien voulu m'accueillir dans son laboratoire, m'encourager durant toutes mes études, m'avoir appris la méthodologie de recherche, le savoir et accepter de me faire un grand honneur en présidant ce jury.

Je tiens à remercier profondément ma directrice de thèse, Mme Fatiha BENDALI-SAOUDI, professeur au département de Biologie d'avoir accepté de me faire part de sa précieuse expérience dans le domaine de la science. Ainsi que pour son encouragement et ses conseils qui m'ont orienté pendant tout mon parcours à ses côtés. Aussi, pour sa gentillesse et sa modestie énorme qui font d'elle une grande dame.

J'associe mes sincères remerciements à Mme Leila Kirane-Amrani, M. C. A. au département de Biologie, pour sa contribution à l'estimation de la qualité ce travail, je vous prie d'accepter
Madame ma reconnaissance.

Je ne manquerai pas de remercier Mme Fouzia TINE-DJEBAR, M. C. A. à l'université de Tebessa, d'avoir accepté la lecture de ma thèse, je tiens à lui confier l'examinasson de ce travail, et me faire part de son savoir dans ce domaine.

Je n'oublie pas d'exprimer ma profonde gratitude pour Mme Kaouther Hamaidia, M. C. A. à l'université de Souk Aras, pour son aide précieuse lors de la réalisation de ce travail, je vous serai éternellement reconnaissante pour votre soutien et votre générosité.

Je vous remercie mes chers enseignants, je vous dévoile mes sentiments les plus profonds de gratitude, de m'avoir formée pour devenir l'être que je le suis maintenant. Merci

Dédicace

Je dédie ce modeste travail à:

*Ma douce et précieuse mère pour son amour et sa tendresse, et
sa patience.*

*A mon très cher père qui ne cesse de me prodigue de conseil pour
m'incruster l'idée : que les études étaient la seule clé de réussite
dans la vie. A mon cher mari qui m'a aidé beaucoup dans toutes
les étapes de ce travail, à ma petite fille Iline, à ma sœur et mon
frère. A mes chers Amis, mes collègues, mes enseignants*

Et à tous ceux qui m'aiment.

Liste des figures

N°	Titre	Page
1	Site d'échantillonnage au niveau du lac des Oiseaux (Google earth).	7
2	Cycle biologique d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	9
3	Ornementation des œufs d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	10
4	Larve d' <i>Anopheles maculipennis</i> au troisième stade.	10
5	Morphologie de la larve d' <i>Anopheles</i> (Holstein, 1949).	11
6	Segment abdominal d'une larve d' <i>Anopheles</i> (Gillies & DE Meillon, 1968).	12
7	Vue latérale du segment anal d'une larve d' <i>Anopheles</i> (Service, 1980).	13
8	Nymphe d' <i>Anopheles</i> (a), extrémité abdominale (b), palette natatoire (c), trompette respiratoire (d) (Gillies & DE Meillon, 1968).	14
9	Adulte femelle d' <i>Anopheles</i> (Holstein, 1949).	14
10	Schéma de têtes d'Anophelinae. A: Mâle, B: Femelle, (Holstein, 1949).	15
11	Patte III d' <i>Anopheles</i> , (Schaffner <i>et al.</i> , 2001).	16
12	Principales nervures de l'aile d'une femelle d' <i>Anopheles</i> , (Schaffner <i>et al.</i> , 2001)	16
13	Vue dorsale de l'abdomen d' <i>Anopheles</i> (Schaffner <i>et al.</i> 2001).	17
14	Echantillonnage des anophèles. A: Ecurie de bovin. B: Capture des adultes d'anophèles. C: Cages d'élevage des anophèles.	18
15	Cages d'élevage.	19
16	Récipients d'élevage contenant les œufs d'Anophèles.	19
17	Les œufs des différentes espèces du complexe <i>Anopheles Maculipennis</i> (Gutsevich <i>et al.</i> , 1974).	20
18	Extraction des glucides, protéines et lipides totaux selon Shibko <i>et al.</i> , (1966).	24
19	Aspect morphologique du <i>Myrtus communis</i> à l'état naturel Linné 1753, (Sabiha <i>et al.</i> , 2011).	27
20	Aspect morphologique d' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> Dehnh 1832. Atlas of Florida Plants (http://florida.plantatlas.usf.edu/).	29
21	Aspect morphologique d' <i>Eucalyptus globulus</i> Labill, 1800 (Aouati, 2016).	30
22	Adulte d' <i>An.maculipennis</i> . A : Vue ventrale d'un mâle. B : Vue ventrale d'une femelle.	33
23	L'antenne d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	34
24	Ornementation inter oculaire d' <i>An. maculipennis</i> .	34

25	Palpe maxillaire d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	34
26	Thorax d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	35
27	Ornementation des œufs d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	36
28	Génitalia femelle.	37
29	Hypopygium mâle.	37
30	Nombre d'œufs pondus des femelles d' <i>Anopheles maculipennis</i> selon le type de sang.	45
31	Taux de fertilité d' <i>Anopheles maculipennis</i> selon le type du repas trophique.	47
32	Dosage des protéines : droite de régression exprimant l'absorbance en fonction des quantités d'albumine (μg). (R2 : coefficient de détermination).	54
33	Dosage des lipides : droite de régression exprimant l'absorbance en fonction des quantités lipides (μg). (R2 : coefficient de détermination).	55
34	Dosage des glucides : droite de régression exprimant l'absorbance en fonction des quantités de glucose (μg). (R2 : coefficient de détermination).	56
35	Droites de régressions de la toxicité du <i>Myrtus communis</i> sur le premier stade larvaire. A : Après 24h ; B : Après 48h ; C : Après 72h.	58
36	Droites de régressions de la toxicité du <i>Myrtus communis</i> sur le deuxième stade larvaire. A : Après 24h ; B : Après 48h ; C : Après 72.	59
37	Droites de régressions de la toxicité du <i>Myrtus communis</i> sur le troisième stade larvaire. A : Après 24h ; B : Après 48h ; C : Après 72.	60
38	Droites de régressions de la toxicité du <i>Myrtus communis</i> sur le quatrième stade larvaire. A : Après 24h ; B : Après 48h ; C : Après 72.	61
39	Droites de régressions de la toxicité d' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> sur le premier stade larvaire. A : Après 24h ; B : Après 48h ; C : Après 72.	62
40	Droites de régressions de la toxicité d' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> sur le deuxième stade larvaire. A : Après 24h ; B : Après 48h ; C : Après 72.	63
41	Droites de régressions de la toxicité d' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> sur le troisième stade larvaire. A : Après 24h ; B : Après 48h ; C : Après 72.	64
42	Droites de régressions de la toxicité d' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> sur le quatrième stade larvaire. A : Après 24h ; B : Après 48h ; C : Après 72.	65
43	Droites de régressions de la toxicité d' <i>Eucalyptus globulus</i> sur le premier stade larvaire. A : Après 24h ; B : Après 48h ; C : Après 72.	67
44	Droites de régressions de la toxicité d' <i>Eucalyptus globulus</i> sur le deuxième	68

	stade larvaire. A : Après 24h ; B : Après 48h ; C : Après 72.	
45	Droites de régressions de la toxicité d' <i>Eucalyptus globulus</i> sur le troisième stade larvaire. A : Après 24h ; B : Après 48h ; C : Après 72.	69
46	Droites de régressions de la toxicité d' <i>Eucalyptus globulus</i> sur le quatrième stade larvaire. A : Après 24h ; B : Après 48h ; C : Après 72.	70
47	Mortalité des larves d' <i>Anopheles maculipennis</i> traitées par le <i>Myrtus communis</i> . A: L1 ; B: L2 ; C: L3 ; D: L4.	72
48	Mortalité des larves d' <i>Anopheles maculipennis</i> traitées par l' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> A: L1 ; B: L2 ; C: L3 ; D: L4.	74
49	Mortalité des larves d' <i>Anopheles maculipennis</i> traitées par l' <i>Eucalyptus globulus</i> . A: L1 ; B: L2 ; C: L3 ; D: L4.	76
50	Effet des trois plantes toxiques (<i>Myrtus comminus</i> ; <i>Eucalyptus camaldulensis</i> ; <i>Eucalyptus globulus</i>) sur les larves du premier stade d' <i>Anopheles maculipennis</i> . A : Après 24h ; B : Après 48h ; C : Après 72h.	78
51	Effet des trois plantes toxiques (<i>Myrtus comminus</i> ; <i>Eucalyptus camaldulensis</i> ; <i>Eucalyptus globulus</i>) sur les larves du deuxième stade d' <i>Anopheles maculipennis</i> . A : Après 24h ; B : Après 48h ; C : Après 72h.	79
52	Effet des trois plantes toxiques (<i>Myrtus comminus</i> ; <i>Eucalyptus camaldulensis</i> ; <i>Eucalyptus globulus</i>) sur les larves du troisième stade d' <i>Anopheles maculipennis</i> . A : Après 24h ; B : Après 48h ; C : Après 72h.	79
53	Effet des trois plantes toxiques (<i>Myrtus comminus</i> ; <i>Eucalyptus camaldulensis</i> ; <i>Eucalyptus globulus</i>) sur les larves du quatrième stade d' <i>Anopheles maculipennis</i> . A : Après 24h ; B : Après 48h ; C : Après 72h.	80

Liste des tableaux

N°	Titre	Page
1	Dosage des protéines ovariennes: réalisation de la gamme d'étalonnage.	25
2	Dosage des glucides ovariens : réalisation de la gamme d'étalonnage.	26
3	Dosage des lipides ovariens : réalisation de la gamme d'étalonnage.	26
4	Biométrie des mensurations de 16 structures des adultes femelles d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	38
5	Biométrie des mensurations de 16 structures déterminant les adultes mâles d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	38
6	Biométrie des mensurations de 12 structures déterminant les larves L4 d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	39
7	Biométrie de l'hypopygium femelle d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	40
8	Biométrie de l'hypopygium mâle d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	40
9	Chétotaxie des cerques des génitalia femelles.	41
10	Chétotaxie des coxites des génitalia mâles.	41
11	Etude biométrique des œufs (Longueurs & largeurs) d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	41
12	Etude comparative des longueurs et des largeurs des œufs d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	42
13	Impact du type hématologique (Bovin & Poulet) sur l'incubation (Nombre de jour) des œufs d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	43
14	Impact du type hématologique (Bovin & Poulet) sur le nombre d'individus éclos d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	44
15	Impact du repas sanguin (Bovin & Poulet) sur la fécondité (Nombre d'œufs pondus /femelle) et la fertilité (Pourcentage des œufs éclos) des femelles d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	44
16	Durées du développement larvaire des pontes issus des femelles nourries des deux types de sang.	44
17	Impact du repas trophique (Raisins sec & Miel) sur la durée du développement embryonnaire d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	45
18	Impact du repas trophique (Raisins sec & Miel) sur l'effectif de larves néonates d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	46

19	Impact du repas trophique (Raisin sec & Miel) sur la fécondité (Nombre d'œufs pondus /femelle) et la fertilité (pourcentage des œufs éclos) des femelles d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	47
20	Impact du repas trophique des femelles (Raisin sec; Miel) sur les durées du développement larvaire d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	48
21	Effet de 7 heures d'obscurité sur l'effectif larvaire pendant l'incubation et les quatre stades larvaires d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	50
22	Effet de 7 heures d'obscurité sur les durées de développement (Incubation et les stades larvaires) d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	50
23	Effet de 16 heures d'obscurité sur l'effectif des individus, la ponte et le développement larvaire d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	50
24	Effet de 16 heures d'obscurité sur les durées de la ponte et le développement larvaire des femelles d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	51
25	Effet de l'obscurité totale (24 heures) sur la ponte et le développement larvaire d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	51
26	Effet de l'obscurité totale (24 heures) sur les durées (incubation ; développement larvaire) d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	51
27	Etude comparative de l'effet de la photopériode sur le développement d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	53
28	Etude comparative de l'effet de la photopériode sur la durée du développement d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	54
29	Dosage des protéines : réalisation de la gamme d'étalonnage.	54
30	Dosage des lipides : réalisation de la gamme d'étalonnage.	55
31	Dosage des glucides : réalisation de la gamme d'étalonnage	55
32	Effet du type de sang sur la composition biochimique des ovaires (µg/mg d'ovaires) chez les femelles d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	56
33	Effet du type du repas trophique sur la composition biochimique des ovaires (µg/mg d'ovaires) chez les femelles d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	57
34	Concentrations létales du <i>Myrtus communis</i> après application orale sur les larves L1 d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	57
35	Concentrations létales du <i>Myrtus communis</i> après application orale sur les larves L2 d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	58

36	Concentrations létales du <i>Myrtus communis</i> après application orale sur les larves L3 d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	59
37	Concentrations létales du <i>Myrtus communis</i> après application orale sur les larves L4 d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	60
38	Concentrations létales d' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> après application orale sur les larves L1 d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	62
39	Concentrations létales d' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> après application orale sur les larves L2 d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	63
40	Concentrations létales d' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> après application orale sur les larves L3 d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	64
41	Concentrations létales d' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> après application orale sur les larves L4 d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	65
42	Concentrations létales d' <i>Eucalyptus globulus</i> après application orale sur les larves L1 d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	66
43	Concentrations létales d' <i>Eucalyptus globulus</i> après application orale sur les larves L2 d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	67
44	Concentrations létales d' <i>Eucalyptus globulus</i> après application orale sur les larves L3 d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	68
45	Concentrations létales d' <i>Eucalyptus globulus</i> après application orale sur les larves L4 d' <i>Anopheles maculipennis</i> .	69
46	Etude comparative de la mortalité des 4 stades larvaires d' <i>Anopheles maculipennis</i> traitées par le <i>Myrtus communis</i> selon les différentes concentrations (0,007g /ml, 0,022 g/ml, 0,045 g/ml) et les différents temps de traitement (24 h, 48 h, 72 h).	71
47	Etude comparative de la mortalité des 4 stades larvaires d' <i>Anopheles maculipennis</i> traitées par l' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> selon les différentes concentrations (0,007g /ml, 0,022 g/ml, 0,045 g/ml) et les différents temps de traitement (24 h, 48 h, 72 h).	73
48	Etude comparative de la mortalité des 4 stades larvaires d' <i>Anopheles maculipennis</i> traitées par l' <i>Eucalyptus globulus</i> selon les différentes concentrations (0,007g /ml, 0,022 g/ml, 0,045 g/ml) et les différents temps de traitement (24 h, 48 h, 72 h).	75

49	Etude comparative de l'effet des trois plantes (<i>Myrtus communis</i> - <i>Eucalyptus camaldulensis</i> - <i>Eucalyptus globulus</i>) à différentes doses (0,007 g/ml, 0,022 g/ml, 0,045 g/ ml), sur les 4 stades larvaires d' <i>Anopheles maculipennis</i> selon les différents temps de traitement (24 h, 48 h, 72 h).	77
50	Cycle de développement larvaire d' <i>Anopheles maculipennis</i> traité par le <i>Myrtus communis</i> .	81
51	Cycle de développement larvaire d' <i>Anopheles maculipennis</i> traité par l' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> .	81
52	Cycle de développement larvaire d' <i>Anopheles maculipennis</i> traité par l' <i>Eucalyptus globulus</i> .	81

Sommaire

1. Introduction.....	1
2. Matériels et méthodes.....	7
2.1. Présentation de la zone d'étude.....	7
2.1.1. Lac des Oiseaux.....	7
2.2. Matériel biologique.....	8
2.2.1. Présentation de l'Insecte	8
2.2.2. Position systématique du vecteur <i>Anopheles maculipennis</i>	8
2.2.3. Cycle biologique des Anophèles.....	9
2.2.3.1. Œufs.....	9
2.2.3.2. Larve.....	10
2.2.3.3. Nymphe.....	13
2.2.3.4. Adulte.....	14
2.3. Méthodes d'échantillonnages.....	17
2.3.1. Echantillonnage.....	17
2.3.2. Techniques d'élevage des anophèles.....	18
2.4. Montage et identification.....	20
2.5. Étude des œufs.....	20
2.6. Effet hématologique.....	21
2.7. Etude trophique.....	21
2.8. Paramètres reproductives	21
2.9. La photopériode	22
2.10. Dissection et prélèvement des ovaires.....	22
2.11. Extraction des différents métabolites dans les ovaires.....	23
2.12. Dosage des métabolites ovariens.....	25
2.12.1. Dosage des protéines.....	25
2.12.2. Dosage des glucides ovariens.....	25
2.12.3. Dosage des lipides ovariens	26
2.13. Matériel végétal.....	27
2.13.1. Identification des plantes.....	27
2.13.1.1. <i>Myrtus communis</i> L.	27
2.13.1.2. <i>Eucalyptus camaldulensis</i> D.....	28
2.13.1.2. <i>Eucalyptus globulus</i> L.....	30
2.13.2. Préparation des extraits aqueux	31

2.13.3. Tests de toxicité.....	31
2.13.4. Estimation des quantités du résidu sec.....	32
2.14. Analyse statistique.....	32
3. Résultats.....	33
3.1. Identification systématique d' <i>Anopheles maculipennis</i>	33
3.1.1. L'espèce <i>Anopheles maculipennis</i>	34
3.1.1.1. Tête.....	34
3.1.1.2. Thorax.....	35
3.1.1.3. Œufs.....	35
3.1.1.4. Génitalia.....	36
3.2. Étude morphométrique.....	37
3.2.1. Étude morphométrique des adultes.....	37
3.2.2. Étude morphométrique des larves.....	39
3.2.3. Étude biométrique et chétotaxique des génitalia.....	39
3.2.4. Étude biométrique des œufs.....	41
3.3. Etude du cycle biologique d' <i>Anopheles maculipennis</i>	43
3.3.1. Effet hématologique (Mammifères et Oiseaux).....	43
3.3.2. Effet trophique (Miel & Raisin sec).....	46
3.3.3. Effet de la photopériode sur la reproduction et le développement larvaire d' <i>Anopheles maculipennis</i>	48
3.3.3.1. Etude comparative de l'effet de la photopériode sur le développement d' <i>Anopheles maculipennis</i>	52
3.3.3.2. Etude comparative de l'effet de la photopériode sur la durée du développement d' <i>Anopheles maculipennis</i>	53
3.3.4. Effet du repas hématologique et du repas trophique sur la composition biochimique.....	54
3.3.4.1. Le taux des protéines au niveau des ovaires.....	54
3.3.4.2. Le taux des lipides au niveau des ovaires.....	55
3.3.4.3. Le taux des glucides au niveau des ovaires.....	55
3.3.4.4. Effet du type sanguin sur la composition biochimique des ovaires.....	56
3.3.4.5. Effet du type trophique sur la composition biochimique des ovaires.....	56
3.4. Toxicité des plantes.....	57
3.4.1. Estimation de la quantité du résidu sec des trois plantes testées.....	57
3.4.2. Effet toxiques des plantes sur les larves d' <i>Anopheles maculipennis</i>	57

3.4.2.1. Toxicité du <i>Myrtus communis</i>	57
3.4.2.2. Toxicité d' <i>Eucalyptus camaldulensis</i>	61
3.4.2.3. Toxicité d' <i>Eucalyptus globulus</i>	66
3.5. Comparaison de la mortalité larvaire selon la toxicité des plantes.....	70
3.5.1. Mortalité des larves traitées par le <i>Myrtus communis</i>	70
3.5.2. Mortalité des larves traitées par l' <i>Eucalyptus camaldulensis</i>	72
3.5.3. Mortalité des larves traitées par l' <i>Eucalyptus globulus</i>	74
3.5. 4. Etude comparative de l'effet toxique des trois plantes (<i>Myrtus communis</i> - <i>Eucalyptus camaldulensis</i> - <i>Eucalyptus globulus</i>) sur les larves d' <i>Anopheles maculipennis</i>	76
3.6. Effet toxique des plantes sur le développement larvaires d' <i>Anopheles maculipennis</i>	80
4. Discussion.....	83
4.1. Etude systématique de l'espèce étudiée.....	83
4.2. Etude morphométrique d' <i>Anopheles maculipennis</i>	88
4.3. Etude biologique d' <i>Anopheles maculipennis</i>	90
4.3.1. Effet hématologique sur la reproduction d' <i>Anopheles maculipennis</i>	91
4.3.2. Effet trophique sur la reproduction d' <i>Anopheles maculipennis</i>	91
4.3.3. Effet de la photopériode sur la reproduction d' <i>Anopheles maculipennis</i>	94
4.4. Etude biochimique des métabolites (protéines, lipides, glucides) au niveau des ovaires selon le type hématophage et le type trophique.....	97
4.5. Toxicité des plantes.....	99
5. Conclusion et perspectives.....	104
6. Résumés.....	105
Résumé.....	105
Abstract.....	106
الملخص.....	107
7. Références bibliographiques.....	108
8. Annexes 1 : Données statistiques.....	137
9. Annexes 2 : Production scientifique.....	141

1. Introduction

Les Culicidae est une des familles les plus importantes de l'Ordre des Diptères, par le nombre d'espèces qu'elle contient (3590 espèces), et surtout par son importance médicale et vétérinaire (Gaffigan *et al.*, 2011). Les Culicidae sont des insectes piqueurs, hématophages les plus connus, les plus redoutés et les plus nuisibles aux populations. Ils créent par leurs piques une nuisance considérable, mais leur gravité réside dans leurs pouvoirs vectoriels. Ils véhiculent d'importants agents pathogènes, transmissibles à l'homme et aux animaux. Ils transmettent le paludisme, les filarioses lymphatiques et différentes encéphalites (Harwood & James, 1979; Service, 1993; Rueda, 2004). Quelques espèces sont responsables de 2 millions à 2,5 millions de décès humains par an. Parmi les maladies les plus répandues, le paludisme touche 500 millions de personnes dans le monde. Il faut préciser que l'Algérie est un pays à très faible risque, et que «l'Algérie, qui était, foyer de paludisme dans les années 1960, avec 100.000 cas autochtones par an, enregistre maintenant entre 300 à 400 cas importés par an, une augmentation durant les deux dernières années autour d'une moyenne de 600 cas importés par an, suite aux événements que connaît l'Afrique subsaharienne (Oulmane, 2013). La Filariose Lymphatique, ou Eléphantiasis, est le résultat de la transmission de vers parasites filiformes (filaires) *Wuchereria bancrofti* et *Brugia malayi* par plusieurs genres de moustiques (Anopheles, Culex, Aedes,...). Cette maladie menace plus d'un milliard de personnes dans à peu près 80 pays. Sur les quelques 120 millions de personnes déjà affectées, plus de 40 millions sont gravement handicapées ou défigurées par la maladie. Un tiers des personnes infestées vivent en Inde, un tiers en Afrique et le reste principalement en Asie du sud, dans le Pacifique et dans les Amériques (Who, 2007). Depuis plusieurs décennies, on assiste à un regain d'activité et à une extension des maladies vectorielles transmises par les moustiques. Parmi ces maladies, les arboviroses comme la dengue présente plus de 30 000 décès/an et la fièvre jaune plus de 30 000 décès/an, dont 95% en Afrique. C'est ainsi que le virus *West Nile* (WN), depuis son identification en Afrique, il a été retrouvé dans diverses régions du globe, au Moyen-Orient, en Inde et en Europe. Il s'est récemment illustré en émergeant pour la première fois sur le continent américain, lors d'une épidémie survenue à New York en 1999 (62 cas dont 7 décès), il s'est propagé dans de nombreuses zones du continent Nord et Sud américain, en Amérique Centrale et dans les Caraïbes (Fontenille, 2010).

Aujourd'hui, notre planète se réchauffe et le doute ne semble plus permis : les activités humaines sont en grande partie responsables. Le Groupe d'experts intergouvernemental sur l'évolution du climat (Giec), qui a reçu en 2007 le Prix Nobel de la paix pour ses travaux, est formel. Cette émanation de deux organismes de l'ONU l'Organisation météorologique

mondiale et le Programme des Nations unies pour l'environnement (Pnue) a rendu son quatrième rapport en novembre 2007 et prédit une augmentation moyenne de la température de la planète comprise entre 1,4°C et 6,4°C. Si les émissions de gaz à effet de serre devaient se poursuivre à un rythme identique ou supérieur au rythme actuel, elles induiraient de nombreux changements au cours du 21^{ème} siècle.

La biodiversité peut être comprise comme une étude de la différence, à savoir ce qui distingue et par le même rend originale deux entités voisines dans l'espace ou dans le temps. La conservation de la biodiversité constitue un enjeu planétaire qui passe obligatoirement par une parfaite connaissance de la distribution de la faune et de la flore. Les changements de la biodiversité peuvent avoir des répercussions sur la productivité de la diversité biologique (Wilson, 1988 ; Castri & Younes, 1990 ; Suárez *et al.*, 2002 ; Ollivier, 2009 ; Sukdev, 2010). Cette diversité repose essentiellement sur la systématique et la description des êtres vivants, la recherche de la nature et des causes de leurs différences et de leur ressemblance (Matil *et al.*, 1987 ; Costanza, 2008 ; Fischer *et al.*, 2009).

Les Arthropodes constituent le plus important embranchement d'animaux tant par le nombre d'individus présents sur terre dans tous les milieux, que par la diversité et le nombre d'espèces recensées sur notre planète (Morin, 2002). Parmi les Arthropodes, la classe des Insectes est d'une importance capitale dans la biodiversité et représente le groupe le plus riche en espèces. En termes d'importance épidémiologique mondiale pour l'homme, les moustiques sont considérés comme le premier groupe de vecteurs de maladies (Lecointre, 2001). Parmi les Insectes, la famille des Culicidae présentent un intérêt médical et vétérinaire, ils sont responsables de la transmission de plusieurs agents pathogènes, causant chez l'homme et les animaux plusieurs maladies dont le paludisme.

La famille des Culicidae regroupant les Diptères Nématocères dont 3000 espèces ont été identifiées compte sur le plan médical et vétérinaire parmi les ectoparasites hématophages et vectoriels les plus importants du monde animal (Harwood & James, 1979; Service, 1993; Anonyme, 2005; Rueda, 2008; Manguin & Boëte, 2011; Versteirt *et al.*, 2012).

Parmi les Culicidae le genre *Anopheles*, appartient à la sous-famille des Anophelinae. Les Anophèles sont responsables de la transmission du paludisme aux animaux homéothermes. Parmi les 463 espèces d'Anophèles qui sont actuellement identifiées seulement, 68 d'entre elles sont des espèces vectrices responsables de la transmission du *Plasmodium* à l'être humain. Cinq espèces du genre *Plasmodium* peuvent provoquer le paludisme humain *P. falciparum*, *P. vivax*, *P. ovale*, *P. malariae*, et *P. knowlesi*. La manifestation clinique la plus fréquente des infections plasmodiales est l'accès des fièvres intermittentes accompagnées de vomissements ou, des nausées associant une fièvre à des symptômes comme des céphalées ou

la diarrhée chez les jeunes enfants, le plus grave est l'accès pernicieux (Rodhain & Perez, 1985). Le paludisme est l'une des premières causes de mortalité humaine (La moitié de la population mondiale vit en zone à risque de paludisme, 216 millions d'entre eux ont contracté la maladie en 2010 et 655 000 en sont morts selon l'Organisation Mondiale de la Santé) (Coffinet & Rogier, 2009; Niangaly, 2009; Di Luca *et al.*, 2009; Vicente *et al.*, 2011; Dekoninck *et al.*, 2011; Moiroux, 2012).

Ces vecteurs sévissent principalement en Afrique subsaharienne, en Asie et en régions néo-tropicales. La distribution des anophèles peut être locale ou régionale, comme *An.gambiae*, vecteur majeur du paludisme en Afrique sub-saharienne. Toutefois, contrairement à certaines espèces d'*Aedes* (*Ae. aegypti*, *Ae. albopictus*, vecteurs des virus de la dengue, et du Chikungunya) ou de *Culex* (*C. quinquefasciatus*, vecteur des virus du West Nile, de l'Encéphalite de St. Louis) qui ont colonisé plusieurs continents, aucune espèce d'Anophèles n'a de distribution cosmopolite (Manguin *et al.* 2008b, Sinka *et al.* 2010 a, b, 2011).

Il existe une transmission, faible, en Afrique du Nord (Algérie), essentiellement due à *P. vivax*, ainsi qu'au Cap-Vert et à l'île Maurice. L'île de la Réunion est indemne. En revanche, la transmission est bien présente aux Comores, dont Mayotte, et à Madagascar où coexistent quatre espèces. L'espèce *Anopheles maculipennis* fait partie du genre *Anopheles* et membre nominotypical du groupe *Maculipennis* (Reid & Knight, 1961 ; Harbach, 1994), a été à l'origine décrit en Allemagne (Meigen, 1818).

La lutte contre ces maladies transmises par les Culicidae fait de ces insectes un matériel d'étude important pour les biologistes. Au cours des vingt dernières années, la faune Culicidienne d'Algérie a fait l'objet d'un grand nombre de travaux qui s'intéressent plus particulièrement à la systématique, la biochimie, la morphométrie, la lutte chimique et biologique à l'égard des moustiques. Dans la région d'Annaba des travaux de plusieurs auteurs ont été signalés (Bendali-Saoudi, 1989; 2006; Abouzeitoun, 1991; Laouabdia- Sellami, 1992; Rehim, 1993; Soltani *et al.*, 1999; Rehim & Soltani, 1999; Bendali-Saoudi *et al.*, 2001; Boudjellida *et al.*, 2005; 2008; Tine-Djebbar & Soltani, 2008; Benmalek, 2010; Merabet-Nouri, 2010; Soltani *et al.*, 2010; Serradj, 2010; Bouaziz *et al.*, 2011; Rehim *et al.*, 2011; Djebbar-Tine *et al.*, 2011; 2012; Bendali-Saoudi *et al.*, 2013; Amira *et al.*, 2013; Djeghader *et al.*, 2013; 2014; Allouani, 2013; Houari & Rehim, 2014 ; Dahchar *et al.*, 2016). Dans la région d'El Kala (Aouati, 2005; Bendali-Saoudi, 2006; Berrezig, 2007; Berrak, 2009; Benmalek, 2010; Tahraoui, 2012 ; Benhamed *et al.*, 2016). Dans la région de Skikda

(Boulkenafet, 2006; Merabet-Nouri, 2010; Boudemagh *et al.*, 2013). Dans la région de Constantine, les travaux de (Berchi, 2000a; Messai *et al.*, 2011, Berchi *et al.*, 2012). Dans la région de Tébessa , Guelma et Oum El Bouagui (Hamaidia, 2004; 2014; Salmi, 2007; Bouaouina, 2008; Tine-Djebbar, 2009; Bouabida *et al.*, 2012; Bouaziz, 2012; Bendali *et al.*, 2013; Aissaoui, 2014; Oudainia, 2015). Dans la région de Biskra (Merabeti & Ouakid, 2011; Benhissen *et al.*, 2014). Dans la région Ouest du pays, des études bioécologiques ont été menées sur les moustiques de Tlemcen (Gourmala, 1991; Matge & Hassaine, 1998; Hassaine, 2002) et plus au Nord dans la région d'Alger et Tizi-ouzou les travaux de (Lounaci, 2003; Lounaci & Doumandji, 2012) reste d'incontournables ouvrages. Des campagnes de démoustication régulières sont menées contre ces insectes pour la réduction des nuisances au niveau des centres urbains et touristiques. L'efficacité des diverses méthodes de lutte est tributaire de la connaissance de la bioécologie de ces insectes (Himmi, 1998). Plusieurs méthodes ont été entreprises dans le monde, comprenant la lutte chimique et la lutte biologique. Le programme de lutte anticulicidiène dans notre pays a concerné exclusivement la lutte chimique, que ce soit dans les gîtes urbains ou ruraux. Cependant les travaux de recherches effectués au sein de notre laboratoire se sont intéressés aux deux méthodes de lutte chimique et biologique (Bendali-Saoudi, 1989; 2006; Abouzeitoune, 1991; Laouabdia- Sellami, 1992; Rehim, 1993; Soltani *et al.*, 1999; Rehim & Soltani, 1999; Bendali-Saoudi *et al.*, 2001; Boudjellida *et al.*, 2005; 2008; Tine-Djebbar & Soltani, 2008; Ben malek, 2010; Merabet-Nouri, 2010; Soltani *et al.*, 2010; Serradj, 2010; Bouaziz *et al.*, 2011; Rehim *et al.*, 2011; Djebbar-Tine *et al.*, 2011; 2012; Bendali-Saoudi *et al.*, 2013; Amira *et al.*, 2013; Djeghader *et al.*, 2013; 2014; Allouani, 2013; Houari & Rehim, 2014, Mansouri, 2015 ; Dahchar, 2016). D'autre part notre équipe s'intéresse à développer les différentes méthodes de lutte biologique de ce fait on a utilisé ,des organismes invertébrés tels que les hydracariens à l'égard des espèces *Culex pipiens pipiens* ; *Anopheles maculipennis* et *Aedes aegypti* (Bendali, 1989 ; Bendali, 2006) ainsi que des organismes vertébrés comme les poissons d'eau douce *Pseudophoxinus callensis* et *Pseudophoxinus guichenoti* (Bendali *et al.*, 2001 ; 2006) et *gambusia affinis* (Abouzeitoun, 1991 ; Bendali, 1989) ou encore des bactéries entomopathogènes tels que le *Bacillus thuringensis israelensis* sérotype H14 et le *Bacillus sphaericus* ont été utilisés dans la lutte biologique contre *Culex pipiens pipiens* (Bendali-Saoudi, 1989 ; 2006). Les scientifiques tentent toujours de trouver d'autres produits accessibles, moins toxiques et moins onéreux (produits naturels surtout qui sont connus sous le nom de bio- insecticides), pour mener cette lutte ils se sont intéressés aux plantes. Les plantes aromatiques et médicinales sont associées à l'évolution des civilisations. Dans toutes les régions du monde, l'histoire des peuples montre que ces plantes ont toujours

occupé une place importante en médecine, dans la composition des parfums et dans les préparations culinaires. L'utilisation des extraits de plantes comme insecticides est connue depuis longtemps, en effet le pyrèthre, la nicotine et la roténone sont déjà connus comme agents de lutte contre les insectes (Crosby *et al.*, 1966 ; Hostettmann, 1997). L'étude des activités biologiques et biotechnologique des extraits de plantes est d'un grand intérêt. Les activités antimicrobiennes des huiles essentielles ont été rapportées dans plusieurs travaux (Janssen *et al.*, 1987 ; Harborne, 1993 ; Neuwinger, 1996 ; Ahn *et al.*, 1998 ; Kamanzi, 2002 ; Kellouche *et al.*, 2004 ; Kellouche & Soltani , 2004 ; Bouzouita *et al.*, 2005 ; Zirihi, 2006 ; Zirihi *et al.*, 2007 ; Nguessan *et al.*, 2009). Des travaux sont effectués dans ce contexte et ont montré une efficacité des extraits des plantes. En effet les plantes constituent une source de substances naturelles, qui présente un grand potentiel d'application contre les insectes et d'autres phytoparasites et zooparasites, (Guarrera, 1999). C'est l'une des meilleures alternatives pour la lutte anti-culicidienne. Ainsi, l'étude des préparations à base de plantes sans effets indésirables chez les organismes non ciblés et qui sont facilement biodégradables, est l'un des buts de recherche pour la lutte anti-vectorielle (Jang *et al.*, 2002; Dua *et al.*, 2003 ; Mittal & Subbarao, 2003 ; Cavalcanti *et al.*, 2004 ; Yang *et al.*, 2005 ; Chowdhury *et al.*, 2008 ; Dua *et al.*, 2010).

Vu l'intérêt de l'identification systématique des Culicidae, notre étude a été consacrée dans une première partie à l'établissement de l'aspect morphologique et l'identification systématique de l'espèce étudiée *Anopheles maculipennis* selon la clé informatique (Schaffner *et al.*, 2001). Ensuite nous avons procédé à la purification de l'espèce en se basant exclusivement sur l'ornementation des œufs (répartition des tâches sur l'exocuticule ovulaire). Ainsi qu'une étude biométrique a été réalisée, déterminant les adultes femelles et mâles, les larves du quatrième stade et les genitalia de 20 individus de l'espèce étudiée. L'élevage des anophèles au laboratoire est très délicat, et reste une problématique universelle. Ce qui nous a incité à réaliser un élevage de masse en tenant compte des conditions d'élevage (Température et humidité), du choix du repas hématologique (Sang de Mammifères ; Sang d'Oiseaux) et d'autre part le choix trophique (Raisin sec ; Miel). Selon les conditions précédemment citée, le cycle biologique a été étudié, et les durées des stades larvaires et nymphales ont été déterminées. Le dosage des différents métabolites, a été réalisé selon les méthodes de Shibko *et al.*, (1966), selon le choix hématologique et le choix trophique. Cependant une troisième partie consiste à déterminer l'influence de la photopériode sur le cycle de développement larvaire d'*Anopheles maculipennis*.

Finalelement une étude bio- toxicologique a été réalisée, afin de déterminer les différentes durées des stades larvaires et d'effectuer les différents tests toxicologiques. Nous avons évalué, la toxicité larvicide des plantes: *Myrtus communis* ; *Eucalyptus camaldulensis* et *Eucalyptus globulus* sur la souche d'*Anopheles maculipennis* (Meigen, 1818) vecteur principal du paludisme en Afrique du Nord.

2. Matériels et méthodes :

2.1. Présentation de la zone d'étude :

2.1.1. Lac des Oiseaux :

Le Lac des Oiseaux est une réserve naturelle située à 36°47' de latitude Nord et 0.8°7' longitude Est, dans la Wilaya d'El Taref, au bord de la route nationale 44. Ce Lac se situe à 45 km respectivement à l'Ouest et à l'Est des villes d'El Kala et d'Annaba. Il fait partie de la commune du Lac des Oiseaux, Daïra de Boutheldja et wilaya d'El Taref. C'est une cuvette qui s'incline vers Kouidi et Nemlia au Nord et au Nord-est et djebel Bou Abed au Sud et au Sud-est. L'appellation du Lac vient du grand nombre d'oiseaux migrateurs qui y passent l'hiver (Samraoui *et al.*, 1992). Le lac des Oiseaux est un étang d'eau douce d'une superficie de 120 hectares en période hivernal et 70 en période sèche, situé à 200 m de la RN 44 (El Taref-Annaba). Ses apports en eau se font naturellement par les eaux superficielles de ruissellement du bassin versant et des eaux souterraines. Ce lac est riche en flore pour certaines espèces végétales c'est l'unique station. Malgré sa dimension relativement réduite en comparaison avec les autres lacs de la région. Il accueille une grande diversité faunistique et floristique (Flore, oiseaux d'eau, insectes et batraciens). Ce lac a un intérêt particulier pour les ornithologues et les scientifiques qui le considèrent comme une école pour leurs travaux de recherche, (Boumezbeur & Ameur, 2003), (Fig.1).



Fig. 1: Site d'échantillonnage au niveau du lac des Oiseaux (Google earth).

2.2. Matériel biologique :

2.2.1. Présentation de l'Insecte :

Les moustiques sont caractérisés par une reproduction active surtout dans un environnement chaud et humide avec une température qui varie entre 26°C et 28°C et une humidité relative de 70% à 80 %. La photopériode est de 12 à 14 heures le jour et de 10 à 12 heures la nuit (Rodhain & Pérez, 1985). Notre étude a été consacré à l'espèce complexe *Anopheles maculipennis* appartenant au genre *Anopheles* et à la famille des Culicidae, plusieurs critères déterminant sa classification ont été déterminés suivant les stades de développement, selon le logiciel de Schaffner *et al.*, (2001). Le cycle biologique des Anophèles comporte quatre stades larvaires et un stade nymphal. La durée du développement de chaque stade dépend de la température de l'eau et de l'environnement, de l'humidité et d'autres facteurs. Plus la température et l'humidité sont élevés plus la durée des différents stades est courte. Chez l'adulte le dimorphisme sexuel est net, la longévité des femelles est remarquablement plus longue que celles des mâles que soit au laboratoire ou sur terrain (Bendali, 2006).

2.2.2. Position systématique du vecteur *Anopheles maculipennis*:

La position systématique des espèces appartenant au genre *Anopheles* Meigen, 1818 a été réalisée suivant Schaffner *et al.*, (2001).

Règne	Animalia
Sous-règne	Metazoa
Embranchement	Arthropoda
Sous-embranchement	Antennata ou Mandibulata
Classe	Insecta
Sous-classe	Pterygota
Ordre	Diptera
Sous-ordre	Nematocera
Famille	Culicidae
Sous-famille	Anophelinae
Genre	<i>Anopheles</i>
Espèce	<i>maculipennis</i>

2.2.3. Cycle biologique des Anophèles :

Chez les moustiques, le cycle trophogonique est de durée différente chez les femelles qui n'ont pas encore pondu (dites « nullipares ») ou qui ont déjà effectué au moins une oviposition (dites « pares »). Il se déroule entre deux repas de sang successifs, et se décompose en 3 phases: la recherche de l'hôte et sa piqûre par la femelle à jeun ; la digestion du sang simultanément à la maturation ovarienne ; une fois que les œufs ont atteint leur maturité la femelle gravide part à la recherche d'une nappe d'eau pour pondre ses œufs (Le site de ponte est parfois appelé site d'oviposition) (Beklemishev, 1940 ; Cavalié & Mouchet, 1961), (Fig.2).

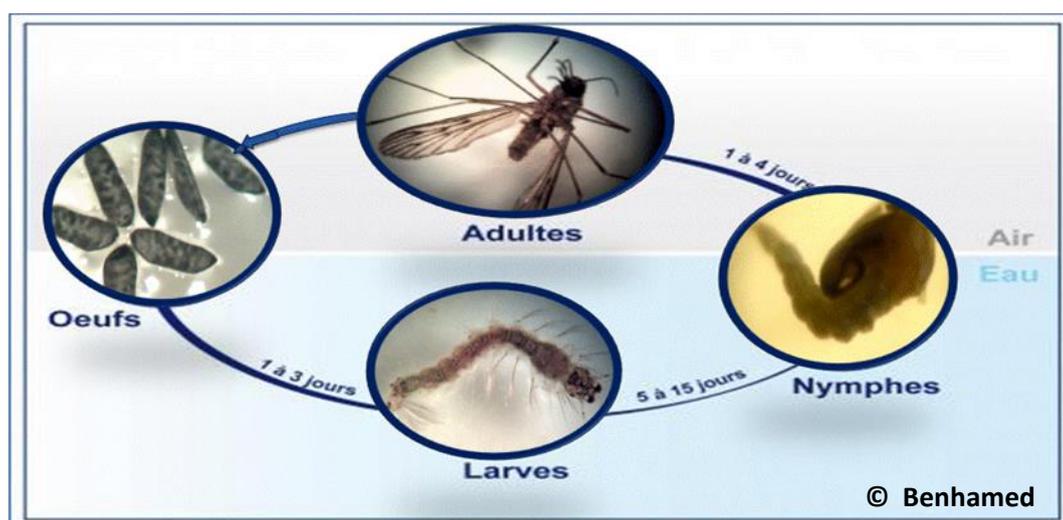


Fig. 2: Cycle biologique d'*Anopheles maculipennis* (Benhamed, 2014).

2.2.3.1. Œufs:

Le nombre d'œufs pondu après chaque cycle trophogonique varie en fonction de l'espèce, chez *Anopheles maculipennis sacharovi* la femelle dépose environ 104 à 494 œufs (Boudmegh, 2015). Les préférences des sites de ponte sont extrêmement variables. Le choix des sites dépend de la présence ou non de végétation aquatique, de l'ensoleillement, de la qualité de l'eau (douce ou saumâtre) ; *Anopheles gambiae*, par exemple choisie les pièces d'eau bien exposées sans végétation alors que *Anopheles minimus* est attiré par la présence de végétation aquatique et pond ses œufs en bordure de rivière (Senevet & Andarelli, 1961). En générale, les Anophèles préfèrent une eau pure, non contaminée, ce qui explique pourquoi la transmission du paludisme ne se fait pas au centre des grandes villes tropicales, où les nappes d'eau sont le plus souvent contaminées par les égouts, la pourriture végétale ou la pollution (Rodhain & Perez, 1985). Les œufs sont pondus de couleur blanchâtre, puis

brunissent, en forme ovale (0,2 X 0,5 mm), non regroupés, flottent à la surface de l'eau grâce à des flotteurs latéraux. Ils éclosent 2-3 jours après la ponte sous les tropiques. Dans les situations où les nappes d'eau qui dessèchent, les œufs peuvent survivre plusieurs jours dans une boue humide mais ne survivent pas à la dessiccation complète (Rodhain & Perez, 1985), (Fig.3).



Fig. 3: Ornementation des œufs d'*Anopheles maculipennis*.

2.2.3.2. Larve:

Les larves d'Anophèles se reconnaissent des autres larves d'insectes aquatiques par, l'absence de pattes se sont des Nématocères et un thorax relativement gros. Au cours de leurs développement, elles subissent 3 mues et passe ainsi par 4 stades larvaires morphologiquement comparables. La mue qui survient entre chaque stade, permet l'accroissement de la taille de la larve pendant que la nouvelle cuticule durcit. Au quatrième stade la larve mesure environ 12 à 15 mm (Carnevale & Robert, 2009), (Fig. 4).



Fig. 4: Larve d'*Anopheles maculipennis* au troisième stade.

Morphologiquement, la larve (Fig.5) se compose de trois parties : la tête, le thorax et l'abdomen.

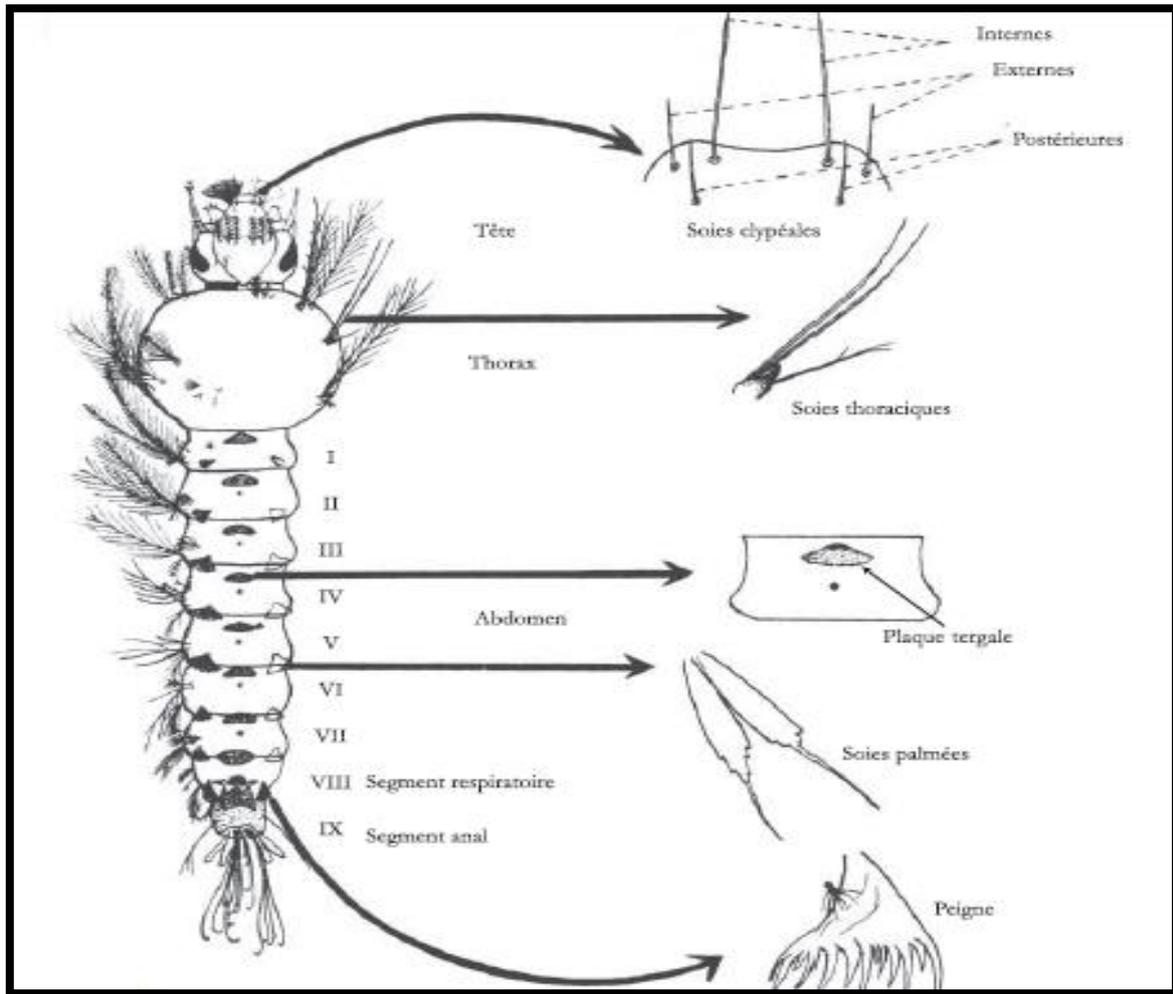


Fig. 5: Morphologie de la larve d'*Anopheles* (Holstein, 1949).

Tête : Fortement chitinisée légèrement allongée et plus ou moins aplatie, elle comprend une plaque radio-dorsale en forme de losange, deux plaques latérales portent les antennes, les yeux de grande importance taxonomique, les pièces buccales sont de type broyeur avec des mandibules mobiles transversalement (Himmi *et al.*, 1995).

Thorax: La liaison entre la tête et le thorax se fait par l'intermédiaire d'une membrane, au niveau du cou, qui permet la rotation à 180° de la tête lors de l'alimentation. Le thorax n'apparaît pas segmenté, mais il se compose de 3 segments coalescents (Prothorax, mésothorax et métathorax), chacun portant de nombreuses soies dont la forme et la taille diffèrent selon leur implantation (Les soies ventrales sont différentes des dorsales) et selon les espèces (Carnevale & Robert, 2009).

Abdomen : D'après [Carnevale & Robert, \(2009\)](#) l'abdomen comprend 9 segments bien visibles, chacun portant différentes ornements, notamment la plaque tergale et les plaques accessoires, des soies, simples ou branchues ou palmées, etc. qui sont utilisées pour l'identification des espèces. Les soies palmées abdominales, présentes sur la face dorsale, jouent en quelques sortes un rôle d'ancres flottantes et elles participent au maintien de la larve horizontalement sous la surface de l'eau au repos. Les 7 premiers segments sont morphologiquement comparables (Fig.6), mais de grandes modifications apparaissent au niveau du 8e segment (Segment respiratoire) et du 9e segment (Segment anal).

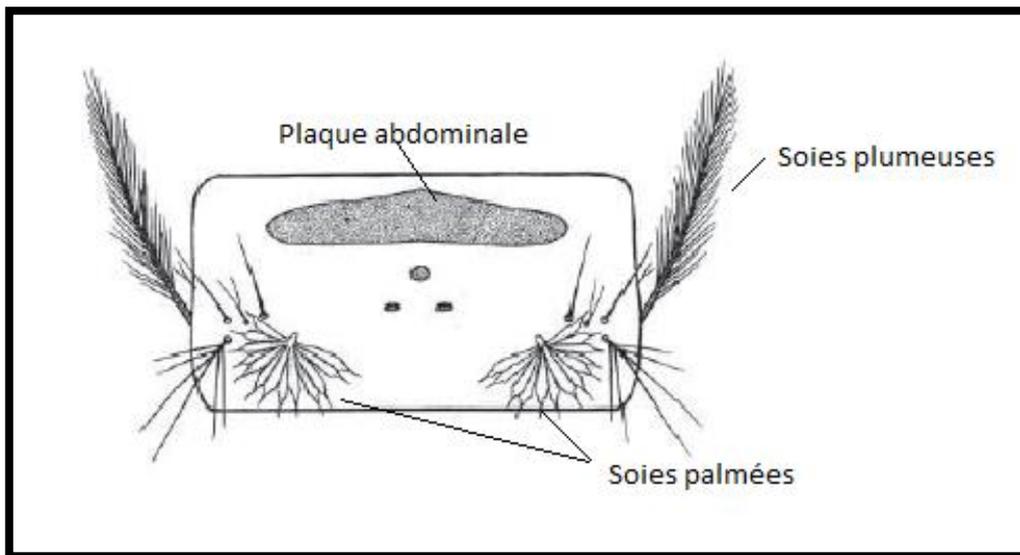


Fig. 6: Segment abdominal d'une larve d'*Anopheles* ([Gillies & DE Meillon, 1968](#)).

Le 8e segment porte :

- Latéralement, un peigne de chaque côté, excroissance cuticulaire portant des dents dont la forme est utilisée en systématique, et dont la larve se sert pour peigner ses brosses buccales ;
- Dorsalement, 2 stigmates respiratoires qui sont au niveau de la cuticule du segment lui-même, et dont les ouvertures sont fermées par des valves stigmatiques quand la larve plonge. La larve d'*Anopheles* ne possède pas de siphon, contrairement aux Culicinae.

Le 9e segment (Segment anal) n'est pas dans le prolongement du corps ; il porte une plaque sclérifiée, ou la selle, de nombreuses soies utilisées en systématique, dont une partie est modifiée pour constituer une brosse ventrale qui sert aux déplacements de la larve et 2 paires de papilles anales, qui entourent l'anus, (Fig.7).

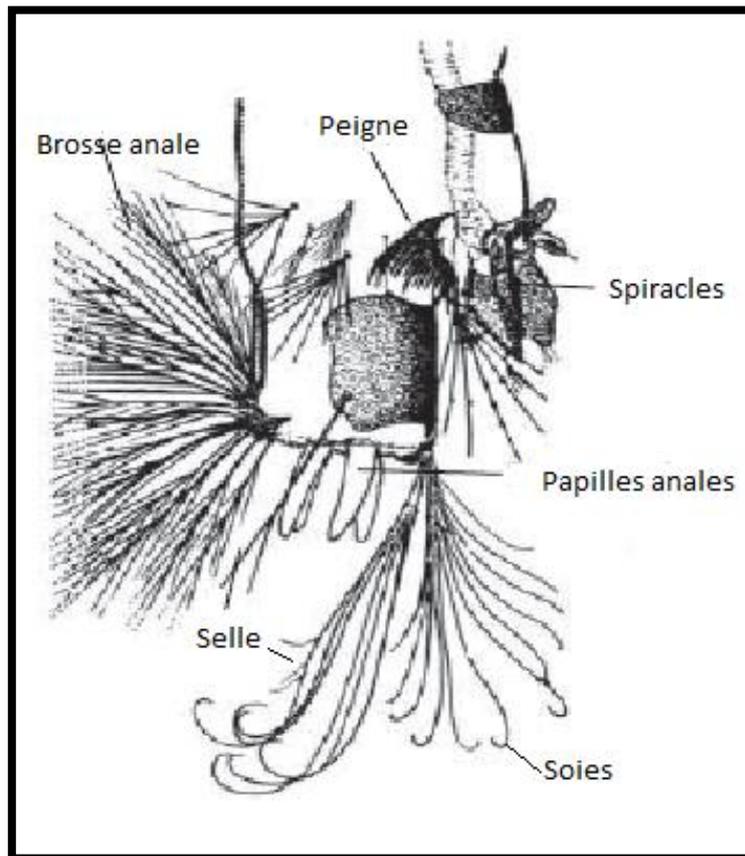


Fig.7: Vue latérale du segment anal d'une larve d'*Anopheles* (Service, 1980).

2.2.3.3. Nympe :

Ce stade est de courte durée (24 à 48 heures). La nymphe ne se nourrit pas, elle puise dans ses réserves stockées au stade larvaires, elle a une forme générale en virgule ou en point d'interrogation, il y a une saillie qui ressemble à un sac contenant les accessoires génitaux (Rodhain & Perez, 1985), (Fig. 8). La nymphe est mobile grâce à des contractions brusques de l'abdomen qui lui permettent de se déplacer efficacement et d'échapper aux prédateurs. Elle a une respiration aérienne *via* deux trompettes respiratoires situées non plus à l'extrémité de l'abdomen comme la larve, mais reliées latéralement sur le céphalothorax, et qui affleurent à la surface de l'eau lorsque la nymphe est au repos (Carnevale & Robert, 2009).

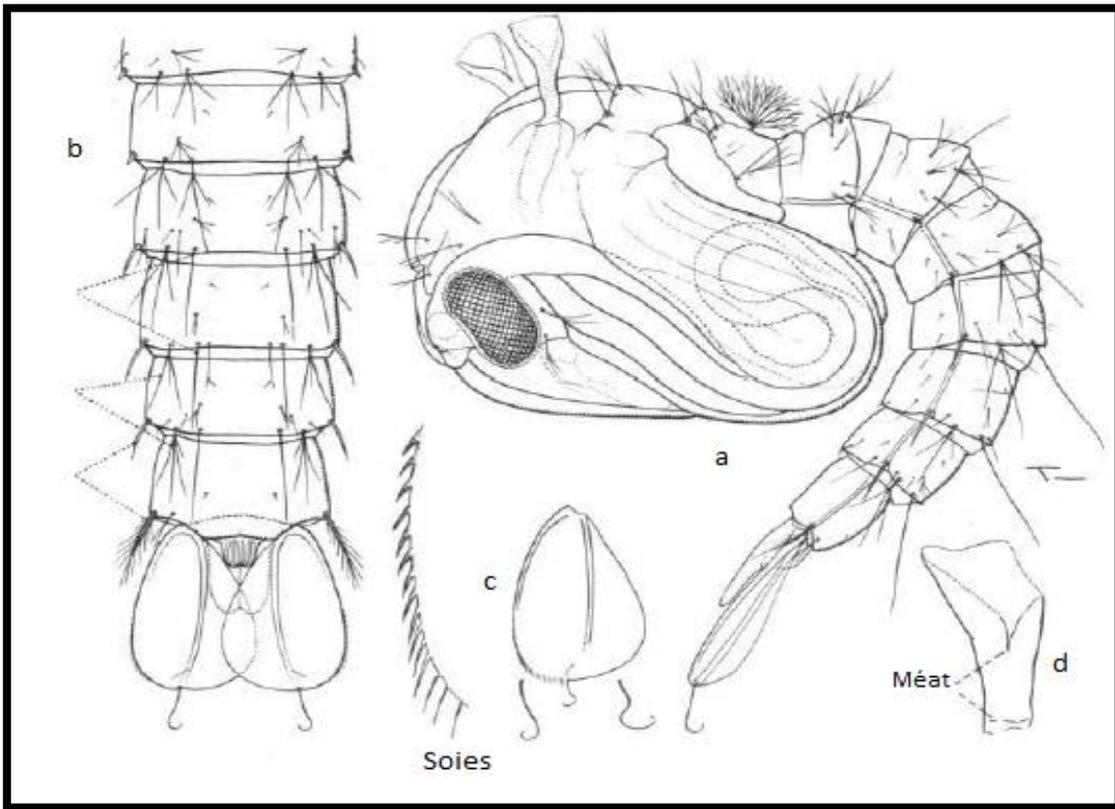


Fig. 8: Nympe d'*Anopheles* (a), extrémité abdominale (b), palette natatoire (c), trompette respiratoire (d), (Gillies & DE Meillon, 1968).

2.2.3.4. Adulte :

L'adulte (ou imago) a une morphologie particulière (Fig.9) qui le rend rapidement reconnaissable, même pour des non-spécialistes. Sa taille varie de 5 à 20 mm ; avec un corps composé de trois parties distinctes : tête, thorax, abdomen.

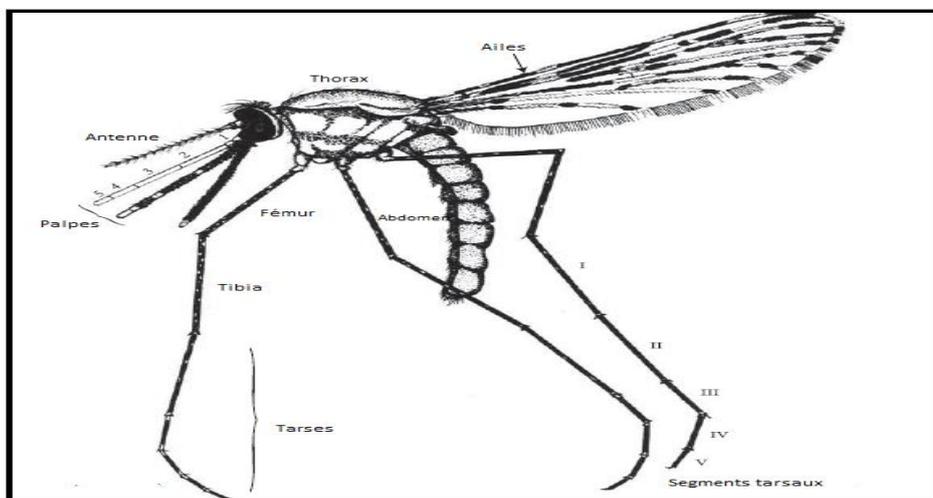


Fig. 9: Adulte femelle d'*Anopheles* (Holstein, 1949).

Tête : La tête des Anophèles porte deux palpes de même longueur que la trompe, elle est de forme généralement globuleuse porte deux yeux à facettes, volumineux et presque jointifs, une paire d'antennes à quinze articles plumeuses chez le mâle (Fig.10A) et seize articles avec de soies courtes et rares (glabres) chez la femelle (Fig.10B). Des appendices buccaux de types piqueurs-suceur (Carnevale & Robert, 2009).

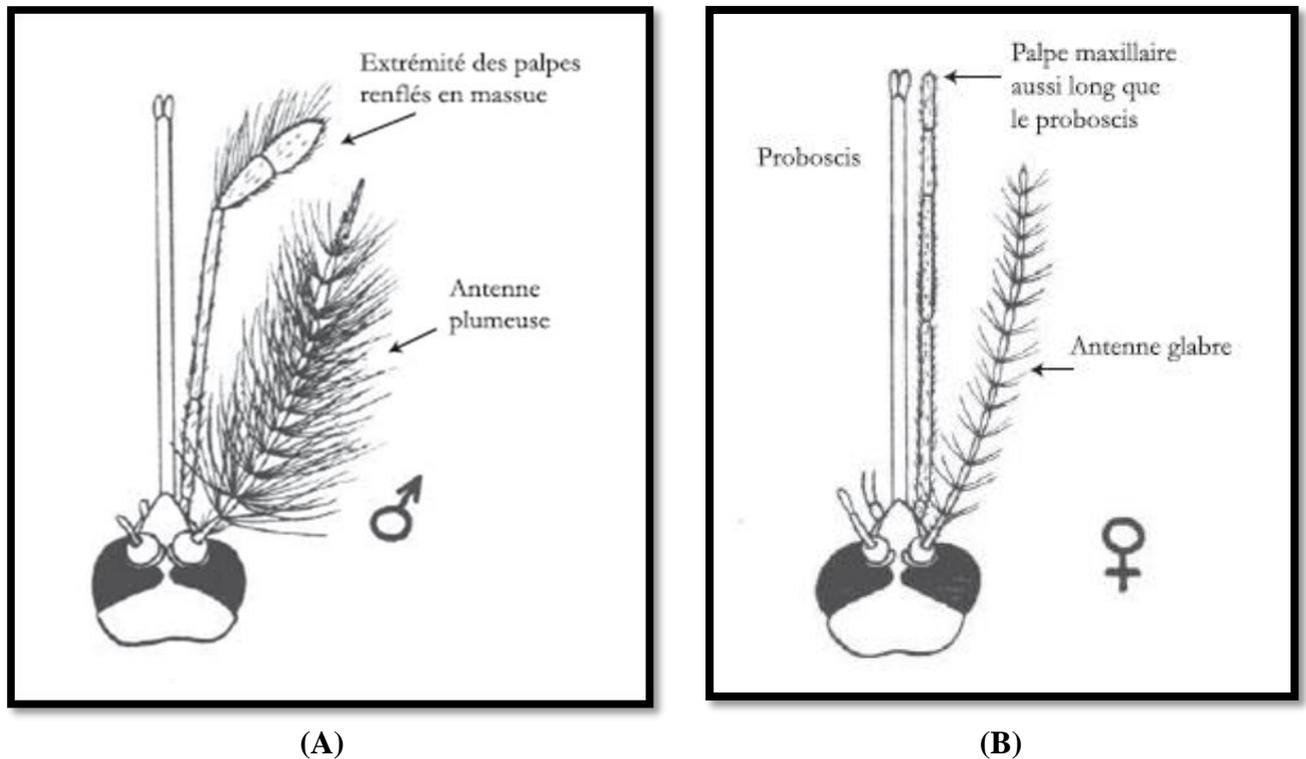


Fig. 10: Schéma de têtes d'Anophelinae (Holstein, 1949)

(A): Mâle

(B): Femelle.

Thorax : Assez globuleux comporte trois segments soudés : prothorax, mésothorax, métathorax, dont chacun présente une partie dorsale (Tergum) et une partie ventrale (Sternum), les pièces latérales étant les pleurent sur chacun de ses segments s'insère une paire de pattes. Le mésothorax porte une paire de stigmates, une paire d'ailes et un prolongement postérieur et dorsal : le scutellum. Le métathorax porte une paire de stigmates et une paire de balanciers (Rodhain & Perez, 1985).

Patte : Comprend de sa base à l'extrémité distale, la hanche ou le coxa. Le trochanter indistinct, le fémur, le tibia, et un tarse de cinq articles, la couleur des écailles qui les recouvrent, ainsi que leurs dimensions relatives sont d'une importance systématique (Gutsevitch *et al.*, 1974 ; Rodhain & Perez, 1985; Brunhes *et al.*, 2000). Selon Rioux (1958)

l'absence ou la présence de griffes denticulée ou de pulvilli (Absentes chez les Anophèles) sur le dernier article des pattes permet de distinguer les genres de moustiques (Fig.11).

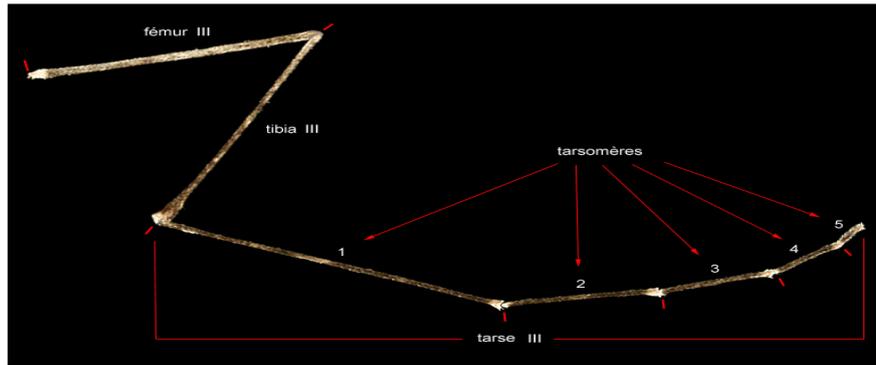


Fig. 11: Patte III d'*Anopheles*, (Schaffner *et al.*, 2001).

Ailes : Se compose de trois parties, deux proximales et réduites, une autre distale et beaucoup plus étendue, l'aile proprement dite. La membrane transparente est soutenue par des nervures longitudinales et transversales délimitant entre elles des cellules, dont les plus importantes du point de vue classification sont celles qui comprennent entre les deux premières fourchettes (Senevet & Andarelli, 1956 ; Rodhain & Perez, 1985 ; Boubée, 1993), (Fig. 12).

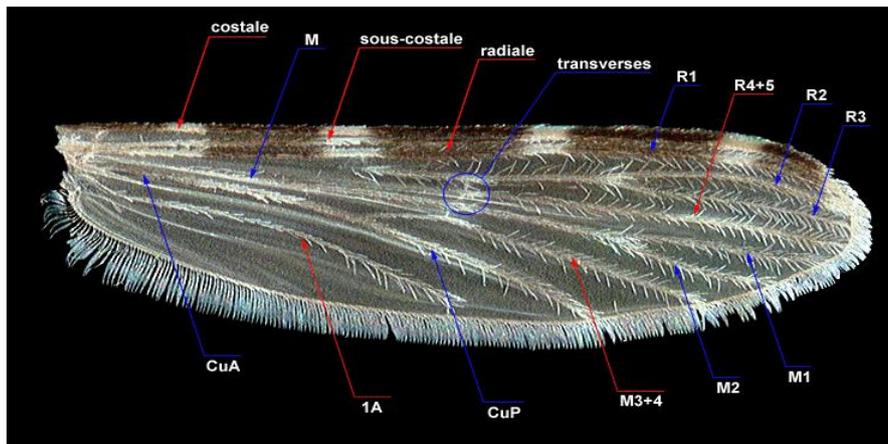


Fig. 12: Principales nervures de l'aile d'une femelle d'*Anopheles* (Schaffner *et al.*, 2001).

Abdomen : L'abdomen comprend 10 segments dont au moins 7 sont bien visibles. L'abdomen porte également des écailles (Fig.13), en nombre variable, qui sont utilisées pour la détermination. Les 7 premiers segments sont comparables et composés de 2 plaques chitineuses rigides : une dorsale (Tergite) et une ventrale (Sternite) maintenues par une membrane pleurale souple qui va permettre à l'abdomen de la femelle de se distendre lors de l'alimentation sanguine et de l'oogenèse. C'est dans l'abdomen que sont situés l'intestin

moyen (Estomac) et les deux ovaires qui vont fortement grossir au cours du cycle gonotrophique.

Chez la femelle, le 8e segment reste bien visible, le 9e segment génital, portant le vagin, est réduit à une petite plaque tergale à laquelle font suite les deux cerques dorsaux, sous lesquels s'ouvre le rectum porté par le 10e segment anal.

Chez le mâle, la situation est plus compliquée. Peu après la naissance, l'extrémité abdominale subit une hémirrotation de 180° qui dure environ 24 h ; au niveau du 8e segment se croisent l'intestin qui devient dorsal et le spermiducte qui devient ventral. Le 9e segment (Génital) est très modifié, avec le 10e, il constitue l'hypopygium (ou génitalia) dont la morphologie, très complexe et variable selon le genre ; l'espèce et la sous espèce (Bendali-Saoudi, 2006; Carnevale & Robert, 2009).

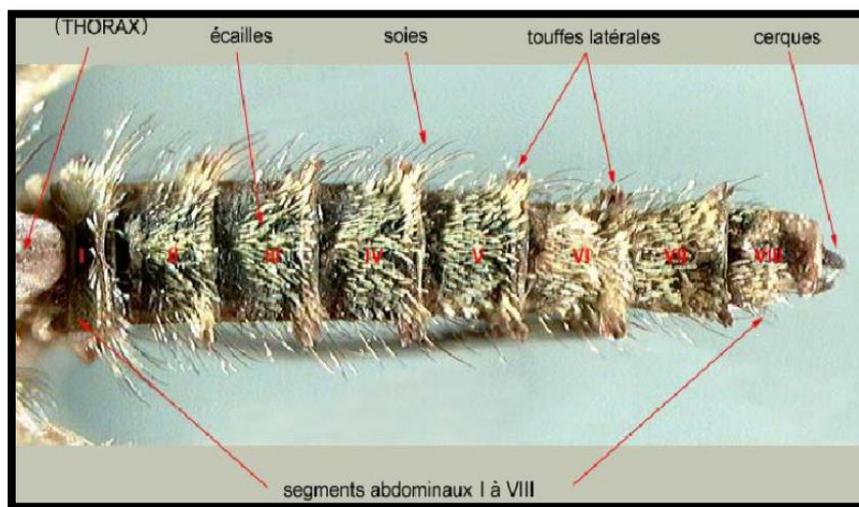


Fig. 13: Vue dorsale de l'abdomen d'*Anopheles* (Schaffner et al. 2001).

2.3. Méthodes d'échantillonnages :

2.3.1. Echantillonnage:

La capture des adultes a été réalisée au niveau du site précédemment cité, dans des écuries de bovins (Fig.14, A), à l'aide d'un tube en verre déposé délicatement au-dessus de la femelle qu'elle soit gorgée ou non de sang et au repos (Fig.14, B). En bougeant le tube elle s'envole vers le fond du tube que nous fermons et que l'on ouvre à l'intérieur de la cage (Fig.14, C), (Bendali-Saoudi, 1989).



(A)

(B)

(C)

Fig. 14: Echantillonnage des Anophèles.

A: Ecurie de bovin.

B: Capture des adultes d'Anophèles.

C: Cages d'élevage des Anophèles.

2.3.2. Techniques d'élevage des anophèles :

A l'état adulte : L'élevage des anophèles a été maintenu au laboratoire dans des cages cubiques (20 x 20 x 20 cm) formées d'une armature en bois, couverte de tulle. Sur un des côtés, existe un manchon de tissu, qui permet l'introduction de la main. L'alimentation énergétique des adultes, mâles et femelles est assurée, par deux substrats, le raisin sec (Chaque raisin est coupé en deux et ficelé, formant une grappe, attachée au plafond de la cage) ou du miel dilué à 10%. D'autre part un béccher rempli d'eau est déposé à l'intérieur de la cage, nécessaire pour la ponte et la récolte des œufs (Bendali, 1989). Pour les anophèles, les œufs sont pondus isolément (Fig. 15).



Fig. 15: Cages d'élevage.

A l'état larvaire : Les œufs seront récoltés et placés dans des récipients d'élevage contenant de l'eau déchlorurée. Après l'éclosion, les larves seront nourrit 2 à 3 jours après l'éclosion. Les larves maintenues pour l'élevage sont nourris d'algues (Tetramine: 0.04 gr tous les trois jours). L'eau doit être changée selon son état d'impureté et sera renouvelé, généralement deux fois par semaine. L'élevage des larves est conditionné par différents facteurs, ce sont, principalement : la lumière, la température, la qualité de la nourriture, ainsi que la densité des larves par unité de surface ou de volume d'eaux (Hervy & Coosemans, 1979). Lorsque les larves atteignent le stade nymphal, elles seront placées dans les cages où elles subiront l'émergence (Fig.16).



Fig.16: Récipients d'élevage contenant les œufs d'Anophèles.

2.4. Montage et identification :

À la ponte les œufs obtenus ont été répartis dans des récipients, pour poursuivre leur développement. Les larves atteignant le quatrième stade, subiront un traitement permettant leur identification systématique. Les larves seront d'abord immergées dans une solution de NaOH dilué à 10% pendant 24 - 72h, ce qui rend la chitine transparente et détruit les tissus internes, attachés aux cuticules. Après rinçage à l'eau distillée, les larves seront placées sur la lame porte-objet, dans une goutte de glycérine, ensuite recouvertes de lamelle qui sera fixée à l'aide du vernis à ongle. L'identification systématique des individus échantillonnés a concerné les adultes, les larves (L4), les œufs et les génitalia. Les clés dichotomiques utilisées sont celles de [Himmi et al. \(1995\)](#) ; [Gutsevitch et al., \(1974\)](#) et une clé informatique celle de [Schaffner et al., \(2001\)](#). Les critères d'identification ont été photographiés.

2.5. Étude des œufs :

On a isolées 20 femelles dans 20 cages. Parmi les œufs pondus de chaque femelle, 20 ont été pris en étude: nous avons déterminé l'ornementation des œufs, c'est-à-dire, étude de la forme et la répartition des taches sur le chorion ovulaire selon [Gutsevitch et al., \(1974\)](#) , (Fig. 17) ; comme nous avons déterminer les axes ovulaires, grâce à des mensurations biométriques déterminant la longueur et la largeur de l'œuf.

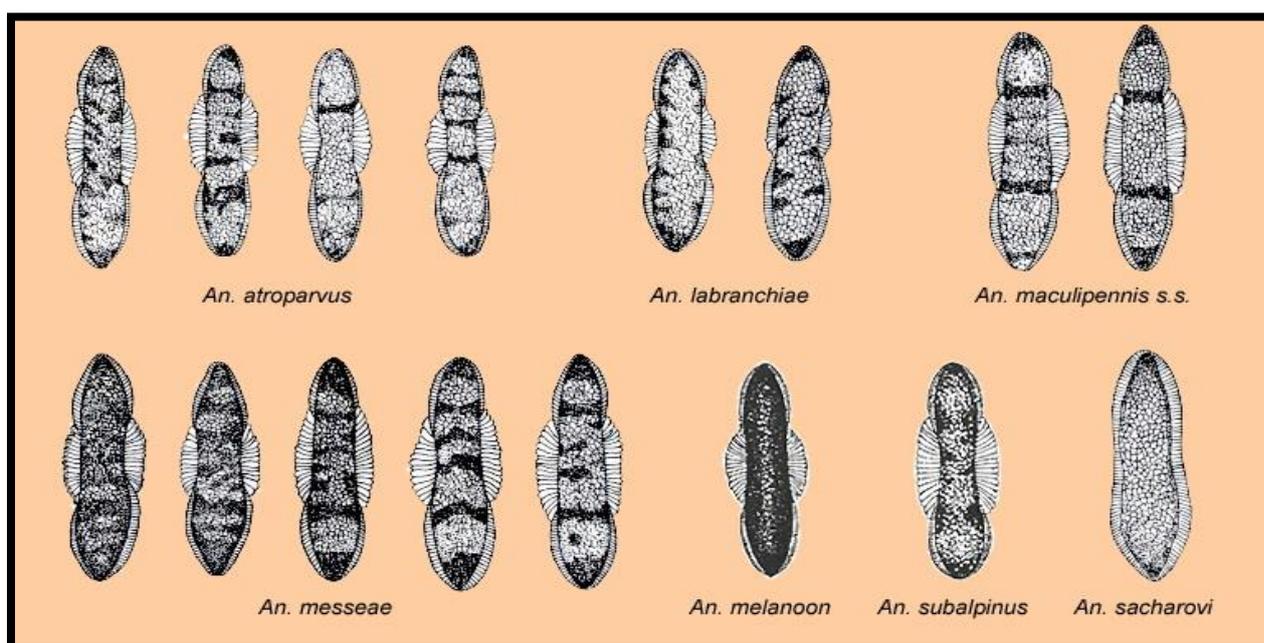


Fig.17: Les œufs des différentes espèces du complexe *Anopheles maculipennis*

([Gutsevich et al., 1974](#)).

2.6. Effet hématologique :

Pour étudier l'influence du type de sang sur le développement larvaire, on a présenté deux types de sang à trente femelles par type, les femelles isolées individuellement dans trente cages ont été nourrit de raisin sec. Le prélèvement intraveineux de sang de Bovins et de Poulets a été réalisé par un vétérinaire. Les échantillons de sang ont été conservés dans des tubes héparines. On a présentait un tube par cage pendant 48 heures. La ponte des œufs parvient après 3 jours de l'égorgement de sang. Cependant on a suivi le développement larvaire des œufs de chacune des soixante femelles isolées précédemment.

2.7. Etude trophique :

Dans cette expérience nous somme intéressés à l'étude du développement larvaire sous l'influence du type de repas trophique ou énergétique. Pour cela on a utilisé deux types de nutriments, le raisin sec et le miel dilué à 10%. Cependant trente femelles égorgées de sang de bovins ont été isolées individuellement dans trente cages, pour chaque type de repas. Des récipients d'eau ont été placés dans les cages servant de milieu de ponte. Les œufs récupérés de chaque femelle ont subi une étude de leur développement de l'incubation à l'émergence.

2.8. Paramètres reproductives :

Le suivi du développement larvaire d'*Anopheles maculipennis* est maintenu en observation tous les jours, jusqu'à l'émergence des adultes, la mortalité des individus a été comptabilisée. Pour mettre en évidence les taux du développement larvaire et nymphale on a pris en considération les indices proposés par [Diop et al., \(1998\)](#). En plus toutes les durées du développement ont été déterminées.

Les indices de [Diop et al., \(1998\)](#):

$$\text{Taux d'éclosion : } T_e = \frac{\text{Nombre d'œufs éclos}}{\text{Nombre total d'œufs}} \times 100$$

$$\text{Taux de survie larvaire : } T_{s1} = \frac{\text{Nombre de larves } l_1}{\text{Nombre d'œufs éclos}} \times 100$$

$$T_{s2} = \frac{\text{Nombre de larves } l_2}{\text{Nombre d'œufs éclos}} \times 100$$

$$Tsl3 = \frac{\text{Nombre de larves l3} \times 100}{\text{Nombre d'œufs éclos}}$$

$$Tsl4 = \frac{\text{Nombre de larves l4} \times 100}{\text{Nombre d'œufs éclos}}$$

$$\text{Taux nymphal : } Tn = \frac{\text{Nombre de nymphes obtenues} \times 100}{\text{Nombre de larves l4}}$$

$$\text{Taux d'émergence : } Tem = \frac{\text{Nombre d'adultes obtenues} \times 100}{\text{Nombre total de nymphe}}$$

$$\text{Taux d'inhibition de l'émergence : } Tie = \frac{\text{Nombre de nymphes non éclos} \times 100}{\text{Nombre total de nymphe}}$$

$$\text{Rendement périmaginale : } Rpi = \frac{\text{Nombre de nymphes} \times 100}{\text{Nombre d'œufs éclos}}$$

$$\text{Rendement global : } Rg = \frac{\text{Nombre total d'adultes} \times 100}{\text{Nombre total d'œufs éclos}}$$

2.9. La photopériode :

Pour déterminer l'effet de la photopériode sur la reproduction et le développement larvaire de l'espèce étudiée, on a pris en considération uniquement l'obscurité. L'expérience a été au mois d'octobre (Automne). Trois répétitions et un témoin ont été utilisés pour chacune des trois périodes de l'expérience (7 h ; 16 h ; 24 h = Obscurité totale) et les conditions de photopériode naturelles (12 h d'obscurité) pour le témoin. Cependant on a placé cinq femelles par cage pour chacune des répétitions. Les œufs ainsi récupérés sont placés dans les récipients d'élevage. On a déterminé la durée des quatre stades larvaires et nymphale pour les trois périodes d'obscurité.

2.10. Dissection et prélèvement des ovaires :

Après 48 heures de la prise du repas sanguin, les femelles égorgées de sang de Mammifères et d'Oiseaux, sont disséquées sous une loupe binoculaire. La femelle est déposée sur une lame microscopique, l'extrémité de l'abdomen en contact avec une goutte d'eau physiologique et face ventrale vers l'observateur. Une première aiguille montée, placée contre le thorax, au niveau du premier sternite de l'abdomen, permet de la maintenir dans cette position. Une seconde aiguille est appuyée entre le sixième et le septième sternites, en position médiane. Cette aiguille, fortement pressée, est déplacée par une série de petits à-

coups secs, ce qui permet la section de l'extrémité de l'abdomen à laquelle reste attaché l'ensemble des organes de reproduction. L'estomac et les tubes de Malpighi sont également entraînés. A l'aide des aiguilles montées, les deux ovaires sont alors isolés par section de l'oviducte commun, puis séparés l'un de l'autre. Les ovaires sont prélevés et mis dans des tubes eppendorf dans de l'acide trichloracétique (TCA) à 20%, puis conservés au congélateur à 4 ° C jusqu'à l'extraction et le dosage (Mondet, 1993).

2.11. Extraction des différents métabolites dans les ovaires:

L'extraction des métabolites dans les ovaires des femelles adultes *d'Anopheles maculipennis*, a été réalisée selon le procédé de Shibko *et al.*, (1966). Le prélèvement a été effectué selon le type de sang. Les ovaires ont été conservés dans 1ml d'acide trichloracétique (TCA) à 20%. Après un broyage aux ultra-sons (Sonifier B-30) et centrifugation (5000 tours/mn pendant 10 mn), le surnageant I est récupéré et servira au dosage des glucides. Au culot I on ajoute 1 ml d'un mélange éther/chloroforme (1V/1V) et une deuxième centrifugation (5000 tours/mn pendant 10 mn) permet de récupérer le surnageant II qui permettra le dosage des lipides; le culot II sera repris dans 1 ml d'eau distillée pour l'estimation des protéines totales (Fig.18).

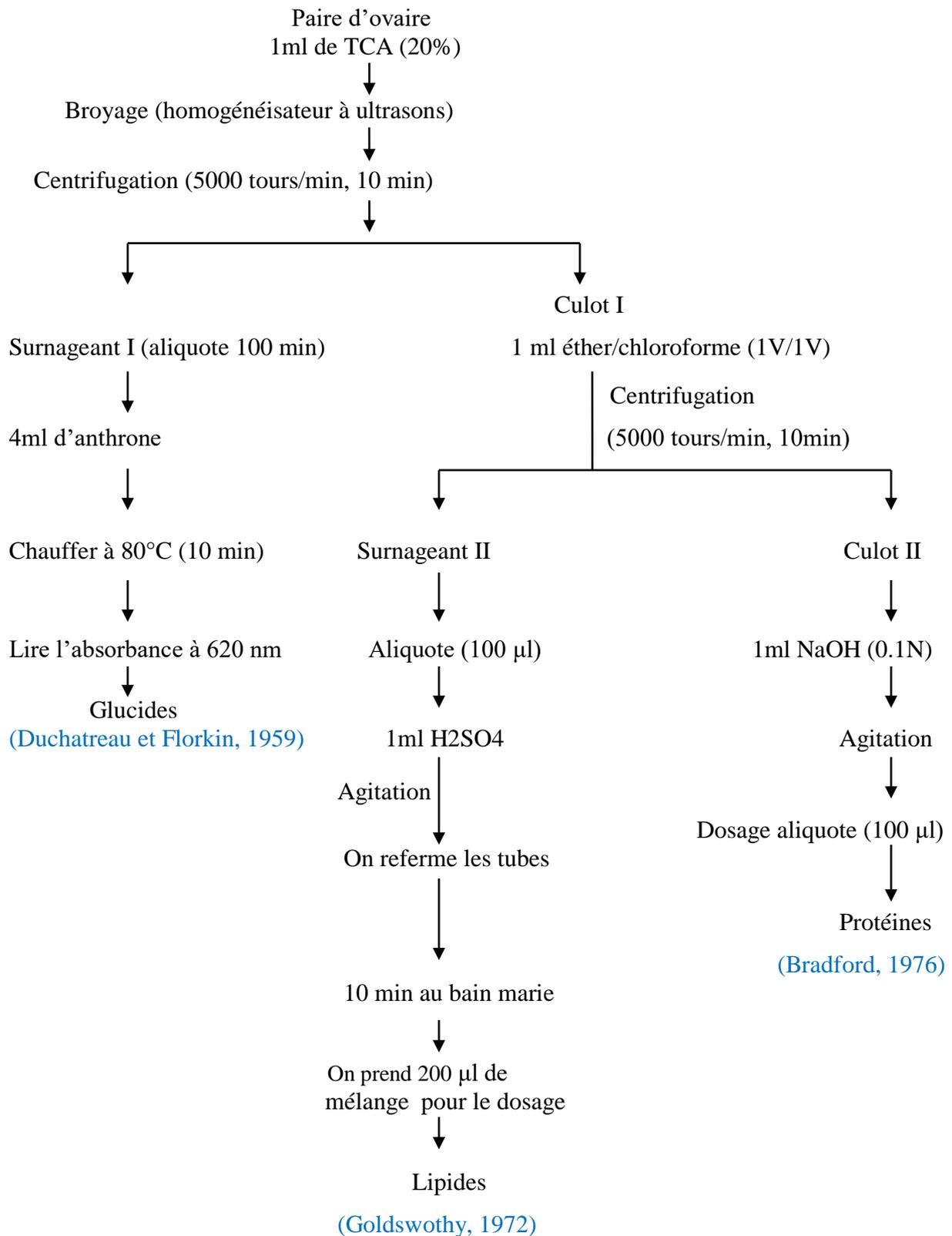


Fig. 18 : Extraction des glucides, protéines et lipides totaux selon *Shibko et al., (1966)*.

2.12. Dosage des métabolites ovariens:

2.12.1. Dosage des protéines:

Le dosage des protéines ovariennes a été effectué selon la méthode de [Bradford \(1976\)](#). Dans une fraction aliquote de 100 µl, on ajoute 4 ml de réactif au Bleu Brillant de Coumassie (BBC ; G 250; Merck). La solution de BBC se prépare comme suit : on homogénéise 100 mg de BBC dans 50 ml d'éthanol. On y ajoute ensuite 100 ml d'acide Orthophosphorique à 85% et on complète à 1000 ml avec de l'eau distillée. La durée de conservation du réactif est de 2 à 3 semaines à 4°C.

Celui-ci révèle la présence des protéines on les colorant en bleu. L'absorbance est lue à 595 nm contre un blanc de gamme. La gamme d'étalonnage est réalisée à partir d'une solution d'albumine de sérum de bœuf (Sigma) titrant 1 mg /ml (Tableau 1).

Tableau 1: Dosage des protéines ovariennes: réalisation de la gamme d'étalonnage.

Tubes	0	1	2	3	4	5
Volume d'albumine (µl)	0	20	40	60	80	100
Eau distillée (µl)	100	80	60	40	20	0
Réactif BBC (ml)	4	4	4	4	4	4
Quantité d'albumine (µg)	0	20	40	60	80	100

2.12.2. Dosage des glucides ovariens

Le dosage des glucides ovariens a été réalisé selon [Duchateau & Florkin \(1959\)](#). Elle consiste à additionner 100 µl d'échantillon et 4 ml du réactif d'Anthrone et de chauffer le mélange à 80°C pendant 10 min. Une coloration verte se développe dont l'intensité est proportionnelle à la quantité de glucides présents dans l'échantillon. L'absorbance est lue à 620 nm contre un blanc de gamme. La préparation du réactif d'Anthrone se fait comme suit : peser 150 mg d'Anthrone, ajouter 75 ml d'acide sulfurique concentré et 25 ml d'eau distillée. On obtient une solution limpide de couleur verte qui est stockée à l'obscurité. La gamme d'étalonnage est effectuée à partir d'une solution mère de glucose (mg/ml), (Tableau 2).

Tableau 2 : Dosage des glucides ovariens : réalisation de la gamme d'étalonnage.

Tubes	0	1	2	3	4	5
Volume de glucose (µl)	0	20	40	60	80	100
Eau distillée (µl)	100	80	60	40	20	0
Quantité de Glucose (µl)	0	20	40	60	80	100

2.12.3. Dosage des lipides ovariens :

Les lipides ovariens ont été déterminés selon la méthode de [Goldsworthy et al. \(1972\)](#) utilisant la vanilline comme réactif. Les lipides forment à chaud avec l'acide sulfurique en présence de vanilline et d'acide Orthophosphorique, un complexe rose. Le dosage se fait sur des prises aliquotes de 100 µl des extraits lipidiques ou de gamme d'étalonnage auxquelles on ajoute 1 ml d'acide sulfurique concentré (96%). Les tubes sont fermés, agités et placés pendant 10 minutes dans un bain sec à 100 °C. Après refroidissement pendant 5 minutes, on prend 200 µl de ce mélange auquel on ajoute 2,5 ml de réactif Sulphosphovanillique et on agite vigoureusement. Après 30 minutes à l'obscurité, l'absorbance est lue dans un spectrophotomètre à 530 nm contre un blanc de gamme. Le réactif est préparé comme suit : dissoudre 0,38 g de vanilline dans 55 ml d'eau distillée et ajouter 195 ml d'acide Orthophosphorique à 85%. Ce réactif se conserve pendant 3 semaines à 4°C et à l'obscurité. La solution mère de lipides est préparée extemporanément à partir de 2,5 mg d'huile de table (99% de triglycérides) dissous dans 1ml d'éther/chloroforme, 1/1 ; V/V), (Tableau 3).

Tableau 3 : Dosage des lipides ovariens : réalisation de la gamme d'étalonnage.

Tubes	0	1	2	3	4	5
Solution mère de lipides (µl)	0	20	40	60	80	100
Solvant (µl)	100	80	60	40	20	0
Quantité de lipide (µg)	0	50	100	150	200	250

2.13. Matériel végétal :

D'après [Jacobson \(1989\)](#), plus de 2000 espèces végétales possédant une activité insecticide sont déjà identifiées. Notre choix des plantes est basé sur : la recherche bibliographique ; l'effet répulsif des plantes dans leur environnement naturel vis-à-vis des insectes ; ainsi que les utilisations traditionnelles des plantes par la population locale.

2.13.1. Identification des plantes:

2.13.1.1. *Myrtus communis* L. 1753, (Myrte commun Arraihan) :

Le *Myrtus communis* L. appartient à la famille des Myrtaceae, est une espèce médicinale et aromatique, c'est une plante pluriannuelle à feuilles persistantes aromatique. L'arbuste ou petit arbre, peut atteindre de 1.8 à 2.4 m, avec un petit feuillage et une écorce profondément fissurée (Fig. 19). Il se distribue en Europe, en Afrique du Nord et en Asie occidentale. De diverses activités biologiques ont été attribuées au *Myrtus communis* L., il est antifongique (Curini, 2003 ; Mohammadi *et al.*, 2008), avec des propriétés insecticides (Traboulsi *et al.*, 2002 ; Ayvaz *et al.*, 2010).

Le Myrte est un des acylphloroglucinols, qui inhibe la croissance de Plasmodium à un niveau nano-molaire (Verotta, 2002), et réduit la parasitémie dans les souris atteintes du virus de Plasmodium (Verotta *et al.*, 2005). Il est aussi un antibactérien efficace et peut agir comme un stimulateur d'immunité dans le froid, la grippe ou les maladies infectieuses (Pourmand *et al.*, 2008). Les rapports récents ont décrit les activités antioxydantes et anti-inflammatoires des extraits de Myrte (Rosa *et al.*, 2003 ; Nassar *et al.*, 2010). Des acylphloroglucinols oligomères ont été isolés dans des feuilles de Myrte et ont montré une capacité efficace à effets antibactériens (Verotta, 2002 ; Appendino *et al.*, 2006).



Fig. 19: Aspect morphologique du *Myrtus communis* à l'état naturel Linné 1753.
(Sabiha *et al.*, 2011).

Classification classique de *Myrtus communis* Linné 1753.

Règne : Plantae

Division : Magnoliophyta

Classe : Magnoliopsida

Ordre : Myrtales

Famille : *Myrtaceae*

Genre : *Myrtus*

Espèce : *Myrtus communis* Linné 1753

Composition chimique :

Les composants chimiques principaux du myrte sont les Tanins (14 %) et les dérivés phénoliques: gallo tannins, acide gallique et acide ellagique, catéchine, myricétole et myricitroside. Flavonoïdes: myricétine-3-o-galactoside, myricétine-3-o-rhamnoside. Phloroglucinols complexes: myrtucommulones A et B, semi-myrtucommulone (lactones). Huile essentielle (0,3 %) à alphapinène, 1,8-cinéole, acétate de myrtényle, myrténol, acide ursolique. Le Myrte commun contient des fibres, des sucres et des antioxydants et beaucoup de composants biologiques actifs (Hayder *et al.*, 2004).

2.13.1.2. *Eucalyptus camaldulensis* D. 1832, (Gommier rouge) :

L'*Eucalyptus camaldulensis* appartient à la famille des Myrtaceae. C'est un grand arbre ligneux vivace d'une longueur qui varie entre 60 et 90 m, originaire d'Australie où il est largement répandu au bord des rivières de l'intérieur du pays (Fig. 20). Ses feuilles sont caractérisées par une activité allélopathique représentative d'une grande variété de plantes qui permettent d'établir des degrés de toxicité dans l'environnement. Putnam (1984) a indiqué que les espèces d'*Eucalyptus* libèrent des composés volatils tels que les acides benzoïques et cinnamiques phénoliques qui inhibent la croissance de certaines cultures et des mauvaises herbes près d'elle. On a observé la toxicité d'Eucalyptol sur plusieurs insectes, des espèces médicales ou économiques, comme les Triatominae parasites de l'homme, les Coleoptera de farine, les insectes ravageurs de céréales, charançon de riz *Sitophilus oryzae*, la mouche de maison *Musca domestica*, cancrelat allemand du genre *Blattaria* et les acarides des denrées (Lamiri *et al.*, 2001 ; Lee *et al.*, 2003 ; Prates *et al.*, 1998 ; Tripathi *et al.*, 2001).



Fig. 20: Aspect morphologique d'*Eucalyptus camaldulensis* Dehnh 1832.

Atlas of Florida Plants (<http://florida.plantatlas.usf.edu/>).

Classification classique d'*Eucalyptus camaldulensis* Dehnh 1832.

Règne : Plantae

Division : Magnoliophyta

Classe : Magnoliopsida

Ordre : Myrtales

Famille : *Myrtaceae*

Genre : *Eucalyptus*

Espèce : *Eucalyptus camaldulensis* Dehnh 1832.

Composition chimique :

Les feuilles d'*Eucalyptus camaldulensis* contiennent des tanins, des stérols, des triterpénoïdes, des saponines, des flavonoïdes, et des composés phénoliques, alors qu'il y avait une absence totale d'alcaloïdes, de glycoside d'antraquinone et de glycoside cyanogène (Shagal *et al.*, 2012; Pandey & Singh, 2014 ; Shayoub *et al.*, 2015).

2.13.1.3. *Eucalyptus globulus* L. 1800 (*Gommier bleue*) :

L'*Eucalyptus globulus* est un arbre de 30 à 35 mètres, au tronc droit, lisse, grisâtre, qui porte des rameaux dressés également. Les jeunes feuilles sont bleuâtres, opposées et étroitement attachées sur la tige. Les feuilles adultes sont d'un vert sombre, alternées et tombantes. Les fleurs sont visibles au printemps, naissent à l'aisselle des feuilles (Metro, 1970). Ils renferment plusieurs substances actives ayant des propriétés expectorantes et fluidifiantes du mucus, mais aussi des propriétés antimicrobiennes, antifongiques et antivirales (Benazzeddine, 2010).



Fig. 21: Aspect morphologique d'*Eucalyptus globulus* Labill, 1800 (Aouati, 2016).

Classification classique d'*Eucalyptus globulus* Labill 1800.

Règne: Plantae

Division : Magnoliophyta

Classe : Magnoliopsida

Ordre : Myrtales

Famille : *Myrtaceae*

Genre : *Eucalyptus*

Espèce : *Eucalyptus globulus* Labill 1800.

Composition chimique :

Les feuilles d'*Eucalyptus globulus* renferment des tanins, de l'alcool cérylique, un diphénol (pyrocatechine), une résine acide et, surtout, 5 à 7% d'huile essentielle aux composants multiples, le plus notable étant l'eucalyptol (ou le 1,8-cinéol). Tout comme les autres huiles essentielles, il se distingue des autres huiles végétales par sa volatilité. Les constituants des huiles essentielles appartiennent, de façon exclusive, à deux familles chimiques : les terpénoïdes et les phénylpropanoïdes. L'essence et l'eucalyptol, principes actifs, sont antiseptiques et balsamiques aux doses thérapeutiques, toxiques à forte dose (Bruneton, 1999).

2.13.2. Préparation des extraits aqueux :

L'extrait aqueux des trois plantes : *Myrtus communis* L. *Eucalyptus camaldulensis* L. *Eucalyptus globulus* L. est obtenu à partir de feuilles séchées soit à l'air libre ($24 \pm 2^\circ$ C), soit à l'étuve (30° C). Les feuilles séchées ont été broyées à l'aide d'un mixeur jusqu'à leur réduction en poudre. Une quantité de 100 g de poudre végétale de chaque plante a été diluée

dans 100 ml d'eau bidistillée préalablement portée à ébullition, puis laissée refroidir à l'aide d'un agitateur magnétique pendant 15 minutes. Ce mélange, a été filtré à l'aide du papier Whatman (3 MM). Le filtrat récupéré est ensuite utilisé pour les traitements de toxicité (Aouinty *et al.*, 2006).

2.13.3. Tests de toxicité :

La méthodologie de nos tests est inspirée de la technique des tests de sensibilité normalisés par l'Organisation Mondiale de la Santé, adoptée pour tester la sensibilité des larves de moustiques (OMS, 1963). À partir du filtrat récupéré de chaque préparation des trois plantes; trois concentrations (0,007 g/ml, 0,022g/ml, 0,045 g/ml) ont été testées sur les lots des quatre stades larvaires. Les tests sont réalisés dans des béchers contenant chacun 200 ml de solution et 20 larves moustiques: *Anopheles maculipennis* du même calibre pour les 4 stades étudiés (L1, L2, L3, L4). Le même nombre de larves est placé dans un bécher témoin contenant 200 ml d'eau déchlorurée. Pour chacune des concentrations de chaque extrait, trois répétitions sont effectuées. Les taux de mortalité ont été évalués après 24h, 48h et 72 h. Les concentrations létales CL50 et CL90 ont été calculées pour chaque temps. .

2.13.4. Estimation des quantités du résidu sec :

Dans le but de donner une signification plus logique aux quantités de matières végétales solubles dans les extraits aqueux, ces derniers ont été concentrés par évaporation dans une étuve portée à 50 °C pendant 48 h, jusqu'à l'obtention d'un résidu sec, dont la quantité est exprimée en mg. Cela permet d'exprimer les concentrations létales des résidus secs solubles dans l'eau en g/ml (Aouinty *et al.*, 2006).

2.14. Analyse statistique :

Les analyses statistiques ont été réalisées à l'aide du logiciel MINITAB V16. La différence entre les séries a été testée en utilisant le test « t » de Student et le test ANOVA, Analyse de la variance à un critère de classification (AV1) (* : P<0,05 : significatif, **: p<0,01 : hautement significatif, *** : p<0,001 : très hautement significatif). Les pourcentages de mortalité ont été corrigés par apport à la mortalité des témoins. Nous avons utilisé le logiciel Graphpad Prism5 pour calculer les Concentrations létales (CL50 et CL90) avec leurs limites fiduciales correspondant à 95 % (95 % FL).

3. Résultats :

3.1. Identification systématique d'*Anopheles maculipennis* :

L'identification systématique est fondamentale pour toutes recherches scientifiques. Les Anophèles collectés à partir de la région du lac des Oiseaux, ont été identifiés selon la clé dichotomiques des Culicidae du Maroc (Himmi *et al.*, 1995) et le logiciel (Schaffner *et al.*, 2001). Nous avons procédé à l'identification systématique des spécimens capturés pendant trois années consécutives. Les moustiques ainsi identifiés appartiennent à l'espèce complexe : *Anopheles maculipennis*. Plusieurs critères ont été utilisés pour l'identification des taxons, (Fig. 22).



(A)

(B)

Fig. 22 : Adulte d'*Anopheles maculipennis*.

A : Vue ventrale d'un mâle.

B : Vue ventrale d'une femelle.

-Sous famille des Anophelinae: Les individus appartenant à cette sous familles sont caractérisés par un abdomen entièrement dépourvu d'écaillés et les palpes chez la femelle sont aussi longues que la trompe.

-Genre *Anopheles*: Les femelles appartenant à ce genre ont des palpes aussi longs que la trompe et des antennes glabres.

3.1.1. L'espèce *Anopheles maculipennis*:

3.1.1.1. Tête:

La tête porte deux gros yeux composés, deux antennes avec des soies de verticilles rares et peu développés (Fig. 23), une touffe inter oculaire de longues écailles blanches (Fig.24), et deux palpes maxillaires portent de nombreuses écailles, sombres ou claires ébouriffées à la base (segment 2), (Fig.25).

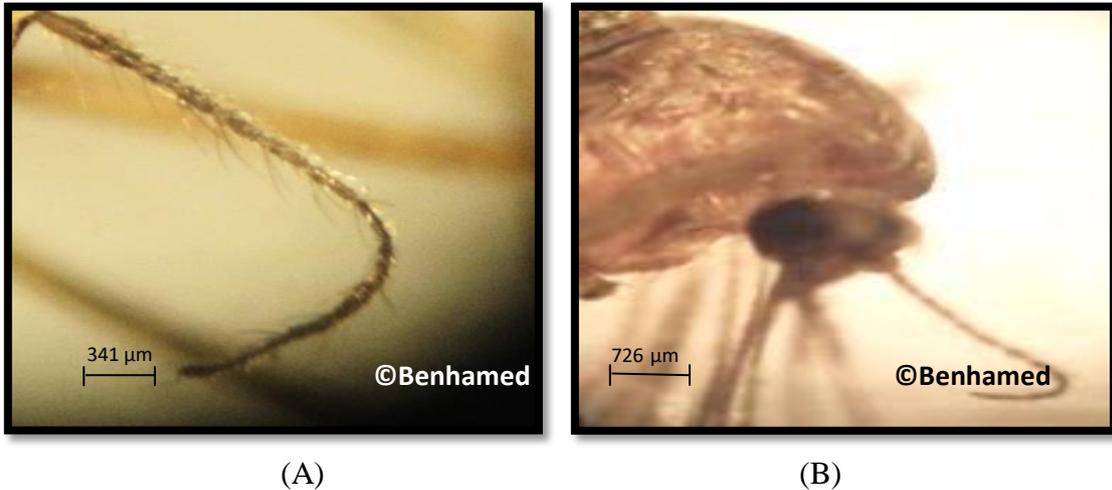


Fig. 23: L'antenne d'*Anopheles maculipennis* femelle.



Fig.24 : Ornementation inter oculaire d'*An. maculipennis*.



Fig. 25 : Palpe maxillaire d'*Anopheles maculipennis*.

3.1.1.2. Thorax:

Le thorax est peu bombé dorsalement, il est composé de nombreuses plaques chitinisées sur la face dorsale (tergites), ventrale (sternites) et latérales (pleurites) qui ont toutes reçu un nom ; il porte aussi deux paires de stigmates latéraux pour la respiration et de nombreuses soies et écailles dont la forme et la disposition, sont utilisées pour reconnaître les espèces (Carnevale & Robert, 2009). Chez *Anopheles maculipennis* le scutellum est arrondi et le scutum est unicolore (Fig.26).



Fig. 26: Thorax d'*Anopheles maculipennis*.

3.1.1.3. Œufs:

Selon Gutsevich *et al.*, (1974), l'ornementation des œufs c'est-à-dire le nombre, la structure et la répartition des taches sur le chorion de l'œuf, oriente l'identification systématique vers la détermination des sous espèces du complexe *Anopheles maculipennis*. En se basant sur cette référence, on a procédé à la comparaison structurale du chorion des œufs d'élevage. Cette ornementation a été conforme à celle d'*Anopheles maculipennis*, (Suivant la planche Fig. 17); (Fig. 27).



Fig.27 : Ornementation des œufs d'*Anopheles maculipennis*.

3.1.1.4. Génitalia :

La structure de l'hypopygium ou génitalia reste un moyen fondamental et nécessaire pour la détermination des espèces et des sous espèces chez les Culicidae, lorsqu'il s'agit d'espèces complexes.

Hypopygium femelle: L'orifice du rectum s'ouvre entre la plaque postérieure génitale et une paire de cerques dorsaux portant des soies. L'orifice vaginal, placé ventralement, est limité par deux lèvres qui en obstruent la lumière. L'étude de l'appareil génital femelle interne fournit de précieuses informations sur le stade physiologique et l'âge de l'insecte. L'appareil génital femelle interne est formé de deux ovaires composés d'ovarioles. Dans chaque ovaire se trouve un oviducte interne (calice) dans lequel débouchent les ovarioles. A la sortie des ovaires, les deux oviductes externes se réunissent pour former l'oviducte commun qui est suivi d'un vagin dans lequel s'ouvrent les deux canaux des trois spermathèques (Fig. 28), (Mondet, 1993).

Hypopygium mâle : le premier article des forcipules est ovoïde, plus ou moins long ; il présente à sa base, près des harpagones, une zone qui porte des épines : la zone para basale. Ces épines sont variables suivant les espèces et présente un grand intérêt taxonomique. En effet, elles sont au nombre de 2-3 chez *Anopheles*. Le deuxième article du forcipule est effilé et recourbé, il porte des soies courtes disposées régulièrement. Le troisième article est excessivement court par rapport aux deux précédents et est porté par l'extrémité du deuxième article. Le phalosome porte à son extrémité un nombre variable de folioles qui peuvent être absentes chez certaines espèces. Les harpagones sont soit simple, soit bilobées soit trilobées.

Elles présentent des poils, des soies et des épines. Ces dernières sont soit simples soit soudées entre elles et aplaties. Claspettes avec 2 lobes distincts, 1 externe avec des appendices spatulés isolés et 1 interne avec deux épines ; épine externe de l'harpagone pointue (Fig. 29), (Himmi, 2007).



Fig.28: Génitalia femelle.



Fig.29: Hypopygium mâle.

3.2. Étude morphométrique:

L'étude biométrique des structures utilisées dans l'identification systématique des adultes et des larves, donne une précision sur la détermination taxonomique, des espèces de Culicidae en générale.

3.2.1. Étude morphométrique des adultes :

Les tableaux 4 et 5 représentent les valeurs biométriques de 32 descripteurs considérés comme important dans la taxonomie des Culicidae des mâles et des femelles. La longueur et la largeur de chaque structure sont représentées par la valeur moyenne et l'écart type suivie de la valeur minimale et maximale de chaque mensuration. Ces structures peuvent être utilisés dans l'identification systématique approfondie de l'espèce, et d'établir sa monographie spécifique, par rapport aux autres espèces du complexe, et aussi par rapport à la zone de prélèvement et d'autre part établir le dimorphisme sexuel.

Tableau 4 : Biométrie des mensurations de 16 structures des adultes femelles d'*Anopheles maculipennis*. M ± SD (Valeur minimale- valeur maximale) ; N= 20; unité : µm.

Biométrie Critères	Longueur (µm)	Largeur (µm)
Tête	1175,3±183,99 (932,5-1678,5)	1322,285±132,06 (1119-1641,2)
Pronotum	5382,62±587,11 (4849-6341)	141,74±28,63 (74,6-186,5)
Palpes	4839,67±569,15 (3730-5781,5)	119,36 ±15,30 (111,9-149,2)
Antennes	2905,44±436,53 (2424,5-4028,4)	93,25±19,13 (74,6-111,9)
Thorax	3447,44±767,82 (391,5-4214,9)	3011,97±321,74 (2611-3543,5)
Aile	10011,32±1006,94 (7833-11190)	2446,88±363,53 (1603,9-2909,4)
P1Fe1	4699,8±850,57 (3170,5-5781,5)	208,88±40,86 (149,2-261,1)
P1 Ti1	5171,59±1024,95 (3730-7087)	227,53±29,62 (111,9-149)
P 1Ts1	7782,64±1960,56 (5968-14920)	132,415±26,02 (111,9-186,5)
P2Fe2	5070,93±841,61 (3730-6527,5)	195,825±36,05 (149,2-261,1)
P2Ti 2	5609,92±985,40 (3170,5-6825,9)	155,66±25,85 (112,8-223,8)
P2Ts 2	9026,97±2429,14 (5595-15000)	136,14±25,02 (111,9-186,5)
P3Fe3	5509,21±742,76 (3916,5-6714)	171,58±37,10 (111,9-223,8)
P3Ti 3	6359,65±738,35 (4662,5-7646,5)	143,60±27,79 (111,9-223,8)
P3Ts 3	11727,12±2799,95 (8579-15666)	119,36±15,30 (111,9-149,2)
Abdomen	6527,5±827,44 (4849-8019,5)	1318,55±392,93 (746-2611)

Tableau 5: Biométrie des mensurations de 16 structures déterminant les adultes mâles d'*Anopheles maculipennis*. M ± SD (Valeur minimale- valeur maximale) ; N= 20; unité : µm.

Biométrie Critères	Longueur (µm)	Largeur (µm)
Tête	979,12±160,03 (746-1230,9)	1100,35±162,58 (746-1492)
Pronotum	6797,92±529,14 (5968-7460)	145,47±31,78 (111,9-186,5)
Palpes	6135,85±740,82 (5222-7460)	152,93±29,39 (111,9-186,5)
Antennes	2284,62±343,54 (1865-2984)	261,1±43,63 (186,5-373)
Thorax	3864,28±420,33 (3357-4662,5)	2965,35±290,31 (2611-3543,5)
Aile	10591,33±385,82 (10071-11190)	2254,78±587,21 (186,5-2797,5)
P1Fe 1	4222,36±418,62 (3730-4923,6)	154,79±36,85 (111,9-223,8)
P1Ti 1	5800,15±628,53 (4849-7087)	190,23±34,01 (149,2-261,1)
P1Ts 1	8103,42±953,80 (7087-10817)	123,09±17,53 (111,9-149,2)
P2Fe2	5249,97±849,87 (3730-6714)	218,20±30,31 (186,5-261,1)
P2Ti 2	5958,67±317,16 (5595-6527,5)	156,66±25,95 (111,9-186,5)
P2Ts 2	9992,67±870,05 (8206-11936)	111,9±29,64 (74,6-149,2)
P3Fe3	5798,28±464,06 (5222-6900,5)	184,63±30,79 (149,2-223,8)
P3Ti 3	6285,05±307,70 (5968-6900,5)	162,25±18,25 (149,2-186,5)
P3Ts 3	8728,2±747,17 (7460-10071)	164,12±28,12 (111,9-186,5)
Abdomen	7004,94±358,30 (6341-7646,5)	1411,80±185,60 (1119-1678,5)

Une étude statistique comparative a concerné les adultes mâles et femelles de l'espèce complexe *Anopheles maculipennis*. Les résultats de l'analyse statistique mentionnés dans le tableau 6 montrent qu'il existe des différences très hautement significatives au niveau de la longueur du (pronotum, palpes, antennes et P3Ts 3) et aussi au niveau de la largeur de (la tête, les palpes, les antennes, P1Fe1 et P3Ts 3), cependant il y a une différence hautement significative au niveau de la longueur de la tête, la largeur de (P1Ti 1, P2Ts 2) et des différences significatives au niveau de la longueur du (thorax, aile, P1Fe 1, P1Ti1 et abdomen) et au niveau de la largeur du (P2Fe2, P3Ti 3).

Tableau 6: Etude comparative de la Biométrie des mensurations de 16 structures déterminant les adultes mâles et femelle d'*Anopheles maculipennis*. Résultats de l'analyse de la variance (ANOVA) à un critère de classification.

P Critères	Longueur (μm)	Largeur (μm)
Tête	0,001**	0,000***
Pronotum	0,000***	0,699
Palpes	0,000***	0,000***
Antennes	0,000***	0,000***
Thorax	0,042*	0,633
Aile	0,024*	0,223
P1Fe 1	0,033*	0,000***
P1Ti 1	0,026*	0,001**
P1Ts 1	0,516	0,193
P2Fe2	0,507	0,041*
P2Ti 2	0,146	0,903
P2Ts 2	0,108	0,008**
P3Fe3	0,150	0,234
P3Ti 3	0,680	0,017*
P3Ts 3	0,000***	0,000***
Abdomen	0,026*	0,346

3.2.2. Étude morphométrique des larves:

La larve d'*Anopheles maculipennis* présente des soies frontales plumeuse ; soies clypéales externes très peu divisées ; soies antennaires s'implantant sur le tiers basal de l'antenne ; filament des folioles aigu et égal à la longueur du corps (soies palmées sur segments abdominaux postérieurs pourvues d'une épine courte), (Himmi, 2007). La présente étude biométrique a concerné la larve du quatrième stade, et qui a été porté sur les mensurations de la longueur et la largeur: de la tête, du thorax, des huit segments abdominaux, du siphon et de

la trachée. Les résultats sont représentés par la valeur moyenne et l'écart type suivie de la valeur minimale et maximale entre parenthèse (Tableau 7).

Tableau 7: Biométrie des mensurations de 12 structures déterminant les larves L4 d'*Anopheles maculipennis*. M \pm SD (Valeur minimale- valeur maximale) ; N= 20; unité : μm .

Biométrie Critères	Longueur (μm)	Largeur (μm)
Tête	1174,95 \pm 376,03 (746-1865)	1301,77 \pm 378,05 (895,2-2163,4)
Thorax	1176,81 \pm 439,92 (559,5-2424,5)	1115,27 \pm 210,27 (746-1492)
Abdomen S1	703,10 \pm 207,24 (373-1119)	921,31 \pm 229,32 (634,1-1492)
S2	701,24 \pm 287,80 (373-1305,5)	824,33 \pm 252,95 (559,5-1492)
S3	760,92 \pm 339,15 (447,6-1492)	824,33 \pm 252,95 (559,5-1492)
S4	759,05 \pm 273,10 (522,2-1492)	816,87 \pm 213,72 (671,4-1492)
S5	777,705 \pm 245,42 (559,5-1305,5)	731,08 \pm 169,16 (559,5-1119)
S6	718,02 \pm 187,03 (559,5-1119)	637,83 \pm 102,61 (559,5-932,5)
S7	665,80 \pm 149,33 (559,5-1119)	604,26 \pm 73,21 (559,5-746)
S8	669,535 \pm 141,89 (522,2-1007,1)	613,58 \pm 115,10 (484,9-969,8)
Selle	749,73 \pm 272,73 (522,2-1492)	283,48 \pm 90,07 (186,5-447,6)

3.2.3. Étude biométrique et chétotaxique des génitalia:

La chétotaxie de l'hypopygium ou génitalia reste un moyen fondamental et nécessaire pour l'identification systématique des espèces et des sous espèces lorsqu'il s'agit d'espèces complexes chez les Culicidae. Pour cela nous avons entrepris une évaluation du nombre de soie sur les coxites droit et gauche du mâle et au niveau des cerques droit et gauche de la femelle. Ces deux structures ont été divisées en trois parties (Basale; moyenne et apicale). Le tableau 8 récapitule les mesures micrométriques de cinq critères chez la femelle, alors que le tableau 9 récapitule les mensurations de huit critères biométriques chez le mâle. D'autre part, le tableau (10) et le tableau (11) représentent la chétotaxie c'est-à-dire, le nombre de soies réparti sur les différentes parties de l'organe génital (hypopygium). Des différences significatives et hautement significatives, ont été déterminées concernant le nombre de soies, au niveau des différentes parties (Basale; moyenne et apicale) des coxites droite et gauches chez le mâle.

Tableau 8 : Biométrie de l'hypopygium femelle d'*Anopheles maculipennis*. M ± SD (Valeur minimale- valeur maximale) ; N= 20; unité : µm.

Les femelles	Cerques				Distance entre les cerques.
	Droit		Gauche		
	Longueur	Largeur	Longueur	Largeur	
M±SD (V min-V max)	193,83±25,76 (142-269,8)	69,58±12,94 (42,6-85,2)	203,06±22,14 (184,6-255,6)	66,74±9,32 (56,8-85,2)	216,55±18,35 (184,6-241,4)

Tableau 9 : Biométrie de l'hypopygium mâle d'*Anopheles maculipennis*. M ± SD (Valeur minimale- valeur maximale) ; N= 20; unité : µm.

Mâles	Coxites				Gonostyle			
	Droit		Gauche		Droit		Gauche	
	Longueur	Largeur	Longueur	Largeur	Longueur	Largeur	Longueur	Largeur
M±SD (V min-V max)	215,84 ± 16,35 (198,8-241,4)	95,14 ± 16,67 (71-127,8)	225,78 ± 13,74 (198,8-255,6)	97,98 ± 15,21 (85,2-127,8)	230,75 ± 16,53 (213-255,6)	85,91 ± 13,41 (7-113,6)	234,3 ± 14,92 (213-255,6)	83,07 ± 11,54 (71-99,4)

Tableau 10 : Chétotaxie des cerques des génitalia femelles. M ± SD (Valeur minimale- valeur maximale) ; N= 20; unité : µm.

Cerques	Partie basale		Partie moyenne		Partie apicale	
	Droit	Gauche	Droit	Gauche	Droit	Gauche
M± S (Vmin-V max)	11,75 ± 2,12 (9-16)	11,95±2.18 (9-16)	12,9 ± 2,95 (10-19)	13,15 ± 2,87 (10-21)	15,6 ± 3,47 (11-22)	14,95 ± 3,53 (11-22)
P	0,748		0,723		0,400	

Tableau 11 : Chétotaxie des coxites des génitalia mâles. M ± SD (Valeur minimale- valeur maximale) ; N= 20; unité : µm.

Coxites	Partie basale		Partie moyenne		Partie apicale	
	Droit	Gauche	Droit	Gauche	Droit	Gauche
M± S (V min-V max)	27,45 ± 4,37 (20-35)	29,45 ± 3,54 (24-37)	25,5 ± 3,20 (20-30)	28,65 ± 2,96 (24-34)	26,9 ± 3,32 (20-31)	29,75 ± 4,52 (23-38)
P	0,082		0,003		0,024	

3.2.4. Étude biométrique des œufs :

Les œufs sont utilisés dans la compréhension de multiples processus biologiques et surtout dans le domaine systématique. Les œufs du genre *Anophèle*, flottent à la surface de l'eau grâce à un système de flotteurs latéraux ou chambre à air et leur variabilité structurale présente une grande importance taxonomique. Il a été cependant démontré *in* (Senevet, 1935)

que des œufs d'Anophèles privés artificiellement de leur flotteur tiennent fort bien à la surface de l'eau et peuvent éclore en quelques jours. La variation de forme et de taille des œufs peut permettre de statuer sur une espèce ou un biotype (Rioux, 1958). Le tableau 12 récapitule les mensurations de la longueur et de la largeur de 30 œufs des pontes de chacune des 20 femelles étudiées. L'analyse des résultats par le test ANOVA à un critère de classification a montré 19 différences significatives entre les pontes suivantes : (1- 4) ; (1-11) ; (2-15) ; (4-5) ; (4-6) ; (4-7) ; (4-8) ; (4-9) ; (4-16) ; (4-19) ; (6-11) ; (7-11) ; (8-11) ; (9-11) ; (10-15) ; (11-16) ; (11-19) et 2 différences hautement significatives entre les pontes : (4-15) ; (11-15) concernant la largeur. Ainsi, 11 différences significatives entre les pontes (1-2) ; (1-4) ; (1-5) ; (1-12) ; (1-13) ; (1-15) ; (1-16) ; (1-17) ; (1-18) ; (2-3) ; (2-4) concernant la longueur. La structure morphologique des œufs et du chorion ont été considérés fondamentale, dans l'identification systématique des sous espèces. Les différences statistiques obtenu de nos résultats, nous donne une idée sur les dimensions ovulaire de l'espèce, qui est connu comme espèce complexe, composée de 8 sous espèces (Tableau 13).

Tableau 12: Etude biométrique des œufs (Longueurs & largeurs) d'*Anopheles maculipennis*. M ± SD (Valeur minimale- valeur maximale) ; nombre d'œufs = 600; nombre de femelles isolées = 20; unité: µm.

Dimensions Pontes	Longueur (µm)	Largeur (µm)
1	1370,77 ± 95,19 (1230,9-1529,3)	365,54 ± 42,95 (261,1- 447,6)
2	1332,9 ± 85,1 (1230,9-1454,7)	350,62 ± 41,82 (298,4- 410,3)
3	1407,5 ± 82,8 (1230,5-1492)	358,08 ± 39,37 (298,4- 410,3)
4	1315,4 ± 58,9 (1230,9-1417,4)	345,64 ± 17,07 (335,5-373,0)
5	1320,4 ± 78,2 (1205,5-1492,0)	358,08 ± 18,91(335,5-373,0)
6	1347,8 ± 99,6(1230,5-1492,0)	368,03 ± 41,98(261,1- 447,6)
7	1355,2 ± 109,8 (1230,9-1492,0)	363,05 ± 29,80 (335,5-410,3)
8	1335 ,3 ± 82,4 (1230,9-1492,0)	365,54 ± 28,89 (335,5-410,3)
9	1342,8 ± 101,7 (1230,9-1492,0)	365,54 ± 28,89 (335,5-410,3)
10	1330,4 ± 99,4 (1230,9-1492,0)	353,11 ± 34,15 (335,5-410,3)
11	1340,3 ± 92,9 (1230,9-1492,0)	340,67 ± 36,94 (335,5-410,3)
12	1310,2 ± 86,4 (1230,9-1492,0)	364,70 ± 78,02 (335,5-410,3)
13	1315,2 ± 74,8 (1230,9-1492,0)	357,54 ± 48,93 (335,5-410,3)
14	1318,8 ± 109,7 (1230,9-1492,0)	367,1 ± 63,2 (335,5-410,3)
15	1311,7 ± 102,2 (1230,9-1492,0)	377,07 ± 45,73 (335,5-410,3)
16	1300,6 ± 90,7 (1230,9-1492,0)	379,91 ± 62,38 (335,5-410,3)
17	1307,7 ± 97,4 (1230,9-1492,0)	360,38 ± 48,81 (264-417)
18	1300,8 ± 99,9 (1230,9-1492,0)	362,75 ± 52,46 (335,5-410,3)
19	1309,8 ± 113,8 (1230,9-1492,0)	371,80 ± 59,43 (335,5-410,3)
20	1318,4 ± 103,7 (1230,9-1492,0)	362,27 ± 46,50 (335,5-410,3)

Tableau 13 : Etude comparative des longueurs et des largeurs des œufs d'*Anopheles maculipennis*. Résultats de l'analyse de la variance (ANOVA) à un critère de classification.

Les œufs	P. Largeur	Les œufs	P. Longueur
P1-P4	0,071*	P1-P2	0,055*
P1-P11	0,057*	P1-P4	0,042*
P2-P15	0,085*	P1-P5	0,096*
P4-P5	0,069*	P1-P12	0,059*
P4-P6	0,066*	P1-P13	0,062*
P4-P7	0,060*	P1-P15	0,092*
P4-P8	0,029*	P1-P16	0,034*
P4-P9	0,029*	P1-P17	0,065*
P4-P15	0,009**	P1-P18	0,045*
P4-P16	0,029*	P2-P3	0,022*
P4-P19	0,074*	P2-P4	0,032*
P6-P11	0,069*		
P7-P11	0,078*		
P8-P11	0,049*		
P9-P11	0,049*		
P10-P15	0,085*		
P11-P15	0,009**		
P11-P16	0,022*		
P11-P19	0,056*		

3.3. Etude du cycle biologique d'*Anopheles maculipennis*:

3.3.1. Effet hématologique (Mammifères et Oiseaux) :

Effet du type de repas sanguin sur le développement embryonnaire: L'étude des périodes d'incubation des œufs d'*Anopheles maculipennis*, des 30 pontes des 30 femelles isolées, sont récapitulées dans le tableau 14. La durée du développement embryonnaire est de 1 à 3 jours. D'après le même tableau, on ne constate que la même ponte, éclore selon plusieurs périodes d'incubations. Les durées d'éclosion se sont étalées sur trois périodes.

Le nombre d'œufs éclos en premier lieu présente le pourcentage d'individus le plus important avec $59,46 \pm 20,58$ % chez les individus femelles, égorées de sang de Bovins et $42,65 \pm 22,43$ % chez celles égorées de sang de Poulets. Le plus faible pourcentage est obtenu lors de la troisième période d'incubation avec $2,13 \pm 1,27$ % pour les individus égorés de sang de Bovins et encore plus faible de $0,4 \pm 1,71$ % chez ceux égorés de sang de Poulets (Tableau 15).

Tableau 14: Impact du type hématologique (Bovin & Poulet) sur l'incubation (Nombre de jour) des œufs d'*Anopheles maculipennis* (Moyenne \pm SD ; valeur minimale - valeur maximale ; N= 30 femelles).

Incubation Type de sang	Pr.1	Pr. 2	Pr. 3
Bovin	2,43 \pm 1,04 (1-4)	3,95 \pm 1,66 (2-5)	5,85 \pm 2,03 (3-7)
Poulet	2,07 \pm 0,54 (1-4)	3,70 \pm 1,16 (2-5)	5,00 \pm 1,26 (4-8)

Tableau 15: Impact du type hématologique (Bovin & Poulet) sur le nombre d'individus éclos d'*Anopheles maculipennis*; (Moyenne \pm SD ; valeur minimale - valeur maximale; N= 30 femelles).

Nombre d'individus Type de sang	Pr.1	Pr. 2	Pr. 3
Bovin	59,46 \pm 20,58 (2,94-65,06)	7,67 \pm 4,12 (1,05-71,87)	2,13 \pm 1,27 (1,5-58,9)
Poulet	43,95 \pm 22,43 (11,11-76,88)	18,92 \pm 13,42 (8,33-80,88)	0,40 \pm 1,71 (0,33-80,51)

Effet du type hématologique sur la fécondité et la fertilité : Cependant la différence de la fécondité des œufs, entre les femelles égorgées de sang de Bovins et celles égorgées de sang de Poulets, était très hautement significative ($p > 0,001$); (Tableau 16). D'autre part, selon la figure 30, l'effectif des œufs pondus par les femelles égorgées de sang de Bovins, sont plus nombreux que ceux pondus par les femelles égorgées de sang de Poulets.

Tableau 16: Impact du repas sanguin (Bovin & Poulet) sur la fécondité (Nombre d'œufs pondus /femelle) des femelles d'*Anopheles maculipennis* (Moyenne \pm SD ; valeur minimale- valeur maximale; N= 30).

Reproduction	Sang des Bovin.	Sang des oiseaux.	P
Fécondité	192,9 \pm 77,37 (84 - 384)	95,8 \pm 33,35 (37-160)	0,001 **

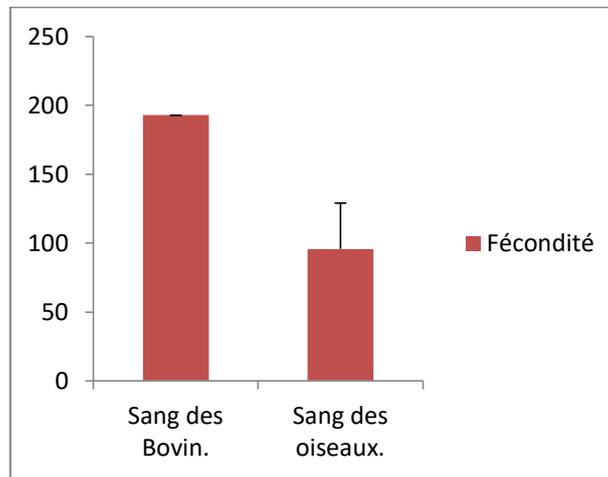


Fig. 30: Nombre d'œufs pondus des femelles d'*Anopheles maculipennis* selon le type de sang.

Effet du type sanguin sur le développement larvaire : Les larves du premier stade ont présenté un taux de survie de 100 % pour les pontes issues des deux types sanguins. Des différences non significatives ont été observées concernant le taux de survie du deuxième; troisième et quatrième stade larvaire, le taux nymphal, le rendement pré-imaginal ainsi que le rendement global. L'émergence présente un pourcentage de 100 % pour toutes les nymphes quel que soit le type de sang.

Effet du type sanguin sur la durée du développement larvaire: Le tableau (17) récapitule les périodes des différents stades larvaires. La durée du développement larvaire issu des femelles égorgées de sang de Poulets, est plus courte que celle des femelles égorgée de sang de Bovins. La différence entre les périodes du développement larvaire, selon les deux types de repas hématologique, était hautement significative concernant le quatrième stade larvaire ($P > 0,004$) et significative pour le stade nymphale ($P > 0,017$).

Tableau 17 : Durées du développement larvaire des pontes issus des femelles nourries des deux types de sang. (Moyenne \pm SD ; valeur minimale-valeur maximale ; N= 30).

Type de sang / Durée (jours)	Sang de Bovin	Sang de Poulet	P
Eclosion	2,16 \pm 0,63 (1-4)	2,08 \pm 0,56 (1-3)	0,155
L1	2,83 \pm 1,48 (1-7)	2,32 \pm 0,92 (1-4)	0,586
L2	2,60 \pm 1,05 (1-5)	2,36 \pm 0,97 (2-4)	0,712
L3	3,30 \pm 1,34 (2-7)	2,92 \pm 0,79 (3-6)	0,202
L4	6,73 \pm 1,76 (4-12)	5,24 \pm 0,51 (5-8)	0,004 **
Stade nymphale	2,20 \pm 0,65 (2-5)	1,96 \pm 0,34 (1-3)	0,017 *

3.3.2. Effet trophique (Miel & Raisin sec):

Effet du type de repas trophique sur le développement embryonnaire: Le tableau (18) nous indique que le type trophique n'a pas d'effet sur les durées d'incubation chez les individus d'*Anopheles maculipennis*. Les durées d'éclosion se sont étalées sur trois périodes. Le nombre d'œufs éclos en premier lieu, présente le pourcentage le plus important avec $63,36 \pm 22,38$ % chez les individus nourrit de Raisin sec et $41,66 \pm 23,59$ % chez ceux nourrit de Miel. Le plus faible pourcentage est obtenu lors de la troisième période d'incubation avec $2,33 \pm 1,07$ % pour les individus nourrit de Raisin sec et $01,60 \pm 01,13$ % chez ceux nourrit de Miel (Tableau 19).

Tableau 18: Impact du repas trophique (Raisins sec ; Miel) sur l'incubation (Nombre de jour) des œufs d'*Anopheles maculipennis* (Moyenne \pm SD ; valeur minimale - valeur maximale ; N= 30 femelles).

Incubation Type de repas	Pr.1	Pr. 2	Pr. 3
Raisins sec	2,48 \pm 1,02 (1-4)	3,85 \pm 1,61 (2-5)	5,79 \pm 2,08 (3-7)
Miel	2,03 \pm 0,71 (1-4)	3,58 \pm 0,92 (2-5)	5,15 \pm 1,28 (4-8)

Tableau 19: Impact du repas trophique (Raisins sec ; Miel) sur l'effectif de larves néonates d'*Anopheles maculipennis* (Moyenne \pm SD ; valeur minimale - valeur maximale ; N= 30 femelles).

Nombre d'individus Type de repas	Pr.1	Pr. 2	Pr. 3
Raisins sec	63,36 \pm 22,38 (3,64-66,16)	6,69 \pm 3,22 (1,02-81,77)	2,33 \pm 1,07 (2- 48,8)
Miel	41,66 \pm 23,59 (2,08-63,63)	18,15 \pm 10,10 (1,68-80,4)	01,60 \pm 01,13 (1,37-57,14)

Effet du type de repas trophique sur la fécondité et la fertilité: Le nombre d'œufs pondus par les femelles nourrit de Raisin sec, est supérieur à celui pondus par les femelles nourrit de Miel. Ce qui prouve, que les individus nourrit de Raisin sec, sont plus fertiles que ceux nourrit de Miel (Fig. 31). La différence était significative, (P= 0,021); (Tableau 20).

Tableau 20: Impact du repas trophique (Raisin sec ; Miel) la fertilité (pourcentage des œufs éclos) des femelles d'*Anopheles maculipennis* (Moyenne \pm SD ; valeur minimale-valeur maximale; N= 30).

Reproduction	Raisin sec	Miel	P
Fertilité	68,80 \pm 16,46 (17-100)	58,16 \pm 18,15 (15-100)	0,021 *

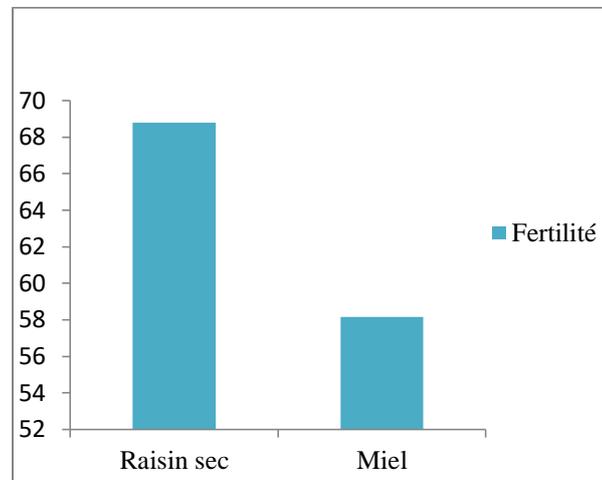


Fig. 31: Taux de fertilité d'*Anopheles maculipennis* selon le type du repas trophique.

Effet du type trophique sur le développement larvaire: Le test *t* de « Student » ne révèle aucune différence significative concernant le taux de développement des larves, ce qui nous montre que le repas trophique des adultes n'agit pas sur le taux et la survie larvaire.

Effet du type trophique sur la durée du développement larvaire: Le tableau 21 récapitule les durées des quatre stades larvaires. La durée du développement des larves, issues des femelles nourrit de Raisin sec et des femelles nourrit de Miel, dure entre 19 à 20 jours. L'éclosion dure entre 1 à 4 jours chez les femelles nourrit de Raisin sec et de 2 à 3 jours chez les femelles nourrit de Miel. Les durées des stades larvaires et du stade nymphale sont plus courtes chez les larves des femelles nourrit de Miel (Stade larvaire 1: 2 à 3 jours, stade larvaire 2: 2 à 4 jours, stade larvaire 3 : 2 à 4 jours, stade larvaire 4: de 4 à 10 jours, stade nymphal : de 1 à 4 jours). Chez les larves provenant des femelles nourrit de Raisin sec les durées des différentes phases du cycle aquatiques sont: Stade1: de 1 à 7 jours, stade 2: de 1 à 5 jours, stade 3: de 2 à 7 jours, stade 4: de 4 à 12 jours, le stade nymphal: 2 à 5 jours. D'autre part l'analyse des résultats par le test *t* de « Student » révèle une différence très hautement significative ($P = 0,000$) entre les durées du quatrième stade larvaire.

Tableau 21 : Impact du repas trophique des femelles (Raisin sec; Miel) sur les durées du développement larvaire d'*Anopheles maculipennis*. (Moyenne \pm SD ; Valeur minimale-Valeur maximale; N= 30).

Type de repas Durée (jours)	Raisin sec	Miel	P
Eclosion.	2,16 \pm 0,63 (1-4)	2,06 \pm 0,72 (1-3)	0,620
L 1	2,83 \pm 1,48 (1-7)	2,86 \pm 0,71 (2-4)	0,914
L 2	2,60 \pm 1,05 (1-5)	3,23 \pm 0,91 (2-5)	0,039 *
L 3	3,30 \pm 1,34 (2-7)	3,66 \pm 0,90 (2-5)	0,141
L4	6,73 \pm 1,76 (4 -12)	4,43 \pm 0,84 (3-6)	0,000 ***
Stade nymphale.	2,20 \pm 0,65 (2-5)	1,9 \pm 0,53 (1-3)	0,745

3.3.3. Effet de la photopériode sur la reproduction et le développement larvaire d'*Anopheles maculipennis* :

La photopériode joue un rôle très important dans l'écologie des animaux. Elle induit chez les animaux des rythmes biologiques, journaliers ou saisonniers. Le plus répandu est le rythme circadien qui correspond à une périodicité de 24 heures et dont le contrôle est assuré par la photopériode. Chez les Arthropodes terrestres (Insectes), on observe également une cessation d'activités à diverses phases du cycle vital pendant la mauvaise saison. Cet arrêt de développement appelé *diapause*, est aussi conditionné par la photopériode (Khasirikani, 2009). Au laboratoire, selon une photopériode contrôlée, l'étude de la reproduction des femelles et du développement larvaires a été menée. La première expérience 7 heures d'obscurité, a présenté un faible taux par rapport aux témoins. En premier lieu, l'étude de la période d'incubation est, comme le propose Christophers (1960), la durée pendant laquelle l'embryon évolue et se transforme en larve, c'est-à-dire la durée du développement embryonnaire et appelée également par Buxton & Hopkins (1927) temps de maturation. Notre étude a été portée pour la détermination de cette période, lorsque le développement se déroule sous une obscurité quotidienne de 7h. L'analyse de la variance à un critère de classification, a révélé des différences hautement significatives, concernant le taux d'œufs pondus par les femelles témoins et testées (P = 0,004). Ainsi que le nombre d'individus témoins des trois premiers stades pré imaginaires était élevé. La différence était hautement significative pour L1 : P = 0,003 ; L2 : P = 0,001 et L3 : P = 0,002. Le quatrième stade a présenté une différence très hautement significative (P = 0,000), (Tableau 22). Cette période d'obscurité était néfaste pour le développement larvaire, qui s'est entravé au troisième stade, alors que les individus témoins ont atteint le stade nymphal.

D'autre part la même étude nous a permis de constater, dans les conditions de laboratoire, la détermination des durées (En jour) de chaque stade larvaire. Les résultats ont montré que les durées d'incubation et des stades larvaires des expérimentés sont légèrement plus longues par rapport à celles des témoins. La différence était significative, par rapport aux durées de développement larvaire chez Les individus témoins et les individus testés, pour les deux premiers stades larvaires (L1: $P = 0,013$; L2: $P = 0,020$). En ce qui concerne la durée d'incubation, la différence était hautement significative ($P = 0,003$) ; (Tableau 23).

Selon le même contexte, on a prolongé la période d'obscurité jusqu'à 16 heures et on a suivi la reproduction des femelles et le développement larvaires. Alors, pendant cette phase d'obscurité, les résultats ont montrés que le taux d'œufs pondus par les femelles testées et le taux de développement des larves expérimentées, semble celui des larves témoins sauf pour les trois premier stades larvaires. Le taux des larves expérimentées est légèrement réduit, par rapport à celui des larves témoins avec des différences significatives (L1 : $P = 0,029$; L2 : $P = 0,010$; L3 : $P = 0,015$) ; (Tableau 24).

D'après le tableau 25, l'incubation présente une durée plus longue des œufs issu des femelles expérimentées que celle des œufs témoins avec une différence significative $P = 0,042$. D'autre part, les durées des quatre stades larvaires et celles des stades nymphal et l'émergence ne montre aucune différence significative.

Les résultats de l'effet de l'obscurité totale, sur le nombre d'individus, de l'éclosion à l'émergence, sont récapitulés dans le tableau 26. Le nombre d'œufs pondus et l'effectif larvaire se développant pendant les quatre stades dans les mêmes conditions d'élevage, présentent un taux élevés par rapport à celui des témoins. L'analyse statistique révèle des différences hautement significatives concernant les stades (L2 : $P = 0,002$; stade nymphal: $P = 0,005$; émergence: $P = 0,005$) et des différences significatives concernant les stades larvaires (L3 : $P = 0,019$; L4 : $P = 0,047$). L'analyse statistique a révélé des différences hautement significatives et des différences significatives. Donc l'obscurité totale a un effet sur le taux d'individus. L'effectif des testés est plus important que celui des témoins de la ponte à l'émergence.

D'autre part l'obscurité totale ne présente aucun effet sur les durées du développement: l'incubation, les stades larvaires, nymphal et adulte (Tableau 27).

Tableau 22: Effet de 7 heures d'obscurité sur l'effectif larvaire pendant l'incubation et les quatre stades larvaires d'*Anopheles maculipennis*. Témoins : 12 heures d'obscurité ; (Moyenne \pm SD ; N= 5).

Répétitions et témoin	Ponte	Développement larvaire					
		L1	L2	L3	L4	Nymphe	Adulte
Témoin	257,4 \pm 13,82	235,8 \pm 13,60	206 \pm 6,19	159,8 \pm 11,64	67,2 \pm 6,37	19,2 \pm 5,89	19,2 \pm 5,89
Expérimentés	98,27 \pm 3,52	83,35 \pm 2,73	69,61 \pm 5,60	15,48 \pm 0,82	4,78 \pm 0,20		
P	0,004	0,003	0,001	0,002	0,000		

Tableau 23: Effet de 7 heures d'obscurité sur les durées de développement (Incubation et stades larvaires) d'*Anopheles maculipennis*. Témoins : 12 heures d'obscurité ; (Moyenne \pm SD ; N= 5).

Répétitions et témoin	Incubation	Durée (jours)				
		L1	L2	L3	L4	Nymphe
Témoin	2 \pm 0	2 \pm 0	2,2 \pm 0,4	2,6 \pm 0,89	5 \pm 0	2 \pm 0
Expérimenté	2,55 \pm 0,05	2,5 \pm 0,1	2,8 \pm 0,2	3,66 \pm 0,11		
P	0,003	0,013	0,020	0,405		

Tableau 24 : Effet de 16 heures d'obscurité sur l'effectif des individus, la ponte et le développement larvaire d'*Anopheles maculipennis*. Témoins : 12 heures d'obscurité ; (Moyenne \pm SD ; N= 5).

Répétitions et témoin	Ponte	Développement larvaire					
		L1	L2	L3	L4	Nymphe	Adulte
Témoin	243,8 \pm 8,28	210,6 \pm 8,26	184 \pm 9,54	141,4 \pm 11,54	55 \pm 9,03	18,4 \pm 6,18	18,4 \pm 6,18
Expérimenté	236,36 \pm 2,51	184,41 \pm 6,36	145,95 \pm 4,54	100,41 \pm 1,70	36,51 \pm 0,82	15,93 \pm 0,90	15,93 \pm 0,90
P	0,362	0,029	0,010	0,015	0,113	0,308	0,308

Tableau 25: Effet de 16 heures d'obscurité sur les durées de la ponte et le développement larvaire des femelles d'*Anopheles maculipennis*. Témoins : 12 heures d'obscurité ; (Moyenne \pm SD ; N= 5).

Répétitions et témoin	Incubation	Durée (jours)				
		L1	L2	L3	L4	Nymphe
Témoin	2,2	2	2,2	2,6	5	2
	\pm	\pm	\pm	\pm	\pm	\pm
	0,44	0	0,4	0,89	0	0
Expérimenté	2,28	2,35	2,06	2,58	5,51	2,28
	\pm	\pm	\pm	\pm	\pm	\pm
	0,10	0,21	0,11	0,17	0,44	0,10
P	0,042	0,109	0,199	0,643	0,274	0,423

Tableau 26: Effet de l'obscurité totale (24 heures) sur la ponte et le développement larvaire d'*Anopheles maculipennis*. Témoins : 12 heures d'obscurité ;(Moyenne \pm SD ; N= 5).

Répétitions et témoin	Développement larvaire						
	Ponte	L1	L2	L3	L4	Nymphe	Adulte
Témoin	249,4	224	186,8	148,8	60,6	20,6	20,6
	\pm	\pm	\pm	\pm	\pm	\pm	\pm
	13,42	16,35	7,11	10,03	9,52	2,41	2,41
Répétitions	287,55	265,96	234,81	176,76	90,3	34,58	34,58
	\pm	\pm	\pm	\pm	\pm	\pm	\pm
	8,935	6,11	6,14	4,21	0,35	1,94	1,94
P	0,138	0,125	0,002	0,019	0,047	0,005	0,005

Tableau 27 : Effet de l'obscurité totale (24 heures) sur les durées (incubation ; développement larvaire) d'*Anopheles maculipennis*. Témoins : 12 heures d'obscurité ; (Moyenne \pm SD ; N= 5).

Répétitions et témoin	Incubation	Durée (jours)				
		L1	L2	L3	L4	Nymphe
Témoin	2,2	2,2	2,4	2,8	60,6	20,6
	\pm	\pm	\pm	\pm	\pm	\pm
	0,44	0,44	0,48	1,09	9,52	2,41
Répétitions	2,15	2,2	1,65	2,28	4,8	1,93
	\pm	\pm	\pm	\pm	\pm	\pm
	0,13	0,2	0,08	0,10	0,52	0,11
P	0,188	0,635	0,199	0,643	0,274	0,423

3.3.3.1. Etude comparative de l'effet de la photopériode sur le développement d'*Anopheles maculipennis* :

Le tableau 28 représente l'étude comparative de l'effet des différentes phases de la photopériode, sur le développement d'*Anopheles maculipennis*. On a réalisé trois expériences selon une photopériode contrôlée, on a pris en considération uniquement

l'obscurité. Dans ce contexte on a utilisé trois périodes d'expérience (7 h ; 16 h ; 24 h (Obscurité totale)).

L'étude comparative des deux périodes, 7 h et 16 h d'obscurité, montrent des différences très hautement significatives: pour le nombre d'œufs pondus ($P = 0,000$) et le nombre de larve selon les différents stades : L3 ($P = 0,000$); L4 ($P = 0,000$); stade nymphal ($P = 0,000$); stade adulte ($P = 0,000$), et des différences hautement significatives pour les stades : L1: $P = 0,002$; L2: $P = 0,002$. Ce qui confirme que les conditions de 16 heures d'obscurités permet des taux de nombre d'œufs pondus et de développement larvaire plus élevées par rapport aux ceux sous les conditions de 7 heures d'obscurité.

D'autre part, l'étude comparative des deux périodes, 7 h et 24 h d'obscurité présentent des différences très hautement significatives: pour le nombre de larves selon les stades: L2 ($P = 0,000$) ; L3 ($P = 0,000$); L4 ($P = 0,000$); stade nymphal ($P = 0,000$); stade adulte ($P = 0,000$), et des différences hautement significatives pour le nombre d'œufs pondus: ($P = 0,000$) et le nombre d'œufs éclos: L1($P= 0,001$) . Ce qui nous montre que les conditions de 24h heures d'obscurités, présentent un nombre d'œufs et un nombre de larve plus élevées par rapport à ceux obtenus, sous les conditions de 7 heures.

Cependant, les résultats de l'étude comparative des deux périodes, 16 h et 24h révèlent une différence significative pour le nombre d'œufs pondus: ($P = 0,016$), des différences hautement significatives pour le nombre de larve selon les stades: L3 ($P = 0,001$) ; Nymphal ($P = 0,003$); Adulte ($P = 0,003$) et des différences très hautement significatives pour le nombre de larve selon les stades: L1 ($P = 0,000$) ; L2 ($P = 0,000$) ; L4 ($P = 0,000$). Ces résultats confirment que le nombre d'œufs pondus et le nombre de larves qui se développent sous les conditions de 16 heures d'obscurité présentent des taux plus faible par rapport aux larves qui se développent sous les conditions de 24 heures d'obscurité.

Les comparaisons, nous montre que la photopériode a un effet sur le taux des différents stades larvaire d'*Anopheles maculipennis*.

Tableau 28 : Etude comparative de l'effet de la photopériode sur le développement d'*Anopheles maculipennis*. Résultats de l'analyse de la variance (ANOVA) à un critère de classification (différences significatives).

Comparaisons	Nombre d'œufs pondus	Stade L1	Stade L2	Stade L3	Stade L4	Nymphe	Adulte
7 Heures -16 Heures d'obscurité	0,000	0,002	0,002	0,000	0,000	0,000	0,000
7 Heures -24 Heures d'obscurité	0,001	0,001	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
16 Heures -24 Heures d'obscurité	0,016	0,000	0,000	0,001	0,000	0,003	0,003

3.3.3.2. Etude comparative de l'effet de la photopériode sur la durée du développement d'*Anopheles maculipennis*:

Le tableau 29 représente l'étude comparative de l'effet des différentes phases de la photopériode, sur la durée de développement d'*Anopheles maculipennis*. L'étude comparative des deux périodes d'obscurités (7 heures - 16 heures) sur la durée de développement présente des différences significatives pour la durée d'incubation: (P = 0,026) et des différences hautement significatives concernant les durées des stades larvaires: L2 (P = 0,004); L3 (P = 0,005). Les résultats nous montrent que sous les conditions de 16 heures d'obscurité, les durées d'incubation et du développement larvaires sont plus réduites que celles sous les conditions de 7 heures d'obscurité.

D'autre part, l'étude comparative des deux périodes d'obscurités (7 heures -24 heures) sur la durée de développement, présente des différences significatives concernant la durée d'incubation: (P = 0,044) et la durée du stade L1: (P = 0,095) et des différences hautement significatives concernant les durées des stades larvaires: L2 (P = 0,004) et L3 (P = 0,005). Ce qui nous montre, sous les conditions de 24 heures d'obscurité, les durées d'incubation et du développement larvaires sont plus réduites que celles sous les conditions de 7 heures.

Les résultats de l'étude comparative des deux périodes d'obscurité (16 heures -24 heures) sur la durée du développement larvaires, révèlent des différences très hautement significatives concernant les durées des stades larvaires: L2 (P = 0,000); L3 (P = 0,000); L4 (P = 0,000). Cela nous montre que la durée du développement larvaire sous les conditions de 24 heures d'obscurité, est plus réduite que celle sous les conditions de 16 heures. Les résultats de cette étude nous montrent que la photopériode a un effet sur la durée du développement d'*Anopheles maculipennis*.

Tableau 29 : Etude comparative de l'effet de la photopériode sur la durée du développement d'*Anopheles maculipennis*. Résultats de l'analyse de la variance (ANOVA) à un critère de classification (différences significatives).

Comparaisons	incubation	Stade L1	Stade L2	Stade L3	Stade L4	Nymphe	Adulte
7 heures -16 heures d'obscurité	0,026	0,188	0,004	0,005			
7 heures -24 heures d'obscurité	0,044	0,095	0,004	0,005			
16 heures -24 heures d'obscurité	0,184	0,188	0,000	0,000	0,000		

3.3.4. Effet du repas hématologique et du repas trophique sur la composition biochimique :

La vitellogénèse ou phase d'accroissement correspondant à l'accumulation des métabolites qui sont des matériaux énergétiques variés : lipides (Triglycérides, lipoprotéines), glucides (Glycogène), protéines et sels minéraux (Cassier *et al.*, 1997).

3.3.4.1. Le taux des protéines au niveau des ovaires :

Les densités optiques, obtenues en fonction de la quantité d'albumine après la réalisation de la gamme d'étalonnage sont mentionnées dans le tableau 30. Les concentrations des protéines ovariennes ont été quantifiées à partir de la courbe de référence (Fig. 32).

Tableau 30: Dosage des protéines : réalisation de la gamme d'étalonnage, (Moyenne \pm SD ; N= 5).

Quantité d'albumine (μg)	0	20	40	60	80	100
Absorbances	0	0,151	0,380	0,510	0,627	0,766

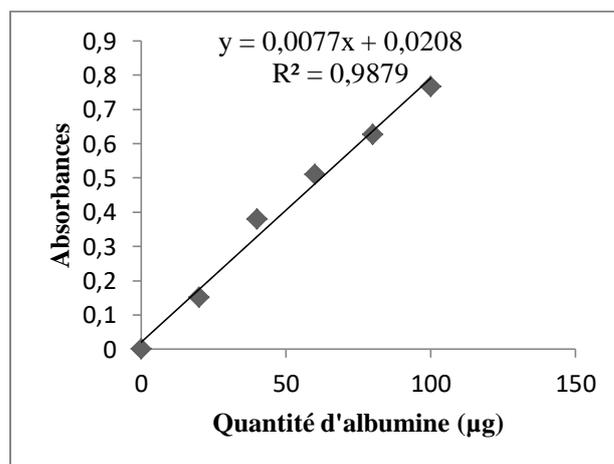


Fig. 32: Dosage des protéines : droite de régression exprimant l'absorbance en fonction des quantités d'albumine (μg). (R^2 : coefficient de détermination).

3.3.4.2. Le taux des lipides au niveau des ovaires :

Les densités optiques, obtenues en fonction de la quantité de lipide après la réalisation de la gamme d'étalonnage sont mentionnées dans le tableau 31. Les concentrations des lipides ovariens ont été quantifiées à partir de la courbe de référence (Fig. 33).

Tableau 31 : Dosage des lipides : réalisation de la gamme d'étalonnage, (Moyenne \pm SD ; N= 5).

Quantité de lipides (μg)	0	50	100	150	200	250
Absorbances	0	0,323	0,876	1,205	1,647	1,901

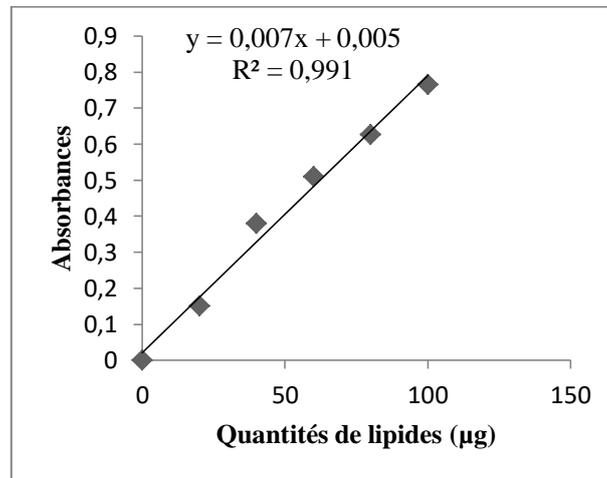


Fig. 33 : Dosage des lipides : droite de régression exprimant l'absorbance en fonction des quantités lipides (μg). (R^2 : coefficient de détermination).

3.2.4.3. Le taux des glucides au niveau des ovaires :

Les densités optiques, obtenues en fonction de la quantité de glucose après la réalisation de la gamme d'étalonnage sont mentionnées dans le tableau 32. Les concentrations des glucides ovariens ont été quantifiées à partir de la courbe de référence (Fig. 34).

Tableau 32: Dosage des glucides : réalisation de la gamme d'étalonnage, (Moyenne \pm SD ; N= 5).

Quantité d'albumine (μg)	0	20	40	60	80	100
Absorbances	0	0,150	0,260	0,426	0,618	0,706

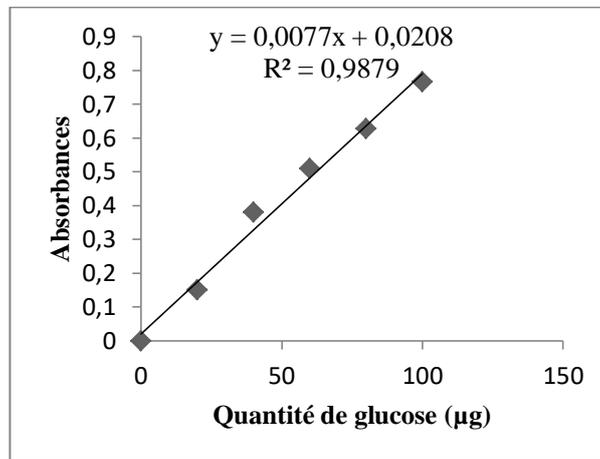


Fig. 34 : Dosage des glucides : droite de régression exprimant l'absorbance en fonction des quantités de glucose (μg). (R^2 : coefficient de détermination).

3.3.4.4. Effet du type sanguin sur la composition biochimique des ovaires :

Le tableau 33 présente l'effet du type de sang (Mammifères ; Oiseaux) sur la composition biochimique des ovaires. Les résultats montrent que le type sanguin n'a pas d'effet significatif sur les quantités de protéines ovariennes ($P = 0,349$), de lipides ($P = 0,299$) et de glucides ($P = 0,289$).

Tableau 33 : Effet du type de sang sur la composition biochimique des ovaires ($\mu\text{g}/\text{mg}$ d'ovaires) chez les femelles d'*Anopheles maculipennis*. (Moyenne \pm SD ; $N=5$).

Type de sang	Mammifères	Oiseaux	P
Protéines	3,848 \pm 1.42 a	5,794 \pm 1.93 a	0,349
Lipides	1,676 \pm 0.67 a	2,752 \pm 0.90 a	0,299
Glucides	3,096 \pm 1.14 a	4,954 \pm 1.58 a	0,289

3.3.4.5. Effet du type trophique sur la composition biochimique des ovaires :

Le tableau 34 présente l'effet du type trophique (Raisin sec ; Miel) sur la composition biochimique des ovaires. Les résultats montrent que le type trophique n'a pas d'effet significatif sur les quantités de protéines ovariennes ($P = 0,692$), de lipides ($P = 0,637$) et de glucides ($P = 0,445$).

Tableau 34: Effet du type de repas trophique sur la composition biochimique des ovaires ($\mu\text{g}/\text{mg}$ d'ovaires) chez les femelles d'*Anopheles maculipennis*. (Moyenne \pm SD ; N=5).

Type trophique	Raisin sec	Miel	P
Protéines	2,84 \pm 0,44 a	3,378 \pm 1,66 a	0,692
Lipides	1,277 \pm 0,17 a	1,563 \pm 0,76 a	0,637
Glucides	2,494 \pm 0,11 a	3,44 \pm 1,62 a	0,445

3.4. Toxicité des plantes :

3.4.1. Estimation de la quantité du résidu sec des trois plantes testées :

Après évaporation de la matière liquide de la préparation des extraits aqueux, les résidus secs ont été estimés pour chaque plante, afin de donner une précision pour la quantité de poudre fine, contenue dans chaque solution mère. Le *Myrtus communis* est estimé par 0,03 g/ml, l'*Eucalyptus camaldulensis* est de 0,03 g/ml et l'*Eucalyptus globulus* par 0,03 g/ml.

3.4.2. Effet toxiques des plantes sur les larves d'*Anopheles maculipennis*:

3.4.2.1. Toxicité du *Myrtus communis*:

Les larves L1, L2, L3 et L4 d'*Anopheles maculipennis* traités à l'extrait aqueux du *Myrtus communis* ont montré une faible activité suivie par la mort des individus selon les différents temps d'exposition. Le pourcentage de mortalité après traitement, a été déterminé en fonction des différentes concentrations utilisées (0,007 g/ml, 0,022g/ml, 0,045 g/ml) et le temps de traitements (24 h, 48 h et 72 h). Les différentes concentrations létales 50 et 90 ont été déterminées à partir des mortalités corrigées, ainsi que leurs limites fiduciales après 24h, 48 h et 72 h. D'après les tableaux (35 ; 36 ; 37 ; 38), les quatre stades larvaires testés étaient sensibles aux extraits du *Myrtus communis*, les trois derniers stades (L2, L3 et L4) étaient plus sensibles avec des concentrations létales moyennes (CL50) après 24 h (7,87 g/ml ; 7,77 g/ml ; 7,25 g/ml) respectivement, par rapport au premier stade L1 qui a présenté une CL50 plus importante de 8,77g/ml, après 24 h. La toxicité du *Myrtus communis* pour chaque stade a été déterminée par des droites de régressions (Figure: 35; 36; 37; 38).

Tableau 35: Concentrations létales du *Myrtus communis* après application orale sur les larves L1 d'*Anopheles maculipennis*. Concentrations létales CL50 et CL90 (ml); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) :

Temps (heures)	Slope	CI50 95% LF (ml)	CI90 95% LF (ml)
24H	1,527 [-8,374;11,43]	8,777 [-0,9712;2,858]	37,02 [-2,502;5,639]
48H	1,374 [-4,622;7,370]	3,351 [-0,949 ; 1,999]	16,59 [0,7212; 0,9674]
72H	2,569 [0,552; 4,585]	2,970 [0,2952;0,6503]	6,987 [0,7212;0,9674]

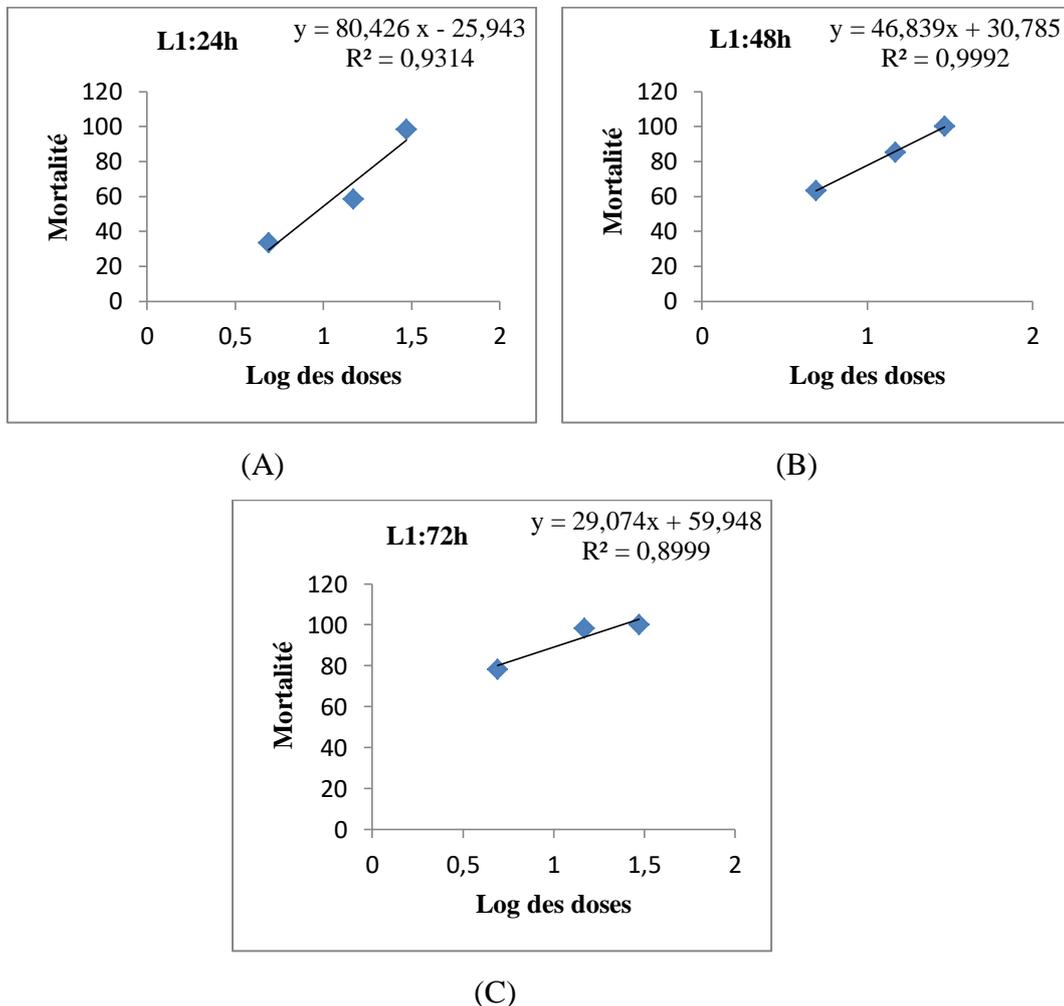


Fig. 35: Droites de régressions de la toxicité du *Myrtus communis* sur le premier stade larvaire. **A** : Après 24 h ; **B** : Après 48 h ; **C** : Après 72 h.

Tableau 36: Concentrations létales du *Myrtus communis* après application orale sur les larves L2 d'*Anopheles maculipennis*. Concentrations létales CL50 et CL90 (ml); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) :

Temps (heures)	Slope	CI50 95% LF (ml)	CI90 95% LF (ml)
24H	1,725 [-1,928; 5,377]	7,876 [0,3015;1,491]	28,16 [0,2364;2,663]
48H	2,140 [-0,8867;5,167]	4,169 [0,4025;0,8376]	11,64 [0,5477;1,584]
72H	2,295 [-0,1439;4,733]	2,429 [0,0501;0,7209]	6,329 [0,6751;0,927]

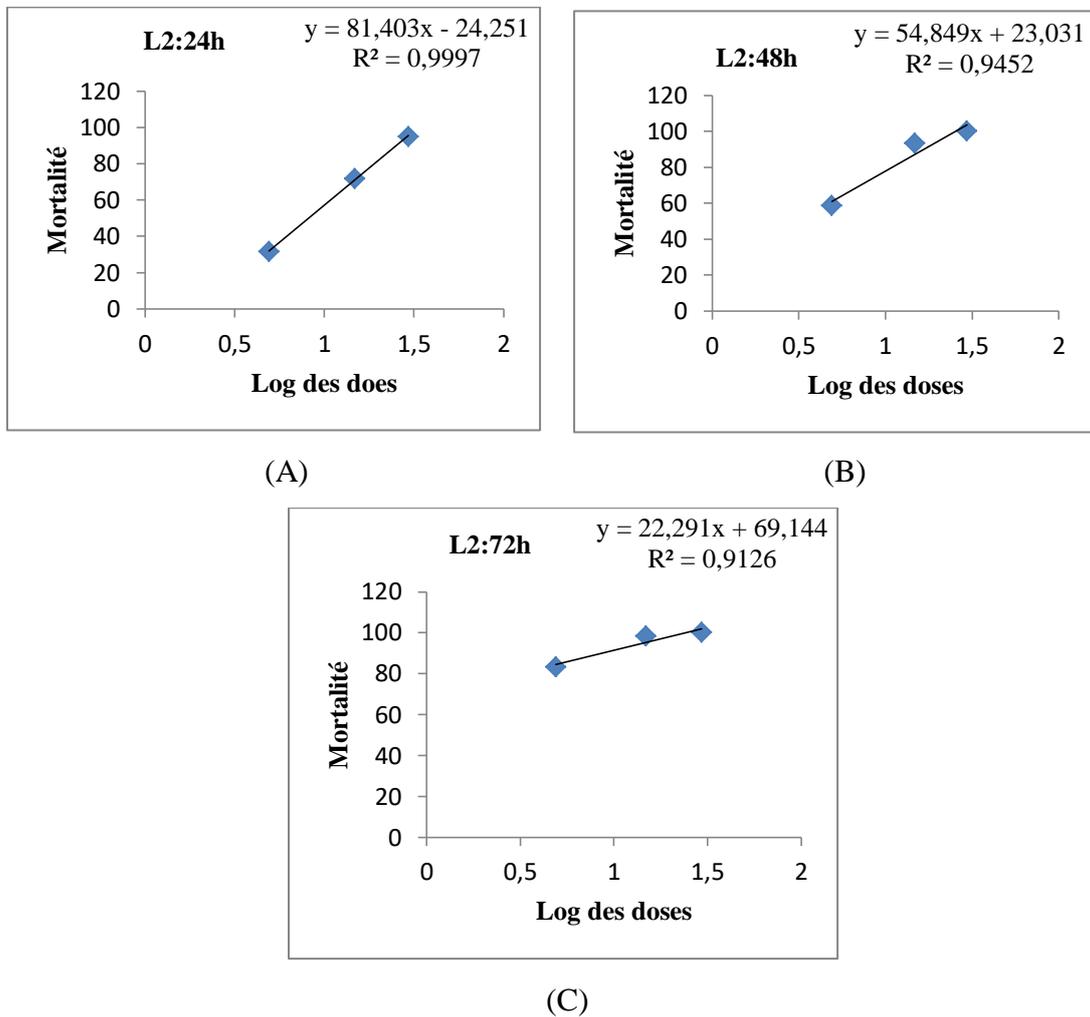


Fig. 36: Droites de régressions de la toxicité du *Myrtus communis* sur le deuxième stade larvaire. **A** : Après 24 h ; **B** : Après 48 h ; **C** : Après 72 h.

Tableau 37: Concentrations létales du *Myrtus communis* après application orale sur les larves L3 d'*Anopheles maculipennis*. Concentrations létales CL50 et CL90 (ml); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) :

Temps (heures)	Slope	CI50 95% LF (ml)	CI90 95% LF (ml)
24H	1,829 [1,546; 2,11]	7,77 [0,8481; 0,9327]	25,84 [1,327; 1,498]
48H	3,559 [2,693; 4,425]	4,765 [0,6693; 0,6868]	8,830 [0,8729; 1,019]
72H	2,809 [1,101; 4,517]	3,423 [0,4348; 0,6340]	7,484 [0,7615; 0,986]

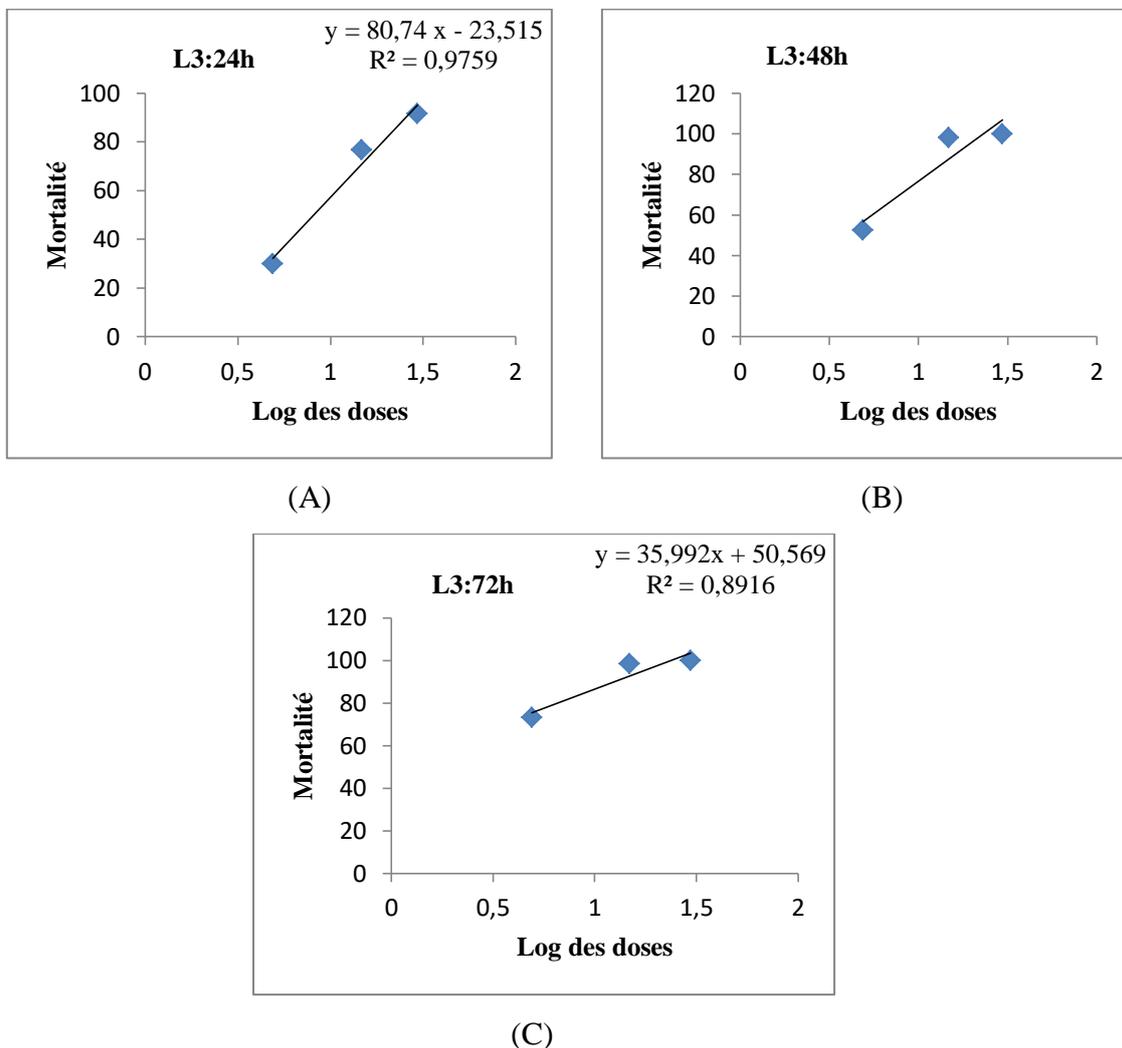


Fig. 37: Droites de régressions de la toxicité du *Myrtus communis* sur le troisième stade larvaire. **A** : Après 24 h ; **B** : Après 48 h ; **C** : Après 72 h.

Tableau 38 : Concentrations létales du *Myrtus communis* après application orale sur les larves L4 d'*Anopheles maculipennis*. Concentrations létales CL50 et CL90 (ml); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) :

Temps (heures)	Slope	CI50 95% LF (ml)	CI90 95% LF (ml)
24H	2,052 [-2,961; 7,065]	7,254 [0,2472; 1,474]	21,17 [0,0648; 2,587]
48H	2,210 [-0,784; 5,205]	4,788 [0,4862; 0,8741]	13,01 [0,6056; 1,623]
72H	3,016 [1,535; 4,496]	3,795 [0,5208; 0,6377]	7,865 [0,7945; 0,996]

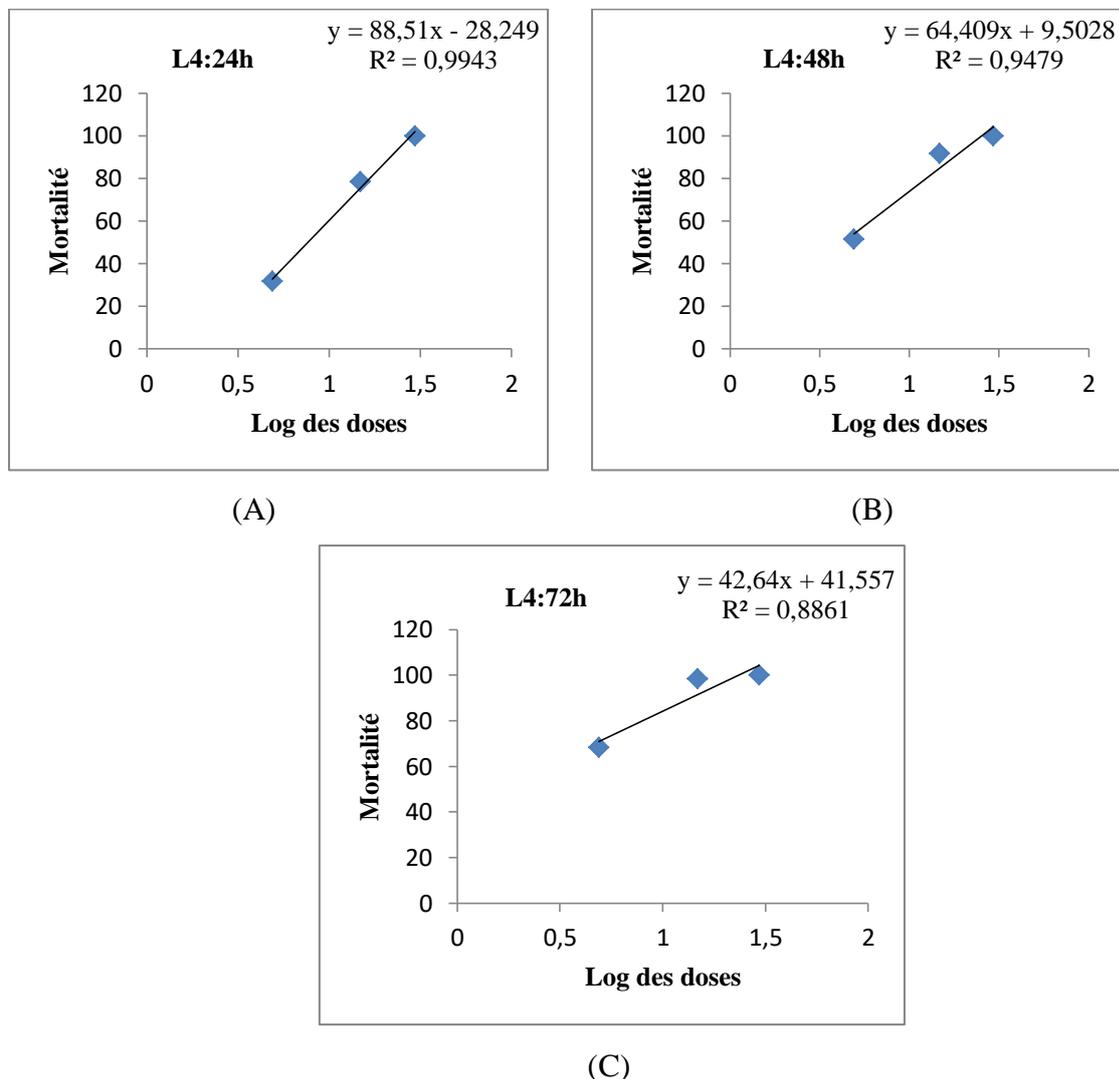


Fig. 38: Droites de régressions de la toxicité du *Myrtus communis* sur le quatrième stade larvaire. **A** : Après 24 h ; **B** : Après 48 h ; **C** : Après 72 h.

3.4.2.2. Toxicité d'*Eucalyptus camaldulensis* :

Après traitement à l'extrait aqueux d'*Eucalyptus camaldulensis* sur les larves L1, L2, L3, L4 d'*Anopheles maculipennis*, les individus ont montré une atteinte sur l'activité, suivie par la mort des espèces pendant les différents temps d'exposition. Le pourcentage de mortalité après traitement a été déterminé en fonction des différentes concentrations d'*Eucalyptus camaldulensis* (0,007 g/ml, 0,022g/ml, 0,045 g/ml) et le temps de traitements (24h, 48h et 72 h). Les différentes concentrations létales 50 et 90 ont été déterminées à partir des mortalités corrigées, ainsi que leurs limites fiduciales après 24 h, 48 h et 72 h. Les résultats mentionnés dans les tableaux (39 ; 40 ; 41 ; 42), montrent que l'*Eucalyptus camaldulensis* est plus efficace contre le quatrième stade L4 avec une faible concentration létale CL50 de 6,91 g/ml (Après 24 h). Alors que les trois premiers stades présentes une CL50

plus élevée (9,16 g/ml ; 9,40 g/ml ; 8,04 g/ml) respectivement, après 24h. La toxicité d'*Eucalyptus camaldulensis* pour chaque stade a été déterminée par des droites de régressions (Figure : 39 ; 40 ; 41 ; 42).

Tableau 39: Concentrations létales d'*Eucalyptus camaldulensis* après application orale sur les larves L1 d'*Anopheles maculipennis*. Concentrations létales CL50 et CL90 (ml); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) :

Temps (heures)	Slope	CL50 95% LF (ml)	CL90 95% LF (ml)
24H	1,816 [-4,659; 8,291]	9,163 [-0,03364; 1,958]	30,73 [-0,4656; 3,441]
48H	2,821 [0,9942; 4,647]	5,137 [0,6535; 0,7678]	11,19 [0,8199; 1,278]
72H	3,147 [1,795; 4,499]	4,023 [0,5641; 0,6451]	8,087 [0,8141; 1,001]

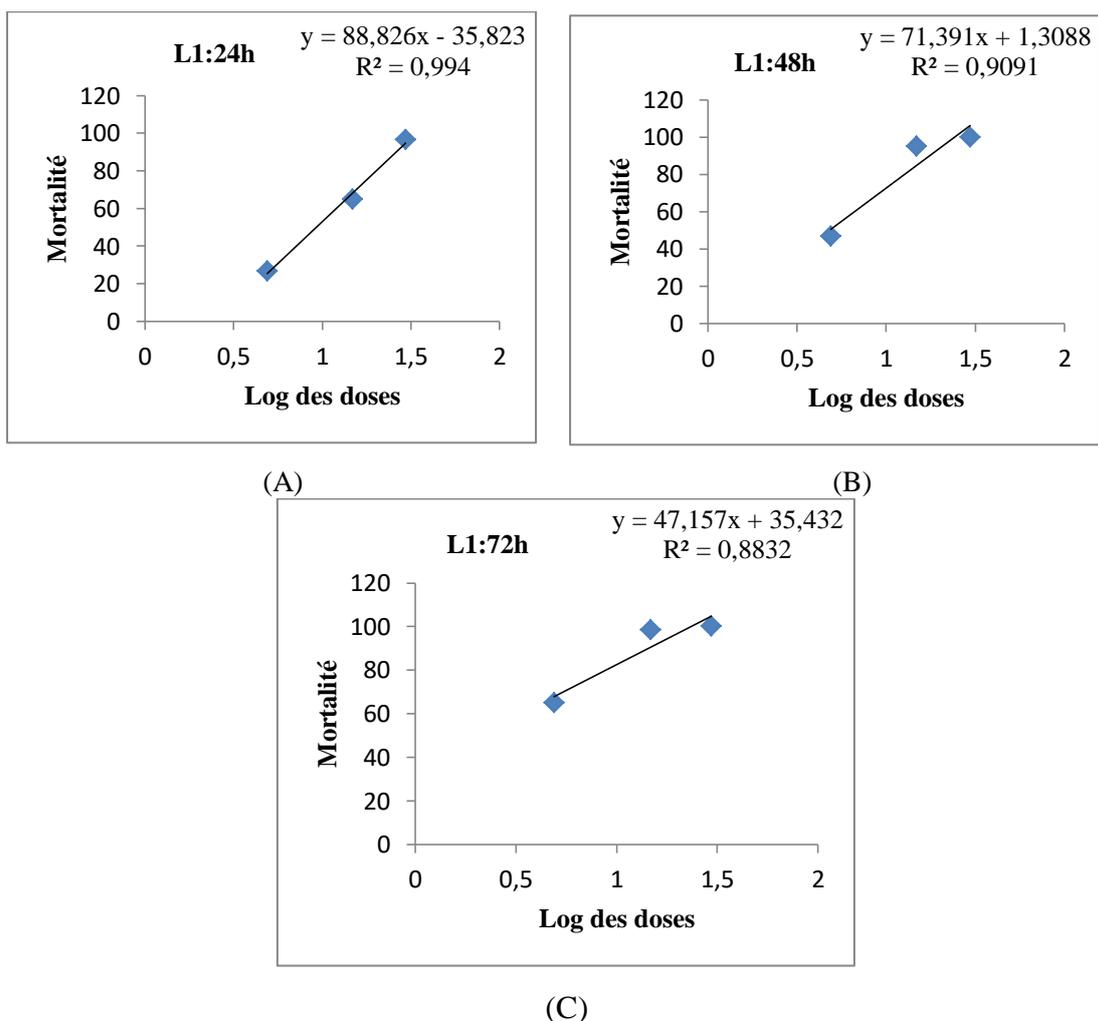


Fig. 39: Droites de régressions de la toxicité d'*Eucalyptus camaldulensis* sur le premier stade larvaire. **A** : Après 24 h ; **B** : Après 48 h ; **C** : Après 72 h.

Tableau 40: Concentrations létales *d'Eucalyptus camaldulensis* après application orale sur les larves L2 d'*Anopheles maculipennis*. Concentrations létales CL50 et CL90 (ml); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) :

Temps (heures)	Slope	CI50 95% LF (ml)	CI90 95% LF (ml)
24H	1,394 [-4,346; 7,133]	9,408 [-0,2644; 2,211]	45,52 [-1,141; 4,457]
48H	1,642 [-3,487; 6,771]	4,559 [-0,0959; 1,414]	17,39 [-0,3187; 2,799]
72H	1,786 [-2,065; 5,637]	3,147 [-0,0675; 1,063]	10,77 [0,3125; 1,752]

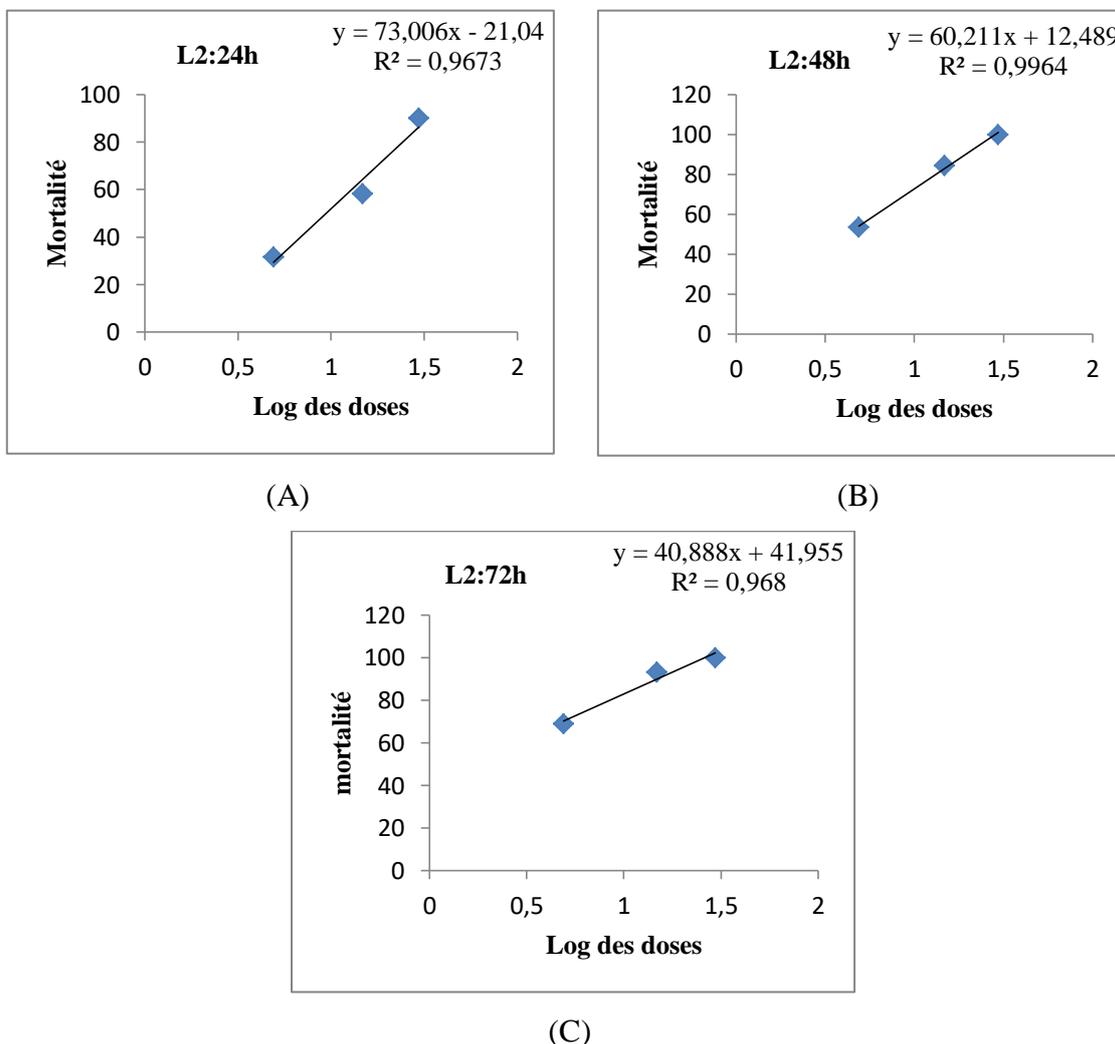


Fig. 40: Droites de régressions de la toxicité *d'Eucalyptus camaldulensis* sur le deuxième stade larvaire. **A** : Après 24 h ; **B** : Après 48 h ; **C** : Après 72 h.

Tableau 41: Concentrations létales *d'Eucalyptus camaldulensis* après application orale sur les larves L3 d'*Anopheles maculipennis*. Concentrations létales CL50 et CL90 (ml); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) :

Temps (heures)	Slope	CI50 95% LF (ml)	CI90 95% LF (ml)
24H	2,269 [-0,543; 1,268]	8,048 [0,5436; 1,268]	21,19 [0,6455; 2,007]
48H	3,905 [3,103; 4,707]	5,198 [0,7077; 0,7240]	9,125 [0,9048; 1,016]
72H	3,307 [2,096; 4,518]	4,290 [0,6075; 0,6574]	8,337 [0,8364; 1,006]

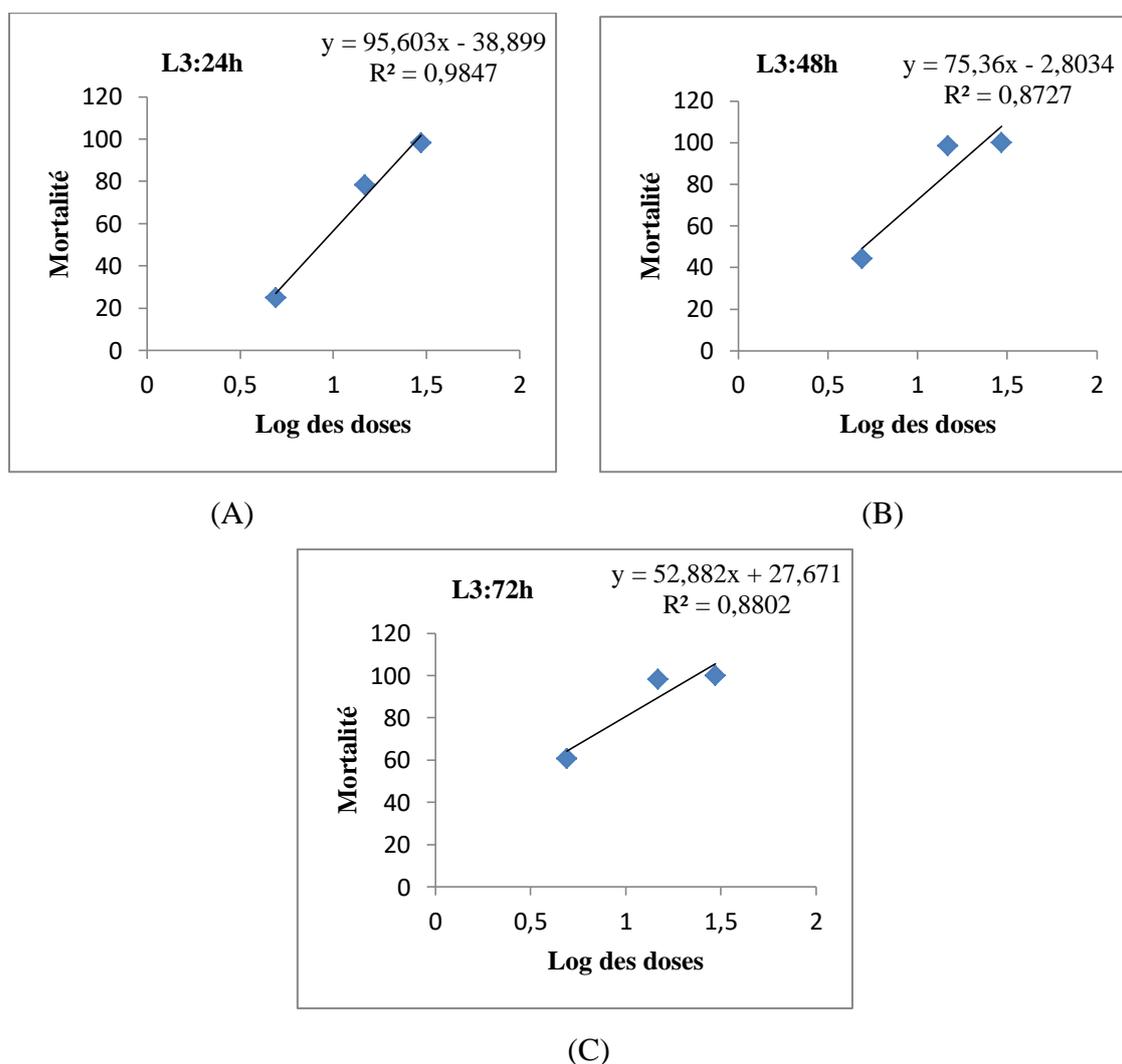


Fig. 41: Droites de régressions de la toxicité d'*Eucalyptus camaldulensis* sur le troisième stade larvaire. **A** : Après 24 h ; **B** : Après 48 h ; **C** : Après 72 h.

Tableau 42: Concentrations létales d'*Eucalyptus camaldulensis* après application orale sur les larves L4 d'*Anopheles maculipennis*. Concentrations létales CL50 et CL90 (ml); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) :

Temps (heures)	Slope	CL50 95% LF (ml)	CL90 95% LF (ml)
24H	3,009 [1,126; 4,891]	6,918 [0,7189; 0,9611]	14,36 [0,8892; 1,425]
48H	3,312 [2,106; 4,519]	4,299 [0,6088; 0,6579]	8,345 [0,8371; 1,006]
72H	1,230 [-4,007; 6,468]	0,4328 [-5,079; 4,350]	2,582 [-1,098; 1,922]

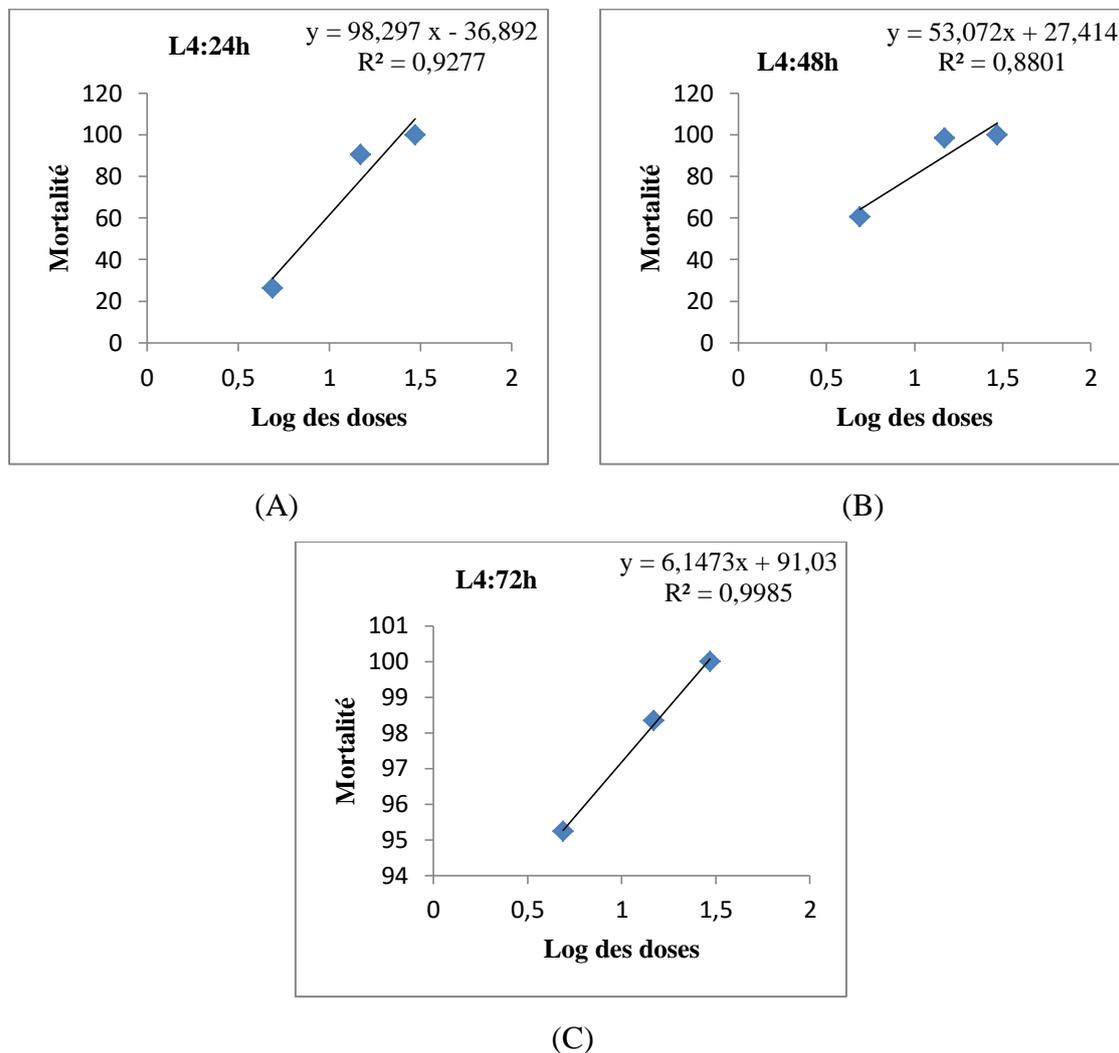


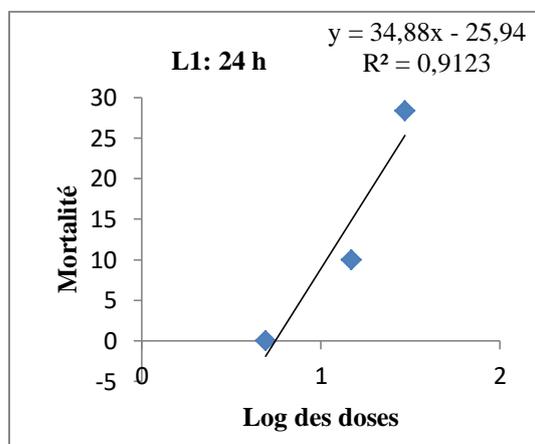
Fig. 42: Droites de régressions de la toxicité d'*Eucalyptus camaldulensis* sur le quatrième stade larvaire. **A** : Après 24 h ; **B** : Après 48 h ; **C** : Après 72 h.

3.4.2.3. Toxicité d'*Eucalyptus globulus* :

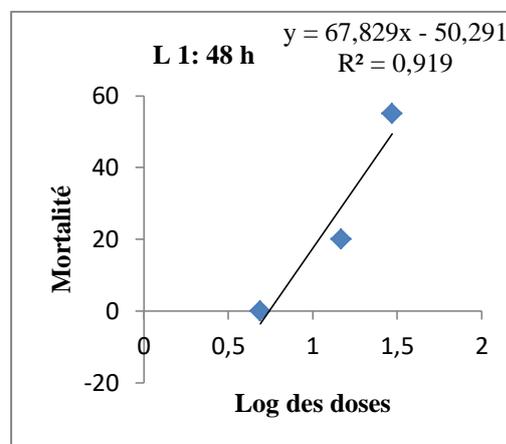
L'extrait aqueux d'*Eucalyptus globulus* a été appliqué sur les larves des quatre stades. Les individus ont montré une faible activité, suivie par la mort des espèces pendant les différents temps d'exposition. Le pourcentage de mortalité après traitement a été déterminé en fonction des différentes concentrations d'*Eucalyptus globulus* (0,007 g/ml, 0,022g/ml, 0,045 g/ml) et le temps de traitement (24 h, 48 h et 72 h). Les différentes concentrations létales 50 et 90 ont été déterminées à partir des mortalités corrigées, ainsi que leurs limites fiduciales après 24 h, 48 h et 72 h. *Eucalyptus globulus* s'est avéré plus efficace contre les stades (L2 ; L3) après 24h avec des CL50 de (8,74 g/ml; 11,25 g/ml). Par contre les stades (L1 ; L4) ont présentés des CL50 plus importantes de 47,69 g/ml et 16,14 g/ml respectivement, après 24 h (Tableaux : 43 ; 44 ; 45 ; 46). La toxicité d'*Eucalyptus globulus* pour chaque stade a été déterminée par des droites de régressions (Figure : 43 ; 44 ; 45 ; 46).

Tableau 43: Concentrations létales d'*Eucalyptus globulus* après application orale sur les larves L1 d'*Anopheles maculipennis*. Concentrations létales CL50 et CL90 (ml); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) :

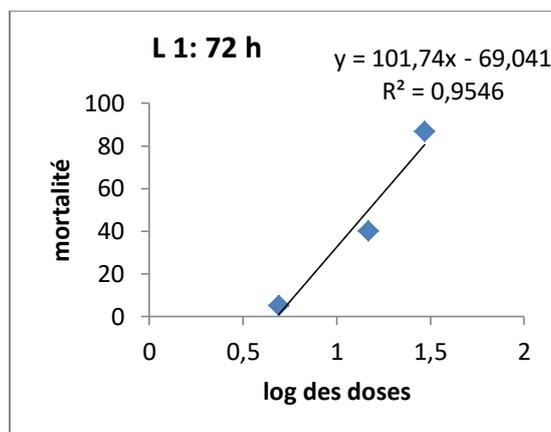
Temps (heures)	Slope	CL50 95% LF (ml)	CL90 95% LF (ml)
24H	1,922 [-0,966; 4,809]	47,69 [1,256; 2,108]	149,6 [1,030; 3,320]
48H	2,355 [-0,0947; 4,805]	27,01 [1,275; 1,588]	68,66 [1,341; 2,333]
72H	3,162 [-1,885; 8,209]	16,67 [1,020; 1,424]	33,41 [1,010; 2,038]



(A)



(B)



(C)

Fig. 43: Droites de régressions de la toxicité d'*Eucalyptus globulus* sur le premier stade larvaire. **A** : Après 24 h ; **B** : Après 48 h ; **C** : Après 72 h.

Tableau 44: Concentrations létales d'*Eucalyptus globulus* après application orale sur les larves L2 d'*Anopheles maculipennis*. Concentrations létales CL50 et CL90 (ml); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) :

Temps (heures)	Slope	CI50 95% LF (ml)	CI90 95% LF (ml)
24H	1,604 [-5,557; 8,764]	11,25 [-0,1837; 2,286]	44,29 [-1,056; 4,348]
48H	2,117 [-1,787; 6,020]	6,215 [0,4047; 1,182]	17,70 [0,3972; 2,099]
72H	3,693 [2,766; 4,621]	4,893 [0,6816; 0,6974]	8,870 [0,8832; 1,013]

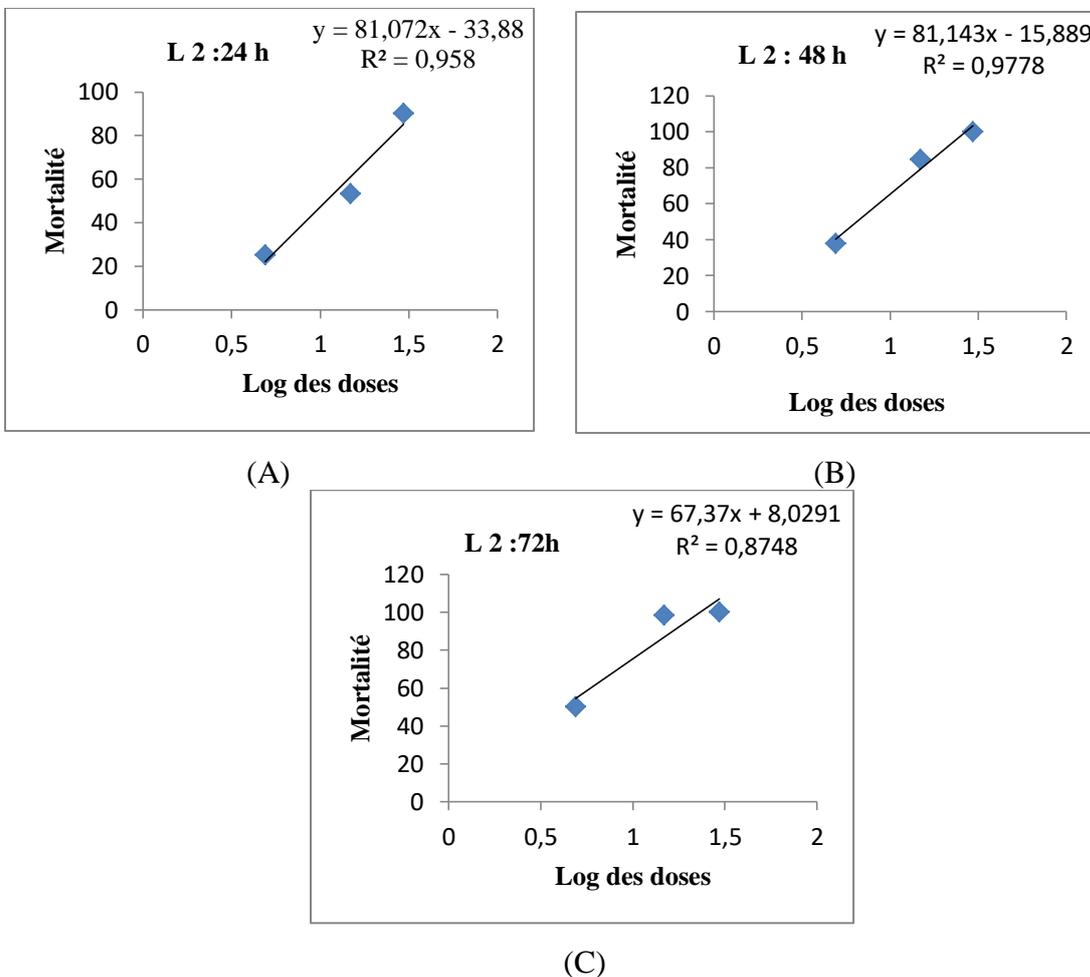


Fig. 44: Droites de régressions de la toxicité d'*Eucalyptus globulus* sur le deuxième stade larvaire. **A** : Après 24 h ; **B** : Après 48 h ; **C** : Après 72 h.

Tableau 45: Concentrations létales d'*Eucalyptus globulus* après application orale sur les larves L3 d'*Anopheles maculipennis*. Concentrations létales CL50 et CL90 (ml); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) :

Temps (heures)	Slope	CI50 95% LF (ml)	CI90 95% LF (ml)
24H	1,876 [1,229; 2,523]	8,746 [0,8466; 1,037]	28,21 [1,265; 1,636]
48H	2,829 [0,9266; 4,730]	5,736 [0,6754; 0,8419]	12,47 [0,8311; 1,361]
72H	3,332 [2,093; 4,571]	5,403 [0,7057; 0,7596]	10,45 [0,8975; 1,140]

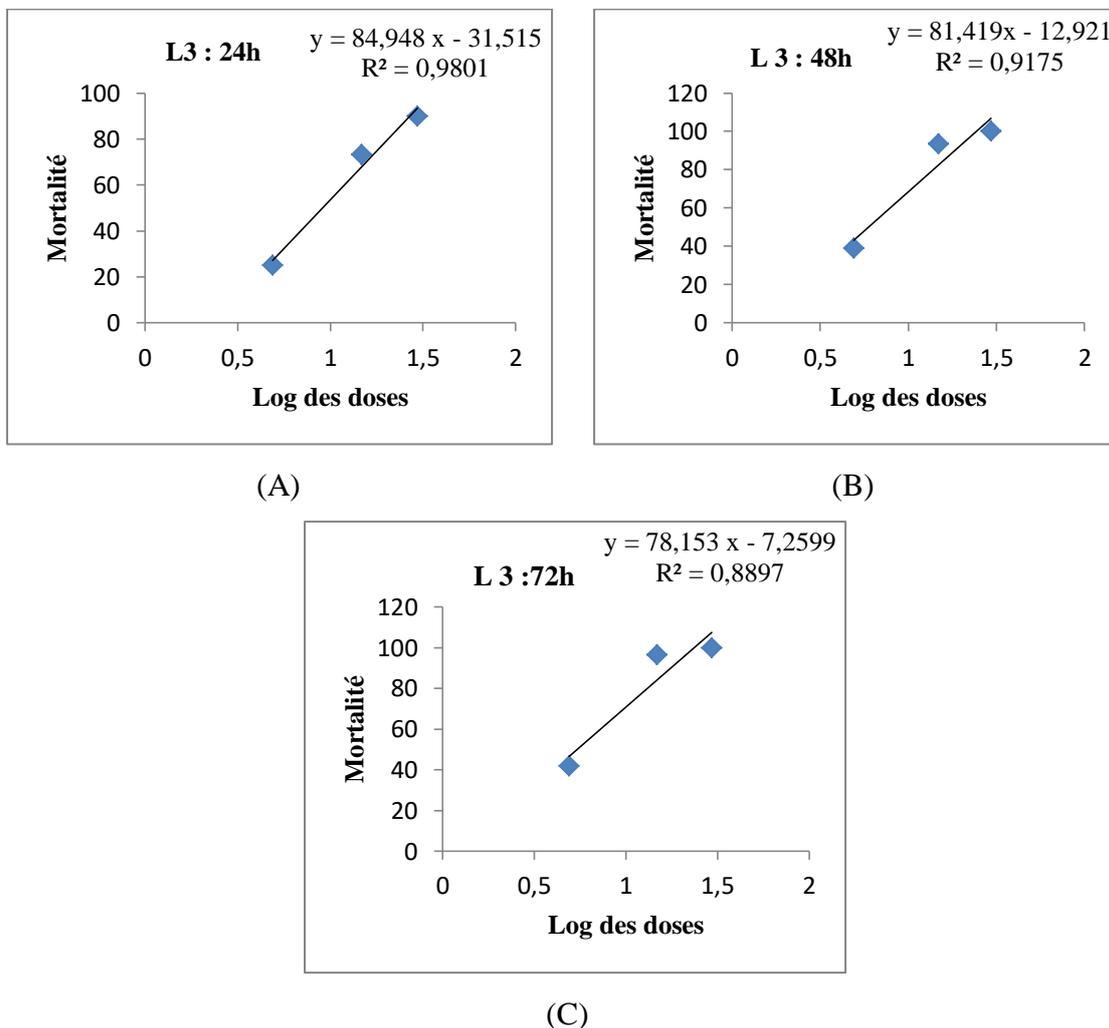


Fig. 45: Droites de régressions de la toxicité d'*Eucalyptus globulus* sur le troisième stade larvaire. **A** : Après 24 h ; **B** : Après 48 h ; **C** : Après 72 h.

Tableau 46: Concentrations létales d'*Eucalyptus globulus* après application orale sur les larves L4 d'*Anopheles maculipennis*. Concentrations létales CL50 et CL90 (ml); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) :

Temps (heures)	Slope	CI50 95% LF (ml)	CI90 95% LF (ml)
24H	2,750 [-7,266; 12,77]	16,14 [0,6842; 1,732]	35,90 [0,2642; 2,846]
48H	2,132 [-7,680; 11,94]	10,29 [-0,1584; 2,184]	28,84 [-0,661; 3,582]
72H	2,238 [-1,421; 5,896]	6,566 [0,4653; 1,169]	17,53 [0,4482; 2,039]

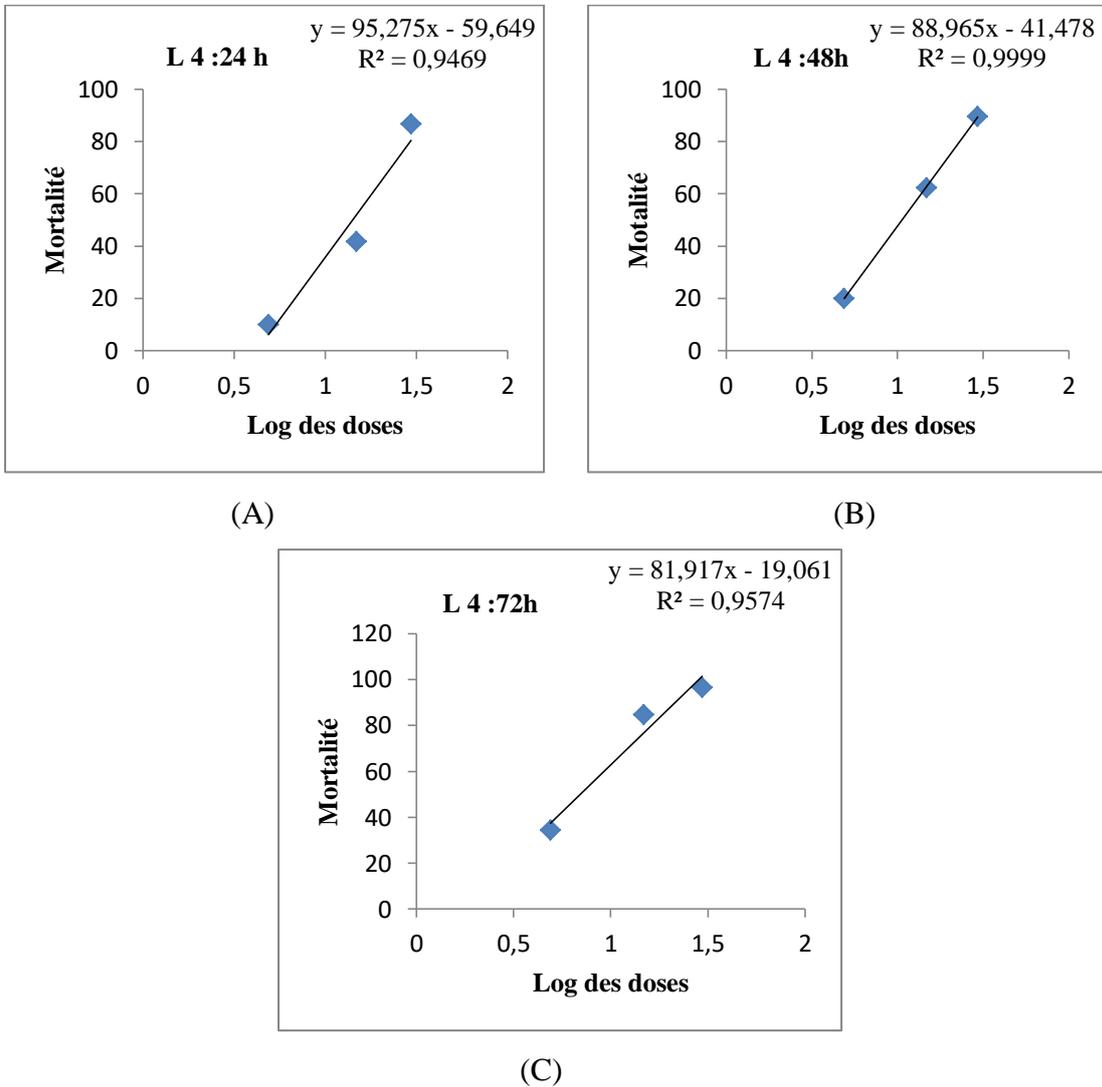


Fig.46: Droites de régressions de la toxicité d'*Eucalyptus globulus* sur le quatrième stade larvaire. **A** : Après 24 h ; **B** : Après 48 h ; **C** : Après 72 h.

3.5. Comparaison de la mortalité larvaire selon la toxicité des plantes :

3.5.1. Mortalité des larves traitées par le *Myrtus communis* :

L'application de l'extrait aqueux du *Myrtus communis* à différentes concentrations, sur les quatre stades larvaires d'*Anopheles maculipennis*, a présenté des différences selon les temps de traitement. Les comparaisons réalisées à l'aide du logiciel statistique Minitab 16, ont révélé selon le test *t* de Student, des différences hautement significatives, concernant la concentration la plus faible (0,007g /ml) entre le témoin et les quatre stades larvaires, sauf pour le stade L2 après 24 h, la différence était significative ($P = 0,011$). Cependant la concentration de 0,022 g/ml appliquée sur les quatre stades larvaires, a présenté des différences hautement significatives, entre le témoin et le stade L1 et L2 après 24 h et 48 h et le stade L4 après 48 h. Egalement la comparaison a révélé des différences très hautement

significatives concernant le stade L1 et L2 après 72 h. Le troisième stade a présenté une différence très hautement significatives selon les trois temps d'exposition. La différence concernant la mortalité des larves traitées du quatrième stade et celle du témoin après 24 h et 72 h était très hautement significatives. D'autre part, pour la plus forte concentration (0,045 g/ml), les comparaisons entre les témoins et les traités, selon les différents temps et les différents stades, ont montré des différences très hautement significatives, à l'exception du deuxième stade (après 24 h) qui a présenté une différence hautement significative (P = 0,001), (Tableau 47 ; Fig.47 : A, B, C, D). Selon les résultats obtenu, par apport aux concentrations utilisées ; le temps de traitement et le stade traité, la plante *Myrtus communis* a montré un effet important, on peut donc l'intégrer dans la lutte biologique contre les Anophèles.

Tableau 47 : Etude comparative de la mortalité des 4 stades larvaires *d'Anopheles maculipennis* traitées par le *Myrtus communis* selon les différentes concentrations (0,007g /ml, 0,022 g/ml, 0,045 g/ml) et les différents temps de traitement (24 h, 48 h, 72 h). Temps d'exposition : heures; Moyenne : Taux de Mortalité ; N : 60 individus (traités)

Témoins Concentrations		0,007			0,022			0,045		
		Te.	g /ml	P	Te.	g/ml	P	Te.	g/ml	P
Stades	Durées									
	Stade 1	24 H	1,00	33,33	0,003**	0 ,00	58,33	0,006**	0,00	98,33
48 H		0,00	53,33	0,007**	0 ,00	85,00	0,001**	0,00	100,00	0,000***
72 H		0,00	78,33	0,007**	1,00	98,33	0,000***	1 ,00	100,00	0,000***
Stade 2	24 H	0,00	31,67	0,011*	0 ,00	71,67	0,004**	0,00	95,00	0,001**
	48 H	1,00	58,59	0,003**	1,00	93,16	0,001**	0,00	100,00	0,000***
	72 H	0,00	83,33	0,002**	0,00	98,33	0,000***	1 ,00	100,00	0,000***
Stade 3	24 H	0,00	30,00	0,009**	0,00	76,67	0,000***	0,00	91,67	0,000***
	48 H	1,00	52,45	0,006**	1,00	98,24	0,000***	0,00	100,00	0,000***
	72 H	0,00	73,23	0,002**	0,00	98,24	0,000***	1 ,00	100,00	0,000***
Stade 4	24 H	1,00	31,67	0,003**	1,00	78,33	0,000***	0,00	100,00	0,000***
	48 H	0,00	51,66	0,002**	0,00	91,67	0,008**	0,00	100,00	0,000***
	72 H	0,00	70,00	0,002**	0,00	98,33	0,000***	1 ,00	100,00	0,000***

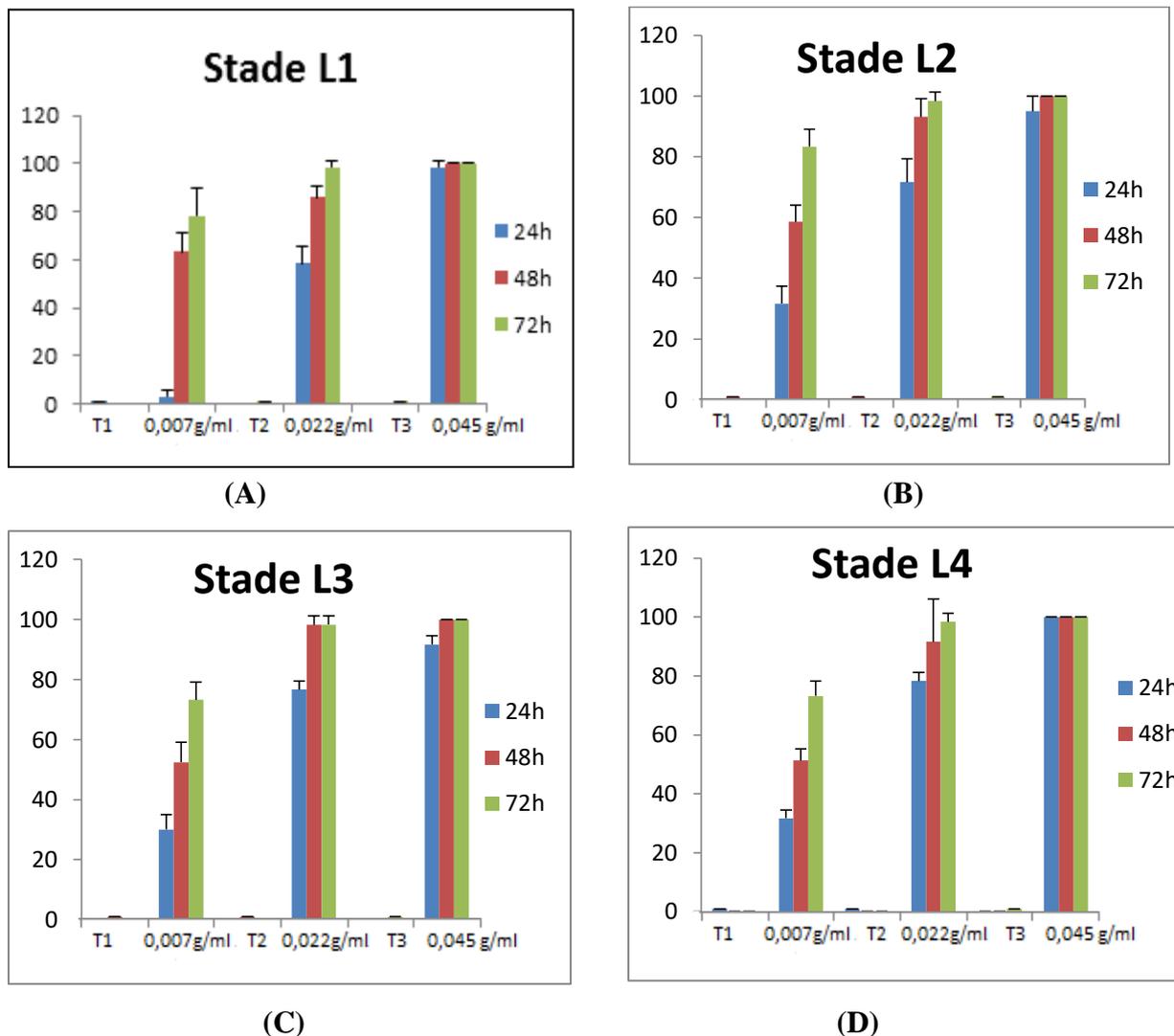


Fig.47: Mortalité des larves d'*Anopheles maculipennis* traitées par le *Myrtus communis*

A: L1 ; **B:** L2 ; **C:** L3 ; **D:** L4

3.5.2. Mortalité des larves traitées par l'*Eucalyptus camaldulensis* :

L'application de l'extrait aqueux d'*Eucalyptus camaldulensis* à différentes concentrations, sur les 4 stades larvaires d'*Anopheles maculipennis*, a présenté des différences selon les temps de traitement. Les comparaisons réalisées à l'aide du logiciel statistique Minitab 16, ont révélé selon le test *t* de Student, des différences hautement significatives, entre le témoin et les stades L1, L2 (après 24 h et 48 h) et le quatrième stade après 48 h et 72 h. Egalement la comparaison a révélé une différence très hautement significative uniquement pour le deuxième stade après 72 h. Les stades L3 et L4 ont présentés des différences significatives après 24 h, concernant la concentration la plus faible (0,007g /ml) entre le témoin et les quatre stades larvaires traités. Cependant la concentration de 0,022 g/ml appliquée sur les quatre stades larvaires, a présenté des différences hautement significatives, entre le témoin et les stades L1, L2 après 24 h et 48 h et le stade L4 après 24 h.

La comparaison a révélé aussi des différences très hautement significatives concernant les stades L1, L2 après 72 h. Le troisième stade a présenté également une différence très hautement significative. Une différence très hautement significative a été présentée par le stade L4 après 48 h et 72 h. D'autre part pour la plus forte concentration de 0,045 g/ml, les comparaisons entre les témoins et les traités selon les différents temps et les différents stades, ont montré des différences très hautement significatives à l'exception du deuxième stade après 24 h qui a présenté une différence hautement significative ($P = 0,001$), (Tableau 48 ; Fig.48 : A, B, C, D). Selon les résultats obtenus, par rapport aux concentrations utilisées ; le temps de traitement et le stade traité, la plante *Eucalyptus camaldulensis* a montré un effet significatif, on peut l'utiliser pour la lutte biologique à l'égard des Anophèles.

Tableau 48 : Etude comparative de la mortalité des 4 stades larvaires d'*Anopheles maculipennis* traitées par l'*Eucalyptus camaldulensis* selon les différentes concentrations (0,007g /ml, 0,022 g/ml, 0,045 g/ml) et les différents temps de traitement (24 h, 48 h, 72 h). Temps d'exposition : heures; Moyenne : Taux de Mortalité ; N : 60 individus (traités).

Témoins Concentrations		Te.	0,007 g /ml	P	Te.	0,022 g/ml	P	Te.	0,045 g/ml	P
Stade 1	24 H	1,00	26,67	0,004**	1,00	65,00	0,002**	0,00	96,67	0,000***
	48 H	0,00	46,67	0,009**	0,00	95,00	0,001**	0,00	100,00	0,000***
	72 H	0,00	65,00	0,006**	0,00	98,33	0,000***	1,00	100,00	0,000***
Stade 2	24 H	0,00	31,67	0,003**	1,00	58,33	0,003**	1,00	90,00	0,001**
	48 H	1,00	53,42	0,004**	0,00	84,56	0,009**	0,00	100,00	0,000***
	72 H	0,00	68,89	0,000***	0,00	93,15	0,000***	0,00	100,00	0,000***
Stade 3	24 H	0,00	25,00	0,013*	0,00	78,33	0,000***	1,00	98,33	0,000***
	48 H	0,00	44,21	0,013*	0,00	98,33	0,000***	0,00	100,00	0,000***
	72 H	1,00	60,79	0,017*	1,00	98,33	0,000***	0,00	100,00	0,000***
Stade 4	24 H	1,00	26,18	0,034*	0,00	90,47	0,001**	0,00	100,00	0,000***
	48 H	0,00	60,65	0,001**	0,00	98,33	0,000***	0,00	100,00	0,000***
	72 H	0,00	95,24	0,002**	1,00	98,33	0,000***	0,00	100,00	0,000***

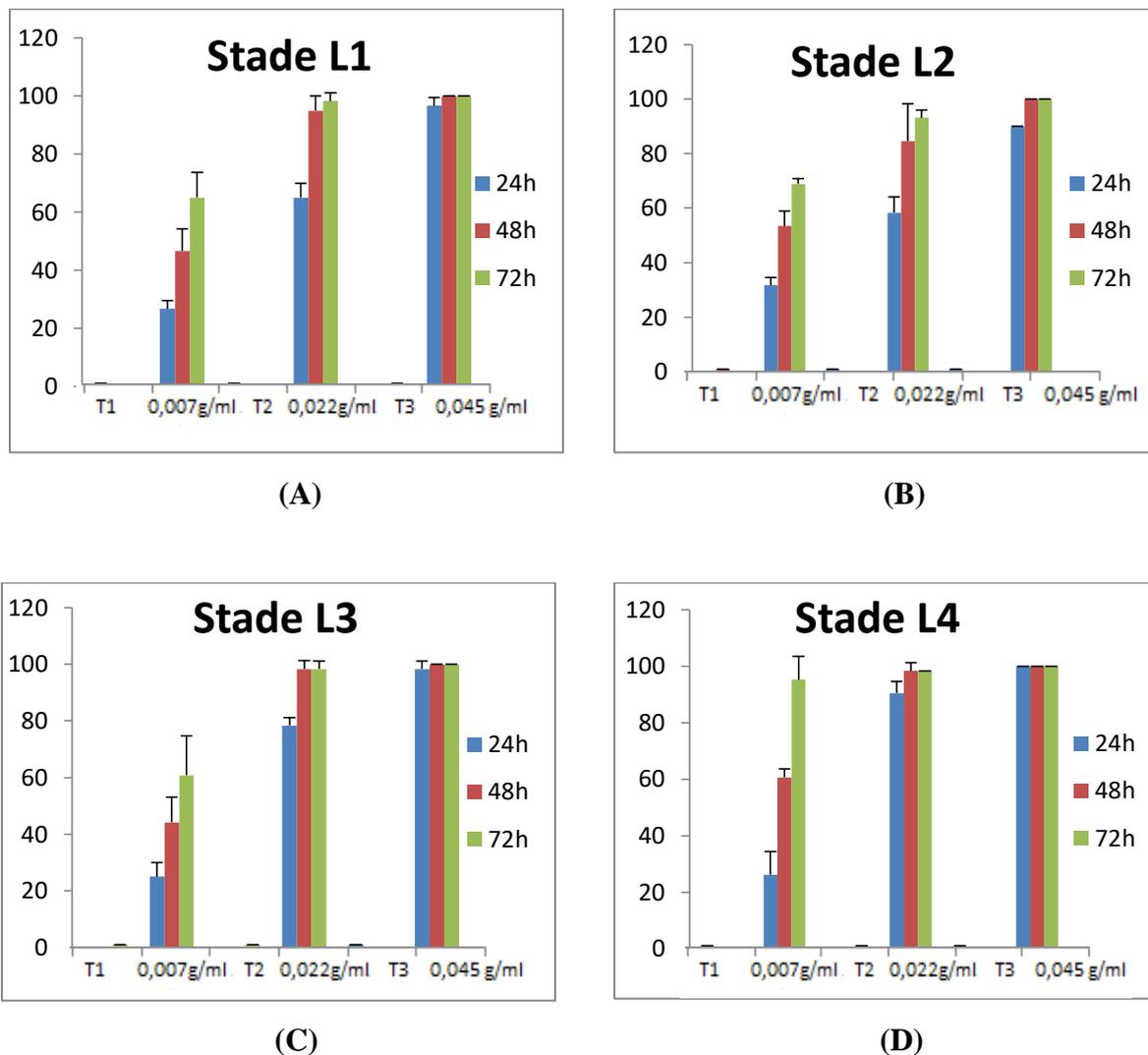


Fig.48: Mortalité des larves d'*Anopheles maculipennis* traitées par l'*Eucalyptus camaldulensis*. **A:** L1 ; **B:** L2 ; **C:** L3 ; **D:** L4

3.5.3. Mortalité des larves traitées par l'*Eucalyptus globulus* :

L'application de l'extrait aqueux d'*Eucalyptus globulus* à différentes concentrations, sur les 4 stades larvaires d'*Anopheles maculipennis*, a présenté des différences selon les temps de traitement. Selon les comparaisons réalisées à l'aide du logiciel statistique Minitab 16, le premier stade n'a présenté aucune différence. Des différences significatives entre le témoin et les traités du troisième stade après 24 h et 72 h et du quatrième stade après 24 h et 48 h, ont été présentées. Les stades L2, L3 (après 48 h) et le stade L4 (après 72 h) ont présenté des différences hautement significatives concernant la concentration la plus faible (0,007g /ml). Cependant la concentration de 0,022 g/ml appliquée sur les quatre stades larvaires, n'a présenté aucune signification concernant le premier stade larvaire qu'après 72 h, où la différence été hautement significative. Des différences hautement significatives ont été observées également dans le deuxième stade après 24 h, le troisième stade après 24 h et 48 h

et le quatrième stade selon les trois temps d'exposition. Les comparaisons ont révélées aussi trois différences très hautement significatives pour le stade L2 après 48 h et 72 h et le stade L3 après 72 h. D'autre part la plus forte concentration de 0,045 g/ml, les comparaisons entre les témoins et les traités selon les différents temps et les différents stades ont montré des différences très hautement significatives pour le premier stade après 72 h, le deuxième et le troisième stade après 48 h et 72 h et le quatrième stade selon les trois temps d'exposition. Des différences hautement significatives ont été révélées pour le stade L1 après 24 h et 48 h, le stade L2 après 24 h et le stade L3 après 24 h. (Tableau 49 ; Fig.49 ; A, B, C, D). Selon les résultats obtenu, par apport aux concentrations utilisées ; le temps de traitement et le stade traité, la plante *Eucalyptus globulus* a montré un effet important, donc on peut l'intégrer dans la lutte biologique a l'égard des Anophèles.

Tableau 49 : Etude comparative de la mortalité des 4 stades larvaires *d'Anopheles maculipennis* traitées par l'*Eucalyptus globulus* selon les différentes concentrations (0,007g /ml, 0,022 g/ml, 0,045 g/ml) et les différents temps de traitement (24 h, 48 h, 72 h). Temps d'exposition : heures; Moyenne : Taux de Mortalité ; N : 60 individus (traités).

Témoins Concentrations		0,007			0,022			0,045		
		Te.	g /ml	P	Te.	g/ml	P	Te.	g/ml	P
Stades	Durées									
		Stade 1	24 H	0,00	0,00	N.s	1,00	10,00	N.s	0,00
	48 H	0,00	0,00	N.s	1,00	20,00	N.s	1,00	55,00	0,008**
	72 H	0,00	5,00	N.s	0,00	40,00	0,005**	0 ,00	86,67	0,000***
Stade 2	24 H	0,00	25,00	0,013*	1 ,00	53,33	0,007**	0,00	90,00	0,001**
	48 H	0,00	37,98	0,003**	0,00	82,92	0,000***	0,00	100,00	0,000***
	72 H	1,00	50,10	0,001**	0,00	98,33	0,000***	1 ,00	100,00	0,000***
Stade 3	24 H	0,00	25,00	0,013*	0,00	73,33	0,004**	0,00	90,00	0,003**
	48 H	0,00	39,03	0,003**	0,00	93,33	0,001**	1,00	100,00	0,000***
	72 H	1,00	41,91	0,010*	1,00	96,58	0,000***	0 ,00	100,00	0,000***
Stade 4	24 H	0,00	10,00	0,074*	0,00	41,67	0,002**	0,00	86,67	0,000***
	48 H	1,00	20,70	0,023*	0,00	62,19	0,004**	1,00	100,00	0,000***
	72 H	0,00	34,47	0,002**	1,00	84,56	0,001**	0 ,00	100,00	0,000***

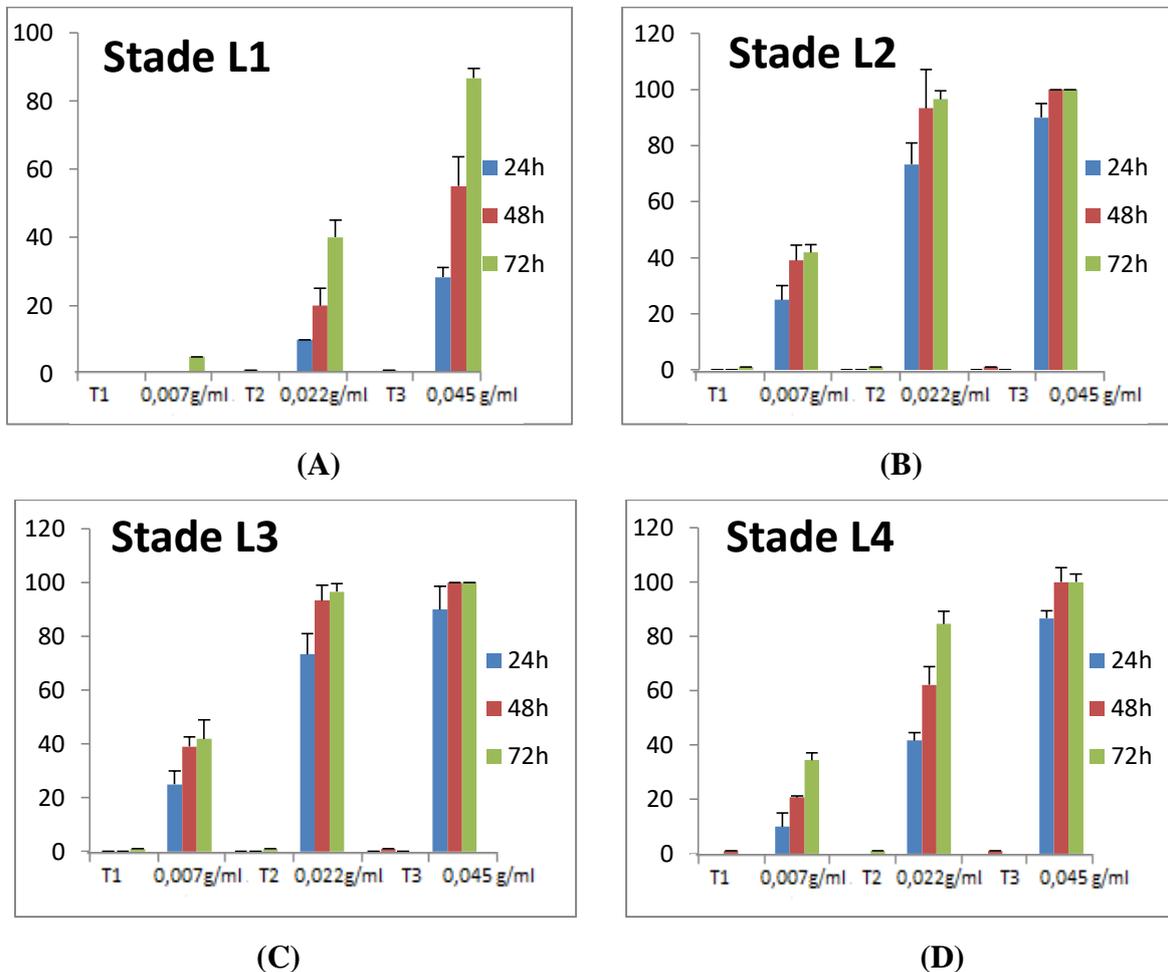


Fig.49: Mortalité des larves d'*Anopheles maculipennis* traitées par l'*Eucalyptus globulus*.

A: L1 ; **B:** L2 ; **C:** L3 ; **D:** L4

3.5.4. Etude comparative de l'effet toxique des trois plantes (*Myrtus communis*-*Eucalyptus camaldulensis*-*Eucalyptus globulus*) sur les larves d'*Anopheles maculipennis* :

Le tableau 50 représente l'étude comparative de l'application des extraits aqueux du *Myrtus communis*, d'*Eucalyptus camaldulensis* et d'*Eucalyptus globulus* à différentes concentrations, sur les 4 stades larvaires d'*Anopheles maculipennis*. Les résultats de l'analyse statistique ont montrés une variation de différences selon les différents temps de traitement.

L'étude comparative de l'effet toxique du *Myrtus communis* et d'*Eucalyptus camaldulensis* présente des différences significatives, concernant la concentration la plus faible (0,007 g/ml) entre les larves traités par les deux types de plantes (*Myrtus communis* et d'*Eucalyptus camaldulensis*) (L1 : après 24h ; L2 et L4 : après 72h). Cependant la concentration de 0,022 g/ml appliquée sur les quatre stades larvaires, a présenté des différences significatives, entre les larves traités (L1 : après 24h, 48h et 72h ; L2 et L4 : après 24h). D'autre part, pour la plus forte concentration de 0,045 g/ml, les comparaisons entre les larves

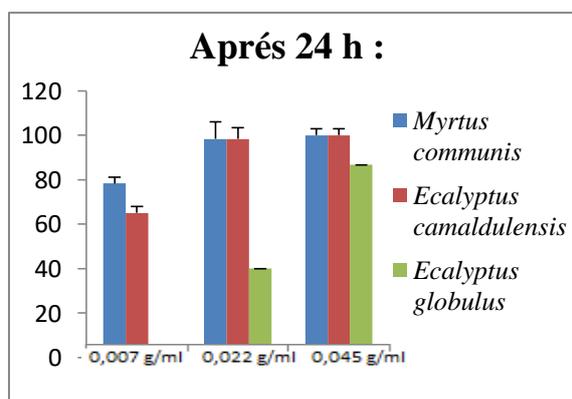
traités selon les différents temps et les différents stades ont montré une seule différence significative chez les larves L3 du troisième stade larvaire après 24 h ($P = 0,057$).

D'autre part la même étude nous a permis de constater, l'effet toxique du *Myrtus communis* et d'*Eucalyptus globulus*. Les résultats de l'analyse statistiques ont révélés des différences significatives (L2 : après 48h ; L4 : après 24h) et des différences hautement significatives (L1 : après 24 h, 48 h et 72 h ; L2 : après 72 h ; L3 : après 72 h ; L4 : après 48 h et 72 h), concernant la concentration la plus faible (0,007 g/ml) entre les larves traités par les deux types de plantes (*Myrtus communis* et d'*Eucalyptus globulus*). Cependant, pour la concentration de (0,022 g/ml) appliquée sur les quatre stades larvaires, a présenté des différences significatives (L4 : après 48 h et 72 h) et des différences hautement significatives (L1 : après 24 h, 48 h et 72 h ; L3 : après 24 h ; L4 : après 24 h). Pour la plus forte concentration de 0,045 g/ml, les résultats ont montrés des différences significatives (L1 : après 48 h et 72 h ; L4 : après 24 h et 48 h) et des différences hautement significatives (L1 : après 24 h).

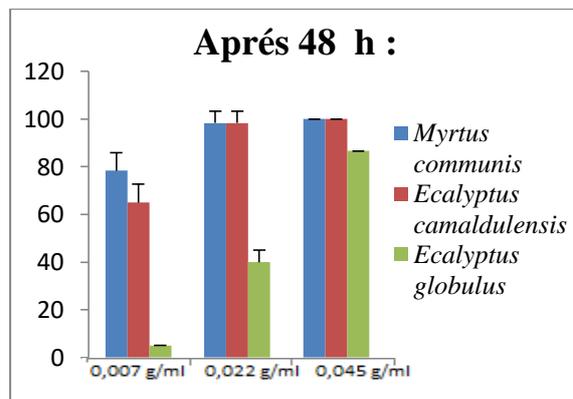
Les résultats de comparaison de l'effet toxique entre l'*Eucalyptus camaldulensis* et l'*Eucalyptus globulus* sur les quatre stades larvaires, ont révélés des différences significatives (L2 : après 24 h, 48 h et 72 h) et des différences hautement significatives (L1 : après 24 h, 48 h et 72 h ; L4 : après 48 h et 72 h), concernant la plus faible concentration de 0,007 g/ml. D'autre part, pour la concentration de 0,022 g/ml, l'analyse statistique révèle des différences significatives (L4 : après 48 h et 72 h) et des différences hautement significatives (L1 : après 24 h, 48 h et 72 h ; L4 : après 24 h). Cependant, des différences significatives (L1 : après 48 h et 72 h ; L4 : après 24 h et 48 h) et une différence hautement significative (L1 : après 24 h) ont été marquées concernant l'application de la plus forte concentration 0,045 g/ml des deux plantes sur les larves des quatre stades (Figures : 50 ; 51 ; 52 ; 53).

Tableau 50 : Etude comparative de l'effet des trois plantes (*Myrtus communis*- *Eucalyptus camaldulensis*- *Eucalyptus globulus*) à différentes concentrations (0,007 g/ml, 0,022 g/ml, 0,045 g/ml), sur les 4 stades larvaires d'*Anopheles maculipennis* selon les différents temps de traitement (24 h, 48 h, 72 h).

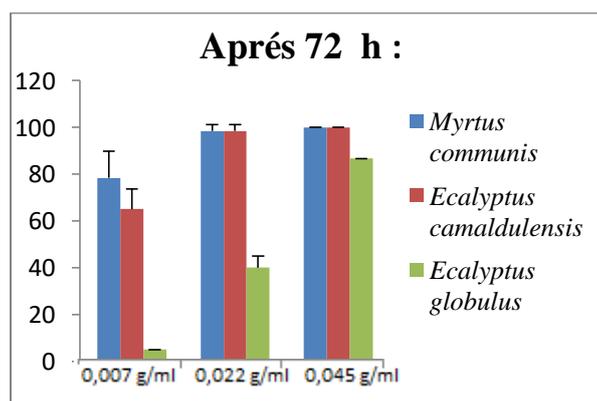
Stades	Durées	<i>Myrtus communis</i> - <i>Eucalyptus camaldulensis</i>			<i>Myrtus communis</i> - <i>Eucalyptus globulus</i>			<i>Eucalyptus camaldulensis</i> - <i>Eucalyptus globulus</i>		
		0,007 g/ml	0,022 g/ml	0,045 g/ml	0,007 g/ml	0,022 g/ml	0,045 g/ml	0,007 g/ml	0,022 g/ml	0,045 g/ml
Stade 1	24H	0,057*	0,057*	0,423	0,002**	0,008**	0,002**	0,004**	0,003**	0,001**
	48H	0,270	0,015*	NS	0,007**	0,002**	0,012*	0,009**	0,001**	0,012*
	72H	0,157	0,017*	NS	0,008**	0,006**	0,015*	0,007**	0,003**	0,015*
Stade 2	24H	NS	0,015*	0,423	0,383	0,111	NS	0,057*	0,423	NS
	48H	0,484	0,505	NS	0,016*	0,203	NS	0,094*	NS	NS
	72H	0,083*	0,215	NS	0,004**	NS	NS	0,019*	0,215	NS
Stade 3	24H	0,423	0,667	0,057*	0,225	0,007**	0,808	NS	0,225	0,199
	48H	0,347	0,979	NS	0,979	0,437	NS	0,231	0,225	NS
	72H	0,291	NS	NS	0,001**	0,655	NS	0,160	0,423	NS
Stade 4	24H	0,219	0,075*	NS	0,023*	0,002**	0,015*	0,101	0,007**	0,015*
	48H	0,139	0,547	NS	0,007**	0,027*	0,079*	0,001**	0,015*	0,079*
	72H	0,076*	0,423	NS	0,004**	0,085*	0,184	0,007**	0,030*	0,184



(A)



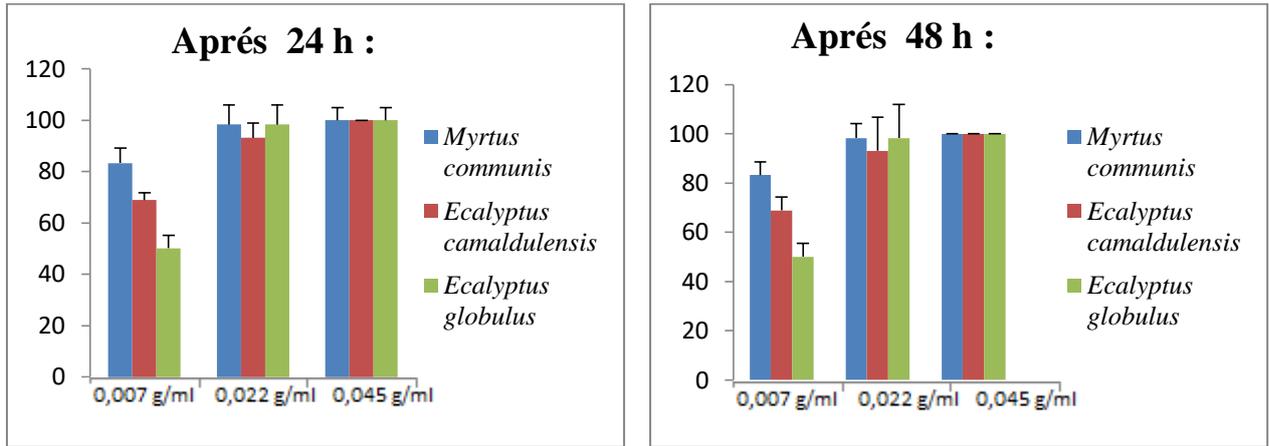
(B)



(C)

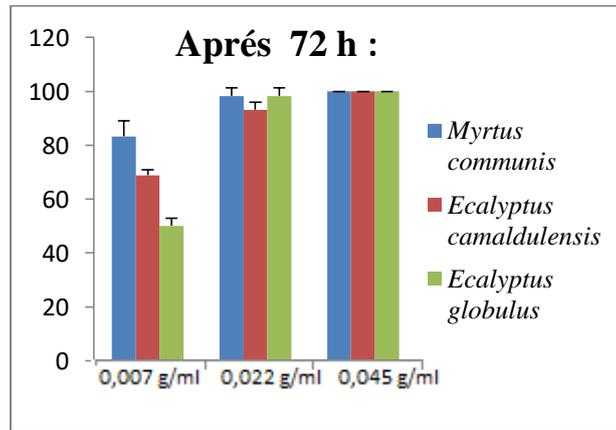
Fig.50: Effet des trois plantes toxiques (*Myrtus comminus* ; *Eucalyptus camaldulensis* ; *Eucalyptus globulus*) sur les larves du premier stade d'*Anopheles maculipennis*.

A : Après 24 h ; **B :** Après 48 h ; **C :** Après 72 h.



(A)

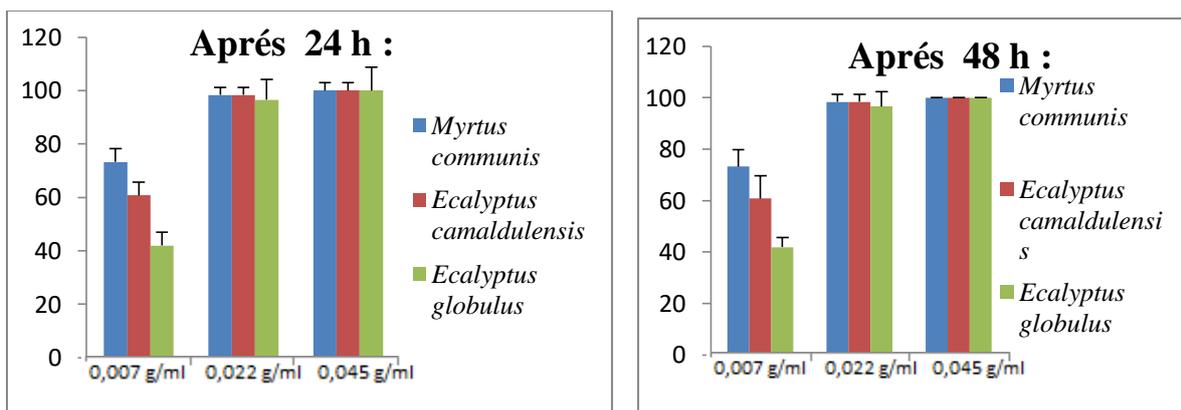
(B)



(C)

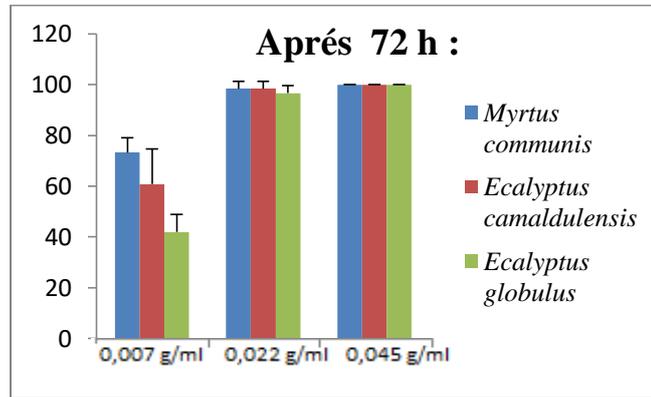
Fig.51: Effet des trois plantes toxiques (*Myrtus comminus* ; *Eucalyptus camaldulensis* ; *Eucalyptus globulus*) sur les larves du deuxième stade d'*Anopheles maculipennis*.

A : Après 24 h ; **B :** Après 48 h ; **C :** Après 72 h.



(A)

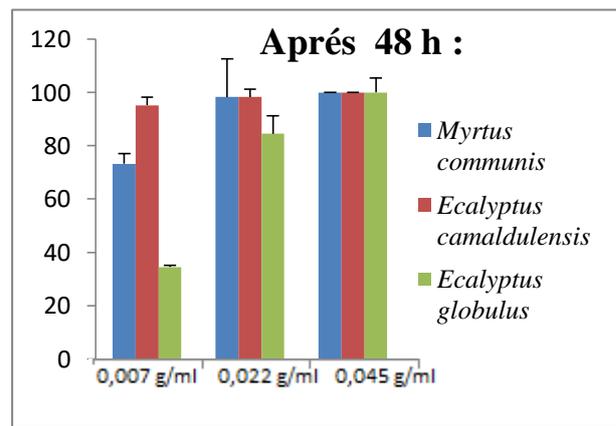
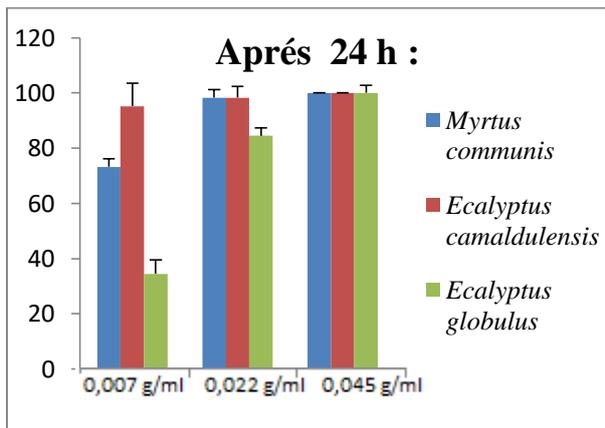
(B)



(C)

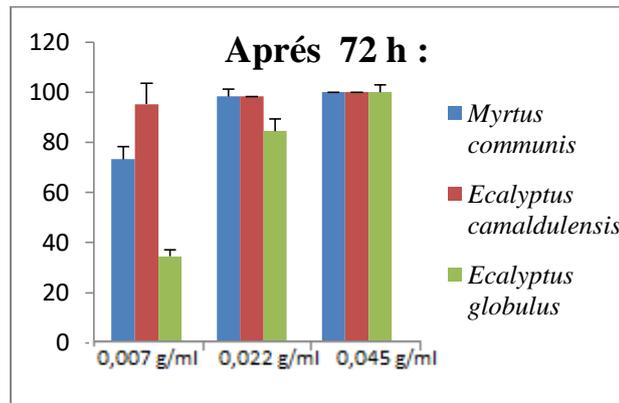
Fig.52: Effet des trois plantes toxiques (*Myrtus comminus* ; *Eucalyptus camaldulensis* ; *Eucalyptus globulus*) sur les larves du troisième stade d'*Anopheles maculipennis*.

A : Après 24 h ; **B :** Après 48 h ; **C :** Après 72 h.



(A)

(B)



(C)

Fig.53: Effet des trois plantes toxiques (*Myrtus comminus* ; *Eucalyptus camaldulensis* ; *Eucalyptus globulus*) sur les larves du quatrième stade d'*Anopheles maculipennis*.

A : Après 24 h ; **B :** Après 48 h ; **C :** Après 72 h.

3.6. Effet toxique des plantes sur le développement larvaires d'*Anopheles maculipennis*:

Les essais toxiques des extraits aqueux sur les larves d'*Anopheles maculipennis* ont été suivis selon le développement larvaire et ont montré des effets sur le développement des différents stades. Le tableau 51 indique, l'effet du *Myrtus communis* sur le développement des stades L2 ; L3 ; L4 et le stade nymphale. Seulement les durées du stade L1 et L2 sous l'effet de la plus faible concentration (0,007 g/ ml), était identiques pour les traités et les témoins. D'autre part, seulement les larves traitées par la plus faible concentration (0,007 g/ ml) ont passé au deuxième stade larvaire avec un pourcentage de 8,3 %. L'effet d'*Eucalyptus camaldulensis* a présenté les mêmes résultats que le *Myrtus communis*, (Tableau 52). Les durées des stades L1 et L2 ont été déterminées chez Les larves traitées par l'*Eucalyptus globulus* avec les trois concentrations (0,007 g/ ml; 0,022 g/ ml ; 0,045 g/ ml), le stade L3 c'est accompli seulement pour les deux premières concentrations (0,007 g/ ml et 0,022 g/ ml), (Tableau 53).

Tableau 51 : Cycle de développement larvaire d'*Anopheles maculipennis* traité par le *Myrtus communis*. Concentrations : 0,007 g/ ml; 0,022 g/ ml; 0,045 g/ ml. N: 20 individus. Durée: jours.

Doses Stade Larvaires	Témoins		<i>Myrtus communis</i>					
	Durée (jours)	Nombre (%)	0,007 g/ml		0,022 g/ml		0,045 g/ ml	
			Durée (jours)	Nombre (%)	Durée (jours)	Nombre (%)	Durée (jours)	Nombre (%)
Stade L 1	2	100	3	21,65	2	15	2	1
Stade L 2	2	100	2	8,3	0	0	0	0
Stade L 3	4	100	0	0	0	0	0	0
Stade L 4	6	70	0	0	0	0	0	0
Stade nymphal	2	30	0	0	0	0	0	0

Tableau 52 : Cycle de développement larvaire d'*Anopheles maculipennis* traité par l'*Eucalyptus camaldulensis*. Concentrations : 0,007 g/ ml; 0,022 g/ ml; 0,045 g/ ml. N: 20 individus. Durée: jours.

Doses Stade Larvaires	Témoins		<i>Eucalyptus camaldulensis</i>					
	Durée (jours)	Nombre (%)	0,007 g/ml		0,022 g/ml		0,045 g/ ml)	
			Durée (jours)	Nombre (%)	Durée (jours)	Nombre (%)	Durée (jours)	Nombre (%)
Stade L 1	2	100	4	18,3	2	15	2	3,3
Stade L 2	2	100	2	1	0	0	0	0
Stade L 3	4	98,3	0	0	0	0	0	0
Stade L 4	8	80	0	0	0	0	0	0
Stade nymphal	2	20	0	0	0	0	0	0

Tableau 53 : Cycle de développement larvaire d'*Anopheles maculipennis* traité par l'*Eucalyptus globulus*. Concentrations : 0,007 g/ml; 0,022 g/ ml; 0,045 g/ ml. N: 20 individus.

Durée: jours.

Stade Larvaires	Doses		<i>Eucalyptus globulus</i>					
	Témoins		0,007 g/ml		0,022 g/ml		0,045 g/ ml	
	Durée (jours)	Nombre (%)	Durée (jours)	Nombre (%)	Durée (jours)	Nombre (%)	Durée (jours)	Nombre (%)
Stade L 1	3	100	3	98,3	2	90	2	41,65
Stade L 2	2	100	2	78,3	2	70	2	13,3
Stade L 3	5	100	9	50	6	30	0	0
Stade L 4	8	80	0	0	0	0	0	0
Stade nymphal	2	30	0	0	0	0	0	0

4. Discussion :

4.1. Etude systématique de l'espèce étudiée :

La biodiversité est l'ensemble de toutes les espèces animales et végétales, ainsi que tous les écosystèmes évoluant sur la terre. Les espèces et les écosystèmes sont fragiles, lorsqu'un maillon de la chaîne d'un écosystème s'éteint et c'est tout l'écosystème qui est en péril. L'exploitation massive des espèces animale et végétale par l'homme sans préoccupation de leur renouvellement abouti à l'extinction et la menace de survie de nombreuses espèces, la destruction et la pollution de leurs habitats naturels, l'introduction d'espèces invasives, la surpêche et la surchasse. Ces effets destructifs de la biodiversité menace à long terme la survie de l'espèce humaine. Vue la disparition des espèces, actuellement beaucoup de biologistes s'intéressent à la biodiversité des espèces, à leur classification et à la taxonomie.

Les moustiques constituent une famille regroupant plusieurs espèces dont les plus importantes appartiennent au genre *Anopheles*. Parmi ces espèces, *Anopheles maculipennis* espèce complexe qui a fait l'objet de plusieurs centaines de documents depuis la publication, en 1920 et 1921, des théories de Roubaud, Wesenberg-Lund et Grassi, pour expliquer l'absence de paludisme dans les régions où *Maculipennis* est abondant. Roubaud pensait qu'il y avait deux «races physiologiques», une adapté à l'alimentation de l'homme, l'autre sur les grands animaux domestiques. Wesenberg-Lund a pensé qu'au Danemark, l'espèce avait changé ses habitudes alimentaires, adaptées aux grands animaux domestiques. Grassi, comme Roubaud, pensait qu'il y avait une «race biologique» qui ne mordait pas l'homme. La recherche de l'explication de ce problème de «l'anophelisme sans paludisme» a fait de *maculipennis* l'un des plus étudiés de tous les insectes et a découvert une situation d'intérêt biologique général considérable du point de vue du «problème de l'espèce», (Bates, 1940).

L'OMS a déclaré officiellement l'Europe sans paludisme en 1975 (Bruce-Chwatt & De Zulueta, 1980). Néanmoins, les événements des dernières années, ont montré une augmentation des cas de paludisme importés et sa réapparition dans les Pays de l'ex-URSS (Sabatinelli *et al.*, 2001; Romi *et al.*, 2002). D'autre part les cas autochtones ou permanents dans certains pays d'Europe du Sud (Baldari *et al.*, 1998; Cordova *et al.*, 2001; Sabatinelli *et al.*, 2001; Kampen *et al.*, 2003) et la présence du paludisme en Turquie (Alten *et al.*, 2000), ont mené à la préoccupation du risque croissant de la réapparition du paludisme en Europe.

En outre, les nouveaux aspects de la présence et de la distribution des vecteurs du genre *Anopheles* européen, subissent des changements par apport au climat qui représente l'élément

principal de ce risque (Kuhn *et al.*, 2002). Dans les années 1920-1930, *Anopheles maculipennis* a été reconnu comme le premier exemple d'un ensemble d'espèces (Espèce complexe) parmi les moustiques et l'intérêt de son évaluation systématique, conduit progressivement à une classification plus naturelle basé sur la similarité morphologique et les relations phylogénétiques confirmées par des études moléculaires (Hackett & Missiroli, 1935; White, 1978; Linton *et al.*, 2003 ; Harbach, 1994, 2004).

Les espèces appartenant au complexe *maculipennis* sont impossibles à distinguer par des caractères morphologiques adultes et leur identification dépend encore largement de la morphologie de l'œuf (Missiroli *et al.*, 1933), les chromosome de polythène larvaire en forme de bandes (Kitzmilller *et al.*, 1967) et les analyse des enzymes génétiques (Bullini & Coluzzi, 1982). Cependant, Les techniques moléculaires se sont révélées à la fois fiables et des outils efficaces pour distinguer les sous espèces d'*Anopheles* (Collins & Paskewitz, 1996). Par exemple, pour le complexe *Anopheles maculipennis*, la séquence de l'interne Transcribed Spacer 2 (ITS2) d'ADN ribosomique (ADNr) a récemment été déterminé pour sept espèces paléarctiques (Marinucci *et al.*, 1999). Dans les taxons examinés, la séquence a montré une intraspécifique minimale et donc une variation interspécifique significative. Ce sont les exigences de base pour l'application de l'analyse hétéroduplex (HDA), qui a été montré à la fois rapide et sensible. Sur la base des données moléculaires (Marinucci *et al.*, 1999), ils ont développé un HDA capable de distinguer sept taxes paléarctiques appartenant au complexe *maculipennis*, à savoir *An. Atroparvus*, *An. Labbranchiae*, *An. Maculipennis S.*, *An. Martinius*, *An. melanoon*, *An. Messeae* et *An. Sacharovi*.

De même, trois espèces du complexe *maculipennis*: *Anopheles atroparvus* Van Thiel, 1927, *Anopheles labbranchiae* Falleroni, 1926 et *Anopheles sacharovi* Favre, 1903, sont connus pour être les principaux vecteurs historiques efficaces du paludisme et qui restent les principaux vecteurs potentiels à l'heure actuelle. L'Europe est vraisemblablement la zone de leur distribution étendues (Bruce-Chwatt & de Zulueta, 1980; Jaenson *et al.*, 1986; Ribeiro *et al.*, 1988; Kasap, 1990; Jetten & Takken, 1994; Romi *et al.*, 1999; Ramsdale & Snow, 2000; Romi, 2001). La sous espèce *Anopheles sacharovi* est toujours le principal vecteur dans les zones endémiques du paludisme dans la Turquie (Kasap, 1990; Alten *et al.*, 2000).

Cependant les spécimens d'*Anopheles maculipennis*, récoltés entre février et juin 2002 dans huit provinces du Maroc (Khouribga, Taounate, Alhouceima, Chefchaouen, Fès, Khémisset, Kalâa Sraghna et Benslimane), ont été identifiés par caractérisation de l'ADN ribosomique par

PCR et séquençage de l'ITS2. Les résultats de cette analyse ont montré que tous les spécimens identifiés appartiennent à l'espèce *Anopheles labranchiae*.

Jusqu'à l'éradication du paludisme en provenance d'Europe, les membres du complexe *Anopheles maculipennis* avaient été les principaux vecteurs de parasites plasmodiques. Avec la réintroduction éventuelle des espèces de Plasmodium en raison du changement climatique et des voyages accrus vers et depuis des pays où le paludisme est endémique, une identification précise des espèces de moustiques sera essentielle pour les études préventives. À cette fin, un système de diagnostic de PCR pour différencier entre six des sept espèces du complexe *Anopheles maculipennis* en Europe a été développé. Le deuxième espaceur transcrit interne (ITS2) de l'ADN ribosomique a été amplifié et séquençé pour les six espèces. Sur la base des différences dans les séquences nucléotidiques, des amorces spécifiques à des espèces ont été formées pour l'amplification par PCR de l'ADN des moustiques qui, en combinaison avec une amorce universelle, génèrent des produits d'amplification de longueur différente, chacun unique pour une espèce (Proft *et al.*, 1999).

Une comparaison a été faite entre les hydrocarbures cuticulaires de cinq espèces paléarctiques du complexe *Anopheles maculipennis* Meigen : *An. maculipennis* sensu Stricto ; *An. melanoon* Hackett ; *An. messeae* Falleroni ; *An. labranchiae* Falleroni et *An. atroparvus* Van Thiel. Les lipides cuticulaires et les hydrocarbures ont été retirés, séparés et quantifiés par chromatographie en phase gazeuse des espèces de ces femelles. Une analyse discriminante a déterminé le degré de différence entre les espèces. Dans la nature, les différences d'hydrocarbures entre les espèces peuvent être un dispositif permettant la reconnaissance des compagnons appropriés. Des études montrant que la dissemblance des hydrocarbures est élevée entre les populations sympatriques sont également discutées à l'appui de cette théorie (Phillips *et al.*, 1990).

En Algérie, plusieurs travaux ont été réalisés sur les Culicidae, parmi ces travaux ceux de Senevet & Andrelli (1960) réalisés dans la région d'Alger, qui ont recensé 27 espèces de Culicidae. De son côté Brunhes *et al.*, (2000), rapportent que la faune Culicidienne d'Algérie est riche avec 48 espèces. Cette diversité réside dans la climatologie et la diversité de biotopes offerts au développement des Culicidae. Des travaux plus récents confirment la présence de ces deux sous familles: Culicinae et Anophelinae; dans la région Ouest d'Algérie. Dans la région d'Annaba, les travaux de Bendali, (2006) ont révélé la présence de 17 espèces appartenant à cinq genres. Cependant, les travaux de Benmalek (2010) réalisés à Annaba et El Kala, révèlent l'existence de 11 espèces appartenant à 2 sous familles celle des Culicinae

(*Culiseta longiareolata*, *Culex pipiens*, *Uranotaenia unguiculata*, *Culex theileri*, *Orthopodomyia pulcripalpis*, *Culex pusillus*, *Culex laticinctus*, *Culiseta ochroptera*) et celle des Anophelinae (*Anopheles labranchiae*, *Anopheles sacharovi*, *Anopheles algeriensis*). D'autre part, les travaux de [Berchi \(2000\)](#) réalisés dans la région de Constantine ont noté la présence de 7 espèces de Culicidae appartenant à 2 sous familles, les Anophelinae et les Culicinae, il s'agit de *Cx pipiens*, *Cx. theileri*, *Cx. hortensis*, *Cs. longiareolata*, *An. labranchiae* et *Uranotaenia unguiculata*. Par contre dans la région de Mila (région Ouest de Constantine), l'inventaire réalisé par [Messai et al., \(2011\)](#) révèle la présence de 12 espèces: 8 du genre *Culex* (*Cx. pipiens*, *Cx. modestus*, *Cx. antennatus*, *Cx. hortensis*, *Cx. deserticola*, *Cx. theileri*, *Cx. laticinctus* et *Culex sp*), deux du genre *Anopheles* (*Anopheles labranchiae* et *Anopheles pharoensis*), une espèce du genre *Culiseta* (*Cs. longiareolata*) et une espèce du genre *Uranotaenia* (*Uranotaenia unguiculata*). Cependant, dans la région Ouest d'Algérie (Tlemcen), [Hassain \(2002\)](#) a noté la présence de 20 espèces de Culicidae. Alors que [Lounaci & Doumandji \(2012\)](#) ont confirmé l'existence de 12 espèces au niveau des gîtes du marais de Réghaïa, appartenant à deux sous familles: Anophelinae avec une seule espèce (*An. labranchiae*) et Culicinae représentée par 4 genres: le genre *Culex* est le plus abondant avec 8 espèces (*Cx. mimeticus*, *Cx. perexiguus*, *Cx. pipiens*, *Cx. theileri*, *Cx. modestus*, *Cx. hortensis*, *Cx. impudicus* et *Cx. territans*), le genre *Aedes* (*Ae. caspius*), le genre *Culiseta* (*Cs. longiareolata*), et enfin le genre *Uranotaenia* a renfermé une seule espèce: *Uranotaenia unguiculata*. Néanmoins, dans la zone semi-aride de Tébessa, [Djabbar \(2009\)](#), a noté 10 espèces de Culicidae appartenant à une seule sous-famille; celle des Culicinae, regroupé en 3 tribus, la tribu des Aedini représentée par une seule espèce: *Aedes caspius*, la tribu des Culicini formée par un seul genre, celui des *Culex* qui contient 5 espèces, ce sont : *Cx pipiens*, *Cx. theileri*, *Cx. hortensis*, *Cx. perexiguus* et *Cx. laticinctus*, et finalement la tribu des Culisetini formée par 3 espèces, il s'agit de *C. longiareolata*, *C. annulata* et *C. subochrea*. De plus, les résultats de [Bouabida et al., \(2012\)](#) confirment la présence de 9 espèces appartenant à une seule sous-famille; celle des Culicinae, ou ils ont noté trois tribus, la tribu des Aedini représentée par une seule espèce: *Ochlerotatus caspius*, la tribu des Culicini est formée par un seul genre, celui des *Culex* qui contient 5 espèces (*Culex pipiens*, *Culex theileri*, *Culex hortensis*, *Culex perexigus* et *Culex laticinctus*). La tribu des Culisetini est formée par 3 espèces, il s'agit de *Culiseta longiareolata*, *Culiseta annulata* et *Culiseta subochrea*. Alors que les travaux d'[Aissaoui \(2014\)](#) effectuées dans la même région, ont révélé l'existence de 24 espèces, réparties en quatre groupes; le groupe des *Culex* qui est représenté essentiellement par l'espèce *Culex pipiens* associées néanmoins avec d'autres *Culex*: *Cx. hortensis*, *Cx. laticinctus*, *Cx. pusillus*, *Cx. mimeticus*, *Cx. impudicus*, *Cx. deserticola*, *Cx. univitattus*,

Cx. theileri, *Cx. perexiguus*, *Cx. torrentum*, *Cx. antennatus*, *Cx. p. molestus*, *Cx. modestus*. Le groupe 2 de *Culiseta* constitue en majeure partie de *Culiseta longiareolata*, *Culiseta subochrea* et *Culiseta annulata*. Le groupe 3 qui est moins représenté, comprend les *Aedes*: *Aedes caspius*, *Aedes aegypti*, *Aedes vexans* et *Aedes dorsalis* dont *Aedes aegypti* et *Aedes caspius*, sont les plus importantes. Le groupe 4 est le moins faiblement représenté par *Uranotaenia unguiculata* et *Anopheles labranchiae*. Ces espèces sont représentées à la fois dans les régions caractérisées par un climat semi-aride comme celui de Tébessa, et les régions situées dans l'étage bioclimatique sub-humides. [Hamaidia \(2014\)](#) a également signalé la présence de 16 espèces appartenant à trois sous-familles, Culicinae représentée par 4 genres; *Culex* avec 5 espèces (*Cx. pipiens*, *Cx. theileri*, *Cx. modestus*, *Cx. simpsoni*, *Cx. quinquefasciatus*, *Cx. hortensis* et *Cx. arbieeni*) ; *Aedes* avec 3 espèces (*Ae. punctur*, *Ae. quasirusticus* et *Ae. pulcritarsis*); *Culiseta* avec 3 espèces dont une n'a pas pu être identifiée (*C. longiareolata*, *C. fumipennis*); *Orthopodomyia* représenté uniquement par une seule espèce (*Or. pulcripalpis*) et enfin le genre *Anopheles* qui est représenté par 2 espèces (*An. algeriensis* et *An. labranchiae*). Les travaux de [Oudainia \(2015\)](#) réalisés dans la région d'Oum Labouagui révèlent l'existence de six genres: *Culex*; *Uranotaenia*; *Orthopodomyia*; *Culiseta* ; *Coquillettidia*; *Anopheles* et 14 espèces: *Uranotaenia unguiculata*; *Orthopodomyia pulcripalpis*; *Culex pipiens*; *Culex pusillus*; *Culex territans*; *Culex impudicus*; *Culex laticinctus*; *Culex hortensis maderensis*; *Culiseta ochroptera*; *Culiseta longiareolata*; *Culiseta glaphyroptera*; *Coquillettidia richiardii*; *Anopheles algeriensis*; *Anopheles maculipennis sacharovi*, appartenant à deux sous-familles: les Culicinae et les Anophelinae. Cependant, quelques études dans les zones arides du Sud Algérien (Sahara), comme les travaux de [Bebba \(2004\)](#) à Oued Righ (Touggourt et Djamaâ) et ceux de [Merabeti & Ouakid \(2011\)](#) réalisés à Biskra, et qui ont mentionné 22 espèces de Culicidae appartenant aux six genres (*Aedes*, *Anopheles*, *Culex*, *Culiseta*, *Uranotaenia*, *Orthopodomyia*). De même, les travaux de [Benhissen et al., \(2014\)](#) ont recensé 11 espèces, réparties en deux sous-familles: les Culicinae et les Anophelinae et à quatre genres: le genre *Anopheles* représenté par une seule espèce (*Anopheles multicolor*); le genre *Aedes* exprimé par deux espèces (*Aedes caspius*; *Aedes vexans*); le genre *Culex* par cinq espèces (*Culex pipiens*; *Culex theileri*; *Culex deserticola*; *Culex modestus*; *Culex torrentium*; *Culex pusillus*; *Culex antennatus* et le genre *Culiseta* représenté par *Culiseta longiareolata*. Ainsi, [Boukaa et al., \(2013\)](#) dans leur étude morphotaxonomique des larves des Culicidae, dans la région du M'Zab-Ghardaïa, ont identifié 10 espèces : *Oc. caspius*, *An. sergentii*, *Cx. deserticola*, *Cx. theileri*, *Cx. pipiens*, *Cx. hortensis*, *Cx. laticinctus*, *C. longiareolata*, *Cs. subochrea*, *Uranotaenia unguiculata*.

le genre *Anopheles* a un grand intérêt médical et vétérinaire, c'est le vecteur principal du paludisme, de la dengue et d'un grand nombre de parasitoses humaines et animales, a fait l'objet de plusieurs travaux: depuis [Senevets & Andarelli \(1960\)](#) qui rapportent la présence de cinq espèces d'*Anopheles*, en passant par les travaux de [Berchi \(2000a\)](#) qui a collecté quatre espèces d'*Anopheles* dans la région de Constantine et de l'Aurès, et ceux de [Hassaine \(2002\)](#) dans la région Ouest d'Algérie. Nos résultats conviennent avec ceux de [Bendali-Saoudi \(2006\)](#), [Ben malek \(2010\)](#) au niveau de l'extrême Nord, qui rapportent la présence du complexe *Anopheles maculipennis* avec deux sous espèces: *Anopheles maculipennis labbranchiae* dans la région d'El kala et *Anopheles maculipennis sacharovi* dans la plaine Ouest d'Annaba.

4.2. Etude morphométrique d'*Anopheles maculipennis* :

Pour déterminer avec précision l'identification des espèces qui présentent un intérêt médical et vétérinaire, on a recouru à une étude biométrique et chétotaxique de différentes structures surtout celles qui sont impliquées dans l'identification systématique ([Bendali-Saoudi, 2006; 2013](#)). Depuis le début du XXI^e siècle, le mot biométrie est utilisé également dans le sens plus restrictif de l'identification des personnes en fonction de caractéristiques biologiques. La biométrie est une technique globale visant à établir l'identité d'une personne en mesurant une de ses caractéristiques physiques. Il peut y avoir plusieurs types de caractéristiques physiques, les unes plus fiables que d'autres, mais toutes doivent être infalsifiables et uniques pour pouvoir être représentatives d'un et un seul individu. Dans le règne animal l'identification systématique des espèces est fondamentale pour toute étude biologique. La notion d'espèce jumelle au sein d'un même complexe, présente des différences, d'ordre physiologique ou écologique. L'existence de ces complexes pose de délicats problèmes dans la mesure où les capacités vectorielles de chaque sous-espèce peuvent être très différentes. Il est donc formellement nécessaire de connaître ces complexes et d'identifier les espèces qui les composent. Devant l'impossibilité d'utiliser les critères morphologiques utilisés dans la clé, on doit avoir recours à d'autres techniques plus élaborées, comme l'analyse moléculaire et surtout le séquençage de l'ADN ([Bendali -Saoudi, 2006](#)).

Dans cette optique, notre étude biométrique a concerné différents descripteurs morphologiques au niveau de la tête, les antennes, les palpes, le thorax, l'abdomen et les segments des trois pattes, cela a concerné les adultes mâles et femelles. Les larves du quatrième stade ont également subi une biomorphométrie de la longueur et la largeur du

thorax, de la tête, de l'abdomen et du siphon. Comme on a élaboré une étude biométrique des genitalia mâles et femelles. Les paramètres mesurés pour cette étude ont concerné l'hypopygium femelle (Largeur, longueur des cerques et la distance entre les cerques). La biométrie a été réalisée également sur l'hypopygium mâle (Coxites, gonostyle). D'autre part, une étude chétotaxique (Nombre de soies) a été élaborée sur les cerques et les coxites.

Les descripteurs mesurés présentent des résultats originaux qui collaborent avec d'autres travaux, pour mettre en évidence, les mensurations spécifiques de l'espèce d'étude, dans l'extrême Nord-est de l'Algérie. A la base de cette étude on peut établir ainsi, une banque de données morphométrique des espèces d'Anophèles de la région d'étude. Le taxonomiste peut définir ses descripteurs selon deux niveaux de précision, soit sous forme de variables qualitatives ou de variables quantitatives. Nos résultats conviennent avec ceux de [Benmalek \(2010\)](#) sur *Anopheles maculipennis sacharovi* et *Anopheles maculipennis labranchiae* et de [Boudmogh \(2015\)](#) seulement sur *Anopheles maculipennis sacharovi*.

D'après [Guitsevitch et al., \(1974\)](#), la séparation des sous espèces repose exclusivement sur la structure du chorion ovulaire et la répartition des tâches. De ce fait, nous avons procédé à la détermination de la répartition et la forme des tâches sur l'exocuticule ovulaire, ainsi qu'une étude biométrique, de la longueur et de la largeur des œufs pondus par les vingt femelles isolées. Après une étude comparative de la biométrie des œufs, on a déterminé des différences significatives et des différences hautement significatives concernant la largeur ce qui convient avec les résultats de [Boudmogh \(2015\)](#). Ainsi, la longueur des œufs donnés par les femelles de notre étude a montré des différences significatives.

D'autre part, l'étude chétotaxique et biométrique des genitalia a mis en évidence le nombre de soies qui détermine l'identification systématique de notre espèce. Cette étude contribue à l'identification systématique, et à la présence du complexe *Anopheles maculipennis*. Donc nos résultats viennent confirmer l'existence du complexe *Anopheles maculipennis* au niveau du site d'étude (Lac des oiseaux), ce qui convient avec les travaux de [Senevet & Anderelli, \(1955\)](#), qui ont cité la présence du complexe *Anopheles maculipennis* en Algérie.

4.3. Etude biologique d'*Anopheles maculipennis* :

La lutte contre les vecteurs du paludisme implique en premier, l'identification précise du statut taxonomique des populations des anophèles, qui prend en compte les paramètres biologiques et écologiques de la population anophélienne, tels que le taux d'anthropophilie,

le taux d'agressivité et de longévité. Cette dernière a pris une importance particulière, depuis que la lutte contre les vecteurs du paludisme et contre les vecteurs des filarioses est menée, à l'aide d'aspersions d'insecticides à action rémanente dans les habitations. Autrefois, les campagnes contre les moustiques visaient uniquement à faire disparaître le vecteur, principalement en s'attaquant aux gîtes larvaires contre lesquels on était le mieux armé. Maintenant, on essaye de tuer les femelles avant qu'elles n'atteignent un âge épidémiologiquement dangereux (Mäcdonald, 1956; 1957). L'intérêt épidémiologique de telles recherches est considérable, puisque la notion de transmission biologique par un arthropode implique, celle du temps nécessaire à l'évolution de l'agent pathogène chez celui-ci et que, plus le taux de survie du vecteur est élevé, plus la transmission est importante. Pour cela, nous avons contribué à l'étude biologique de l'espèce *Anopheles maculipennis*.

Le contrôle des facteurs majeurs influençant le développement des populations larvaires ou imaginaires, autorise de nombreuses études sur la biologie et la physiologie du vecteur qui complète ou expliquent les observations faites sur le terrain. Il est ainsi possible d'apprécier la longévité du moustique étudié en fonction des facteurs qui la conditionnent, de déterminer la durée du cycle gonotrophique, d'analyser les différents mécanismes qui régissent les principales fonctions, digestives et reproductives par exemple. Les observations faites, dans la nature, sur la responsabilité de tel ou tel vecteur dans la transmission d'agents pathogènes pour l'homme ou les animaux, sont souvent fragmentaires et ne rendent que rarement compte du rôle réel joué par ces espèces dans les cycles épidémiologiques. L'élevage des vecteurs se révèle être un instrument d'investigation indispensable en entomologie médicale et permet d'apprécier la capacité vectorielle d'une espèce donnée, en même temps qu'un auxiliaire précieux dans l'enseignement de cette discipline. Ainsi, l'évaluation d'insecticides demande une production élevée de moustiques dont les caractéristiques morphologiques, physiologiques et génétiques doivent être homogènes. L'élevage permet de répondre à cette demande dès l'instant que les conditions d'élevage sont rigoureusement stabilisées (Hervy & Coosemans, 1979). Cependant, l'élevage d'*Anopheles* au laboratoire présente une problématique mondiale. Ce genre de moustique est très délicat et très sensible aux conditions environnementales pour les adultes et la qualité de l'eau pour les larves. Dans cette mesure, nous avons réalisé un élevage d'*Anopheles maculipennis* au laboratoire et nous avons déterminé les différentes étapes de leur cycle de développement. L'entretien d'*Anopheles maculipennis* en laboratoire nous a permis la détermination des différentes phases du cycle biologique et on a pris en considération l'effet du type du repas sanguin (Sang de Mammifère, sang d'Oiseau), l'effet du type du repas trophique (Raisin sec, Miel) et l'effet

de la photopériode (On a pris en considération uniquement l'obscurité : 7 heures, 16 heures et 24 heures d'obscurité) sur la reproduction des femelles et le développement des larves .

4.3.1. Effet hématologique sur la reproduction d'*Anopheles maculipennis* :

La physiologie reproductive des moustiques femelles a été analysée à différents niveaux en raison de leur rôle en tant que vecteurs de maladie. Des progrès considérables ont été réalisés dans la compréhension des études comportementales sur la recherche d'hôtes, (Klowden, 1997), leur endocrinologie (Dhadialla & Raikhel, 1994; Raikhel & Lea, 1991), la digestion, l'utilisation des repas sanguins (Kelly, 2001 ; Lounibos *et al.*, 1985), la biologie et l'écologie des moustiques (Cassier *et al.*, 1997 ; Lea *et al.*, 1978). L'élevage des anophèles au laboratoire présente une problématique mondiale. Ce genre de moustique est très délicat et très sensible aux conditions environnementales (température, humidité, photopériode,...) pour les adultes, et la qualité de l'eau (eau déchlorurée, sol humide, matière organique...) pour les larves (Assako Assako *et al.*, 2005). L'entretien d'*Anopheles maculipennis* en laboratoire nous a permis de déterminer la durée des stades larvaire et pupal, les principaux composants biochimiques des ovaires, et les événements de reproduction en fonction des types de repas de sang. Il est suggéré que la durée du quatrième stade larvaire chez les larves issue des femelles égorées par le sang de Mammifère est plus longue par rapport à celles issue des femelles égorées par le sang d'Oiseaux. Cependant, la fécondité est plus importante chez les femelles égorées par le sang de Mammifères, ceci peut être due à la différence dans la composition biochimique et physique des deux types sanguins testés (Fontaine, 1987 ; Sanchez *et al.*, 2000).

4.3.2. Effet trophique sur la reproduction d'*Anopheles maculipennis* :

Le monde des insectes présente une grande variété de régimes alimentaires auxquels correspondent certaines particularités morphologiques et éthologiques. La morphologie des pièces buccales et le régime alimentaire diffèrent selon le sexe. Les femelles ont un appareil buccal de type piqueur (Carnevale, 1987). Elles piquent en absorbant le sang qui fournira les éléments protéiniques nécessaires à la maturation des œufs, Les mâles présentent des pièces buccales réduites avec généralement atrophie des mandibules, perte du pouvoir vulnérant. Ils sont uniquement suceurs et floricoles, recherchant et prélevant le nectar des fleurs. L'importance de la nutrition de l'insecte s'étend, non seulement, des relations étroites avec les phénomènes biochimiques, mais aussi à de nombreux aspects de l'écologie de l'insecte notamment lorsqu'on prend en considération les sources nutritionnelles. Les mâles

ayant une alimentation glucidique, il est de pratique courante de fournir aux élevages de moustiques des substances sucrées, sous forme de solutions glucosées à 10 % par exemple, et l'on remarque que les femelles, comme les mâles, s'en nourrissent avidement. Plusieurs expériences ont été réalisées dans ce contexte (Smith, 1904 ; Knab, 1907; Howard, Dyar & Knab, 1912; Wesenberglund, 1921 ; Raup, 1930 ; Britten, 1937 ; Philips, 1943 ; Twin *et al.*, 1948 ; West & Jenkins, 1951 ; Hocking, 1953 ; Haeger, 1955, Downes, 1958 ; Barr, 1958 ; Abd-El-Malek & Baldwin, 1961 ; Breeland & Pickard, 1961 ; Sandholm & Price, 1962 ; De Meillon & Sebastian, 1964 ; De Meillon *et al.*, (1965 ; 1967) ; Carnevale, 1987) . Ces expériences ont montrées que les préférences trophiques se différencient d'une espèce à l'autre. Les adultes et les larves de moustiques ne possèdent pas la même alimentation. La plupart d'entre nous sont tentée de penser que les adultes moustiques se nourrissent uniquement de sang, mais il n'en est rien. Le moustique femelle a besoin de sang pour le développement de ses larves. Pour autant, les adultes, tant mâles que femelles, sont avant tout nectarivores, s'alimentant de nectar et du jus sucré des fleurs ou des fruits mûrs pour couvrir leurs besoins énergétiques. En élevage (dans les laboratoires d'entomologie médicale), il leur est ainsi fourni des tampons de coton imbibés d'eau sucrée, qui suffisent à leur survie, sans avoir recours à une alimentation sanguine. Ces sucres ingérés vont-ils profiter à la femelle prolongeant sa durée de vie et abaissant son taux de mortalité (Greenberg, 1954; Dethier & Rhoades, 1954 ; Hassett, 1948 ; Hassett *et al.*, 1950; Singh & Brown, 1957). Les différents sucres utilisés n'ont pas la même action, Les moustiques adultes obtiennent leurs éléments glucidiques principalement du nectar floral, Ce matériel renferme un nombre limité de sucres: fructose, glucose; sucrose, maltose, raffinose et mélibiose. Tandis que les moustiques, sans alimentation glucosée déposent leurs œufs généralement 2 à 4 jours après le repas de sang, les femelles qui se sont nourries de substances sucrées continuent de pondre pendant 2 mois et plus après le dernier repas sanguin (Farid, 1949). L'alimentation glucidique est d'un grand intérêt pour l'entomologiste et l'épidémiologiste, puisqu'elle procure l'énergie nécessaire au vol (influence sur les déplacements vers des lieux favorables), qu'elle accroît la longévité, qu'elle entraîne une rétention de la ponte (ce qui donne à la femelle le temps de choisir un gîte convenable) et qu'elle permet de mieux supporter le « stress » de l'oviposition, améliorant le taux de survie après la ponte. La prise d'un repas sucré est un phénomène important chez *Anopheles* puisqu'elle semble se produire à toutes les étapes importantes de la vie de la femelle (peu après la naissance, avant la ponte, après l'oviposition dans l'attente de la prise d'un repas sanguin) et qu'elle concerne un nombre important d'individus. C'est également un phénomène original, puisque le stockage du repas sucré est assuré chez cette espèce, contrairement aux autres, par l'estomac. Les conséquences de cette

ingestion d'un repas non sanguin sont certainement importantes sur le plan physiologique et biologique permettant probablement à la femelle d'effectuer des déplacements importants, d'avoir une longévité accrue, de mieux supporter la ponte, etc. Ce phénomène joue, peut-être aussi, dans une certaine mesure, sur la durée du cycle gonotrophique (rétention de la ponte et l'augmentation de la durée séparant la ponte de la prise d'un repas sanguin), donc sur la fréquence et le nombre des repas de sang pris au cours d'une vie, ce qui n'est pas sans importance au point de vue épidémiologie du paludisme. Il sera donc important de tenir compte de ce facteur lors de l'étude de la durée du cycle gonotrophique chez cette espèce (Pajot *et al.*, 1975). Dans ce contexte, on a réalisés une étude du développement larvaire sous l'influence du type de repas trophique ou énergétique. Pour cela on a utilisé deux types de nutriments, le Raisin sec et le Miel dilué à 10%. Cependant trente femelles ont été isolées individuellement dans trente cages, pour chaque type de repas. Les œufs récupérés de chaque femelle ont subi une étude de leur développement de l'incubation à l'émergence. Les résultats nous montrent que le type trophique n'a pas d'effet sur les durées d'incubation chez les individus d'*Anopheles maculipennis*. Les durées d'éclosion se sont étalées sur trois périodes. Cependant, Le nombre d'œufs éclos en premier lieu, présente le pourcentage le plus important chez les individus nourrit de Raisin sec et chez ceux nourrit de Miel. Le plus faible pourcentage est obtenu lors de la troisième période d'incubation pour les individus nourrit de Raisin sec et chez ceux nourrit de Miel. D'autre part le nombre d'œufs pondus par les femelles nourrit de Raisin sec, est supérieur à celui pondus par les femelles nourrit de Miel. Ce qui prouve, que les individus nourrit de Raisin sec, sont plus fertiles que ceux nourrit de Miel. La différence était significative, concernant la fertilité ($P= 0,021$). Ceci peut être dû à la composition chimique des Raisins sec qui sont des aliments énergétiques très forts (Boismoreau., 2005 ; Buchter-Weisbrodt, 2004 ; Lefiefdelcourt, 2010 ; Ouradou, 1998 ; Williamson & Carughi, 2010), et du Miel qui est un composé biologique très complexe, (Jeremy, 2012). Par contre, Le test *t* de « Student » ne révèle aucune différence significative concernant le taux de développement des larves, ce qui nous montre que le repas trophique des adultes n'agit pas sur le taux et la survie larvaire. D'autre part, le repas glucidique a une action sur la longévité des femelles en prolongeant sa durée de vie et abaissant son taux de mortalité. Cependant, la femelle a besoin du repas sanguin pour le développement de ses larves. Ce ci convient avec les résultats de plusieurs travaux (Greenberg, 1954; Dethier & Rhoades, 1954 ; Hassett *et al.*, 1948 ; 1950; Singh & Brown, 1557). Cependant, la durée du développement des larves, issues des femelles nourrit de Raisin sec et des femelles nourrit de Miel, dure entre 19 à 20 jours. L'éclosion dure entre 1 à 4 jours chez les femelles nourrit de Raisin sec et de 2 à 3 jours chez les femelles nourrit de Miel. Les durées des stades larvaires

et du stade nymphale sont plus courtes chez les larves des femelles nourrit de Miel (stade larvaire 1: 2 à 3 jours, stade larvaire 2: 2 à 4 jours, stade larvaire 3 : 2 à 4 jours, stade larvaire 4: de 4 à 10 jours, stade nymphal : de 1 à 4 jours). Chez les larves provenant des femelles nourrit de Raisin sec les durées des différentes phases du cycle aquatiques sont: Stade 1: de 1 à 7 jours, stade 2: de 1 à 5 jours, stade 3: de 2 à 7 jours, stade 4: de 4 à 12 jours, le stade nymphal: 2 à 5 jours. D'autre part l'analyse des résultats par le test *t* de « Student » révèle une différence très hautement significative ($P= 0.000$) entre les durées du quatrième stade larvaire. Ce qui montre que le repas trophique (énergétique) peut agir sur la durée du cycle de développement larvaires.

4.3.3. Effet de la photopériode sur la reproduction d'*Anopheles maculipennis* :

La lumière joue un rôle primordial dans la plupart des phénomènes écologiques. Son intensité conditionne l'activité photosynthétique. La durée de l'éclairement au cours d'un cycle de 24 heures ou photopériode contrôle la croissance et la floraison des plantes mais aussi l'ensemble du cycle vital des espèces animales. La photopériode joue un rôle dans l'écologie des êtres vivants. On distingue la photopériode courte caractérisée par la prédominance de la phase obscure (ou *scotophase*) et la photopériode longue pour laquelle la *photophase* ou phase d'éclairement est plus longue que la scotophase (Mbakwiravyo, 2009). Dans la nature, les Culicidae montrent des préférences pour certains types de milieux, en fonction de la quantité de lumière reçue par ceux-ci. Selon le genre ou l'espèce de moustique, les gîtes sont caractérisés par un ensoleillement intense, une pénombre accentuée ou une obscurité complète. Ces exigences pourraient paraître de rigueur dans la réalisation d'un élevage. Cependant, le facteur lumière semble être peu important au niveau de l'élevage. La quantité et la qualité de la lumière régnant dans la salle d'élevage des larves est donc peu importante. Chez les moustiques, le rythme des différentes activités dépend en grande partie du niveau ou de la variation de l'éclairement. Ainsi la plupart se nourriront-ils ou pondront-ils préférentiellement dans l'obscurité ou la pénombre. L'accouplement, dont dépend l'insémination des femelles nécessaire à la pérennité de l'élevage, peut parfois être difficile à obtenir en laboratoire. Pour améliorer cet état de fait, on peut être obligé, soit de disposer les cages contenant les adultes dans un endroit soumis aux variations naturelles de lumière qui caractérisent l'aube ou le crépuscule, soit de recourir à un appareillage permettant, par une mise-en-marche ou une extinction progressive de l'éclairage, la simulation du jour et de la nuit avec les lentes transitions (Hervy & Coosemans, 1979). Notre étude a concerné l'étude de la reproduction des femelles de l'espèce complexe *Anopheles maculipennis* et

le développement de ses larves au sein du laboratoire selon une photopériode contrôlait. La première expérience 7 heures d'obscurité, a présenté un faible taux par rapport aux témoins. En premier lieu, l'étude de la période d'incubation est, la durée pendant laquelle l'embryon évolue et se transforme en larve (Christophers, 1960). Cette durée de développement embryonnaire est appelée aussi temps de maturation (Buxton & Hopkins, 1927). Notre étude a été portée pour la détermination de cette période, lorsque le développement se déroule sous une obscurité quotidienne de 7h. L'analyse de la variance à un critère de classification, a révélé des différences hautement significatives, concernant le taux d'œufs pondus par les femelles témoins et testées. Ainsi que le nombre d'individus témoins des trois premiers stades pré imaginaires était élevé. La différence était hautement significative pour L1, L2 et L3. Le quatrième stade a présenté une différence très hautement significative. Cette période d'obscurité était néfaste pour le développement larvaire, qui s'est entravé au troisième stade, alors que les individus témoins ont atteint le stade nymphal.

D'autre part la même étude nous a permis de constater, dans les conditions de laboratoire, la détermination des durées (En jour) de chaque stade larvaire. L'incubation et le développement larvaire des individus testés ont présentés des durées légèrement plus longues que celles des témoins. La différence était significative, par rapport aux durées de développement larvaire chez Les individus témoins et les individus testés, pour les deux premiers stades larvaires (L1, L2). En ce qui concerne la durée d'incubation, la différence était hautement significative.

Selon le même contexte, on a prolongé la période d'obscurité jusqu'à 16 heures et on a suivi la reproduction des femelles et le développement larvaires. Alors, pendant cette phase d'obscurité, les résultats ont montrés que le taux d'œufs pondus par les femelles testées et le taux de développement des larves expérimentées, semble celui des témoins sauf pour les trois premiers stades larvaires. Le taux des larves expérimentées est légèrement réduit, par rapport à celui des larves témoins avec des différences significatives.

D'autre part, l'incubation présente une durée plus longue des œufs issus des femelles expérimentées que celle des œufs témoins avec une différence significative. Cependant, les durées des quatre stades larvaires et celles des stades nymphal et l'émergence ne montre aucune différence significative.

Les résultats de l'effet de l'obscurité totale, sur le nombre d'individus, de l'éclosion à l'émergence, montre que le nombre d'œufs pondus et l'effectif larvaire se développant pendant les quatre stades dans les mêmes conditions d'élevage, présentent un taux élevés par rapport à celui des témoins. L'analyse statistique révèle des différences hautement

significatives concernant les stades (L2, stade nymphal, émergence) et des différences significatives concernant les stades larvaires (L3, L4). L'analyse statistique a révélé des différences hautement significatives et des différences significatives. Donc l'obscurité totale a un effet sur le taux d'individus. L'effectif des testés est plus important que celui des témoins de la ponte à l'émergence. D'autre part l'obscurité totale n'a présenté aucun effet sur les durées du développement: l'incubation, les stades larvaires, nymphal et adulte.

Les résultats de l'étude comparative de l'effet des différentes phases de la photopériode, sur le développement d'*Anopheles maculipennis*, montrent que les conditions de 16 heures d'obscurités permet des taux de nombre d'œufs pondus et de développement larvaire plus élevées par rapport aux ceux sous les conditions de 7 heures d'obscurité et les conditions de 24h heures d'obscurités permet des taux de nombre d'œufs pondus et de développement larvaire plus élevées par rapport aux ceux sous les conditions de 7 heures d'obscurité. D'autre part, le nombre d'œufs pondus et le nombre de larves qui se développent sous les conditions de 16 heures d'obscurité présentent des taux plus faible par rapport aux ceux sous les conditions de 24 heures d'obscurité. Ces résultats confirment que la photopériode a un effet sur le taux du développement larvaire d'*Anopheles maculipennis*.

Cependant, l'étude comparative de l'effet des différentes phases de la photopériode, sur la durée de développement d'*Anopheles maculipennis*, nous montre que sous les conditions de 16 heures d'obscurité, les durées d'incubation et du développement larvaires sont plus réduites que celles sous les conditions de 7 heures d'obscurité. Sous les conditions de 24 heures d'obscurité, les durées d'incubation et du développement larvaires sont plus réduites que celles sous les conditions de 7 heures d'obscurité, et la durée du développement larvaire sous les conditions de 24 heures d'obscurité, est plus réduite que celle sous les conditions de 16 heures d'obscurité. Ce qui confirme que l'obscurité est l'une des conditions favorables pour le développement d'*Anopheles maculipennis*.

L'étude comparative de l'effet des différentes phases de la photopériode, révèle l'importance de la photopériode en tant qu'élément stimulateur de la croissance et de la reproduction, ce qui convient avec les résultats d'[Aupinel & Bonnet, 1996](#) chez les escargots.

4.4. Etude biochimique des métabolites (protéines, lipides, glucides) au niveau des ovaires selon le type hématologique et le type trophique :

La maturation des ovocytes dépend, entre autres, des métabolites prélevés de l'hémolymphe et du matériel synthétisé *in situ* par l'ovaire ([Indrasith et al., 1988](#)). C'est pour

cette raison que le dosage des principaux métabolites réalisés dans l'ovaire va nous indiquer s'il y a modification de la composition biochimique selon le type hématologique (Mammifères, Oiseaux). Les protéines jouent un rôle fondamental dans l'organisme de toutes les espèces biologiques vivantes connues. Ces dernières entrent dans diverses réactions et peuvent assurer la catalyse biochimique, la régulation hormonale et s'intègrent dans la cellule comme éléments structuraux en même temps que les glucides et les lipides (Jacob *et al.*, 1961). La reproduction chez les insectes dépend des protéines, la vitellogénine (protéines constituant 80-90% des substances de réserve de l'œuf) qui est synthétisée dans les corps gras, la protéine étant par la suite acheminée et incorporée aux ovocytes (Koller et Raikhel, 1991). La vitellogénine est transformée en vitelline dans les ovocytes (Engelman, 1979). Des travaux récents confirment la présence de récepteurs sur la membrane des ovocytes pour les vitellogénines (Adam *et al.*, 2002). Le potentiel reproducteur des insectes étant le facteur le plus important à leur pullulation, la perturbation de la capacité reproductrice semble être un outil fondamental dans le programme de lutte. La vitellogénèse ou phase d'accroissement correspondant à l'accumulation des matériaux énergétiques variés : lipides (triglycérides, lipoprotéines), glucides (glycogène), protéines et sels minéraux (Cassier *et al.*, 1997). Le vitellus constitue les réserves énergétiques utilisées par les embryons durant le développement embryonnaire. Il est produit par l'organisme maternel et s'accumule dans l'ovocyte au cours de l'ovogenèse. Ce sont les corps gras qui le produisent chez les insectes puis acheminés par l'hémolymphe (insectes) vers les ovaires. Les glucides représentent également l'élément énergétique de l'organisme jouant un rôle essentiel dans la physiologie des insectes. Ils font partie, avec les protéines et les lipides, des constituants essentiels des êtres vivants et de leur nutrition, car ils sont un des principaux intermédiaires biologiques de stockage et de consommation d'énergie. Les lipides ovariens représentent une partie importante des réserves; faiblement synthétisés par l'ovocyte et les follicules, ils proviennent des corps gras *via* l'hémolymphe sous forme de lipoprotéines (Cassier *et al.*, 1997). Dans ce contexte, notre étude a concernée l'effet du choix hématologique sur la reproduction des femelles d'*Anopheles maculipennis* et sur le développement des larves issues de ces femelles. Il est suggéré que la durée du quatrième stade larvaire chez les larves des femelles égorées du sang de Mammifères est plus longue que celles des larves issues des femelles égorées du sang de poulet, ceci est dû à la composition du cholestérol en premier. En outre, la fécondité est plus importante chez les femelles égorées du sang de Mammifères (bovin), ceci peut être dû à la composition de ce dernier qui est plus riche en protéines par rapport au sang de poulet. Par conséquent, cela est probablement lié à la différence dans la composition

biochimique et physique des groupes sanguins testés (Fontaine, 1987 ; Sanchez *et al.*, 2000 ; Coriat & Amour, 2005).

D'autre part, L'importance de la nutrition de l'insecte s'étend des relations étroites avec les phénomènes biochimiques. Les préférences trophiques se différent d'une espèce à l'autre. Les femelles, comme les mâles, s'en nourrissent, ayant une alimentation glucidique. Dans ce contexte on a utilisé deux types de repas trophique (Raisin sec et Miel). D'après les résultats, le nombre d'œufs pondus par les femelles nourrit de Raisin sec, est supérieur à celui pondus par les femelles nourrit de Miel. Ce qui nous montre, que les individus nourrit de Raisin sec, sont plus fertiles que ceux nourrit de Miel. La différence était significative, concernant la fécondité et la fertilité. Ceci peut être dû à la composition chimique des Raisins sec, ce sont des aliments énergétiques très forts (Ouradou, 1998 ; Boismoreau., 2005 ; Buchter-Weisbrodt, 2004 ; Lefiefdelcourt, 2010 ; Williamson & Carughi, 2010). Délestés d'une partie de leur eau, les raisins secs sont encore plus riches en sucres et donc en calories, mais sont aussi plus concentrés en minéraux, oligoéléments, vitamines (sauf la vitamine C). Ils sont également plus riches en cuivre, et du collagène ; en phosphore. De plus, lors de la phase de déshydratation, les antioxydants vont se concentrés ce qui va conférer aux raisins secs une capacité antioxydante (Demelin, 1912). D'autre part, le Miel est un composé biologique très complexe, il est principalement composé de sucre (monosaccharides), plus précisément d'un mélange de glucose (31%) et de fructose (38%). Il contient également de l'eau (17%) et environ 6% de disaccharides (sucrose, etc.), (Jeremy, 2012).

4.5. Toxicité des plantes :

Les moustiques sont des vecteurs potentiels de maladies humaines et vétérinaires, comme la Malaria, l'encéphalite, la fièvre jaune, la dengue, les filarioses et les dirofilarioses (Rodhain & Perez, 1985 ; Hakim, 1996 ; Traboulsi *et al.*, 2005). Le contrôle des moustiques courant est l'utilisation d'insecticides chimiques de synthèse, comme le chlorpirifos, dichlorvos, Cypermethrine, d'où une forte toxicité pour la santé publique, ainsi que pour l'environnement. D'après Barbouche *et al.* (2001), l'accumulation importante de matières actives dans les écosystèmes traités, aquatiques et terrestres est un problème de pollution. D'autre part, les substances actives des produits de synthèse utilisés présentent un large spectre d'action et touchent les organismes non ciblés. Dans ce contexte, le recours à des molécules naturelles (d'intérêt écologique et économique) aux propriétés insecticides ou insectifuges, de moindre toxicité pour l'homme, se révèle être une démarche alternative

à l'emploi des insecticides de synthèse. La recherche agrochimique et sanitaire s'oriente vers la découverte de molécules naturelles biodégradables possédant une activité spécifique élevée vis-à-vis des insectes à combattre, (Rageau & Delaveau, 1979). Certains auteurs ont entrepris depuis plusieurs années, la recherche systématique de plantes européennes et tropicales susceptibles de contenir des substances insecticides ou hormonomimétiques en utilisant un protocole de triage rapide (screening) applicable aux larves d'*Aedes aegypti* et de *Culex pipiens* (Diptera, Culicidae). Beaucoup d'études ont été menées sur la capacité des produits à base de plantes, ayant des effets insecticides et larvicides pour le control de différentes espèces de moustiques, tout en préservant les populations non visées (Marston & Hostettmann, 1985 ; Singh & Agarwal 1983 ; Alouani *et al.*, 2009 ; Rehim *et al.*, 2010 ; Samuel *et al.*, 2012). Dans des travaux encore plus récents, les propriétés insecticides de certaines plantes ont été testées sur les larves d'insectes. Nous citons à cet effet, les travaux de Jang *et al.*, (2002 a) sur *Aedes aegypti* et *Culex pipiens* en testant l'activité larvicide de certaines légumineuses et les travaux de Allaoui Slimani, (2002) dans lesquels la toxicité de *Mentha pulegium* (Labiée) a été confirmée sur des larves de culicidés. L'activité larvicide des extraits de plantes médicinales aromatiques a aussi été confirmée dans les travaux de Jang *et al.*, (2002 b). Par ailleurs, la protection des cultures contre les ravageurs par des extraits végétaux a été étudiée aussi bien, sur les larves de lépidoptères (Lee *et al.*, 2002) que sur des larves d'acridiens (Barbouche *et al.*, 2001).

Actuellement on s'intéresse à l'extraction des huiles essentielles et des poudres en vue de leurs utilisations dans la lutte biologique à l'égard des différents stades larvaires du moustique. Les différentes espèces de végétaux accumulent des produits chimiques bioactifs différentiels, dans les diverses parties du végétal, telles que les feuilles, les fruits, les fleurs, les racines et l'écorce. L'efficacité des produits chimiques extraits des partie spécifiques de la plante, varie souvent selon les espèces de moustique (Ghosh *et al.*, 2012). Plus de 2000 plantes ont montré des degrés différents d'activité larvicide contre les moustiques (kumar & Dutta, 1987 ; Sukumar *et al.*, 1991 ; Choochate *et al.*, 2004 ; Iannacone & Perez, 2004 ; Chaithong *et al.*, 2006 ; Chowdhury *et al.*, 2008 ; Mgbemena, 2010 ; Mansouri, 2015). L'activité larvicide des extraits de plantes médicinales aromatiques a aussi été démontrée dans les travaux de Jang *et al.* (2002b), Papachristos & Stamopoulos (2002), Roy & Saraf (2006), Lucia *et al.* (2007), Michaelakis *et al.* (2008) et Eleni *et al.* (2009). Les plantes possèdent une complexe composition chimique, ayant une unique activité biologique et spécifique (Farnsworth & Bingel, 1977). De ce fait, plusieurs produits de plante ont été testés et évalué sur les moustiques, avec de différents effets (Mulla & Su, 1999 ; Habeeb *et al.*, 2007 ; Habeeb *et al.*, 2009). Pareillement, beaucoup d'espèces végétales ont été testées pour le control

des moustiques, comme l'*Origanum syricum L.*, *Ricinus communis L.*, *Anona squamosa*, *Lansium domesticum*, *Azadirachta indica* et *Codiaeum variegatum*, qui ont été testées sur les larves de *Culex quinquefasciatus*, *Culex pipiens*, et *Aedes aegypti L.* (Monzon *et al.*, 1994 ; Aouinty *et al.*, 2006). Également, des travaux d'Alaoui Slimani (2002) ont montré la toxicité de *Mentha pulegium* (Labiée) contre des larves de Culicidae. Aussi, les travaux de Jang *et al.*, (2002a) ont mené des tests de l'activité larvicide de certaines plantes légumineuses sur *Ae. aegypti* et *Cx. pipiens*. Lors de cette étude, nous avons testé l'effet des extraits aqueux de trois plantes d'intérêt économique, médicinal et toxique, le *Myrtus communis L.*, l'*Eucalyptus camaldulensis* et l'*Eucalyptus globulus*. Nous avons procédé à la préparation des extraits aqueux des poudres végétales des trois plantes (*Myrtus communis*, *Eucalyptus camaldulensis*, *Eucalyptus globulus*) très couramment rencontrées et utilisées traditionnellement sur le continent africain et surtout dans notre région. Les extraits aqueux des trois plantes ont révélé une activité insecticide vis-à-vis les larves des quatre stades d'*Anopheles maculipennis*, avec une toxicité plus élevée pour le Myrte. Cette toxicité est due aux toxines et aux métabolites secondaires contenant dans les différentes parties de la plante (Fisher, 1991). Traboulsi *et al.* (2002) démontrent la toxicité du *Myrtus communis* à l'égard de *Cx. Pipiens molestus* avec une valeur de CL50 de 36-49 mg /l, et ça peut être expliqué par les effets chimiques des tannins, ainsi que des substances phénoliques de cette plante. Après isolation du produit acif 3méthoxy myricétine 7-O- α -L-rhamnopyrannoside, à partir du *Myrtus communis*, ce composé a produit un effet acaricide sur les espèces de *Tetranychus urticae Koch* avec la valeur de la CL50 de 67 mg/l (Moussa *et al.*, 2010). L'extrait aqueux du *Myrtus communis* a montré un effet toxique contre le mollusque *Lymnaea auricularia L.*, responsable de la transmission de fascioliasis chez l'homme et les animaux et c'est après traitement avec une CL50 de 1,75 mg/ml après 24h d'exposition (Aladesanmi, 2007). Aussi, L'extrait brut du composé flavonoïde du *Myrtus communis* s'est avéré nocif contre l'escargot aquatique *Biomphalaria glabrata*, impliqué dans la transmission de la schistosomiase (Deuruaz & Raynaud, 1993). L'extrait de la poudre des feuilles du *Myrtus communis* a présenté des effets toxiques contre les nématodes *Meloidogyne javanica* (Oka *et al.*, 2012). La forte activité de l'extrait de feuilles du *Myrtus communis* est peut-être dû aux nombreux composés chimiques qui ont une activité biologique tels que le mytrol, les tanins, et les composés de phénol (Kery *et al.*, 1985 ; Elisha *et al.*, 1988). Les substances phénoliques, ainsi que les tanins se précipitent sur la protéine de la membrane cellulaire au cours de sa pénétration (Bakir, 1997). Ces composés forment l'hydrogène et l'azote libres et les groupes multihydroxyle, provoquant l'inhibition de certaines enzymes qui sont très essentiels à l'organisme (Reed, 1995 ; Covington, 1997).

L'Eucalyptus a été utilisé dans le cadre du control des moustiques grâce à son potentiel larvicide (Brooker & Kleinig, 1990). L'extrait aqueux d'Eucalyptus a causé une toxicité chez les moustiques *Anopheles maculipennis*, L'extrait d'Eucalyptus a été testé sur les larves des deux espèces de diptères, *Musca domestica* L., et *Chrysomya megacephala* F. et a montré des effets nocifs sur ces espèces (Sukontason *et al.*, 2004). On a observé également la toxicité d'Eucalyptol sur plusieurs insectes, comme les Triatominae (la bogue de triatomine), les Coléoptères (coléoptère de farine rouge), *Sitophilus oryzae* (charançon de riz), *Musca domestica* (mouche de maison), *Miastor metroloas* (mouche hessoise), *Blattella germanica* et les acarides des denrées congelées (Prates *et al.*, 1998 ; Lamiri *et al.*, 2001; Tripathi *et al.*, 2001 ; Lee *et al.*, 2003). L'Eucalyptus peut induire des résultats indésirables dans le milieu naturel, car il est bien connu que l'implantation d'Eucalyptus induit des effets néfastes pour le milieu terrestre (Sousa, 2003), ainsi qu'aquatique (Graça *et al.*, 2002). L'Eucalyptus est supposé être un antibiotique pour les micro-organismes du sol (Couto & Betters, 1995), cependant, les feuilles affectent les communautés aquatiques par leur dégradation dans l'eau, et la libération des composés organiques et inorganiques solubles par le phénomène de lixiviation (Tuckey, 1970). Les phénols libérés d'Eucalyptus sont également connus pour affecter l'assimilation de protéine, en formant des complexes avec des enzymes digestives larvaires (Graça & Bärlocher, 1998 ; Canhoto & Graça, 1999). On a démontré que la décomposition d'Eucalyptus peut affecter la viabilité et l'écologie des macroinvertébrés dans les chutes d'eau en Portugal, et les résultats suggèrent que les substances libérées d'Eucalyptus puissent être toxiques en raison de l'épuisement en oxygène dans le milieu naturel, et peuvent être responsables des effets délétères induits par l'accumulation de feuilles (Canhoto & Laranjeira, 2007). Un tel phénomène cyclique est susceptible également de contribuer aux changements saisonniers observés sur la structure de la communauté présente aquatique en présence d'Eucalyptus (Otermin *et al.*, 2002). Grâce à leur facilité d'adaptation, les espèces *E. globulus*, *E. camaldulensis*, *E. gomphocephala* sont les plus répandues dans la région méditerranéenne (Metro, 1970).

L'application de l'extrait aqueux du *Myrtus communis* à différentes concentration (0,007 g/ml ; 0,022 g/ml ; 0,045 g/ml) sur les 4 stades larvaires d'*Anopheles maculipennis*, a montré des différences selon les temps de traitement. Les comparaisons ont révélé des différences hautement significatives, concernant la concentration la plus faible (0,007 g/ml) entre le témoin et les quatre stades larvaires traités sauf pour le stade L2 après 24h, la différence était significative. Cependant la concentration de 0,022 g/ml appliquée sur les quatre stades larvaires, a présenté des différences hautement significatives et des différences très hautement

significatives. Concernant la plus forte concentration de 0,045 g/ml, les comparaisons entre les témoins et les traités ont montré des différences très hautement significatives à l'exception du stade L2 après 24h qui a présenté une différence hautement significative.

Les tests toxiques réalisés par *Eucalyptus camaldulensis* ont montré des différences significatives, hautement significatives, très hautement significatives concernant la plus faible concentration (0,007 g/ml). La deuxième concentration (0,022 g/ml) a révélé des différences hautement significatives et très hautement significatives, alors que, la plus forte concentration (0,045 g/ml) a présenté des différences très hautement significatives à l'exception du deuxième stade après 24h.

L'effet toxique d'*Eucalyptus globulus* a révélé des différences significatives et des différences hautement significatives, à l'exception du premier stade, aucune différence n'a été montrée sous l'effet de la plus faible concentration (0,007 g/ml). Tandis que pour les deux autres doses (0,022 g/ml, 0,045 g/ml), des différences hautement significatives et très hautement significatives ont été observées, sauf le stade L1 qui n'a présenté aucune différence, sous l'effet de la deuxième concentration appliquée (0,022 g/ml) après 24 et 48h.

Nos résultats conviennent avec les travaux de [Mansouri, 2015](#) sur la toxicité du Myrte et d'*Eucalyptus* sur *Culex pipiens*. La toxicité des composés phénoliques est couramment démontrée vis-à-vis certains microorganismes. Ils traduisent une action inhibitrice de l'activité des enzymes hydrolytiques telles que les pectinases, cellulases et protéases ([El Modafar et al., 2000](#)). Les réponses différentielles induites par des produits phytochimiques, extraits à base de plantes, sur les diverses espèces de moustiques sont affectées par beaucoup de facteurs intrinsèques et extrinsèques, tels que l'espèce de végétaux choisie pour le traitement, les différentes parties de la plante, les dissolvants utilisés pour les extractions, les méthodes utilisées pour l'extraction, ainsi que l'endroit géographique où les plantes ont été cultivées ([Sukumar et al., 1991](#); [Shalan et al., 2005](#)).

D'autre part les essais toxiques des extraits aqueux des poudres des trois plantes utilisées (*Myrtus communis*, *Eucalyptus camaldulensis*, *Eucalyptus globulus*) sur les larves d'*Anopheles maculipennis* ont été suivis selon le développement larvaire et ont montré des effets sur l'accomplissement du cycle du développement biologique. Ceci peut être dû à la composition chimique complexe des plantes, ayant activité biologique et spécifique ([Farnsworth & Bingel, 1977](#)). Ces produits à effet larvicide agissent donc par toxicité ou agissent selon d'autres méthodes, en inondant le système trachéal de la larve, ou en perturbant sa flottabilité et donc empêcher la larve de rester en surface (et donc de respirer), ([Aouati, 2016](#)). Cette diversité d'action des extraits de plantes utilisés pourrait en fait être due à la

diversification des molécules bioactives qui composent ces plantes pouvant réaliser une action singulière d'un des composants, ou un effet synergique entre plusieurs composés vis à vis des larves de moustiques qui y sont exposées .

6. Résumés :

Résumé :

Les Anophèles ont un grand intérêt médical et vétérinaire, c'est le vecteur principal du paludisme, de la dengue et d'un grand nombre de parasitoses humaines et animales. Depuis la découverte du rôle vectoriel de ce genre de Culicidae, il a fait l'objet de plusieurs travaux dans le monde. Notre étude a été consacrée dans une première partie à l'établissement de l'aspect morphologique et l'identification systématique de l'espèce d'étude *Anopheles maculipennis* selon la clé informatique (Schaffner *et al.* , 2001).

Dans une deuxième partie, notre travail a concerné le calcul de certains indices reproducteurs qui vont nous permettre de valoriser les différentes phases de développement (Incubation, L1, L2, L3, L4, nymphe) et vont nous permettre, ainsi de déterminer l'influence du type hématologique (Sang de Mammifères ; sang d'Oiseaux), du type trophique (Raisin sec ; Miel) et de l'effet de la photopériode sur la survie larvaire et les durées des différentes phase larvaire et nymphale, du cycle biologique de l'espèce étudiée. Les résultats de ces expériences ont montré que : le type hématologique peut agir sur la fécondité selon sa composition biochimique et physique; le repas trophique (énergétique) peut agir sur la durée du cycle de développement larvaires ; la photopériode peut agir en tant qu'élément stimulateur de la croissance et de la reproduction.

La troisième partie de notre recherche, vise à évaluer la toxicité des extraits aqueux des poudres de trois plantes sur le développement des quatre stades larvaires selon trois concentrations (0,007 g/ml ; 0,022 g/ml ; 0,045 g/ml). Cela a été réalisé dans la perspective de recherche de produits alternatifs naturels, à propriété insecticide et à risques limités pour l'environnement. Des extraits aqueux ont été préparés à partir du *Myrtus communis* L., *Eucalyptus camaldulensis* D., *Eucalyptus globulus* L. et ont été testées à l'égard des larves des quatre stades de l'espèce *Anopheles maculipennis* au laboratoire. Les bioessais au laboratoire ont été réalisés sous la température de 27 °C et 80 % d'humidité relative. Les traitements larvaires ont prouvé que les extraits aqueux des trois plantes utilisées ont présenté une propriété larvicide importante contre les larves d'*Anopheles maculipennis* et leur développement biologique. Les doses létales ont été calculées.

Mots clés : *Anopheles maculipennis*, Reproduction, hématologie, trophique, photopériode, toxicité des plantes

Abstract

Anopheles is of great medical and veterinary importance. They are the main vector of malaria, the dengue, and a large number of human and animal parasitosis. Our study was, on one side, devoted to the establishment of the morphological aspect and the systematic identification of the studied species *Anopheles maculipennis* according to the infomatic key (Schaffner *et al.*, 2001).

On the other side, this study concerned the calculation of certain reproductive indices that will allow us to evaluate the various stages of development (Incubation, L1, L2, L3, L4, nymph) and allow us to determine the influence of the hematological type (Cattle blood; Kitchen Blood), the trophic type (dry grape, honey) and the effect of the photoperiod on larval survival and the durations of the larval and nymphal life cycle of the studied species. The results of these experiments showed that: the hematological type can act on fertility according to its biochemical and physical composition; the trophic (energetic) meal can affect the duration of the larval development cycle; the photoperiod can act as a stimulating element of growth and reproduction.

However, the present study aims to evaluate the efficiency of certain aqueous extracts of plant powders on larvae of the four stages of development with three concentrations (0.007 g / ml, 0.022 g / ml, and 0.045 g / ml) in order to integrate alternatives to chemical control that is harmful to the environment. Looking for alternative natural products, with insecticidal properties and limited environmental risks. Aqueous extracts from *Myrtus communis* L., *Eucalyptus camaldulensis* D., *Eucalyptus globulus* L. have been tested against the larvae of the four stages of the *Anopheles maculipennis* in the laboratory. Laboratory bioassays were carried out at a temperature of 27 ° C and 80% relative humidity. Larval treatments proved that the aqueous extracts of the three plants used showed an important larvicidal property against the larvae of *Anopheles maculipennis* and their biological development.

Key words: *Anopheles maculipennis*, Reproduction, hematology, trophic, photoperiod, Toxicity of plants.

ملخص

لبعوضة انوفيل اهمية كبيرة سواء في المجال الطبي او البيطري ،حيث تعتبر الناقل الأساسي للملاريا وحمى الضنك والكثير من طفيليات الإنسان والحيوان، وقد كانت موضوع العديد من الدراسات. تمت جمع العينات من منطقة محددة " بحيرة الطيور " حيث قمنا بعملية تصنيف العينات و تم تحديد النوع *Anopheles maculipennis* باستعمال مفتاح .Chaffner et al., 2001

من ناحية أخرى، شملت دراستنا حساب بعض المؤشرات الإنجابية التي من شأنها أن تسمح لنا بتقييم مراحل النمو المختلفة (بيضة، L1، L2، L3، L4، عذراء) وتحديد تأثير نوع الدم (دم الثدييات، دم الطيور)، المجموعات الغذائية (زبيب، عسل) وتأثير الضوء على نمو اليرقات و المدد الخاصة بمراحل دورة حياة اليرقات. أظهرت نتائج هذه التجارب أن نوع الدم يمكن أن يؤثر على الخصوبة اما نوع الغذاء (الطاقة) يمكن أن يؤثر على مدة دورة نمو اليرقات بينما الظلام يمكن أن يحرض على النمو والتكاثر اكثر.

نسعى بهذه الدراسة ايضا الى تحديد القدرة السمية لثلاث انواع من النباتات (*Myrtus communis L Eucalyptus* ، *camaldulensis D.*، *Eucalyptus globulus L*) على مختلف الاطوار اليرقية بثلاث جرعات (0.007 g / ml، 0.022 g / ml، 0.045 g / ml) وذلك لإدماج مكافحة الحيوية للمحافظة على المحيط و للبحث عن المواد الطبيعية البديلة التي تتميز بوظائف مكافحة الحشرات المضرة بالنسبة للمحيط و لذلك قمنا بتحضير محاليل مائية بالنسبة للنباتات المذكورة اعلاه و حددنا مفعولها على مختلف أطوار اليرقات بجرعات مختلفة وقد اظهرت التحاليل الإحصائية وجود خصائص معتبرة مميّنة لليرقات و معرّقة للدورة الحيوية.

الكلمات المفتاحية : *Anopheles maculipennis* ، التكاثر، الدم، التغذية، الضوء، النباتات السامة.

7. Références bibliographiques:

A

Abdel-Malek A. A., Baldwin, W. F., 1961. Specificity of plant feeding in mosquitoes as determined by radioactive phosphorus. *Nature* .192, 178-179.

Abouzeitoun M. H., 1991. Evaluation de la lutte biologique des larves de *Culex pipiens pipiens* (Diptera : 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.

Adam K., Jappelli T., Menichini A.M., Padula M., Pagano M., 2002. Analysis, Compare and Apply Alternative Indicators and Monitoring Methodologies to Measure the Evolution of Capital Market Integration in the European Union, Report to the European Commission.

Ann Y. J., Lee S. B., Lee H.S., Kim G.H., 1998. Insecticidal and acaricidal activity of carvacrol and β -thujaplicine derived from *Thujopsis dolabrata* var. hondai sawdust. *Journal of Chemical Ecology*, 24(1): 81-90.

Aissaoui L., 2014. Etude écophysiologique et systématique des Culicidae dans la région de Tébessa et lutte biologique. Thèse de doctorat en Biologie animale, Université d'Annaba.

Aladesanmi A. J., 2007. *Tetrapleura tetraptera*: Molluscicidal activity and chemical constituents. *Afr. J. Trad. A Cam.*, 4(1): 23-36.

Alaoui Slimani N., 2002. Faune Culicidienne d'une zone marécageuse de Rabat-Salé : Biotypologie et contribution à la lutte par des substances naturelles. Thèse Doct. es Sci. Biol., Fac., Sci. Univ. Mohammed V., Rabat, Maroc, 192.

Alouani A., Rehim N., Soltani N., 2009 .Larvicidal Activity of a Neem tree Extract (Azadirachtin) Against Mosquito Larvae in the Republic of Algeria. *Jordan Journal of Biological Sciences*, 2, 15-22.

Allouani A., 2013. Activité biologique comparée de l'Azadirachtin et *Bacillus thuringiensis* sur *Culex pipiens pipiens* et *Culiseta longiareolata* sur divers aspects: toxicologique, biochimique et reproduction. Thèse de doctorat en Biologie Animale, Université Badji Mokhtar, Annaba. 247p.

Alten B., Caglar S.S., Özer N., 2000. Malaria and its vectors in Turkey. *European Mosquito Bulletin* 7, 27- 33.

Alten B., Bellini R., Caglar S.S., Simsek F.M., Kaynas S., 2000. Species composition and seasonal dynamics of mosquitoes in the Belek region of Turkey. *J. Vector Ecol.* 25: 146-154.

Amira K., Boudjelida H., Farine J.P., 2013. Effect of an insect growth regulator (halofenozide) on the cuticular hydrocarbons of *Culex pipiens* larvae. *Afr. Entomol.*, 21(2): 343–348.

Anonyme, 2005. Mosquitoborne diseases. National Center for Infectious Diseases, Centers for Disease Control, Atlanta, Georgia.

Aouati A., 2005. Etude de la biodiversité des Culicidae du marais lac des oiseaux. Mémoire d'ingénieur. Université d'Annaba. 66 p.

Aouati A., 2016. Etude de la toxicité de certaines plantes sur les larves de *Culex pipiens* (Diptera, Culicidae). Thèse de doctorat en Biologie spécialité Entomologie. Université des Frères Mentouri, Faculté des Sciences de la nature et de la vie.

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

Appendino G., Maxia L., Bettoni P., Locatelli M., Valdivia C., Ballero M., Stavri M., Gibbons S., Sterner O., 2006. Antibacterial galloylated alkylphloroglucinol glucosides from myrtle (*Myrtus communis*). *J. Nat. Prod.*, 69: 251-254.

Assako Assako R.J., 2005. Contribution of social sciences and entomology in the analysis of the endemicity of malaria in HEVECAM, an agricultural processing industry of South Cameroon.

Atlas of Florida Plants.© 2017 Institute for Systematic Botany. (<http://florida.plantatlas.usf.edu/>).

Aupinel, P., Bonnet, J.C., 1996. Influence de la photopériode sur l'activité saisonnière de l'escargot Petit-gris (*Helix aspersa* Müller). Effet spécifique sur la croissance et la reproduction. *Productions Animales* 9, 79 - 83.

Ayvaz A., Sagdic O., Karaborklu S., Ozturk I., 2010. Insecticidal activity of the essential oils from different plants against three stored-product insects. *J. Insect Sci.*, 10(21): 13.

B

Bakir M.G., 1997. The antibacterial and antifungal effects of pericarps of *Punica granatum* and some medical plants. M.Sc. Thesis, Coll. Educ., Univ. Basrah: p125.

Baldari M., Tamburro A., Sabatinelli G., Romi R., Severini C., Cuccagna P., Fiorilli G., Allegri M.P., Buriani C., Toti M., 1998. Introduced malaria in Maremma, Italy, decades after eradication. *Lancet* 351, 1246-1248.

Barbouche N., Hajjem B., Lognay G., Ammar M., 2001. Contribution à l'étude de l'activité biologique d'extraits de feuilles de *Cestrum parqui* L'Herit. (Solanaceae) sur le criquet pelerin. *Schistocerca gregaria* (Forsk.). *Agron. Soc. Environ.*, 85-90.

Barr R.A., 1958. The mosquitoes of Minnesota (Diptera-Culicidae-Culicinae). Univ. Minnesota *Agric. Exp. Stat. Tech. Bull.*, 228.

Bates M., 1940. The Nomenclature and Taxonomic Status of the Mosquitoes of the *Anopheles Maculipennis* Complex. *Ann Entomol Soc Am* 33 (2): 343-356.

Bebba N., 2004. Etude comparative des effets des insecticides sur les populations larvaires de Culicidae de Constantine et Oued Righ (Touggourt et Djamâa). Mém. Mag., Université de Constantine, 179p.

Beklemishev W.N., 1940. Le cycle trophogonique, principe de base de la biologie d'*Anopheles*. *Vop. Fiziol. Ekol. Malar. Komara*, 1: 3.

Benazzeddine S., 2010. Effet insecticide de cinq huiles essentielles vis-à-vis de *Sitophilus oryzae* (Coleoptera; Curculionidae) et *Tribolium confusum* (Coleoptera; Curculionidae). Ecole nationale supérieure agronomique El-Harrach d'Alger, Mémoire Online.

Bendali S.F., 1989. Etude de *Culex pipiens* anautogène, systématique, biologie, lutte (*Bacillus thuringiensis* sérotype H14 ; *Bacillus sphaericus* 1593 et deux espèces d'Hydracariens). Mémoire de Magister. Biologie animale, Université d'Annaba, Algérie.

- Bendali S.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 S.F., 2006. Etude bioécologique, Systématique et Biochimique des Culicidae (Diptera- Nematocera) de la région d'Annaba. Lutte biologique anticulicidiène. Thèse de Doctorat d'Etat en science Naturelle, Université d'Annaba, Algérie.
- Bendali S.F., Gacem H., Soltani N., 2013. Morphometry of *Piona uncata* (Koenike, 1888) Females (Hydrachnidiae: Pionidae) collected from two protected sites in Annaba (Algeria). *Ann. Biol. Res.*, 4 (4): 23-28.
- Bendali S.F., Oudainia W., Ben-Malek L., Tahar A., Soltani N., 2013. Morphometry of *Culex pipiens pipiens* (Linneus, 1758) (Dipterae; Culicidae) principal vector of West Nile Virus, harvested from 2 zones, humid, semiarid (East of Algeria). *Ann. Biol. Res.*, 4 (10): 79-86.
- Benhamed D., Bendali S.F., Soltani N., 2016. Effect of two blood meal types on reproduction and development in the mosquito *Anopheles maculipennis*. *Journal of Entomology and Zoology Studies*; 4(2): 335-339.
- Benhissen S., Habbachi W., Masna F., Mecheri H., Ouakid M.L., Bairi A.M., 2014. Inventory Culicidae dry lands: The case of Oasis Ouled Djellal (Biskra, Algeria). *Revue ElWahat pour les recherches et les Etudes*, ISSN : 1112 -7163. Vol.7. n°2.
- 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*.
- Berchi S., 2000 a. Bioécologie de *Culex pipiens* (Diptera, Culicidae) dans la région de Constantine et perspective de lutte. Thèse Doc. Es. Science. Université de Constantine.
- Berchi, S., 2000 b. Resistance de certaines populations de *Culex pipiens pipiens L* au malathion à Constantine Algerie Diptera, Culicidae. *Bulletin de la Societe Entomologique de France*. 105 (2) : 125-129.

Berchi S., Aouati A., Louadi K., 2012. Typology of favourable biotopes to the larval development of *Culex pipiens* L. 1758 (Diptera-Culicidae), source of nuisance at Constantine (Algeria). *Ecologia mediterranea*, Vol. 38 (2).

Berrak H., 2009. Inventaire des moustiques et des hydracariens dans le lac des oiseaux: lutte biologique. Thèse de Magistère en écologie animale. Option: interactions négatives dans les communautés animales, Parasitisme et prédation, Université d'Annaba.

Berrezig W., 2007. Inventaire des Culicidae dans les subéaries de Brabtia au niveau du Parc National d'El-Kala.

Boismoreau N., 2005. Le raisin : effets toxiques et bénéfiques chez les animaux. Thèse : Vétérinaire. Toulouse : Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, 84p.

Bouabida H., Djebbar F., Soltani N., 2012. Etude systématique et écologique des Moustiques (Diptera: Culicidae) dans la région de Tébessa (Algérie). *Faun. Entomol.*, 65: 99-103.

Bouaouina A., 2008. Inventaire des Culicidés dans la région de Guelma, effet d'un agoniste de l'hormone de mue métoxyfenozone (RH-2485) sur les larves de *Ochlerotatus nigripes* L.: étude biochimique, enzymatique et sur le potentiel reproducteur. Mémoire de Magister en Physiologie Animale, Option: Reproduction et Développement. Département de Biologie, Université d'Annaba.

Bouaziz A., Boudjelida H., Soltani N., 2011. Toxicity and perturbation of the metabolite contents by a chitin synthesis inhibitor in the mosquito larvae of *Culiseta longiareolata*. *Ann. Biol. Res.*, 2 (3): 134-143.

Bouaziz A., 2012. Inventaire et lutte contre les moustiques dans une région semi-aride (Tebessa). Thèse de doctorat en Biologie Animale, université d'Annaba, 150 p.

Boubée., 1993. Diptère d'Europe Ouidental Tomel ; 9.rue de savoir .Paris VI.

Boudemagh N., Bendali-Saoudi F., Soltani N., 2013. Inventory of Culicidae (Diptera: Nematocera) in the region of Collo (North-East Algeria). *Ann. Biol. Res.*, 4 (2): 94-99.

Boudmogh N., 2015. Etude bioécologique de quelques espèces de Culicidae et hydracariens dans la région de Collo. Essais de lutte biologique anticulicidienne par les hydracariens.

Thèse de doctorat en biologie, spécialité biologie animale environnementale, option reproduction et développement. Université Badji Mokhtar – Annaba- Faculté des sciences.

Boudjelida H., Aïssaoui L., Bouaziz A., Smaghe G., Soltani N., 2008. Laboratory evaluation of *Bacillus thuringiensis* (Vectobac WDG) against mosquito larvae, *Culex pipiens* and *Culiseta longiareolata*. *Commun Agric Appl Biol Sci.*, 73 (3): 603-9.

Boudjellida H., Bouaziz A., Soin T., Smaghe G., Soltani N., 2005. Effects of ecdysone halofenozide against *Culex pipiens*. *Pest. Biochem and physiol.*, 83: 115-123.

Boukaa S., Bada Aïssa N., Abdelaziz B., Ali Ben Ali-Lounaci Z., Doumandji S., Frédéric F., 2013. Les moustiques (Diptera : Culicidae) de la région du M'Zab- Ghardaïa, Algérie : biodiversité et importance médico-vétérinaire. Conference Paper. In proceeding of 11 ème journée entomologique de Gembloux , At Gembloux, Belgique.

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. Mém.Mag. en entomologie. Option: application agronomique et médicale. Université Mentouri Constantine faculté des sciences de la nature et de la vie département des sciences de la nature et de la vie.

Boumezbeur A., Ameer N., 2003. Direction générale des forêts, Chemin Doudou Mokhtar, Alger.

Bouzouita N., Kachouri F., Hamdi M., Chaabouni M.M., Ben Aïssa R., Zgoulli Thonart P., Carlier A., Marlier M., Lognay G.C., 2005. *J. Essent. Oil Res.* 17, 584.

Bradford M.M., 1976. A rapid and sensitive method for the quantification of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Anal. Biochem*, 72:248-254.

Breeland. S. G., Pickard E., 1961. Observations on mosquito feeding activity on the flower heads of *Ezpatorium* and *Solidago* (Compositae). *Mosq. News* 21: 32-34.

Britten H., 1937. *Taeniorhynchus richardii* and *Culex pipiens* feeding on the flowers heads of creeping thistle (*Cnicus arvensis*). *North, Eastern Nat*, 12, pp. 57.

Brooker M., Kleinig D., 1990. Field Guide to the Eucalypts, Vol.1. Revised Ed. South-eastern Australia, Inkata Press, Melbourne and Sydney.

Bruce-Chwatt L.J., de Zulueta J., 1980. The rise and fall of malaria in Europe: a historic epidemiological study. Oxford University Press, New York.

Bruneton J., 1999. Pharmacognosie, Phytochimie – Plantes médicinales – 3ème Ed Techniques et documentations. Paris. pp: 227-310-312-313-314.494.

Brunhes J., Hassaine K., Rahaim A., Hervy J. P., 2000. Les Culicidae d'Afrique méditerranéenne. Liste et répartition des espèces. *Bulletin de la société Entomologique de France.*, 8 (2): 91-100.

Buchter-Weisbrodt H., 2004. Raisins. Chantecler, 79p.

Bullini L. A., Coluzzi M., 1982. Evolutionary and taxonomic interference of electrophoretic studies in mosquitoes. Recent Developments in Genetics of Insect Vectors (W. M. Steiner, W. J. Tabachnick, K. S. Rai and S. Narang, eds.). *Stipes Publishers, Champaign, Illinois* (465–481).

Buxton P. A., Hopkins, G.H.E., 1927. Researches in Polynesia and Melanesia, pts. 1-4, London School of Hygiene and Tropical Medicine.

C

Canhoto C., Graça M.A.S., 1999. Leaf barriers to fungal colonization and shredders (*Tipula lateralis*) consumption of decomposing *Eucalyptus globulus*. *Microb. Ecol.*, 37: 163-172.

Canhoto C., Laranjeira C., 2007. Leachates of *Eucalyptus globulus* in Intermittent Streams Affect Water Parameters and Invertebrates. *Internat. Rev. Hydrobiol.*, 92: 173-182.

Carnevale P., 1987. L'alimentation non sanguine chez les insectes hématophages son influence dans la transmission d'organismes pathogènes. ORSTOM, B.P. 181, Brassaville, Congo.

Carnevale P., Robert V., 2009. Les anophèles: biologie, transmission du plasmodium et lutte antivectorielle, Marseille, 391p.

- Cassier P., Lafont R., Descamps M., Porchet M., Soyez D., 1997. Reproduction of the invertebrates: strategies, methods and regulation. Interest fundamental and applied Masson, 354.
- Castri F., Younes T., 1990. Fonction de la diversité biologique au sein de l'écosystème. *Acta Oecologica*, 11, 429- 444.
- Cavalcanti E. S. B., de Morais S.M., Lima M.A.A., Santana E.W.P., 2004. Larvicidal activity of essential oils from Barazilian plants against *Aedes aegypti* L. Mem. Inst. Oswaldo Rio de Janeiro, 99: 551-4.
- Cavalié P., Mouchet J., 1961. An experimental malaria eradication campaign in North Cameroun, Who/Mal/323, Geneva.
- Chaithong U., Choochote W., Kamsuk K., Jitpakdi A., Tippawangkosol P., Chaiyasit D., 2006. Larvicidal effect of pepper plants on *Aedes aegypti* L. (Diptera: Culicidae). *J. Vector Ecol.*, 31 : 138-44.
- Choochate W., Tuetun B., Kanjanapothi D., Rattanachanpichai E., Chaithong U., Chaiwong P., 2004. Potential of crude seed extract of celery, *Apium graveolens* L., against the mosquito *Aedes aegypti* L. (Diptera: Culicidae). *J. Vector Ecol.*, 29: 340-6.
- Chowdhury N., Laskar S., Chandra G., 2008. Mosquito larvicidal and antimicrobial activity of protein of *Solanum villosum* leaves. *BMC Comple Alter Med.*, 8: 62.
- Christophers S.R., 1960. *Aedes aegypti*. The yellow fever mosquito. Its life history, bionomics and structure, Cambridge University Press, London, 738 pp.
- Coffinet T., Rogier C., 2009. Evaluation de l'agressivité des Anopheles et du risque de transmission du paludisme: méthodes utilisées dans les Armées françaises. *Med Trop.*, 69: 109-122.
- Collins F.H., Paskewitz S.M., 1996. A review of the use of ribosomal DNA (rDNA) to differentiate among cryptic Anopheles species. *Insect Mol Biol* 5: 1-9.
- Cordova M.J., Cunnigham L.L.C., Carlson C.C., Andrykowski M.A., 2001. Posttraumatic Growth Following Breast Cancer: A Controlled Comparison Study. *Health Psychology*, 20, (3), 981-986.

Coriat P., Amour J., 2005. Heart and Anesthesia: Constraints circulatory and cardiac complications. Arnette Blackwell, 178.

Costanza R., 2008. Ecosystem Services: Multiple classification systems are needed, *Biological Conservation* 141, 350-352.

Couto L., Betters D.R., 1995. Short-rotation Eucalypt Plantations in Brazil: Social and Environmental Issues, prepared for the Biofuels Feedstock Development program. ORNL/TM12846, Oak Ridge National Laboratory, Oak Ridge, Tennessee.

Cova G., López y., 1941. Main vector of malaria in Ucayali, Peru. *Ecol. Aplicada.*, 3: 64-72.

Covington A.D., 1997. Modern tanning chemistry. *J. Chem. Soc. Rev.*, 26: 73-146.

Crosby D.G., 1966. Natural pest control agents. In Gould, R.F. (Ed.). *Natural Pest Control Agents. Adv. Chem. Ser.* 53, p. 1-16 et lutte antivectorielle. 13572 Marseille cedex 02 ; 24p.

Curini M., Bianchi A., Epifano F., Bruni R., Torta L., Zambonelli A., 2003. Composition and in vitro antifungal activity of essential oils of *Erigeron canadensis* and *Myrtus communis* from France. *Chem. Nat. Comp.*, 39: 191-194.

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.

Demelin W., 1912. Le raisin et ses applications thérapeutiques. Thèse de doctorat d'état en Pharmacie. Université de Limoges. Faculté de Pharmacie.

De Meillon B., Sebastian A., 1964. The effect of cane sugar on oviposition and longevity in *Culex pipiens fatigans*. *WHO/Vector control*/72.

De Meillon B., Khan Z.H., Than S.W.E., 1965. Sugar feeding of *Culex pipiens fatigans* in the laboratory and in the field. *WHO/Vector control*/171.65.

De Meillon B., Sebastian A., Khan Z.H., 1967. Cane-sugar feeding in *Culex pipiens fatigans*, *Bull. Org. mond ,Scanté*, 36, 1, pp. 53-65.

- Dekoninck W., Hendrickx F., Van Bortel W., Versteirt V., Coosemans M., Damiens D., Hance T., De Clercq E.M., Hendrickx G., Schaffner F., Grootaert P., 2011b. Human induced expanded distribution of *Anopheles plumbeus*, experimental vector of West Nile virus and a potential vector of human malaria in Belgium. *Journal of Medical Entomology*, 48, 924–928.
- Dethier V.G., Rhoades M.V., 1954 . Sugar preference - aversion functions for the blow-fly, *The Journ. Exp. Zool.*, 126, pp.177-204.
- Deuruaz D., Raynaud J., 1993. Evaluation of the molluscicidal properties of *Myrtus communis* Linnée. *Phytother Res.*, 7(6): 428- 430.
- Dhadialla T.S., Raikhel A.S., 1994. Endocrinology of mosquito vitellogenesis. In: Davey, KG, Peter, RE, Tobe, SS (Eds), Perspectives in Comparative Endocrinology. *Nat. Res. Council of Canada, Ottawa*, 275-281.
- Di Luca M., Boccolini D., Toma L., Mancini Barbieri F., Massa A., Romi R., 2009. A 2-year entomological study of potential malaria vectors in Central Italy. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases*, 9, 703–711 [PubMed].
- Diop A., Faye O., Molez J. F., 1998. Mise en place en insectarium d'une souche d'*Anopheles arabiensis* (Diptera: Culicidae). N° 1917, Entomologie médicale.
- Djebbar F., 2009. Bioécologie des moustiques de la région de Tébessa et évaluation de deux régulateur de croissance (halofenozide et methoxyfenozide) à l'égard de deux espèces de moustiques *Culex pipiens* et *Culiseta longiarolata*: toxicologie, morphométrie , biochimie et reproduction. Doc .es . Sciences, Université d'Annaba, 170 p.
- Djehghader N.E.H., Boudjelida H., Bouaziz A., Soltani N., 2013. Biological effects of a benzoylphenylurea derivative (Novaluron) on larvae of *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae). *Adv. in Appl. Scien. Res.*, 4 (4): 449-456.
- Djehghader N. E. H., Aissaoui L., Amira K., Boudjlida H., 2014. Impact of a chitin synthesis inhibitor, Novaluron, on the development and the reproductive performance Mosquito of *Culex pipiens*. *World applied science Journal*, 29 (7): 954-960.
- Downes J. A., 1958 . The feeding habits of biting-flies and their significance in classification. *A.Rev,Ent.*, 3, PP. 249-266..

Dua V. K., Pandey A. C., Singh R., Sharma V. P., Subbarao S. K., 2003. Isolation of repellent ingredients from *Lantana camara* (Verbenaceae) flowers and their repellency against *Aedes* mosquitoes. *J. Appl. Entmol.*, 127: 509-11.

Dua V. K., Pandey A. C., Dash A. P., 2010. Adulticidal activity of essential oil of *Lantana camara* leaves against mosquitoes. *Indian J. Med. Res.*, 131: 434-439.

Duchateau A., Florkin P., 1959. The trehalose insect molting and meaning. *Arch. Insect. Physiol. Biochem*; 67(2):306-314.

E

Eleni M., Antonios M., George K., Alexios-Leandros S., Prokopios M., 2009. "High quality bergamot oil from Greece: Chemical analysis using chiral gas chromatography and larvicidal activity against the West Nile virus vector", *Molecules*.14 (2): 839-849.

Elisha E.E., Moussa S.O., Abed S.K., 1988. The effect of leaves of *Myrtus communis* on the central nervous system I: The central depressant and anti-convulsant actions. *J. Biol. Sci.*, 19(3): 545-559.

Engelmann F., 1979. Insect vitellogenin: Identification, biosynthesis and role in vitellogenesis. *Adv. Insect Physiol.*, 14, 49-108.

F

Farid M.A., 1949. Relationships between certain populations of *Culex pipiens L.* and *Culex quinquefasciatus* say in the United States. *Am. J. Hyg*, 49, pp. 83-100.

Farnsworth N.R., Bingel A.S., 1977. Natural products and plant drugs with pharmacological, biological or therapeutic activity, Springer-verlag, Berlin.

Fischer B., Turner R.K., Morling P., 2009. Defining and classifying ecosystem services for decision making, *Ecological Economics*, 68, 643–653.

Fisher P.R., 1991. The role of gaseous metabolites in phototaxis by *Dictyostelium discoideum* slugs FEMS. *Microbiol. Lett.*, 77: 117-120.

Fontaine M., 1987. Vade mecum du vétérinaire, 15ème édition, Paris, Vigot, 838-842.

Fontenille, 2010. <http://W.W.W.mpl.ird.fr/ur016>.

G

Gaffigan T.V., Wilkerson R.C., Pecor J.E., Stoffer J.A., Anderson y.T., 2011. Systematic catalog of Culicidae. The Walter Reed Biosystematics. Unit.<http://www.mosquitocatalog.org/>; última consulta: 24.I.2011.

Ghosh A., Chowdhury N., Chandra G., 2012. Plant extracts as potential mosquito larvicides. *Indian Journal of Medical Research*, 135: 581-598.

Gillies M.T., De Meillon B., 1968. The Anophelinae of Africa south of the Sahara. *Pub. South Afr. Inst. Med. Res.*, 54, 343 p.

Goldsworthy G.J., Mordue W., Guthkelch J., 1972. Studies on insect adipokinetic hormones. *Genr. Compar. Endocrinol* ; 18:545-551.

Gourmala S., 1991. Principe et élaboration d'une carte écologique du peuplement de Culicidae (*Aedes*, *Culex*, *Culiseta*) sur la wilaya de Tlemcen (Algérie).

Graça M.A.S., Bärlocher F., 1998. Proteolytic gut enzymes in *Tipula caloptera*- interaction with phenolics. *Aquat. Insect.*, 21: 11-18.

Graça M.A.S., Pozo J., Canhoto C., Elósegi A., 2002. Effects of *Eucalyptus globulus* plantations on detritus, decomposers, and detritivores in streams. *The Scientific World Journal*, 2: 1173–1185.

Greenberg J., 1954 . Some nutritional requirements of adult mosquitoes (*Aedes aegypti*) for oviposition. *J. Nutr*, 27.

Guarrera P. M., 1999. *J. Ethnopharmacology*, 68, 183.

Guitsevich A.V., Monchadski A.S., Shtakelberg A.A., 1974. Fauna of the U. S.S.R., Diptera Family Culicidae, III, 4, 408p.

H

Habeeb S.M., Abdel-Shafy S., Youssef A.E.G., 2007. Light, Scanning electron microscopy and SDS-Page studies on the effect of the essential oil, *Citrus sinensis* var balady on the embryonic development of camel tick *Hylomma dromedarii* (Acari: Ixodidae). *Pakistan. J. Biologic. Sci.*, 108: 1151-1160.

- Habeeb S.M., El Namaky A.H., salama M.A., 2009. Efficiency of *Allium sepa* and *Commiphora molmol* as a larvicidal agent against fourth stage larvae of *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae). *American- Eurasian J. Agric & Environ. Sci.*, 5(2): 196-203.
- Hackett L.W., Missiroli A., 1935. The varieties of *Anopheles maculipennis* and their relation to the distribution of malaria in Europe. *Riv. Malar.* 14:45-109.
- Haeger J.S.O., 1955. The non blood-feeding habits of *Aedes taeniorhynchus* (Diptera, Culicidae) on Sambi Island, Floride. *Mosq. News*, 15, 1, pp. 21-26.
- Hakim G., 1996. Status of malaria office in Lebanon-Annoucement from *Lebanese Epidemiological association*. *Epidemiol.News*, p3-8.
- Hamaidia H., 2004. Inventaire et biodiversité des Culicidae (Diptéra-Nématocéra) dans la région de Souk Ahras et de Tébessa (Algérie). Thèse de Magister. Université de Constantine.
- Hamaidia K., Soltani N., 2014. Laboratory evaluation of a biorational insecticide, Kinoprène, against *Culex pipiens* larvae: effects on growth and development. *Annual Research and Review in biology*, 4(14): 2263-2273.
- Hamilton M.A., Russo R.C., Thurston R.V., 1977. Trimmed Spearman-Kaber method for estimating median lethal concentrations in toxicity bioassays. *Environ. Sci. Technol.* 11 (7), p. 714–719 ; correction 12 (4), p. 417 (1978).
- Harbach R.E., 1994. Review of the internal classification of the genus *Anopheles* (Diptera: Culicidae): the foundation for comparative systematics and phylogenetic research. *Bulletin of Entomological Research*, 84, 331–342.
- Harbach R.E., 1994. The subgenus *Sabethinus* of *Sabethes* (Diptera: Culicidae). *Systematic Entomology* 19, 207–234.
- Harbach R.E., 2004. The classification of genus *Anopheles* (Diptera: Culicidae): a working hypothesis of phylogenetic relationships. *Bulletin of Entomological Research*, 95, 537–553.
- Harborne J.B., 1993. Introduction to Ecological Biochemistry. 4th edition Academic Press. New York. Neuwinger, 1996.
- Harwood R.F., James M.T., 1979. Entomology in human and animal health-Mac Millan Publishing Co.,Inc., New York, Collier Mac Millan Canada.,548p.

Hassaine K., 2002. Biogéographie et biotypologie des Culicidae (Diptera: Nematocera) de l'Afrique méditerranéenne. Bioécologie des espèces les plus vulnérantes (*Ae. caspius*, *Ae. mariaae* et *Cx. pipiens*) de la région occidentale Algérienne. Thèse doc D'état. Univ Tlemcen. 203p.

Hassett C.C., 1948. Utilisation of sugars. *Biol. Bull.* n°, 95, pp. 114-123.

Hassett C.C., Dethier V.G., Gans J., 1950. A comparison of nutritive values and taste threshold of carbohydrates for the blow-fly. *Biol. Bull. wood's Hale*, n° 99, pp. 446-453.

Hayder N., Abdelwahed A., Kilania S., Ben Ammar R., Mahmoud A., Ghedirab K., 2004. Antigenotoxic and freeradical scavenging activities of extracts from (Tunisian) *Myrtus communis*. *Mutat Res.*, 564: 89-95.

Hervy J.P., Coosemans M., 1979. The breeding of *Aedes* and *Anopheles* realization and practice. Coordination and cooperation organization. For the fight against major diseases.

Himmi O., 2007. Les Culicidae (Insectes, Diptères) du Maroc: Systématique, Ecologie et Etudes Épidémiologiques Pilotes. Thèse de doctorat d'état en Biologie spécialité écologie. Univ. Mohamed V- Agdal, Faculté des sciences Rabat.

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.

Himmi, O., 1998. Les Culicidae (Insecte, Diptères) du Maroc : systématique, Ecologie et Etudes Épidémiologiques Pilotes. Thèse de Doctorat d'Etat en Biologie, spécialité Ecologie. Hydrachnellae) in freshwater communities. *J. N. Amer. Benthol. Soc.* 8: 100-111.

Hocking B., 1953. The intrinsic range and speed of flight of insects. *Trans. Roy. Entomol. Soc. London*, 104, PP. 223-345.

Holstein M., 1949. Guide pratique de l'anophélisme en A.O.F. Dakar, Direction générale de la Santé publique, 55 p. Insekten.Vol.1.Aachen Forstmann: xxxvi+334p Inventaire, Répartition, Indices écologiques et caractérisations morphométriques.

Hostettmann, K., 1997. Tout Savoir sur le Pouvoir des Plantes, sources de médicaments. Editions Favre, Lausanne.

Houari Abderrahim J., Rehim N., 2014. Biological and reproduction activities of mosquito larvae of *Culiseta morsitans* (Theobald) after treatment by ecdysone agonist methoxyfenozide. *Annual Research and Review in biology*, 4(24): 4152-4165.

Howard L.O., Dyar H.G., Knab F., 1912. The mosquitoes of North and Central America and the West Indies. *Washington, Carnegie Inst*, 159, (1), 520 PP.

I

Indrasith L.S., Sasaki T., Yaginuma T., Yamashita O., 1988. The occurrence of the premature form of egg-specific protein in vitellogenic follicles of *Bombix mori*. *J. Comp. Physiol. B*, 158 : 1-7.

Iannacone J., Pérez D., 2004. Insecticidal effect of *Paullinia clavifera* var. *bullata* Simpson (Sapindaceae) and *Tradescantia zebrina* Hort ex Bosse (Commelinaceae) in the control of *Anopheles benarrochi* Gabaldon,

Ilson E.O., Peter F.M., 1988. Biodiversity. National Academy Press, Washington.

J

Jacob F., Monod J., 1961. Genetic regulatory mechanism in the synthesis of proteins. *J Biol. Med.* 3:318-321.

Jacobson M., 1989. Botanical pesticide: past, present, and future. p1–10. In: “Insecticides of Plant Origin” (J.T. Arnason, B.J.R. Philogene, P. Morandz, eds.). American Chemical Society, Washington DC, ACS Symposium Series No. 387, 213 pp.

Jaenson T.G.T., Lokki J., Saura A., 1986. Anopheles (Diptera: Culicidae) and malaria in northern Europe, with special reference to Sweden. *J. Med. Entomol.* 23: 68-75

Jang Y.S., Baek B.R., Yang W.C., Kim M.K., Lee H.S., 2002 a. Larvicidal activity of leguminous seeds and grains against *Aedes aegypti* and *Culex pipiens pallens*. *J. AM. Mosq. Control. Assoc.*, 18(3): 210-213.

Jang Y.S., Kim M.K., Ahn Y.J., Lee H.S., 2002b. Larvicidal activity of Brazilian plants against *Aedes aegypti* and *Culex pipiens pallens* (Diptera: Culicidae). *Agric. Chem. Biotechnol.*, 45(3): 131-134.

Janssen A. M., Schaffner J. J.C., Baerheim S.A., 1987. *Pharm. Weekbl.* 9,193.

Jérémy A., 2012. www.dur-a-avalier.com.

Jetten T.H., Takken W., 1994. Impact of climate change on malaria vectors. *Change* 18: 10-12.

K

Kamanzi A., 2002. Plantes médicinales de Côte d'Ivoire : investigations phytochimiques guidées par des essais biologiques. Thèse de Doctorat d'Etat, Université de Cocody Abidjan, UFR Biosciences, N° d'ordre : 363/ 2002, p176.

Kampen F.M.C., Cune M.S., van der Bilt A., Bosman F., 2003. Retention and post-insertion maintenance of bar-clip, ball, and magnet attachments in mandibular implant overdenture treatment; and in vivo comparison after three months of function. *Clin Oral Implant Res* 14:720-726.

Kasap H., 1990. Comparison of experimental infectivity and development of *Plasmodium vivax* in *Anopheles sacharovi* and *An. superpictus* in Turkey. *Am J Trop Med Hyg* 42:111-117.

Kellouche A., Soltani N., 2004. Activité biologique de cinq plantes et de l'huile essentielle de l'une d'entre elles sur *Callosobruchus maculatus* (F.). *International Journal of Tropical Insect Science*, 24(1): 1-8.

Kellouche A., Soltani N., Kreiter S., Auger J., Arnold I., Kreiter P., 2004. Biological activity of four vegetal oils on *Callosobruchus maculatus* (Fabricius) (Coleoptera : Bruchidae). *Redia*, LXXXVII: 39-47.

Kelly D.W., 2001. Why Some People are bitten more than others. *Trends in Parasitology*, 17(12):578-581.

Kery A., Twaij H.A., Al-Jeboory A.A., 1985. Flavanoid composition in some Iraqi plants used in folk medicine study. *Org. Chem.(Amsterdam) Flavanoids. Bioflavonoids*, 23: 171-181.

Khasirikani Mbakwiravyo D., 2009. Notes d'écologie générale de l'Université de conservation de la nature et de développement de Kasugho – Tayna center for conservation biology, Série Bios, 96p.

Kitzmilller J.B., Frizzi G., Baker R.H., 1967. Evolution and speciation within the *Maculipennis* Complex of the genus *Anopheles*. In: J.W. Wright and R. Pal (eds.), *Genetics of Insect Vectors of Disease*. Elsevier, Amsterdam. pp. 151- 210.

Klowden M.J., 1997. Endocrine aspects of mosquito breeding. *Archives of Insect Biochemistry and Physiology*, 35: 491-512.

knab F., 1907 . Mosquitoes as flowers visitors, *J. N.Y, Entomol, Soc.*, 15, pp. 215-19.

Koller C.N., Raikhel A.S., 1991. Initiation of vitellogenin uptake and protein synthesis in the mosquito (*Aedes aegypti*) ovary in response to a blood meal. *Journal of Insect Physiology*. 37:703-711.

Kuhn R. J., Zhang W., Rossmann M.G., Pletnev S.V., Corver J., Lenches E., Jones C.T., Mukhopadhyay S., Chipman P.R., Strauss E.G., Baker T.S., Strauss J.H., 2002. Structure of dengue virus: implications for flavivirus organization, maturation, and fusion. *Cell* 108(5):717-25.

Kumar A., Dutta G.P., 1987. Indigenous plants oils as larvicidal agents against *Anopheles stephensi* mosquitoes. *Currant Sci.*, 56: 959-960.

L

Lamiri A., Lhaloui S., Benjilali B., Berrada M., 2001. Insecticidal effects of essential oils against Hessian fly, *Mayetiola destructor* (Say). *Field crops Res.*, 71: 9-15.

Laouabdia-Sellami N., 1992. Lutte biologique contre *Culex pipiens pipiens* (Diptera: Culicidae): effet de la reculture et de la conservation de *Bacillus sphaericus* sur la toxicité à l'égard des moustiques. Mémoire de Magistère en Biologie et physiologie des invertébrés, Option Arthropodologie, Université d'Annaba.

Lea A.O., Briegel H., Lea H.M., 1978. Arrest, resorption, or maturation of oocytes in *Aedes aegypti*: dependence on the quantity of blood and the interval entre blood meals. *Physiological Entomology*, 3:309-316.

Lecointre G., Hervé G., 2001. Classification phylogénétique du vivant, Belin.

Lee H.K., Park C., Ahn Y.J., 2002. Insecticidal activities of asarones identified in *Acorus gramineus* rhizome against *Nilaparvata lugens* (Homoptera: Delphacidae) and *Plutella*

xylostella (Lepidoptera: Yponomeutoidae). *Jap. Soc. Appl. Entomol. Zool.* 37 (3), p. 459 - 464.

Lee S., Peterson C.J., Coats J.R., 2003. Fumigation toxicity of monoterpenoids to several stored product insects. *J. stored Prod. Res.*, 39: 77-85.

Lefief-Delcourt A., 2010. *Le raisin malin. Leduc.S*, 207p.

Linton Y.M., Smith L., Koliopoulos G., Samanidou-Voyadjoglou A., Zounos A.K., Harbach R.E., 2003. Morphological and molecular characterization of *Anopheles maculipennis* Meigen, type species of the genus and nominotypical member of the *Maculipennis* Complex. *Systematic Entomology*, 28: 29-35.

Lounaci Z., 2003. Biosystématique et bioécologique des Culicidae (Diptera – Nématocera) en milieux rurale et agricole. Thèse de Magister. INA., El Harrach.

Lounaci Z., Doumandji S., 2012. Biodiversité des Culicidae (Diptera, Nematocera) d'intérêt médical et vétérinaire du marais de Réghaia et Tizi Ouzou (Algerie).

Lounibos L.P., Rey J.R., Frank J.H., 1985. Ecology of mosquitoes. Proceeding of a workshop. Florida Medical Entomology Laboratory, Vero Beach, Florida, USA.

Lucia A., Gonzalez A.P., Licastro S., Masuh H., 2007. "Larvicidal effect of *Eucalyptus Grandis* essential oil and turpentine and their major components on *Aedes Aegypti* larvae". *Journal of the American Mosquito Control Association*, 23(3): 299-303.

M

Macdonald G., 1956. Theory of the eradication of malaria. *Bull World Health Organ* 15: 369 -387.

Macdonald G., 1957. *The Epidemiology and Control of Malaria*. Oxford University Press, London, 201 p.

Manguin S., Boëte C., 2011. Global impact of mosquito biodiversity, human vector-borne diseases and environmental change. pp 27–50 in J.L. Pujol (Ed.) *The Importance of Biological Interactions in the Study of Biodiversity*. Winchester, UK, InTech, Available online at <http://www.intechopen.com/articles/show/title/global-impact-of-mosquito-biodiversity-human-vector-borne-diseases-and-environmental-change> (accessed January 2012).

Manguin S., Garros C., Dusfour I., Harbach R.E., Coosemans M., 2008 b. Bionomics, taxonomy, and distribution of the major malaria vector taxa of *Anopheles subgenus Cellia* in Southeast Asia: *An updated review. Infection, Genetics and Evolution*, Vol.8, No.4, pp. 489-503

Mansouri M., 2015. Inventaire des Hydrachnidia au Nord-Est Algérien et dosage de la GST au niveau du Lac des Oiseaux. Toxicité de biocides : Le *Bacillus thuringiensis israelensis* et des extraits aqueux végétaux sur les espèces non ciblées : les Hydrachnidia et les Mollusques d'eau douce. Thèse de doctorat en biologie animal .Spécialité Physio-Toxicologie. Université Badji Mokhtar-Annaba. Faculté des Sciences.

Marinucci M., Romi R., Mancin I.P., Di Luca M., Severini C., 1999. Phylogenetic relationships of several palearctic members of the *maculipennis* complex inferred from ITS2 sequence analysis. *Insect Mol. Biol.* 8: 469–480.

Marston A., Hostettmann K., 1985. Plant molluscicides, *Phytochem* 24: 639-652.

Matge G., Hassaine K., 1998. Study of environmental factors associated with oviposition by *Aedes detritus* along a transect in Algeria. *J. AMCA.* 14 (3): 213-244.

Matile L., Tassy P., Goujet D., 1987. Introduction à la systématique zoologique (Concepts, Principes, Méthodes). *Biosystema*, 1, 1-126.

Mbakwiravyo K., 2009. Notes d'Ecologie Générale. Université de conservation de la nature.

Meigen J.W., 1818. Systematische Beschreibung der bekannten europäischen zweiflügeligen Insekten. Erster Theil mit elf Kupfertafeln. - pp. I-XXXVI [= 1-36], 1-324, [1]. Aachen. (Forstmann).

Merabeti B., Ouakid M.L., 2011. Contribution à l'étude des moustiques (diptera : Culicidae) dans les oasis de la région de biskra (Nord Est d'Algérie). Actes du Séminaire International sur la Biodiversité Faunistique en Zones Arides et Semi-arides. pp.185-189.

Merabet-Nouri N., 2010. Étude Bioécologique et Épidmiologique des Culicidae dans la région d'Annaba et de Skikda. Thèse de Magister en Ecologie Animale. Option : Interactions négatives dans les communautés animales (Parasitisme et prédation). Université d'Annaba.

- Messai N., Berchi S., Boulknafed F., Louadi K., 2011. Inventaire systématique et diversité biologique de Culicidae (Diptera: Nematocera) dans la région de Mila (Algérie). *Entomologie faunistique – Faunistic Entomology*. 63 (3): 203-206.
- Metro A., 1970. Les eucalyptus dans le monde méditerranéen. Ed. masson et cie. Paris, p513.
- Mgbemena I. C., 2010. Comparative evaluation of larvicidal potentials of three plant extracts on *Aedes aegypti*. *J. Am. Sci.*, 6: 435-40.
- Michaelakis A., Koliopoulos G., Milonas P., Kontodimas D., Polissiou M., Kimbaris A.C., Papachristos D., 2008. “Activity of non-oxygenated versus oxygenated monoterpenes against mosquitoes. An attempt to correlate toxicity with chemical structure”, In: A 7th Joint meeting of AFERP, GA, PSE & SIF, Natural products with pharmaceutical, nutraceutical, cosmetic and agrochemical interest, Athens.
- Missiroli A., Hackett L.W., Martini E., 1933. Le razze di *Anopheles maculipennis* e la loro importanza nella distribuzione della malaria in alcune regioni d'Europa. *Rivista di Malariologia* 12, 1–58.
- Mittal P. K., Subbarao S. K., 2003. Prospects of using herbal products in the control of mosquito vectors. *ICMR Bull.*, 33: 1-10.
- Mohamed M., 2000. Observations on oleander (*Nerium oleander L., Apocynaceae*) ecosystem in Giza, Egypt. Proceedings of the 4th International Conference on Urban Pests, Entomology Department, Faculty of Science, Cairo University, p 225-233.
- Mohammadi R., Esfahani S.H.M., Shadzi S., Moattar F., 2008. Antifungal activity of *Myrtus communis L.* essential oil against clinical isolates of *Aspergillus*. *J Isfahan Med Sci.*, 26: 105-111.
- Moiroux N., 2012. Modélisation du risque d'exposition aux moustiques vecteurs de Plasmodium dans un contexte de lutte anti-vectorielle. Thèse de doctorat en sciences chimiques et biologiques pour la santé (cbs2). Université de Montpellier.
- Mondet B., 1993. Application de la méthode de Polovodova à la détermination de l'âge physiologique des *Aedes* (Diptera : Culicidae) vecteurs de la fièvre jaune. *Ann Soc Entomol Fr*, 29, 61-76.

Monzon R.B., Alviro J.P., Luczon L.L., Morales A.S., Mutuc F.E., 1994. Larvicidal potential of five Philippine plants against *Aedes aegypti* (Linnaeus) and *Culex quinquefasciatus* (Say). *Southeast Asian J. Trop. Med. Public Health*, 25: 755-759.

Morin A., 2002. Note de cour: les Arthropodes. Biologie U.d'Ottawa.

Moussa A. M., Emam A.M., Mohamed M.A., Diab Y.M., 2010. In vitro evaluation of some Egyptian plants against the rot bacteria and spider mite and isolation the active constituent(s) from *Myrtus communis* leaves. *International Food Research Journal*, 17: 287-294.

Mulla M.S., Su T.Y., 1999. Activity and biological effects of neem products against arthropods of medical veterinary importance. *J. American Mosquito Control Associate*, 15: 133-152.

N

N'guessan K., Kadja B., Zirihi N.G., Traoré D., Aké-Assi L., 2009. Screening phytochimique de quelques plantes médicinales ivoiriennes utilisées en pays Krobou (Agboville, Côte-d'Ivoire). *Sciences & Nature*, 6 (1): 1-15.

Nassar M.I., el SA A., Ahmed R.F., El-Khrisy E.D., Ibrahim K.M., Sleem A.A., 2010. Secondary metabolites and bioactivities of *Myrtus communis*. *Pharmacogn Res.*, 2:325-329.

Niangaly H., 2009. Epidémiologie du paludisme dans un village de la plaine du pays dogon du Mali: Pongonon. Thèse de Doctorat d'état en Médecine. Faculté De Medecine, De Pharmacie Et d'odonto-Stomatologie. Université de Bamako, Mali.

O

Oka Y., Ben-Daniel B., Cohen Y., 2012. Nematicidal activity of the leaf powder and extracts of *Myrtus communis* against the root-knot nematode *Meloidogyne javanica*. *Plant Pathology*, 61 (6): 1012-1020.

Ollivier T., 2009. Natural Resources, Environment, and Sustainable Growth in Mozambique, AFD.

Organisation Mondiale de la Santé ,1963. Méthode à suivre pour déterminer la sensibilité ou la résistance des larves de moustiques aux insecticides. *In* Résistance aux insecticides et lutte contre les vecteurs. Treizième rapport du comité OMS d'experts des insecticides, Genève:

OMS, *Sér. Rapp. Techn.* 265, p. 55–60.

Otermin A., Basaguren A., Pozo J., 2002. Re-colonization by the macroinvertebrate community after a drought period in a first order stream (Aguera Basin, Northern Spain). *Limnetica*, 21: 117-128.

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*. Thèse de Doctorat L.M.D (3ème cycle) en Ecologie Animale. Option: Biologie des Populations. Département de Biologie. Faculté des Sciences. Université Badji Mokhtar Annaba.

Oulmane D., 2013. Paludisme en Algérie.

Ouradou J.F., 1998. Le raisin, ses coproduits et leur utilisation pour l'homme. Thèse : Vétérinaire. Toulouse : Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, 132p.

P

Pajot F.X., Le Pont F., Molez J.F., 1975. Données sur l'alimentation non sanguine chez *Anopheles (Nissorbyncbus) darlingi* Root, 1926 (Diptera, Culicidae) en Guyane française. *Cah. O.R.S.T.O.M., sér. Bat. méd. et Parasitol.*, vol. XIII, no 3, 1975 : 131-134.

Pandey B., Singh S., 2014. Evaluation of Antimicrobial Potential of *Eucalyptus camaldulensis* L. *Journal of Pharmaceutical, Chemical and Biological Sciences* ; 2(3): 166-171.

Papachristos D.P., Stamopoulos D.C., 2002. *J. Stored Prod. Res.* 38: 117-128.

Phillips C.B., 1943. Flowers as a suggested source of mosquitoes during encephalitis studies and incidental mosquito records in the Dakota in 1941. *J. Parasit.*, 29, pp. 328- 29.

Phillips A., Le Pont F., Desjeux P., Molyneux D.H., 1990. Separation of *Psychodopygus carrerai carrerai* (Diptera : Psychodidae) by gas chromatography of cuticular hydrocarbons. *Acta tropica*, 47: 145-149.

Pourmand M.R., Yazdi M.H., Bayat M., Shahinjafari A., 2008. In vitro antimicrobial effects of *Zataria multiflora* Boiss, *Myrtus communis* L, *Eucalyptus officinalis* against *Streptococcus pneumoniae*, *Moraxellacatarrhalis* and *Haemophilus influenzae*. *Iranian J Med Arom Plants*, 23: 477-483. (In Persian, English abstr.).

Prates H.T., Santos J.P., Waquil J.M., 1998. Insecticidal activity of monoterpenes against *Rhyzopertha dominica* (F.) and *Tribolium castaneum* (Herbst). *J. stored Prod. Res.*, 34: 243-249.

Proft J., Maier W.A., Kampen H., 1999. Identification of six sibling species of the *Anopheles maculipennis* complex (Diptera: Culicidae) by a polymerase chain reaction assay. *Parasitol Res*; 85(10):837-43.PMID: 10494811.

Putnam A.R., 1984. Allelopathy chemicals. Can natural plant herbicides help control weeds. *Weeds Today*, 15: 6-8.

R

Rageau J., Delaveau P., 1979. Effets toxiques d'extraits de végétaux sur les larves de moustiques. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique*, 72 (2) : 168 – 171.

Raikhel A.S., Lea A.O., 1991. Control of follicular epithelium development and vitelline envelope in the mosquito: role of juvenile hormone and 20-hydroxyecdysone. *Tissue and Cell*, 23:577-591.

Ramsdale C., Snow K., 2000. Distribution of Anopheles species in the British Isles. *European Mosquito Bulletin* 7: 1-26.

Raup H.M., 1930. The pollination of *Habenaria Obusta*. *Rhodora*, 32 ,pp. 88-89.

Reed J.D., 1995. Nutritional toxicology of tannins and related polyphenols in forage legumes. *J. Anim. Sci.*, 73: 1516-1528.

Rehimi N., 1993. Activité biologique de trois molécules dérivées de la benzoylurée (Dart, Andalin, Alsystin) à l'égard de *Culex pipiens pipiens*. Thèse de Magister en Biologie et physiologie des invertébrés, option Arthropodologie. ISN Université d'Annaba.

Rehimi N., Soltani N., 1999. Laboratory evolution of alsystine. A chitin synthesis inhibitor agonist *Culex pipiens* L. (Diptera: Culicidae). Effects on development and cuticule secretion. *J. Appl. Ent.*, 123, 437-441.

Rehimi N., Alouani A., Soltani N., 2011. Efficacy of Azadirachtin against Mosquito Larvae *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae) under Laboratory Conditions. *European J. Sci Res.*, 57(2): 223-229.

Reid J.A., Knight K.L., 1961. Classification within the sub genus *Anopheles* (Diptera, Culicidae). *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* 55: 474–488.

Rhodain F., Perez C., 1985. Précis d'entomologie médicale et vétérinaire. Paris: Maloin S.A., 458p.

Ribeiro R.A., de Barros F., de Melo M.M., Muniz C., Chieia S., Wanderley M.D., Gomes C., Trolin G., 1988. Acute diuretic effects in conscious rats produced by some medicinal plants used in the state of Sao Paulo, *Brasil*. *Journal of Ethnopharmacology* 24, 19–29.

Rioux J.A., 1958. Les Culicides du Midi Méditerranéen. P. Lechevalier, édit., 303p.

Romi R, Di Luca M, Majori G., 1999. Current status of *Aedes albopictus* and *Aedes atropalpus* in Italy. *J.Am Mosq Control Assoc* 15:425-427.

Romi R., Boccolini D., Hovanesyan I., Grigoryan G., Di Luca M., Sabatinelli G., 2002. *Anopheles sacharovi* (Diptera: Culicidae): a re-emerging malaria vector in the Ararat Valley of Armenia. *Journal of Medical Entomology* 39, 446–450.

Romi R. 2007. *Aedes albopictus* in Italia: un problema sanitario sottovalutato. *Ann Ist Sup Sanita* 37:241-248.

Rosa A., Deiana M., Casu V., Corona G., Appendino G., Bianchi F., Ballero M., Dessi M.A., 2003. Antioxidant activity of oligomeric acylphloroglucinols from *Myrtus communis* L. *Free Radic Res.*, 37: 1013-1019.

Roy A., Saraf S., 2006. Limonoids, “Overview of significant bioactive triterpenes distributed in plants kingdom”. *Biol. Pharm. Bull.*, 29: 191-201.

Rueda L. M., 2004. Pictorial keys for the identification of mosquitoes (Diptera: Culicidae) associated with Dengue virus transmission. *Zootaxa* 589:1–60p.

Rueda L. M., 2008. Global diversity of mosquitoes (Insecta: Diptera: Culicidae) in freshwater. *Hydrobiologia*. 595: 477-487.

S

Sabatinelli D., Bradley M.M., Lang P.J., 2001. Affective startle modulation in anticipation and perception. *Psychophysiology* 38, 719 – 722.

Sabiha S., Aftab M.A., Asif M., Mohd A., 2011. *Myrtus communis* Linn. *Indian Journal of Natural Products and Resources*, Vol. 2(4), pp. 395-402.

Salmi H., 2007. Bioécologie des espèces de moustiques dans la région de Tébessa: Inventaire, répartition, indices écologiques et caractérisations morphométriques et biochimiques. Thèse de Magister en physiologie Animale et Humaine, Centre Universitaire de Tébessa.

Samraoui B., De Belair G., Benyacoub S., 1992. A Much-threatened Lake: Lac des Oiseaux in Northeastern Algeria. *Environmental conservation*, 19 (3): 264-267-276.

Samuel T., Ravindran K.J., Arivoli S., 2012. Screening of twenty five plant extracts for larvicidal activity against *Culex quinquefasciatus* Say (Diptera: Culicidae). *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 2: 1130-1134.

Sanchez Y., Taulien J., Borkovich K.A., Lindquist S., 1992. Hsp104 is required for tolerance to many forms of stress. *EMBO J* 11(6):2357-64

Sanchez A., Plouzeau M., Rault P., Picard M., 2000. Muscular and cardio respiratory function growth in broilers. *INRA Prod. Anim*; 13(1):37-45.

Sandholm H.A., Price R.D., 1962. Field observations on the nectar feeding habits of some Minnesota mosquitoes. *Mosq. News*, 22 (4), 346.

Schaffner F., Angel G., Geoffroy B., Hervy J.P., Rhaim A., Brunhes J., 2001. Moustique d'Europe. Institute de recherche pour le développement IRD. Logiciel d'identification.

Shagal M.H., Kubmarawa D., Tadzabia K., Dennis K.I., 2012. Evaluation of phytochemical and antimicrobial potentials of roots, stem-bark and leaves extracts of *Eucalyptus camaldulensis*. *African Journal of Pure and Applied Chemistry*, Vol. 6(5), pp. 74-77.

Shayoub M.E.H., Dawoud A.D.H., Abdelmageed M.A., Ehassan A.M., Ehassan A.M., 2015. *Omdurman Journal of Pharmaceutical Science*, ISSN: 1858-506X, Volume 2(1), 64- 71.

Senevet G., 1935. Les Anophèles de la France et ses Colonies. Encyclo. Entomol. Lechevallier. Paris. 361 p.

Senevet G., Andarelli L., 1956. Les Anophèles de l'Afrique du Nord et du Bassin méditerranéen, Encyclopédie Entomologique, Edition Lechevallier, 33, 2.

Senevet G., Andarelli N.L., 1960. Les Moustiques de l'Afrique du Nord et du bassin méditerranéen, III: les Aedes, 2ème partie: description des espèces du sous genre Ochlerotatus, groupe H. Arch. Inst. Past. Algérie, XXXIV, pp51-74.

Senevet G., Andarelli I., 1961. Contributions à l'étude de la biologie des Anophèles algériens. Archives de l'Institut Pasteur d'Algérie, 39 : 393-400.

Serradj N., 2010. Etude comparative de deux molécules, le méthoxyfinozide (RH-2485) et le *Bacillus thuringiensis var. israelensis* (Vecto Bac W.D .G 3000 UTI/ mg) à l'égard des larves de *Culiseta morsitans*: Aspects toxicologiques et le potentiel reproducteur. diplôme de Magistère en Biologie et physiologie animal. Option: Ecotoxicologie. Université Constantine 1.

Service, M.W., 1980. A guide to medical entomology. Macmillan Press Ltd. p. 404.

Service M.W., 1993. Mosquito ecology: field sampling methods. 2nd edition, Elsevier Science Publishers Ltd, Essex, UK, pp 988.

Shalan E., Canyon D., Faried M.W., Abdel-Wahab H., Mansour A.H., 2005. A review of botanical phytochemicals with mosquitocidal potential. Environment International, 31: 1149-1166.

Shibko S., Koivistoinen P., Tratyneck C., New Hall A., Friedman L., 1966. A quantitative method for the sequential separation and glycogen from rat liver homogenate, a single gold from a subcellular fraction, *Analyt. Biochem*; 19:415-428.

Shibko S., Koivistoinen P., Tratyneck C., New Hall ., Feidman L., 1966. A method for the sequential quantitative separation and determination of protein, RNA, Lipid and glucogen from a single rat liver homogenate or from a sub cellular fraction.

Singh K.R.P., Brown A.W.A., 1957. Nutritional requirements of *Aedes aegypti*. *J. Ins. Physiol.*, I, PP. 199-220.

Singh D.K., Agarwal R.A., 1983. *In vivo* and *in vitro* studies on synergism with anticholinesterase pesticides in the snail *Lymnaea acuminata*. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.* 12, 483 – 487.

Sinka M.E., Bangs M.J., Manguin S., Chareonviriyaphap T., Patil A.P., Temperley W.H., Gething P.W., Elyazar I.R., Kabaria C.W., Harbach R.E., Hay S.I., 2011. The dominant

Anopheles vectors of human malaria in the Asia-Pacific region: occurrence data, distribution maps and bionomic précis. *Parasites & Vectors*, Vol.4, No.1, p. 89

Sinka M.E., Bangs M.J., Manguin S., Coetzee M., Mbogo C.M., Hemingway J., Patil A.P., Temperley W.H., Gething P.W., Kabaria C.W., Okara R.M., Van Boeckel T., Godfray H.C., Harbach R.E., Hay S.I., 2010 a. The dominant Anopheles vectors of human malaria in Africa, Europe and the Middle East: occurrence data, distribution maps and bionomic précis. *Parasites & Vectors*, Vol.3, p. 117

Sinka M.E., Rubio-Palis Y., Manguin S., Patil A.P., Temperley W.H., Gething P.W., Van Boeckel T., Kabaria C.W., Harbach R.E., Hay S.I., 2010 b. The dominant Anopheles vectors of human malaria in the Americas: occurrence data, distribution maps and bionomic précis. *Parasites & Vectors*, Vol.3, p. 72

Smith J.B., 1904. Report of the New-Jersey State agric. Exper. Ste, upon the mosquitoes occurring within the State, their habits, life, history, etc..., Trenton, N.J. Mac Grellich and Quigley 482 p.

Soltani N., Rehim H., Bendali F., 1999. Activité du Triflumuron sur *Culex pipiens pipiens pallens* (Diptera: Culicidae) et impacts sur 2 espèces larvivores non visés .*Ann .Soc. Ent. France*. Département de Biologie Animal, Université d'Annaba, 23000 - Annaba (Algérie).

Soltani N., Larham B., Boudejlida H., 2010. Lutte chimique contre les moustiques: Evaluation d'un insecticide sélectif à l'égard des larves de *Culex pipiens*. Actes de la CIFE VI, Travaux de l'Institut Scientifique, Série Zoologie, Rabat. 47: 177-182.

Sousa J. P., 2003. Effects of *Eucalyptus globulus* plantations on soil Collembola and on fauna mediated soil biological processes: comparison with autochthonous forest. PhD Thesis. Department of Zoology. University of Coimbra. Portugal.

Suárez A., Gitay H., Dokken D.J., Robert T., 2002. Les changements climatiques et la biodiversité.

Sukdev P., 2010. The Economics of Biodiversity and Ecosystem Services (TEEB).

Sukontason K.L., Noppawan B., Kom S., Wej C., 2004. Effects of Eucalyptol on house fly (Diptera: Muscidae) and blow fly (Diptera: Calliphoridae). *Rev. Inst. Med. trop. S. Paulo*, 46 (2):97-101.

Sukumar K., Perich M.J., Boobar L.R., 1991. Botanical derivatives in mosquito control : A review of *Journal American Mosquito Control Associate*, 7: 210-237.

T

Tahraoui C.H., 2012. Abondance saisonnière des Culicidae dans l'écosystème humide du parc national d'El-Kala. Identification et lutte. Mémoire de Magistère en Biologie Animale Environnementale. Option: Biologie et Ecologie Animale.

Tine-Djebbar F., Soltani N., 2008. Activité biologique d'un agoniste non stéroïdien de l'hormone de mue sur *Culiseta longiareolata*: analyses morphométrique, biochimique et énergétique. *Synthèse*, 18: 23-34.

Tine- Djebbar F., 2009. Bioécologie des moustiques de la région de Tébessa et évaluation de deux régulateurs de croissance (halofenozide et methoxyfenozide) à l'égard de deux espèces de moustiques *Culex pipiens* et *Culiseta longiarolata* : toxicologie , morphométrie , biochimie et reproduction . Doc .es . Sciences, Université d'Annaba 170 p.

Tine-Djebbar F., Bouabida H., Soltani N., 2011. Caractérisation morphométrique et biochimique de certaines espèces de moustiques inventoriées dans la région de Tébessa. *Bull. Soc. zool. Fr.*, 2011, 136 (1-4): 177-185.

Tine-Djebbar F., Larhem A.B., Soltani N., 2012. Enzyme immune assay measurements of the molting hormone in different post-embryonic stages of two mosquito species, *Culex pipiens* and *Culiseta longiareolata*. *African Journal of Biotechnology.*, 10 (67): 15195-15199.

Traboulsi A.F., Taoubi K., El-Haj S., Bessiere J.M., Rammal S., 2002. Insecticidal properties of essential plant oils against the mosquito *Culex pipiens molestus* (Diptera: Culicidae). *Pest Manag. Sci.*, 58: 491-495.

Traboulsi A.F., El-Haj S., Tueni M., Taoubi K., Abi-Nader N., Mard A., 2005. Repellency and toxicity of aromatic plant extracts against the mosquito *Culex pipiens molestus* (Diptera : Culicidae). *Pest Management Sci.*, 61: 597-604.

Tripathi A.K., Prajapati V., Aggarwal K.K., Kumar S., 2001. Toxicity, feeding deterrence, and effect of activity of 1,8-cineole from *Artemisia annua* on progeny production of *Tribolium castaneum* (Coleoptera: Tenebrionidae). *J.econ. Entomol.*, 94: 979-983.

Tukey H.B., 1970. The leaching of substances from plants. *Ann. Rev. Plant Physiol.*, 21: 305-324.

Twin C.R., Hocking B., Mac Duffie W.C., Cross M.F., 1948. A preliminary account of the biting flies at Churchill, Manitoba. *Can. J. Res. D.*, 26, pp. 334-57.

V

Verotta L., 2002. Are acylphloroglucinols lead structures for the treatment of degenerative diseases. *Phytochem Rev.*, 1: 389-407.

Verotta L., Goddio E., Appendino G., Ballero M., Maxia L., Brun R., 2005. Myrte (*Myrtus communis* L.): from the mediterranean tradition a potential antiparasitic lead. In medicine and health in the Tropics, 11-15. Edited by Marseille-France.

Versteirt V., Pecor J.M., Fonseca D., Coosemans M., Van Bortel W., 2012. Confirmation of *Aedes koreicus* (Diptera: Culicidae) in Belgium and description of morphological differences between Korean and Belgian specimens validated by molecular identification. *Zootaxa*, 3191, 21–32.

Vicente J.L., Sousa C.A., Alten B., Caglar S.S., Falcuta E., Latorre J.M., Toty C., Barré H., Demirci B., Di Luca M., Toma L., Alves R., Salgueiro P., Silva T.L., Bargues M.D., Mas Coma S., Boccolini D., Romi R., Nicolescu G., do Rosario V.E., Ozer N., Fontenille D., Pinto J., 2011. Genetic and phenotypic variation of the malaria vector *Anopheles atroparvus* in southern Europe. *Malaria Journal* 10, doi: 10.1186/1475-2875-10-5.

W

Wesenberglund C., 1921. Contributions to the biology of the Danish Culicidae. Hoved-Kommissionær: Andr. Fred. Host & Son, KGL. Hof-Boghandel, Copenhagen. 210 p.

West A.S., Jenkins D.W., 1951. Plant-feeding habits of Northern mosquitoes studied by radio-isotopes. *Mosq. News*, II, (4), PP. 217.

White G.B., 1978. Systematic Reappraisal of the *Anopheles maculipennis* complex. *Mosquito systematics*, 10, 13 - 44.

Who., 2007. Global Program to eliminate lymphatic filariasis: annual report on lymphatic filariasis. *Weekly Epidemiological Record*, 82:361-380.

Williamson G., Carughi A., 2010. Polyphenol Content and Health Benefits of Raisins. *Nutrition Research*, 30, 511-519.

Wilson O., 1988. Biodiversity. P.3_18 Washington National Academy press .Parasitologia, Ornithologia , Entonologia .Institute of ecology , Vilnius . ISS N 13926.

Y

Yang P., Yajun M.A., Shuiqing Z., 2005. Adulticidal activity of five essential oils against *Culex pipiens quinquefasciatus*. *J. Pestic. Sci.*, 30: 84-9.

Z

Zirihi G.N., 2006. Études botanique, pharmacologique et phytochimique de quelques plantes médicinales anti-paludiques et/ou immunogènes utilisées chez les Bété du Département d'Issia, dans l'ouest de la Côte d'Ivoire. Thèse de Doctorat d'Etat, Université de Cocody-Abidjan, UFR Biosciences, p126.

Zirihi G.N., Datté J.Y., Kra-Adou K.M., Grellier P., 2007. Phytochemical and pharmacological studies of the alcoholic extract (MFA) of *Fagara macrophylla* (Oliv.) Engl. (Rutaceae) : the chemical structure of the active compound inducing antipaludic activity. *Journal of Chinese Clinical Medicine*, 2 (4): 205-210.

8. Annexes 1: Données statistiques.

Tableau 54: Propriétés biochimique et biophysique des deux types de sang (Sang de Bovin et sang de Poulet).

Plasma constituants	Cattle hemoglobin	Chickenhemoglobin
Glucose	2,5 – 7.2 mmol/l	8,4 - 10 mmol/l
Urea	0,5 – 2.2 mmol/l	0.3 mmol/l
Creatinin	18-230 µmol/l	80 -160 µmol/l
Total Bilirubin	1.7-12 µmol/l	0 -3.4 µmol/l
Uricacid	≤ 160 µmol/l	147- 481 µmol/l
Total cholesterol	2 - 44 mmol/l	1.3 – 3.8 mmol/l
Total protein	60-85 g/l	52-69 g/l
Albumins	25-42 g/l	21-35 g/l
Alpha-1 globulins	6- 12 g/l	4.5-10 g/l
Alpha-2globulins	3.5-9.5 g/l	3.5-12 g/l
Béta-globulins	4-11 g/l	5-18 g/l
Gamma-globulins	7-26 g/l	4.6-10 g/l
Sodium	132 – 152 mmol/l	148 - 163 mmol/l
Potassium	4 – 7mmol/l	4.6-6.5mmol/l
Chlorine plasma	97-110 mmol/l	116-140 mmol/l
Bicarbonates	18-36mmol/l	17.6-30mmol/l
Phosphates	1.5-3mmol/l	2-2.5mmol/l
Calcium	2.3-3mmol/l	2.2-6mmol/l
Magnesium	0.5-1.5mmol/l	0.5-1.5mmol/l
Alkaline phosphatase	94-170 UI/l	25-45UI/l
Acid phosphatase	1-18 UI/l	23-42 UI/l
LDH	8-300 UI/l	88-310 UI/l
PH	7.6-7.9	7.34-7.37
Viscosity	1.3	2.14

Tableau 55 : Etude comparative des longueurs et des largeurs des œufs d'*Anopheles maculipennis*. Résultats de l'analyse de la variance (ANOVA) à un critère de classification.

Les œufs	P. Longueur	P. Largeur	Les œufs	P. Longueur	P. Largeur
F1-F2	0,055*	0,310	F6-F17	0,244	0,622
F1-F3	0,232	0,598	F6-F18	0,178	0,743
F1-F4	0,042*	0,071*	F6-F19	0,301	0,827
F1-F5	0,096*	0,495	F6-F20	0,403	0,704
F1-F6	0,497	0,865	F7-F8	0,579	0,818
F1-F7	0,664	0,841	F7-F9	0,750	0,818
F1-F8	0,243	1,000	F7-F10	0,521	0,403
F1-F9	0,415	1,000	F7-F11	0,691	0,078*
F1-F10	0,236	0,318	F7-F12	0,202	0,932
F1-F11	0,350	0,057*	F7-F13	0,237	0,683
F1-F12	0,059*	0,967	F7-F14	0,339	0,803
F1-F13	0,062*	0,586	F7-F15	0,242	0,281
F1-F14	0,154	0,928	F7-F16	0,129	0,299
F1-F15	0,092*	0,416	F7-F17	0,195	0,843

F1-F16	0,034*	0,402	F7-F18	0,143	0,983
F1-F17	0,065*	0,725	F7-F19	0,243	0,573
F1-F18	0,045*	0,855	F7-F20	0,323	0,952
F1-F19	0,104	0,705	F8-F9	0,827	1,000
F1-F20	0,137	0,819	F8-F10	0,882	0,291
F2-F3	0,022*	0,619	F8-F11	0,878	0,049*
F2-F4	0,032*	0,673	F8-F12	0,389	0,965
F2-F5	0,680	0,534	F8-F13	0,464	0,550
F2-F6	0,663	0,265	F8-F14	0,615	0,923
F2-F7	0,538	0,356	F8-F15	0,455	0,369
F2-F8	0,936	0,265	F8-F16	0,247	0,371
F2-F9	0,774	0,265	F8-F17	0,371	0,699
F2-F10	0,942	0,860	F8-F18	0,272	0,842
F2-F11	0,820	0,496	F8-F19	0,448	0,684
F2-F12	0,444	0,498	F8-F20	0,595	0,800
F2-F13	0,527	0,656	F9-F10	0,737	0,291
F2-F14	0,671	0,361	F9-F11	0,945	0,049*
F2-F15	0,508	0,085*	F9-F12	0,326	0,965
F2-F16	0,288	0,107	F9-F13	0,384	0,550
F2-F17	0,421	0,529	F9-F14	0,509	0,923
F2-F18	0,313	0,452	F9-F15	0,379	0,369
F2-F19	0,497	0,225	F9-F16	0,214	0,371
F2-F20	0,653	0,443	F9-F17	0,312	0,699
F3-F4	0,002**	0,276	F9-F18	0,233	0,842
F3-F5	0,006**	1,000	F9-F19	0,374	0,684
F3-F6	0,085*	0,509	F9-F20	0,491	0,800
F3-F8	0,024*	0,559	F10-F12	0,535	0,558
F3-F9	0,066*	0,559	F10-F13	0,624	0,755
F3-F10	0,029*	0,714	F10-F14	0,746	0,408
F3-F11	0,046*	0,222	F10-F15	0,590	0,085*
F3-F12	0,002**	0,772	F10-F16	0,370	0,115
F3-F13	0,002**	0,974	F10-F17	0,505	0,608
F3-F14	0,010*	0,643	F10-F18	0,391	0,516
F3-F15	0,004**	0,536	F10-F19	0,573	0,250
F3-F16	0,001**	0,215	F10-F20	0,731	0,506
F3-F17	0,003**	0,878	F11-F12	0,337	0,224
F3-F18	0,002**	0,765	F11-F13	0,267	0,227
F3-F19	0,006**	0,418	F11-F14	0,508	0,117
F3-F20	0,008**	0,775	F11-F15	0,360	0,009**
F4-F5	0,846	0,069*	F11-F16	0,180	0,022*
F4-F6	0,288	0,066*	F11-F17	0,286	0,159
F4-F7	0,227	0,060*	F11-F18	0,203	0,133
F4-F8	0,453	0,029*	F11-F19	0,359	0,056*
F4-F9	0,375	0,029*	F11-F20	0,486	0,113
F4-F10	0,621	0,455	F12-F13	0,846	0,730
F4-F11	0,389	0,640	F12-F14	0,785	0,915
F4-F12	0,834	0,302	F12-F15	0,960	0,545
F4-F13	0,993	0,323	F12-F16	0,734	0,500
F4-F14	0,907	0,161	F12-F17	0,932	0,835
F4-F15	0,894	0,009**	F12-F18	0,752	0,927
F4-F16	0,563	0,029*	F12-F19	0,990	0,748
F4-F17	0,774	0,223	F12-F20	0,787	0,906
F4-F18	0,593	0,185	F13-F14	0,904	0,596
F4-F19	0,691	0,074*	F13-F15	0,902	0,200
F4-F20	0,915	0,153	F13-F16	0,582	0,215
F5-F6	0,410	0,410	F13-F17	0,786	0,855
F5-F7	0,326	0,590	F13-F18	0,609	0,747
F5-F8	0,615	0,410	F13-F19	0,860	0,413
F5-F9	0,505	0,410	F13-F20	0,912	0,756
F5-F10	0,763	0,626	F14-F15	0,833	0,571
F5-F11	0,531	0,116	F14-F16	0,571	0,523
F5-F12	0,718	0,718	F14-F17	0,737	0,709
F5-F13	0,844	0,964	F14-F18	0,591	0,814
F5-F14	0,960	0,552	F14-F19	0,800	0,810

F5-F15	0,777	0,106	F14-F20	0,991	0,785
F5-F16	0,494	0,153	F15-F16	0,718	0,871
F5-F17	0,672	0,849	F15-F17	0,900	0,272
F5-F18	0,520	0,716	F15-F18	0,956	0,363
F5-F19	0,746	0,343	F15-F19	0,956	0,755
F5-F20	0,949	0,718	F15-F20	0,838	0,317
F6-F7	0,847	0,711	F16-F17	0,272	0,278
F6-F8	0,712	0,851	F16-F18	0,995	0,353
F6-F9	0,893	0,851	F16-F19	0,779	0,676
F6-F10	0,635	0,295	F16-F20	0,567	0,318
F6-F11	0,834	0,069*	F17-F18	0,826	0,883
F6-F12	0,253	0,872	F17-F19	0,950	0,511
F6-F13	0,298	0,501	F17-F20	0,739	0,901
F6-F14	0,421	0,959	F18-F19	0,792	0,613
F6-F15	0,302	0,548	F18-F20	0,588	0,976
F6-F16	0,161	0,506	F19-F20	0,804	0,576

F : Femelle.

Tableau 56 : Impact du repas sanguin (Bovin & Poulet) sur le développement larvaires des femelles d'*Anopheles maculipennis* (Moyenne \pm SD ; valeur minimale-valeur maximale ; N= 30).

Type sanguin		Sang des Bovin.		Sang des oiseaux.		P
paramètres de développement	Stade 01	100 \pm 00	(100)	100 \pm 00	(100)	
	Stade 02	84,18 \pm 15,16	(39,8-100)	77,40 \pm 25,47	(11,06-100)	0,301
	Stade 03	55,26 \pm 23,58	(2,36-100)	45,62 \pm 30,91	(1,57-100)	0,380
	Stade 04	10,49 \pm 09,05	(1,14-100)	07,43 \pm 03,43	(0,82-100)	0,125
Taux nymphal		65,33 \pm 35,60	(8,33-100)	45,00 \pm 27,90	(8,33-75)	0,161
Taux d'émergence des adultes		100 \pm 00	(100)	100 \pm 00	(100)	
Taux d'inhibition de l'émergence		00 \pm 00	(0)	00 \pm 00	(0)	
Rendement pré-imaginal		01,78 \pm 01,29	(0,49-100)	01,37 \pm 01,12	(0,49-40)	0,659
Rendement global		01,78 \pm 01,29	(0,49-100)	01,03 \pm 00,51	(0,49-40)	0,659

Tableau 55 : Impact du repas trophique (Raisin sec & Miel) sur le développement larvaires des femelles d'*Anopheles maculipennis* (Moyenne \pm SD ; valeur minimale-valeur maximale ; N= 30).

Repas trophique		Raisins sec		Miel		P	
paramètres de développement	Taux d'éclosion	68,80 \pm 16,46	(17-100)	58,16 \pm 18,15	(15-100)	0,115	
	Taux de survie larvaire	Stade 01	100 \pm 00	(100)	100 \pm 00	(100)	
		Stade 02	84,18 \pm 15,16	(39,8-100)	76,83 \pm 23,16	(24,13-100)	0,935
		Stade 03	55,26 \pm 23,58	(2,36-100)	42,20 \pm 30,66	(2,06-100)	0,757
Stade 04		10,49 \pm 09,05	(1,14-100)	07,38 \pm 06,79	(1,31-100)	0,980	
Taux nymphal		65,33 \pm 35,60	(8,33-100)	64,00 \pm 35,01	(4,34-100)	0,173	
Taux d'émergence des adultes		100 \pm 00	(100)	100 \pm 00,00	(100)		
Taux d'inhibition de l'émergence		00 \pm 00	(0)	00,00 \pm 00,00	(0)		
Rendement pré-imaginal		01,78 \pm 01,29	(0,49-100)	01,40 \pm 01,57	(0,47-100)	0,262	
Rendement global		01,78 \pm 01,29	(0,49-100)	01,40 \pm 01,57	(0,47-100)	0,262	

Tableau 56 : Reproduction et développement d'*Anopheles maculipennis* durant 7 heures d'obscurité : (Moyenne \pm SD ; N= 5 ; D : durée (jours)).

Répétitions et témoin	Ponte		L1		L2		L3		L4		Nymphe		Adulte
	N	D	N	D	N	D	N	D	N	D	N	D	N
Témoin	257,4 \pm 13,82	2 \pm 0	235,8 \pm 13,60	2 \pm 0	206 \pm 6,19	2,2 \pm 0,4	159,8 \pm 11,64	2,6 \pm 0,89	67,2 \pm 6,37	5 \pm 0	19,2 \pm 5,89	2 \pm 0	19,2 \pm 5,89
R1	94,75 \pm 10,62	2,5 \pm 0,57	80,25 \pm 11,75	2,5 \pm 0,57	63,25 \pm 13,32	3 \pm 0,81	15,25 \pm 3,30	3,8 \pm 1,30	4,75 \pm 0,95				
R2	101,8 \pm 14,80	2,6 \pm 0,54	85,4 \pm 11,84	2,4 \pm 0,54	71,8 \pm 9,55	2,8 \pm 0,4	14,8 \pm 3,56	3,6 \pm 1,14	35,6 \pm 6,34				
R3	98,27 \pm 11,80	2,55 \pm 0,54	84,4 \pm 11,58	2,6 \pm 0,54	206 \pm 6,19	2,6 \pm 0,48	16,4 \pm 2,88	3,6 \pm 0,54	37,2 \pm 7,27				

N : Nombre d'individus ; D : Durée du stade.

Tableau 57 : Reproduction et développement d'*Anopheles maculipennis* durant 16 heures d'obscurité : (Moyenne \pm SD ; N= 5 ; D : durée (jours)).

Répétitions et témoin	Ponte		L1		L2		L3		L4		Nymphe		Adulte
	N	D	N	D	N	D	N	D	N	D	N	D	N
Témoin	243,8 \pm 8,28	2,2 \pm 0,44	210,6 \pm 8,26	2 \pm 0	184 \pm 9,54	2,2 \pm 0,4	141,4 \pm 11,54	2,6 \pm 0,89	55 \pm 9,03	5 \pm 0	18,4 \pm 6,18	2 \pm 0	18,4 \pm 6,18
R1	233,5 \pm 10,27	2,25 \pm 0,5	189,25 \pm 11,44	2,25 \pm 0,5	145,25 \pm 10,96	2 \pm 0	100,25 \pm 10,87	2,75 \pm 0,5	36,75 \pm 9,81	5,75 \pm 1,70	16 \pm 4,54	2,25 \pm 0,5	16 \pm 4,54
R2	238,2 \pm 9,25	2,4 \pm 0,54	177,2 \pm 12,07	2,2 \pm 0,44	141,8 \pm 7,16	2,2 \pm 0,4	98,8 \pm 10,94	2,4 \pm 0,89	35,6 \pm 6,34	5 \pm 1,22	15 \pm 4,63	2 \pm 0	15 \pm 4,63
R3	237,4 \pm 9,91	2,2 \pm 0,44	186,8 \pm 10,44	2,6 \pm 0,54	150,8 \pm 11,33	2 \pm 0,63	102,2 \pm 14,18	2,6 \pm 0,89	37,2 \pm 7,27	5,8 \pm 0,4	16,8 \pm 3,83	2,4 \pm 0,54	16,8 \pm 3,83

N : Nombre d'individus ; D : Durée du stade.

Tableau 58: Reproduction et développement d'*Anopheles maculipennis* durant 24 heures d'obscurité : (Moyenne \pm SD ; N= 5 ; D : durée (jours)).

Répétitions et témoin	Ponte		L1		L2		L3		L4		Nymphe		Adulte
	N	D	N	D	N	D	N	D	N	D	N	D	N
Témoin	249,4 \pm 13,42	2,2 \pm 0,44	224 \pm 16,35	2,2 \pm 0,44	186,8 \pm 7,11	2,4 \pm 0,48	148,8 \pm 10,03	2,8 \pm 1,09	60,6 \pm 9,52	5,6 \pm 0,54	20,6 \pm 2,41	20,6 \pm 2,41	20,6 \pm 2,41
R1	296,5 \pm 15,32	2,25 \pm 0,5	271,5 \pm 13,62	2 \pm 0,81	230,25 \pm 19,73	1,75 \pm 0,5	180,5 \pm 14,82	2,25 \pm 0,5	90,5 \pm 7,32	5 \pm 2,16	36,7 5 \pm 2,98	36,75 \pm 2,98	36,75 \pm 2,98
R2	278,6 \pm 15,97	2,2 \pm 0,44	259,4 \pm 13,20	2,2 \pm 0,44	232,4 \pm 8,26	1,6 \pm 0,48	172,2 \pm 12,01	2,2 \pm 0,44	90,6 \pm 10,52	4,2 \pm 0,83	33 \pm 3,39	33 \pm 3,39	33 \pm 3,39
R3	287,55 \pm 16,77	2 \pm 0	267 \pm 15,29	2,4 \pm 0,54	241,8 \pm 13,90	1,6 \pm 0,48	177,6 \pm 9,34	2,4 \pm 0,54	89,8 \pm 10,68	5,2 \pm 1,16	34 \pm 4,12	34 \pm 4,12	34 \pm 4,12

N : Nombre d'individus ; **D** : Durée du stade.

9. Annexes 2 : Production scientifique

Publication:

Mansouri M., Bendali-Saoudi F., Benhamed D., Soltani N., 2013. Effect of *Bacillus thuringiensis* var *israelensis* against *Culex pipiens* (Insecta: Culicidae). Effect of *Bti* on two non-target species *Eylais hamata* (Acari: Hydrachnidia) and *Physa marmorata* (Gastropoda: Physidae) and Dosage of their GST biomarker. *Annals of Biological Research*, 4 (11): 85-92.

Benhamed D., Bendali-Saoudi F., Soltani N., 2016. Effect of two blood meal types on reproduction and development in the mosquito *Anopheles maculipennis*. *Journal of Entomology and Zoology Studies*; 4(2): 335-339.

Communications affichées:

Benhamed D., Bendali-Saoudi F., Oudainia W., Gacem H., Laoubdia -Sélami N., Soltani N. Etude biologique d'une espèce suspecte dans la transmission du West Nil : *Anopheles maculipennis*. 3èmes journées scientifiques de l'Association Tunisienne de Toxicologie (ATT). Tabarka - Tunisie: 3-5 février 2012.

Benhamed D., Bendali-Saoudi F., Soltani N. effet du type trophique sur le développement biologique d'*Anopheles maculipennis* (vecteur principale du paludisme en Afrique du Nord). 1er Séminaire Nationale sur La Biodiversité Faunistique. El-Harrach- Algérie : 7- 9 décembre 2014.

Benhamed D., Derbali N., Bendali-Saoudi F., Soltani N. Activité Larvicide du *Myrtus communis* (Linné, 1753) sur les larves d'*Anopheles maculipennis* (Vecteur principal du paludisme en Afrique du Nord). 1er Séminaire National sur l'Entomologie Médicale et la Lutte Biologique .Tébessa- Algérie : 19 et 20 octobre 2015.

Benhamed D., Derbali N., Bendali-Saoudi F., Soltani N. Activité Larvicide de l'extrait aqueux d'une plante médicinale *Eucalyptus globulus* (Labill, 1800) sur les larves d'*Anopheles maculipennis* Meigen, 1818 (Vecteur principal du paludisme en Afrique du Nord). Sixième Colloque International Sciences et environnement. Bizerte-Tunisie : 21- 23 Mars 2016.

Tâches pédagogiques:

- Assistante TP Master 1 Reproduction et Développement.
- Assistante encadrement Master 2 Reproduction et Développement.